



UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS
Instituto de Ciências Biológicas
Programa de Pós-Graduação em Parasitologia

Chiara Cássia Oliveira Amorim

**ABORDAGEM INTEGRADA NA VIGILÂNCIA PARASITOLÓGICA:
O uso de eDNA no monitoramento de enteroparasitos em área endêmica**

Belo Horizonte

2025

Chiara Cássia Oliveira Amorim

**ABORDAGEM INTEGRADA NA VIGILÂNCIA PARASITOLÓGICA:
O uso de eDNA no monitoramento de enteroparasitos em área endêmica**

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Parasitologia do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Minas Gerais, como requisito parcial à obtenção do título de Doutora em Parasitologia.

Área de concentração: Imunoparasitologia

Orientador: Prof. Dr. Ricardo Toshio Fujiwara

Coorientador: Prof. Rojelio Mejia

Belo Horizonte

2025

043

Amorim, Chiara Cássia Oliveira.

Abordagem integrada na vigilância parasitológica: o uso de eDNA no monitoramento de enteroparasitos em área endêmica [manuscrito] / Chiara Cássia Oliveira Amorim. – 2025.

173 f. : il. ; 29,5 cm.

Orientador: Prof. Dr. Ricardo Toshio Fujiwara. Coorientador: Prof. Rojelio Mejia.

Tese (doutorado) – Universidade Federal de Minas Gerais, Instituto de Ciências Biológicas. Programa de Pós-Graduação em Parasitologia.

1. Parasitologia. 2. Saúde Única. 3. Parasitos. 4. Monitoramento Ambiental. 5. Reação em Cadeia da Polimerase em Tempo Real. I. Fujiwara, Ricardo Toshio. II. Mejia, Rojelio. III. Universidade Federal de Minas Gerais. Instituto de Ciências Biológicas. IV. Título.

CDU: 576.88/.89



UNIVERSIDADE FEDERAL DE MINAS GERAIS

TÍTULO DA TESE:

"ABORDAGEM INTEGRADA NA VIGILÂNCIA PARASITOLÓGICA: O USO DE EDNA NO MONITORAMENTO DE ENTEROPARASITOS EM ÁREA ENDÊMICA"

ALUNA: CHIARA CÁSSIA OLIVEIRA AMORIM

ÁREA DE CONCENTRAÇÃO: IMUNOPARASITOLOGIA

TESE 379/2025/13

Tese de Doutorado defendida e aprovada, no dia **cinco de setembro de 2025**, pela Banca Examinadora designada pelo Colegiado do Programa de Pós-Graduação Parasitologia da Universidade Federal de Minas Gerais constituída pelos seguintes Doutores:

Diego Averaldo Guiguet Leal

Membro externo - UFPR

Juliana Maria Trindade Bezerra

Membro externo - UEMG

Roberta Lima Caldeira

Membro externo - IRR/FIOCRUZ

Felipe Bisaggio Pereira

Membro interno - UFMG

Ricardo Toshio Fujiwara

Orientador - UFMG

Belo Horizonte, 05 de setembro de 2025.



Documento assinado eletronicamente por **Felipe Bisaggio Pereira, Professor do Magistério Superior**, em 14/10/2025, às 12:17, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Ricardo Toshio Fujiwara, Professor do Magistério Superior**, em 14/10/2025, às 13:51, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Juliana Maria Trindade Bezerra, Usuário Externo**, em 16/10/2025, às 16:14, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Diego Averaldo Guiguet Leal, Usuário Externo**, em 20/10/2025, às 13:44, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



Documento assinado eletronicamente por **Roberta Lima Caldeira, Usuária Externa**, em 22/10/2025, às 15:17, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 5º do [Decreto nº 10.543, de 13 de novembro de 2020](#).



A autenticidade deste documento pode ser conferida no site https://sei.ufmg.br/sei/controlador_externo.php?acao=documento_conferir&id_orgao_acesso_externo=0, informando o código verificador **4647628** e o código CRC **E26FCAE8**.

Colaboradores

Este trabalho foi desenvolvido no Laboratório de Imunobiologia e Controle de Parasitos – LICP, do Departamento de Parasitologia do Instituto de Ciências Biológicas da Universidade Federal de Minas Gerais, sob orientação do Professor Dr. Ricardo Toshio Fujiwara e coorientação do Professor Dr. Rojelio Mejia da Baylor College of Medicine, Texas, EUA.

Departamento de Parasitologia- ICB/UFMG

Profa. Dra. Lilian Lacerda Bueno

Msc. Danielle Andreza da Cruz Ferreira

Msc. Tatyane Marins Cirilo

Izabela da Silva Oliveira

Prof. Dr. Stefan Michael Geiger

Msc. Dharliton Soares Gomes

Leiciane Alves dos Santos

Pós-graduação Infectologia e Medicina Tropical – Escola de Medicina/UFMG

Dra. Ana Laura Grossi de Oliveira

Msc. Isabela de Brito Duval

Department of Pediatric Tropical Medicine - Baylor College of Medicine - National School of Tropical Medicine – Houston, Texas, EUA

Prof. Dr. Rojelio Mejia

Departamento de Endemias e Vigilância Ambiental de Januária/MG

Adailton Viana Bitencourt

ÓRGÃOS FINANCIADORES: CNPq/ CAPES

Com todo o meu amor,
aos meus sobrinhos Benício, Bento e Liz:
que nunca lhes falte coragem para sonhar,
que cresçam acreditando que o mundo está cheio de possibilidades
e vocês podem alcançar cada uma delas

AGRADECIMENTOS

O doutorado foi, para mim, um período de muitas provações e desafios: pandemia, mudança de projeto, arriscar uma nova área, cirurgia, perda de um tão sonhado doutorado sanduíche... e por aí vai. De fato, não foram tempos fáceis. Mas, sinceramente, creio que nada acontece por acaso. *“... nos gloriamos até das tribulações. Pois sabemos que a tribulação produz paciência, a paciência prova a fidelidade e a fidelidade, comprovada, produz a esperança. E a esperança não engana.”* (Romanos 5, 3-5).

Me sinto grata por cada acontecimento ao longo essa jornada, pois foram eles que me transformaram na pessoa que sou hoje. Também tenho plena consciência que seria impossível chegar até aqui sozinha.

Agradeço a Deus pelo dom da vida e pela oportunidade de viver esse processo de crescimento, não apenas profissional, mas também pessoal. Obrigada pelo seu Santo Espírito, que me transforma diariamente com seus dons, dá propósito a vida, conduz e inspira. A Nossa Senhora, minha mãe, por ser exemplo de entrega, força e perseverança. Obrigada por me ensinar a amar o Amor. Esse foi o lugar onde encontrei forças que nem sabia que existiam em mim.

Aos meus pais, Maria do Carmo e Danilo, pelo amor incondicional e pela doação. Obrigada por me apoiarem a qualquer custo, por acreditarem em mim. Mamãe, obrigada por me ensinar que uma mulher é capaz de ser e fazer aquilo que ela quiser. Papai, obrigada por me mostrar que o conhecimento é um bem que ninguém nunca poderá nos tirar. Saibam que vocês são o meu maior bem, os melhores pais do mundo e a verdadeira razão por eu conseguir alcançar essa conquista.

Ao meu irmão, Rubens, e à minha cunhada, Bárbara, obrigada pela confiança e apoio constante. Aos meus sobrinhos Benício, Bento e Liz: vocês são minha esperança e alegria. Ser tia é uma das coisas que mais amo ser nesse mundo.

À Tia Regina e ao Luis, vocês são o meu porto seguro. Obrigada por estarem comigo em cada passo, por celebrarem comigo cada pequena conquista como se fosse a maior de todas.

Ao meu eterno namorado, hoje noivo e futuro marido, João. Obrigada por todo amor, companheirismo, cuidado e paciência nos dias mais difíceis. Você foi o melhor inesperado da minha vida. Obrigada por me mostrar, dia após dia, que vale a pena se dedicar ao nosso relacionamento. É muito bom te amar e ser amada por você. Ainda temos tantos sonhos para realizar juntos... e estou ansiosa por isso.

A todos meus familiares, que contribuíram imensamente para que tudo isso se tornasse realidade. Obrigada por serem meus maiores admiradores e por me enxergarem como a pessoa mais inteligente e dedicada da face da Terra. Sem dúvida, os nossos almoços de domingo foram um refrigerio nos momentos de cansaço.

Aos meus grandes amigos das paróquias Padre Eustáquio, Crisma e EJC, e Bom Jesus do Vale, Master e Goff. Obrigada pelas orações, pelos sorrisos e lágrimas compartilhados, por me escutarem em momentos de loucura e desespero, mas também em meus momentos de extrema felicidade e empolgação. Vocês me ensinam sobre como é sentir e viver o maior e mais verdadeiro AMOR do mundo. Em especial, a Gabi e ao Pedro, obrigada pela amizade fiel. Em muitos momentos vocês que me sustentaram na batalha.

Ao meu orientador, Prof. Ricardo Fujiwara, minha profunda gratidão pela confiança depositada há onze anos, quando era apenas uma aluna de iniciação científica, aspirante a pesquisadora. Obrigada por me acolher em um laboratório tão diverso e competente. Obrigada por acreditar no meu potencial mesmo quando eu mesma não enxergava, pelos ensinamentos e conselhos profissionais e pessoais, por me acolher e ajudar a lidar com cada obstáculo. Durante esses anos amadureci como cientista e como pessoa, e grande parte disso se deve à sua orientação. Você é um grande exemplo de ser humano e profissional.

Ao meu coorientador, Prof. Rojelio Mejia, obrigada pelo entusiasmo, por todo conhecimento compartilhado e pela disposição com que conduziu este projeto comigo. Dividir o trabalho em campo e na bancada foi uma experiência de grande aprendizado.

À Profa. Lilian Bueno, obrigada pelas conversas científicas, mas especialmente pelas partilhas sobre fé, família e vida.

Ao LICP, mais que um laboratório, uma família. Obrigada pelos aprendizados diários, pela parceria e pelas pausas tão necessárias: as festas, as conversas, os risos que tornaram tudo mais leve. Ciência não se faz sozinho. Sorte a minha pertencer a essa equipe.

Raquel, minha amiga de laboratório, de mestrado, de doutorado, da vida, obrigada por estar comigo em todos os momentos, sem exceção. Obrigada pela amizade gratuita e sincera. *“Um amigo fiel é uma poderosa proteção: quem o achou, descobriu um tesouro”* (Eclesiástico 6, 14).

Muito obrigada aos meus fiéis escudeiros, Ana Rafa, IzaIC, Isa, Luisa, Gaby e Bryan. Vocês acompanharam de perto cada parte do processo, e se hoje, essa fase está sendo concluída

é porque vocês estavam comigo, seja nas bancadas, nos congressos, ou nas idas ao Bk e Mercado Novo. Meu carinho, amor e admiração por cada um de vocês. Vocês são os pesquisadores mais incríveis e dedicados que conheço.

Taty e Marcelo obrigada por acolherem meus medos e anseios nessa reta final e pela companhia leve das tardes assistindo realities com mini pizzas, coca zero e maionese de bacon. Pessoas como vocês, de coração bondoso e humilde, fazem o mundo muito melhor. Ana Cristina, Jordânia e Augusto obrigada pelas conversas e risadas durante esses anos, vocês fizeram dos meus dias melhores.

Ana Laura, obrigada pelos abraços reconfortantes, pelas pausas de escuta, pelo cuidado e carinho com que sempre me acolheu. Não é só uma brincadeira quando digo que quero ser como você quando crescer!

À Ana Clara, Leticia Peixoto e Izabela, minha gratidão pela organização e pela gestão do laboratório durante esse período. Graças a vocês conseguimos executar cada projeto.

Aos que fizeram parte da minha jornada acadêmica e foram essenciais - Grupo Ascaris (Ana Clara, Denise, Fernando, LuMaria e Pedro), Plastoxcas (Camila, Flavs, Jorge e Thais), Miche, Laila, LIGP - obrigada por todo companheirismo. A vocês devo grande parte da minha formação e muito dos conhecimentos que adquiri durante esses anos.

Aos meus amigos de departamento, em especial à Talita Rodrigues. Obrigada por me acolher tantas vezes em seu lab, pelas inúmeras partilhas, por me ensinar tanto sobre a vida e dividi-la comigo.

Ao Prof. Stefan e aos alunos do seu laboratório, obrigada pela parceria e suporte técnico e científico tão importantes para esse trabalho.

A todos os colaboradores deste trabalho, meu muito obrigado. Vocês construíram essa tese comigo.

Aos moradores de Brejo de Amparo, meu mais sincero agradecimento. Obrigada por abrirem suas casas, suas histórias e por me mostrarem que a ciência não existe para servir ao cientista, mas à sociedade. Meu desejo é que possamos transformar realidades, trazer dignidade àqueles que são negligenciados. A saúde pública não é privilégio, mas sim um direito de todos.

À Sumara e à Sibebe, por todo o amor e dedicação com que cuidam dos alunos. Em meio a tantas incertezas, vocês são segurança e acolhimento. Com excelência e generosidade, fazem, com coração, muito além do que lhes é pedido.

Ao programa de Pós-graduação em Parasitologia, obrigada por toda excelência na formação de parasitologistas. Tenho orgulho em fazer parte dessa casa. Aos professores, obrigada pelo conhecimento compartilhado e pelas inspirações ao longo da caminhada.

Agradeço à banca avaliadora pela disponibilidade, criteriosa revisão e valiosas contribuições, que enriqueceram significativamente este trabalho.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pelo fornecimento da bolsa de estudos que me permitiu dedicação integral ao doutorado.

A cada pessoa que caminhou comigo nesse percurso: meu muito obrigada. Levo vocês comigo, vocês são parte de mim, da minha história.

*“Mesmo que já tenha feito uma longa caminhada,
há sempre um novo caminho a fazer.”*

(Santo Agostinho)

RESUMO

A abordagem de Uma Só Saúde promove a integração de múltiplos setores e é essencial para o enfrentamento das doenças tropicais negligenciadas (DTNs) que afetam principalmente populações vulneráveis em regiões de baixa renda e com acesso limitado a serviços de saúde básicos. Entre elas, aquelas causadas por parasitos intestinais merecem destaque por sua forte relação com condições sanitárias precárias, favorecendo a manutenção dos ciclos biológicos e a disseminação via solo, água e alimentos contaminados. O solo, em especial, atua como um reservatório crucial de estágios parasitários e, embora a microscopia de luz seja o método tradicional de identificação desses parasitos, ela é menos eficiente que os métodos moleculares, os quais oferecem maior sensibilidade e especificidade. Neste contexto, o presente estudo propõe o uso de DNA ambiental (eDNA) como ferramenta auxiliar para investigar a ocorrência de parasitos intestinais em amostras de solo coletadas nas comunidades Pé da Serra, Tocantins e Santana, pertencentes ao distrito de Brejo do Amparo, Januária (MG), utilizando a técnica de qPCR Multiparalelo. Foram analisadas 298 amostras de solo, coletadas em duas estações climáticas distintas (seca e chuvosa), sendo identificados helmintos e protozoários de interesse em saúde pública. Nove espécies parasitárias foram detectadas, sendo *Ascaris lumbricoides*, *Strongyloides stercoralis*, *Blastocystis* sp. e *Entamoeba histolytica* presentes em todas as comunidades. A frequência de parasitos foi maior na estação seca (36%) do que na chuvosa (14,9%), com risco de detecção 3x maior e maior poliparasitismo no período seco. Banheiros concentraram mais parasitos na estação seca e quintais na chuvosa, porém sem associação estatística. A investigação também incluiu a análise de fezes humanas e a aplicação de questionário domiciliar, permitindo caracterização da população, evidenciando um cenário de pobreza e vulnerabilidade. A detecção de parasitos intestinais tanto no solo quanto nas fezes permite hipotetizar a existência de um ambiente propício à manutenção e circulação desses organismos. Essa situação, associada à ausência de infraestrutura, como saneamento, coleta de lixo e pavimentação, contribui para a exposição contínua da população residente. Esses achados reforçam a necessidade de implementação de políticas públicas voltadas à prevenção, diagnóstico e controle, bem como a promoção de programas de educação em saúde.

Palavras-chave: Uma Só Saúde, parasitos intestinais, contaminação ambiental, qPCR Multiparalelo

ABSTRACT

The One Health approach promotes the integration of multiple sectors and is essential for addressing Neglected Tropical Diseases (NTDs), which primarily affect vulnerable populations in low-income regions with limited access to basic healthcare services. Among these, diseases caused by intestinal parasites are particularly noteworthy due to their strong association with poor sanitation conditions, which facilitate the maintenance of biological cycles and the spread through contaminated soil, water, and food. Soil, in particular, acts as a crucial reservoir for parasitic stages. Although light microscopy is the traditional method for identifying these parasites, it is less efficient than molecular methods, which offer higher sensitivity and specificity. In this context, the present study proposes the use of environmental DNA (eDNA) as an auxiliary tool to investigate the presence of intestinal parasites in soil samples collected from the communities of Pé da Serra, Tocantins, and Santana, located in the district of Brejo do Amparo, Januária (MG), using the Multi-parallel qPCR technique. A total of 298 soil samples were analyzed, collected during two distinct climatic seasons (dry and rainy), and helminths and protozoa of public health importance were identified. Nine parasitic species were detected, with *Ascaris lumbricoides*, *Strongyloides stercoralis*, *Blastocystis* sp., and *Entamoeba histolytica* present in all communities. Parasite frequency was higher in the dry season (36%) compared to the rainy season (14.9%), with a three times higher detection risk and increased polyparasitism during the dry period. Bathrooms had more parasites in the dry season and backyards in the rainy season, though without statistical association. The investigation also included the analysis of human feces and the application of a household questionnaire, allowing characterization of the population and confirming a scenario of poverty and vulnerability. The detection of intestinal parasites in both soil and feces suggests the existence of an environment conducive to the persistence and circulation of these organisms. This situation, coupled with the lack of infrastructure such as sanitation, waste collection, and paving, contributes to the continuous exposure of the resident population. These findings highlight the urgent need for public policies focused on prevention, diagnosis, and control, as well as the promotion of health education programs.

Keywords: One Health, intestinal parasites, environmental contamination, Multi-parallel qPCR

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

- Figura 1** Localização do município de Januária no Estado de Minas Gerais, no Brasil e na América do Sul. A figura ilustra a posição geográfica do município de Januária no estado de Minas Gerais dentro do Brasil e no contexto mais amplo da América do Sul. A imagem destaca a posição do município de Januária no mapa de Minas Gerais facilitando a compreensão de sua localização em relação a outras regiões do país e do continente.....43
- Figura 2** Representação dos Distritos do Município de Januária, Estado de Minas Gerais. A figura apresenta a divisão territorial dos distritos do município de Januária, localizado no estado de Minas Gerais. Cada distrito está destacado com cores distintas para facilitar a visualização e a identificação das áreas administrativas.....44
- Figura 3** Vista do Google Earth das 85 residências participantes do Projeto no distrito de Brejo do Amparo no Município de Januária, Minas Gerais. A) representação geral dos pontos de coleta. B) representação dos pontos de coleta em Pé da Serra. C) representação dos pontos de coleta na região de Tocantins D) representação dos pontos de coleta na região de Santana. ..53
- Figura 4** Índice Firjan de Desenvolvimento Municipal (IFDM) do município de Januária, Estado de Minas Gerais. A) IFDM consolidado e os indicadores; B) Evolução anual do IFDM de 2013 até 2023; C) Indicador Emprego e Renda; D) Indicador Educação; E) Indicador Saúde. Os valores apresentados se referem ao valor do índice que varia de 0 a 1 sendo: 0,0 a 0,4 = desenvolvimento crítico, 0,4 a 0,6 = desenvolvimento baixo; 0,6 a 0,8 = desenvolvimento moderado e de 0,8 a 1,0 = desenvolvimento alto (FIRJAN, 2025). 60
- Figura 5** Porcentagem de amostras positivas para pelo menos um parasito nas diferentes estações e comunidades do distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais. A) Estações seca e chuvosa em Brejo do Amparo; B) Estação seca nas comunidades Pé da Serra, Tocantins e Santana; C) Estação chuvosa nas comunidades Pé da Serra, Tocantins e Santana. 65
- Figura 6** Quantidade de amostras positivas nas diferentes estações e comunidades do distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais. A) Estações seca e chuvosa em Brejo do Amparo; B) Estações seca e chuvosa em Pé da Serra; C) Estações seca e chuvosa em Tocantins; D) Estações seca e chuvosa em Santana. O teste exato de Fisher foi

perfeito. Diferenças significativas estão indicadas nos gráficos por asteriscos (***) $p < 0,001$; **** $p < 0,0001$). N°= número..... 66

Figura 7 Número de espécies de parasitos detectadas por amostra de solo por estação nas diferentes comunidades do distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais. A) Estação seca nas comunidades Pé da Serra, Tocantins e Santana; B) Estação chuvosa nas comunidades Pé da Serra, Tocantins e Santana. 68

Figura 8 Diagrama de Venn representando a sobreposição de residências positivas para *S. stercoralis*, *Blastocystis* sp., *A. lumbricoides*, *E. histolytica* e *Toxocara* spp. em amostras de solo coletadas durante a estação seca no distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais. Os números indicam a quantidade de residências positivas para cada parasito, sendo os valores nas interseções referentes a presença concomitante por mais de uma espécie. O círculo vermelho destaca residência com quatro espécies. 69

Figura 9 Diagrama de Venn representando a sobreposição de residências positivas para *S. stercoralis*, *Blastocystis* sp., *A. lumbricoides*, *T. trichiura*, *T. canis* e ancilostomídeos. em amostras de solo coletadas durante a estação chuvosa no distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais. Os números indicam a quantidade de residências positivas para cada parasito, sendo os valores nas interseções referentes a presença concomitante por mais de uma espécie. Os círculos vermelhos destacam residências poliparasitadas..... 71

Figura 10 Diagramas de Venn representando a sobreposição de resultados positivos entre residências amostradas durante as estações seca e chuvosa. A) Positividade geral; B) Positividade para *A. lumbricoides*; C) Positividade para *S. stercoralis*; D) Positividade para *Blastocystis* sp. Os números dentro dos círculos indicam a quantidade de residências positivas em cada estação e a sobreposição indica detecção em ambas as estações. 72

Figura 11 Comparação da positividade de amostras por local de coleta (entrada, banheiro e quintal) nas diferentes estações no distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais. A) Estação seca; B) Estação chuvosa..... 73

Figura 12 Quantificação de DNA dos parasitos, por qPCR Multiparalelo, nas amostras de solo coletadas no distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais, nas diferentes estações. A) Concentração de DNA parasitário (fg/ μ L por kg de solo) na estação

seca; B) Concentração de DNA parasitário (fg/ μ L por kg de solo) na estação chuvosa. Cada ponto representa uma amostra individual. As barras horizontais indicam a média. 76

Figura 13 Quantificação de DNA por espécie de parasito, por qPCR Multiparalelo, nas amostras de solo coletadas nas estações seca e chuvosa no distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais. A) *A. lumbricoides*; B) *T. canis*; C) *T. cati*; D) *T. trichiura*; E) *A. duodenale*; F) *N. americanus*; G) *S. stercoralis*; H) *Blastocystis* sp.; I) *E. histolytica*. Cada ponto representa uma amostra (n seca=150, n chuvosa=148). Todos os pontos abaixo da linha tracejada são negativos. As barras horizontais indicam a média. Foi utilizado o teste de Mann-Whitney para comparação entre as estações. Diferenças significativas estão indicadas nos gráficos por asteriscos (*p < 0,05; ****p < 0,0001). 77

Figura 14 Quantificação de DNA dos parasitos, por qPCR Multiparalelo, nas amostras de solo coletadas na comunidade Pé da Serra. A) Concentração de DNA parasitário (fg/ μ L por kg de solo) na estação seca; B) Concentração de DNA parasitário (fg/ μ L por kg de solo) na estação chuvosa. Cada ponto representa uma amostra individual. As barras horizontais indicam a média. 78

Figura 15 Quantificação de DNA por espécie de parasito, por qPCR Multiparalelo, nas amostras de solo coletadas nas estações seca e chuvosa na comunidade Pé da Serra. A) *A. lumbricoides*; B) *T. canis*; C) *T. cati*; D) *S. stercoralis*; E) *Blastocystis* sp.; F) *E. histolytica*. Cada ponto representa uma amostra (n=35). Todos os pontos abaixo da linha tracejada são negativos. As barras horizontais indicam a média. Foi utilizado o teste de Mann-Whitney para comparação entre as estações. 79

Figura 16 Quantificação de DNA dos parasitos, por qPCR Multiparalelo, nas amostras de solo coletadas na comunidade Tocantins. A) Concentração de DNA parasitário (fg/ μ L por kg de solo) na estação seca; B) Concentração de DNA parasitário (fg/ μ L por kg de solo) na estação chuvosa. Cada ponto representa uma amostra individual. As barras horizontais indicam a média. 80

Figura 17 Quantificação de DNA por espécie de parasito, por qPCR Multiparalelo, nas amostras de solo coletadas nas estações seca e chuvosa na comunidade Tocantins. A) *A. lumbricoides*; B) *T. canis*; C) *N. americanus*; D) *S. stercoralis*; E) *Blastocystis* sp.; F) *E. histolytica*. Cada ponto representa uma amostra (n seca=52; n chuvosa=51) Todos os pontos

abaixo da linha tracejada são negativos. As barras horizontais indicam a média. Foi utilizado o teste de Mann-Whitney para comparação entre as estações. Diferenças significativas estão indicadas nos gráficos por asteriscos (* $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$; **** $p < 0,0001$).

..... 81

Figura 18 Quantificação de DNA dos parasitos, por qPCR Multiparalelo, nas amostras de solo coletadas na comunidade Santana. A) Concentração de DNA parasitário (fg/ μ L por kg de solo) na estação seca; B) Concentração de DNA parasitário (fg/ μ L por kg de solo) na estação chuvosa. Cada ponto representa uma amostra individual. As barras horizontais indicam a média.

..... 82

Figura 19 Quantificação de DNA por espécie de parasito, por qPCR Multiparalelo, nas amostras de solo coletadas nas estações seca e chuvosa na comunidade Santana. A) *A. lumbricoides*; B) *T. cati*; C) *T. trichiura*; D) *A. duodenale*; E) *S. stercoralis*; F) *Blastocystis* sp.; G) *E. histolytica*. Cada ponto representa uma amostra (n seca=63; n chuvosa=62). Todos os pontos abaixo da linha tracejada são negativos. As barras horizontais indicam a média. Foi utilizado o teste de Mann-Whitney para comparação entre as estações. Diferenças significativas estão indicadas nos gráficos por asteriscos (* $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$; **** $p < 0,0001$).

..... 83

Figura 20 Sobreposição da positividade das residências amostradas no distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais. (A) Diagrama de Venn representando a sobreposição de espécies de helmintos detectadas em amostras de fezes, os números indicam a quantidade de residências positivas para cada parasito, sendo os valores nas interseções referentes a presença concomitante por mais de uma espécie; (B) Diagrama de Venn representando a sobreposição da positividade geral segundo o tipo de amostra analisada (fezes e solo), os números dentro dos círculos indicam o total de residências positivas apenas em fezes, apenas em solo ou, quando sobrepostos, em ambos os tipos de amostra.

..... 85

Figura 21 Distribuição espacial das residências positivas no distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais. A) Localização das residências positivas segundo o tipo de amostra analisada: fezes e solo. (B) Mapa de referência com a delimitação do município de Januária e seus distritos.

..... 86

Figura 22 Mapa de calor da distribuição espacial da positividade geral das residências do distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais. As áreas em tons mais escuros indicam maior concentração de residências positivas, enquanto as áreas em tons mais claros representam menor intensidade. 86

LISTA DE TABELAS E QUADRO

Tabela 1 Regiões alvo, sequências de primers e sondas por parasitos para amplificação de DNA.	50
Tabela 2 Caracterização da população de estudo, domicílio e o perfil socioeconômico do distrito Brejo do Amparo, município de Januária, Estado de Minas Gerais.	58
Tabela 3 Análise comparativa por comunidade quanto às condições socioeconômicas e de infraestrutura das residências do distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, Estado de Minas Gerais.....	62
Quadro 1 Panorama da distribuição das espécies detectadas por qPCR Multiparalelo em amostras de solo nas comunidades de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais.....	63
Tabela 4 Frequência de parasitos nas amostras de solo por comunidade e estação, com razão de chances (OR), intervalo de confiança (IC) e valores de p.....	67
Tabela 5 Coeficiente de similaridade de Jaccard entre espécies de parasitos detectadas nas residências durante a estação seca no distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais.....	70
Tabela 6 Coeficiente de similaridade de Jaccard entre espécies de parasitos detectadas nas residências durante a estação chuvosa no distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais.....	71
Tabela 7 Frequência de parasitos no solo por local de coleta nas estações seca e chuvosa, com razão de chances (OR), intervalo de confiança (IC) e valores de p.....	74
Tabela 8 Perfil de positividade das residências quanto à presença de helmintos, com base nos resultados dos exames parasitológicos de fezes, no distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais	84
Tabela 9 Associação entre a positividade das residências no exame de fezes e a pavimentação das ruas no distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais	87

Tabela 10 Associação entre a positividade das residências no exame de fezes e as variáveis socioeconômicas e demográficas no distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais	87
--	----

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

CAPES – Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior

CNPq – Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico

COPASA – Companhia de Saneamento de Minas Gerais

COWP – “*Cryptosporidium* oocyst wall” (gene da parede do oocisto de *Cryptosporidium*)

DALYs – Anos de vida ajustados por incapacidade

DataSUS – Departamento de Informática do Sistema Único de Saúde

DECIT – Departamento de Ciência e Tecnologia

DNA – ácido desoxirribonucléico

DTNs – Doenças tropicais negligenciadas

eDNA – “Environmental DNA” (DNA ambiental)

ELISA – “Enzyme Linked Immuno Sorbent Assay” (Ensaio de Imunoabsorção Enzimática)

EUA – Estados Unidos da América

FAO – Organização das Nações Unidas para a Alimentação e Agricultura

FIOCRUZ – Fundação Oswaldo Cruz

FIRJAN – Federação das Indústrias do Estado do Rio de Janeiro

GBD – “Global burden disease” (Doença de carga global)

GDH – Glutamato desidrogenase

GLM – “Generalized Linear Model” (Modelo linear generalizado)

IAS – Instituto Água e Saneamento

IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística

IDEB – Índice de Desenvolvimento da Educação Básica

IFDM – Índice Firjan de Desenvolvimento Municipal

INEP – Instituto Nacional de Estudos e Pesquisas Educacionais Anísio Teixeira

ITS – “Internal transcribed spacer” (Espaço transcrito interno)

Ipo – Índice de Pobreza

MG – Minas Gerais

OMS/WHO – Organização Mundial de Saúde - “World Health Organization”

OPAS – Organização Pan-Americana de Saúde

OR – “Odds ratio” (Razão de chance)

PBS – “Phosphate buffered saline” (Solução salina tamponada com fosfato)

PCR – “Polymerase Chain Reaction” (Reação em Cadeia da Polimerase)

PIB – Produto Interno Bruto

qPCR – “Quantitative Polymerase Chain Reaction” (Reação em Cadeia da Polimerase Quantitativa)

PS – Pé da Serra

RAIS – Relação Anual de Informações Sociais

RMOD – Rugai modificado

Rpm – Rotações por minuto

rRNA – “ribossomal RNA” (RNA ribossômico)

SA – Santana

SNIS – Sistema Nacional de Informações sobre Saneamento

SSU rRNA – “Small subunit ribosomal RNA” (RNA ribossômico da subunidade pequena)

STH – “Soil-Transmitted Helminths” (Helmintos transmitidos pelo solo)

TALE – Termo de assentimento livre e esclarecido

TCLE – Termo de consentimento livre e esclarecido

TO – Tocantins

TPI – Triosefosfato isomerase

UFMG – Universidade Federal de Minas Gerais

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	26
1.1 Ecologia e Parasitismo: Interações, Influências e Desafios no contexto de Uma Só Saúde.....	26
1.2 Doenças tropicais negligenciadas (DTNs) e o impacto das parasitoses intestinais na Saúde Global	29
1.3 Infecções parasitárias intestinais e os avanços no diagnóstico: Desafios atuais e perspectivas futuras	33
1.4 O DNA ambiental e seu potencial como ferramenta para detecção e monitoramento dos parasitos intestinais	36
2. JUSTIFICATIVA.....	39
3. OBJETIVOS	41
3.1 Objetivo geral.....	41
3.2 Objetivos específicos	41
4. METODOLOGIA	42
4.1 Considerações éticas	42
4.2 Delineamento do Estudo	42
4.2.1 Escolha da área de estudo: Brejo do Amparo, distrito de Januária	42
4.2.2 Desenho do estudo.....	44
4.2.3 Aplicação do questionário à população de estudo.....	44
4.3 Análise de dados dos questionários e caracterização da população.....	45
4.4 Coleta e processamento das amostras ambientais.....	46
4.5 Extração de DNA das amostras de solo	48
4.6 qPCR Multiparalelo	49
4.7 Coleta de Fezes	51
4.8 Exame parasitológico de Fezes.....	51
4.8.1 Kato Katz.....	51

4.8.2	Helmintex	51
4.8.3	Técnica de Rugai modificado	52
4.9	Georreferenciamento.....	53
4.10	Processamento dos dados e análises estatísticas	54
5.	RESULTADOS.....	57
5.1	Caracterização da população de estudo e das comunidades de Brejo do Amparo ..	57
5.2	Diversidade de parasitos encontrados no solo em Brejo do Amparo: um panorama geral.....	63
5.3	Impacto da sazonalidade na detecção de eDNA de parasitos em amostras ambientais.....	64
5.4	Avaliação do poliparasitismo por amostra de solo e por residências	68
5.5	Análise da detecção de eDNA de parasitos em diferentes pontos de coleta nas residências	73
5.6	Quantificação de eDNA dos parasitos nas diferentes estações.....	75
5.7	Quantificação de eDNA de parasitos por comunidade nas diferentes estações.....	77
5.9	Positividade de parasitos em amostras de fezes e solo e associações com as variáveis socioeconômicas e demográficas.....	83
6.	DISCUSSÃO	89
7.	CONCLUSÃO	105
8.	REFERÊNCIAS	107
	APÊNDICES	138
	APÊNDICE A - Quadro geral apresentando ausência e presença de cada parasito por amostra nas estações seca e chuvosa	138
	APÊNDICE B - Tabelas de Prevalência e concentrações de DNA dos parasitos no solo nas diferentes estações e comunidades	144
	APÊNDICE C - Tabela de casas positivas para amostras de fezes e solo com os respectivos parasitos encontrados.....	150
	APÊNDICE D – Produção científica durante o doutorado (2021-2025)	154

ANEXOS	156
ANEXO A - Termo de Consentimento Livre Esclarecido (TCLE) e Termo de Assentimento Livre e Esclarecido (TALE)	156
ANEXO B - Questionários aplicados à população	163

1. INTRODUÇÃO

1.1 Ecologia e Parasitismo: Interações, Influências e Desafios no contexto de Uma Só Saúde

A Ecologia possui suas raízes na história natural, remontando aos primórdios da humanidade. Desde tempos ancestrais, o interesse pelo ambiente era essencial para a sobrevivência humana, pois o conhecimento sobre o clima, botânica e a ocorrência de animais eram vitais para a alimentação e outras necessidades básicas, permitindo a caça, a coleta de vegetais e, posteriormente, o desenvolvimento da agricultura. O termo “Ecologia” foi introduzido pelo biólogo alemão Ernst Haeckel em 1869, que a definiu como o estudo científico das interações entre organismos e seus ambientes. Em 1927, Charles Elton a descreveu como a história natural científica, e na década de 1950, Eugene Odum a caracterizou como o estudo das inter-relações entre organismos e seu ambiente. Atualmente, uma definição amplamente aceita é a de Charles J. Krebs, que define a Ecologia como o estudo das interações que determinam a distribuição e abundância dos organismos (Hanazaki et al., 2013).

A grande área da Ecologia abrange diversas outras, integrando o conhecimento biológico e científico. Dentre essas está o parasitismo, que é a interação ecológica em que existe unilateralidade de benefícios, sendo um dos associados prejudicados pela associação. Nesse contexto, o parasito é o agente espoliador e o hospedeiro é aquele que alberga o parasito e que é espoliado (Neves, 2022). A complexidade dessa interação começou a ser amplamente estudada a partir dos séculos XIX e XX, especialmente no âmbito da Parasitologia, devido à ocorrência de doenças associadas ao ser humano e seus animais domésticos (Mascarini, 2003).

A adaptação ao modo de vida parasitário ocorreu de forma repetida e independente em muitos grupos (Weinstein et al., 2016), assim como as estratégias de transmissão similares e a exploração do hospedeiro, comuns a parasitos não relacionados, são resultados de uma evolução convergente (Poulin & Haseeb, 2015). Diante disso, o parasitismo se destaca como um dos modos de vida mais bem-sucedidos e difundidos na natureza (Poulin, 2011; Weinstein & Kuris, 2016), sendo os parasitos ubíquos nos sistemas biológicos, onde podem apresentar abundância, biomassa e produtividade consideráveis (Kuris et al., 2008; Hechinger et al., 2011).

A coevolução entre hospedeiro e parasito resultou em adaptações recíprocas e íntimas, permitindo que os parasitos explorassem atributos específicos de seus hospedeiros, assegurando sua transmissão, sobrevivência e manutenção populacional (Timi & Poulin, 2020). Como resultado, os parasitos podem afetar diretamente vários aspectos da biologia do hospedeiro,

incluindo morfologia, reprodução, comportamento e até mesmo sobrevivência, com impactos indiretos às populações, comunidades e ecossistemas do hospedeiro (Wood & Johnson, 2015).

Assim, a diversidade de estilos de vida e estratégias adotadas pelos parasitos, juntamente com sua dependência e influência sobre seus hospedeiros, fazem deles organismos fascinantes para estudos biológicos. Além disso, os parasitos são potenciais fontes de informações biológicas, ecológicas e evolutivas sobre seus hospedeiros e ambientes, uma vez que o foco está, frequentemente, nos aspectos humanos, econômicos e médicos, negligenciando a capacidade ecológica e evolutiva que essa interação tem de influenciar o ecossistema. Esses podem fornecer uma infinidade de ferramentas para detectar e compreender padrões e processos biológicos em ambientes de transição, atuando, por exemplo, como indicadores de qualidade ambiental e biodiversidade, de perda e degradação de habitat, de poluição (Sures et al., 2017), de mudanças climáticas (Marcogliese, 2001, 2016), do aumento dos riscos de doenças (Lafferty et al., 2004; Paull et al., 2012) e de espécies invasoras (Goedknecht et al., 2016).

Além das características do hospedeiro e das condições abióticas e bióticas do ambiente, os parasitos também são influenciados por fatores antropogênicos, como mudanças climáticas, poluição e invasão biológica (Studer et al., 2010; Cable et al., 2017; Sures et al., 2023; Poulin et al., 2024). Dentre todos esses fatores, sabe-se que as mudanças climáticas representam indiscutivelmente um dos maiores desafios, provocando transformações irreversíveis no planeta. As atividades humanas têm aquecido a atmosfera, o oceano e a terra, aumentando as concentrações de gases de efeito estufa (IPCC, 2021). Além dos aumentos da temperatura, são esperadas mudanças na quantidade de radiação solar, no nível do mar, na precipitação, nos padrões de circulação, na acidificação e salinidade dos oceanos, com efeitos variáveis em muitas redes ecológicas e sistemas biológicos, incluindo mudanças na estrutura da comunidade e interações entre espécies (Marcogliese, 2004; Widmann, 2013).

Apesar da relevância dos fatores ambientais na ecologia das parasitoses, ainda existem poucas investigações epidemiológicas que abordem de forma específica seu impacto. A maioria dos estudos se concentra em variáveis isoladas, como clima ou temperatura, sem considerar a complexidade de interações ecológicas envolvidas. No entanto, as alterações ambientais podem causar mudanças na distribuição espacial e alterar a dinâmica da transmissão de parasitos, aumentando a velocidade de desenvolvimento dos ciclos de vida e o potencial de troca de hospedeiro, permitindo até mesmo o surgimento de novos parasitos e doenças (Brooks & Hoberg, 2007; Macnab & Barber, 2012), assim como, a introdução e disseminação de parasitos e vetores em todos os ecossistemas (Benelli, 2019; Wilke et al., 2020, 2021; Semenza et al.,

2022; Bezerra–Santos et al., 2023). Isso ressalta a necessidade de desenvolver novas práticas de manejo focadas em contextos epidemiológicos específicos para controlar e, se necessário, eliminar esses agentes etiológicos.

Atualmente, a ocorrência de surtos de doenças parasitárias que afetam diversas espécies animais, incluindo humanos, fornece evidências de que os parasitos estão se adaptando a diferentes ambientes (Brooks et al., 2014; Pozio, 2020; Semenza et al., 2022). Por exemplo, estudos relatam que a temperatura pode estar positivamente associada à sobrevivência e densidade de oocistos de *Cryptosporidium* e que a incidência de criptosporidiose atinge o pico durante os meses mais quentes, especialmente em áreas com climas temperados (Hu et al., 2010a, 2010b; Lal et al., 2013; Brankston et al., 2018; Liu et al., 2020; Ma et al., 2021). Já Wilkes e colaboradores (2011) em um estudo realizado no Canadá, descreveram que a densidade de cistos de *Giardia* sp. estava associada negativamente à variáveis de temperatura do ar e água durante a primavera-verão-outono, o que foi semelhante às descobertas de Li e colaboradores (2019) e Masina e colaboradores (2019). Outros estudos demonstraram que a transmissão de *Cryptosporidium* (Britton et al., 2010; Lal et al., 2012; Gonzalez-Moreno et al., 2013; Lal et al., 2015; Young et al., 2015; Brankston et al., 2018) e de *Giardia* (Lal et al., 2015; Young et al., 2015) pode estar associada a maior precipitação, especialmente após eventos climáticos extremos. Quanto a *Blastocystis* e geo-helmintos, Cociancic e colaboradores (2021), observaram que a prevalência desses organismos foi maior devido ao aumento da isothermalidade, que o risco de infecção por *Ascaris lumbricoides* foi associado ao aumento da temperatura no trimestre mais chuvoso e que a infecção por ancilostomídeos foi associada ao aumento do índice de vegetação padrão.

Além dos fatores ambientais, as alterações antrópicas também vêm interferindo no parasitismo, evidenciando a complexidade dos mecanismos que influenciam a dinâmica de transmissão e a necessidade de estratégias multifatoriais no controle das parasitoses. A abordagem de Uma Só Saúde começou a ser difundida no final da década de 90, mas alcançou reconhecimento global a partir de uma forte colaboração entre as comunidades médicas humanas e veterinárias entre 2006 e 2007 (Gibbs, 2014; Mackenzie et al., 2014). Definida pela Organização Mundial da Saúde (OMS) como uma estratégia que visa a formulação e implementação de programas, políticas, legislação e investigação em que múltiplos setores se comunicam e trabalham em conjunto para alcançar melhores resultados para a saúde pública (OMS *One Health*), essa abordagem complementa-se com a perspectiva da Organização para a Alimentação e a Agricultura (FAO), que destaca a importância de especialistas dos mais

diversos setores trabalharem em conjunto para enfrentar as ameaças à saúde de humanos, animais, plantas e meio ambiente (FAO *One Health*; Banerjee & Van Der Heijden, 2023).

Ao explorar esse campo, inevitavelmente depara-se com o conceito de saúde global que busca não apenas melhorar a saúde geral, mas também promover a equidade na saúde para todas as pessoas no mundo (Koplan et al., 2009). A evolução dos estudos com foco nessas abordagens ao longo do tempo tem contribuído para fomentar a necessidade de ações globais que garantam esses direitos (Mendes et al., 2020). Nessa perspectiva, estudos como o de Theobald e colaboradores (2018) abordam a importância de melhorar a implementação de políticas e programas de saúde. No entanto, esses autores ressaltam que a construção de sistemas efetivos que promovam a saúde e o bem-estar, por meio de estratégias sustentáveis, continuam sendo um desafio, especialmente para os países em desenvolvimento.

Essa disparidade na implementação de políticas reflete a variação das questões de saúde global. Nesse aspecto, os cientistas, desde a década de 2000, têm como alvo um subconjunto de doenças conhecido como doenças tropicais negligenciadas (DTNs) (Shiffman & Shawar, 2022) que são mais prevalentes em regiões de extrema pobreza, com precárias condições de infraestrutura sanitária e deficiências nas ações de educação sanitária.

Além disso, fatores como o crescimento da população humana e de animais domésticos, bem como a mudança no uso da terra (Daszak et al., 2000; Elnaiem et al., 2023), podem favorecer a interação de ambientes selvagens, seres humanos e populações de animais domésticos. O fato é que muitos dos pontos de entrada para as questões de Uma Só Saúde frequentemente começam com os comportamentos humanos, nossas interações com o ambiente e a estabilidade dentro dos ecossistemas e dos sistemas socioecológicos (Elnaiem et al., 2023). Para garantir a segurança sanitária global, as abordagens de Uma Só Saúde devem se expandir para além das zoonoses e doenças infecciosas com potencial pandêmico.

1.2 Doenças tropicais negligenciadas (DTNs) e o impacto das parasitoses intestinais na Saúde Global

As DTNs formam um grupo de doenças endêmicas causadas por uma variedade de agentes infecciosos ou parasitários, que têm relevância significativa para a saúde pública, principalmente por afetar populações vulneráveis em situação de pobreza e com acesso limitado a serviços de saúde básicos. Apesar das ações estratégicas estabelecidas pela Organização

Mundial da Saúde (OMS), as DTNs continuam afetando diariamente os residentes mais pobres da comunidade global (OMS, 2023). Em 2021, a Assembleia Mundial da Saúde instituiu o dia 30 de Janeiro como “Dia Mundial das Doenças Negligenciadas”, destacando a importância de se discutir sobre os impactos ocasionados por esse grupo de doenças tropicais endêmicas, encontradas especialmente entre as populações da África, Ásia e América Latina.

Dentre os agentes causadores de doenças, os parasitos intestinais como helmintos e protozoários, ocupam um lugar de atenção, sendo responsáveis pelas infecções mais comuns entre as DTNs (OPAS/OMS, 2016; Badri et al., 2025). Apesar dos esforços realizados nas últimas décadas para combatê-los nas regiões afetadas, as infecções parasitárias continuam amplamente disseminadas, representando um problema significativo de saúde global (Lustigman et al., 2012; OMS, 2020; Štrkolcová et al., 2024). Esses parasitos causam baixa produtividade, morbidade e mortalidade tanto em animais, quanto em humanos (Haque et al., 2007; Aydemir et al., 2024) afetando negativamente a saúde e a qualidade de vida, particularmente das crianças, e desencadeando consequências financeiras e sociais extensas.

Os parasitos intestinais estão diretamente relacionados à deficiência na infraestrutura sanitária, o que propicia a manutenção de seus ciclos biológicos. A transmissão ocorre por meio da ingestão ou contato da pele com estágios infectantes presentes no solo, água e alimentos, em um ambiente contaminado por fezes. Embora esses parasitos apresentem distribuição global, as regiões de maior prevalência estão intimamente associadas à contaminação fecal, infraestrutura sanitária precária, práticas inadequadas de higiene e baixos indicadores socioeconômicos (Katz et al., 2001; Haque et al., 2007; Rodriguez-Pérez et al., 2011; Freeman et al., 2013; Panti-May et al., 2019), assim, as comunidades afetadas incluem os indivíduos mais vulneráveis, especialmente populações pobres e marginalizadas em áreas com padrões inadequados de higiene e condições econômicas desfavorecidas (Lustigman et al., 2012; Štrkolcová et al., 2024).

Globalmente, as infecções parasitárias intestinais afetam cerca de 3,5 bilhões de indivíduos, dos quais, aproximadamente, 450 milhões apresentam algum sintoma clínico. Estima-se que, a cada ano, essas enfermidades resultem em cerca de 200 mil mortes (WHO, 2006; Hajare et al., 2021; Tsegaye et al., 2021). É reconhecido que os números globais exatos a respeito das infecções e morbidades atribuíveis às parasitoses intestinais são imprecisos, seja pela escassez de dados epidemiológicos, seja pela falta de atenção e priorização dessas doenças pelos sistemas de saúde, ou pela inespecificidade sintomatológica. Ainda assim, existem pesquisas empenhadas em gerar estudos na área. Por exemplo, o estudo de Pullan e

colaboradores (2014) estimou que, em 2010, 1,45 bilhão de pessoas foram infectadas, em todo o mundo, por pelo menos uma espécie de nematoide intestinal, resultando em 5,18 milhões de anos de vida ajustados por incapacidade (DALYs,) sendo que a maior parte das infecções e maiores cargas parasitárias foram registradas na Ásia. Além disso, Pova e colaboradores (2000) e Maia e colaboradores (2009) relataram que, apesar da redução na prevalência de infecções parasitárias no Brasil nos últimos 30 anos, devido a melhorias em engenharia sanitária, as regiões Norte e Nordeste ainda apresentam taxas de infecção de até 62,4%.

Como mencionado anteriormente, a maioria das infecções intestinais são causadas por parasitos protozoários, como *Giardia intestinalis*, *Cryptosporidium* spp., *Entamoeba histolytica*, *Blastocystis* spp., e helmintos, como *A. lumbricoides*, *Trichuris trichiura*, *Necator americanus* e *Ancylostoma duodenale* e outros. Esses parasitos estão associados a diversos problemas de saúde e sociais, incluindo a má absorção de nutrientes, diarreia, sangramento, nanismo, declínio cognitivo e redução da capacidade de trabalho. Esses problemas geram um déficit financeiro significativo nas comunidades afetadas (Dudlová et al., 2016; WHO, 2016; Faria et al., 2017).

Os helmintos, principalmente os geo-helmintos (helmintos transmitidos pelo solo - STHs), são parasitos que afetam mais de 1,5 bilhão de pessoas, principalmente crianças que vivem em extrema pobreza e comunidades rurais com falta de abastecimento de água, condições de higiene inadequadas e baixos índices educacionais, representando uma preocupação global (Lustigman et al., 2012; Pullan et al., 2014; Khuroo et al., 2016; Panti-May et al. 2019; OMS, 2018, Ahmed et al., 2023). Embora pacientes com infecções de baixa intensidade causadas por STHs possam ser assintomáticos, infecções de intensidades moderada a alta estão associadas a sintomas gastrointestinais, anemia e deterioração do desenvolvimento físico em crianças. De acordo com a OMS (WHO, 2020), a cada ano 45.000 mortes são diretamente atribuídas a infecções por ancilostomídeos e outras 4.300 a *A. lumbricoides*.

Na última década, diversos estudos investigaram o impacto dos STHs na saúde e nas funções cognitivas das crianças (Khuroo et al., 2016; Weatherhead et al., 2017; Ahmed et al., 2023). E, embora essas infecções não estejam entre as principais causas de morte de crianças a nível global, elas são causas importantes de doenças infantis, desnutrição, mau desempenho escolar, distúrbios cognitivos e, conseqüentemente, de perdas econômicas a longo prazo (GBD, 2016; Weatherhead et al., 2017).

Apesar de não serem considerados parasitos intestinais humanos típicos, *Toxocara canis* e *T. cati* são helmintos que também merecem atenção junto aos geo-helmintos, pois apresentam

ampla circulação e persistência em áreas com grande população de animais errantes e deficiência de saneamento básico. Esses são parasitos intestinais de cães e gatos com reconhecida importância em saúde pública devido ao seu potencial zoonótico (Macpherson, 2013; Hotez, 2020). Os ovos eliminados nas fezes dos hospedeiros definitivos podem permanecer viáveis no solo por longos períodos e, quando ingeridos acidentalmente por seres humanos, especialmente crianças, podem originar síndromes clínicas como larva migrans visceral, ocular e neurológica (Ma et al., 2018; Lopez-Alamillo et al., 2025).

Quanto aos protozoários, a *G. intestinalis*, causadora da giardíase, é descrita como um dos parasitos mais associados a doenças intestinais, com aproximadamente 280 milhões de indivíduos sintomáticos e 500 mil novos casos relatados anualmente (Xiao et al., 2017; WHO, 2020). A giardíase aguda é tipicamente caracterizada por diarreia autolimitada e sintomas intestinais como cólicas abdominais e má absorção (Hellard et al., 2000; Eberhard et al., 2015; Painter et al., 2016). No entanto, a infecção por esse protozoário pode provocar manifestações extra intestinais e pós infecciosas como artrite reativa, alterações dermatológicas e complicações oculares (Cantey et al., 2011; Halliez & Buret, 2013; Painter et al., 2016), bem como, síndrome do intestino irritável e fadiga crônica, prolongando o impacto da doença mesmo após a resolução da infecção aguda (Hanevik et al., 2014). Além disso, esse é um parasito frequentemente associado a surtos epidêmicos associados a água e alimentos contaminados, reforçando a importância de pesquisas considerando tanto a população humana quanto a contaminação ambiental, para compreender plenamente seu impacto na saúde pública.

Já a criptosporidiose, causada por espécies do gênero *Cryptosporidium*, é uma doença gastrointestinal comum em crianças de 1 a 5 anos, tanto em países em desenvolvimento quanto desenvolvidos (Putignani et al., 2010; Checkley et al., 2015; Dayao et al., 2020), e em pacientes imunocomprometidos (Current et al., 1983; Cama et al., 2007; Wang et al., 2018). Khalil e colaboradores (2018) e Pumipuntu e colaboradores (2018) relataram que, em 2016, a criptosporidiose foi a quinta causa mais frequente de síndrome diarreica em crianças menores de cinco anos e causou mais de 48.000 mortes em todo o mundo.

As espécies de *Cryptosporidium* diferem em termos epidemiológicos, e os métodos moleculares têm sido fundamentais para caracterização do gênero e melhor compreensão da dinâmica de transmissão do parasito. Embora mais de quinze espécies já tenham sido associadas a infecções humanas, a maioria dos casos são atribuídos a *Cryptosporidium hominis* e *Cryptosporidium parvum* em todo o mundo (Bouزيد et al., 2013; Checkley et al., 2015). Além disso, este é um parasito que apresenta considerável resistência ambiental, sendo capaz de

sobreviver por longos períodos em ambientes aquáticos e resistir a desinfetantes comuns, como cloro, exigindo métodos de tratamento mais rigorosos para sua inativação (King & Monis, 2006). Outro desafio significativo é a ausência de um tratamento eficaz que promova a cura parasitológica, limitando as opções terapêuticas disponíveis (Cabada & White, 2010; Checkley et al., 2015). Esses fatores ressaltam a necessidade do monitoramento ambiental contínuo de *Cryptosporidium*, visando identificar fontes de contaminação e prevenir surtos, além de orientar políticas públicas de saúde e estratégias de controle mais eficazes.

É indiscutível o quão prejudiciais e negligenciadas são as parasitoses intestinais, ressaltando a importância de estudos que busquem compreender as rotas de transmissão e a prevalência desses parasitos. Conhecer esses aspectos é crucial para o desenvolvimento e implementação de estratégias preventivas e terapêuticas eficazes, integradas às iniciativas de saúde pública. Ademais, fica evidente que os investimentos em infraestrutura de saneamento e campanhas de educação em saúde são fundamentais. Essas ações ajudam a aumentar a conscientização sobre a transmissão, prevenção e tratamento de infecções parasitárias, podendo melhorar significativamente os resultados de saúde e reduzir a carga de doenças preveníveis.

1.3 Infecções parasitárias intestinais e os avanços no diagnóstico: Desafios atuais e perspectivas futuras

Os parasitos entéricos estão entre os responsáveis por algumas das infecções mais prevalentes do mundo, contribuindo consideravelmente para a estimativa global de doenças diarreicas (Haque, 2007; Bhaumik et al., 2024). Contudo, a prevalência e o impacto clínico causados por esses parasitos são, frequentemente, subestimados. Essa subestimação pode ocorrer devido à carência de protocolos adequados de detecção, monitoramento e vigilância, especialmente em países em desenvolvimento (Ten Hove et al., 2007; Newell et al., 2010; Ryan et al., 2017). Além disso, a maioria dos indivíduos com gastroenterite não buscam por consulta médica (Tam et al., 2012; McHardy et al., 2014; Ryan et al., 2016), e nem todos os sintomáticos têm suas amostras fecais testadas (Tam et al., 2012; McHardy et al., 2014). Isso evidencia a necessidade de levantamentos epidemiológicos precisos para compreender a situação epidemiológica dessas enteroparasitoses.

O diagnóstico e o tratamento das infecções parasitárias são de extrema importância, pois essas, quando não diagnosticadas por um período prolongado, podem levar à desnutrição, comprometimento do desenvolvimento físico e neurológico e perda da capacidade de frequentar

a escola em crianças (Harhay et al., 2010; Sandoval et al., 2015; Demirel & Dinç, 2022). Idealmente, os diagnósticos devem ser acessíveis, sensíveis, específicos, fáceis de usar, rápidos e robustos, sem necessidade de equipamentos complexos e entregáveis aos usuários finais. No entanto, a busca por um diagnóstico preciso em todas as etapas de um programa de controle direcionado a doenças gastrointestinais é frequentemente negligenciado (Harhay et al., 2011).

Os avanços nos métodos de diagnóstico têm ocorrido de forma lenta, e a confirmação de muitos casos ainda se apoia em técnicas tradicionais, como a microscopia de luz (Ricciardi et al., 2015). Esse procedimento, baseado na identificação morfológica e morfométrica de diferentes estágios de vida dos parasitos em amostras biológicas, permanece como referência diagnóstica tanto em países em desenvolvimento quanto em contextos com maior infraestrutura laboratorial (Manser et al., 2014; Roellig et al., 2017; Garcia et al., 2021). Em sistemas de saúde com poucos recursos, a microscopia de luz é vantajosa por necessitar de poucos equipamentos e reagentes. No entanto, as análises microscópicas podem ser trabalhosas, demoradas, pouco sensíveis e específicas e requerem um alto nível de conhecimento parasitológico (Zimmerman et al., 2004; Ricciardi et al., 2015; Weerakoon et al., 2016). Além disso, para aumentar a sensibilidade e reprodutibilidade, esses métodos podem exigir múltiplas coletas de forma independente, para minimizar os possíveis resultados falso negativos, devido à intermitência da eliminação de estágios parasitários (ovos, cistos e oocistos) em indivíduos hospedeiros (Claas et al., 2013; Riddell et al., 2016).

Os testes imunológicos têm sido uma alternativa comumente utilizada no diagnóstico de enteroparasitoses, especialmente para detecção de antígenos ou anticorpos circulantes (Wilson et al., 2006; Chan et al., 2022; Sokouri et al., 2024). Esses métodos se baseiam na interação entre antígenos parasitários e anticorpos específicos do hospedeiro, permitindo a identificação indireta da infecção, mesmo na ausência de formas parasitárias visíveis nas fezes. Entre os testes mais utilizados se destacam o ELISA, imunofluorescência indireta, ensaios imunocromatográficos rápidos (como os testes de fita), e os métodos baseados em detecção de coproantígenos (Goñi et al., 2012; Levenhagen & Costa-Cruz, 2014; Goudal et al., 2019; Sokouri et al., 2024). Eles são particularmente úteis para parasitos com eliminação intermitente ou em baixa carga e para casos em que o diagnóstico direto é dificultado por limitações amostrais ou técnicas. No entanto, os testes imunológicos apresentam limitações importantes, como a possibilidade de reações cruzadas, persistência de anticorpos após resolução da infecção e menor capacidade de discriminar infecção ativa. Assim, seu uso isolado pode ser insuficiente em contextos epidemiológicos complexos, sendo mais efetivo quando integrado a outras

abordagens diagnósticas, como as moleculares (Verweij & Stensvold, 2014; Buonfrate et al., 2015).

A partir disso, percebe-se que o diagnóstico é peça fundamental no estudo de doenças parasitárias e é essencial em uma abordagem holística para o conhecimento, monitoramento e controle dessas doenças. Portanto, há necessidade de novos testes diagnósticos, sobretudo mais sensíveis, que visem melhorar o conhecimento acerca da distribuição espacial, a estimativa precisa de populações em risco e a carga de doenças, além do direcionamento de intervenções de controle e prevenção (Bergquist et al., 2009; Brooker et al., 2010; Johansen et al., 2010; Speich et al., 2010).

Dessa forma, como resultado das limitações dos ensaios microscópicos e imunológicos, métodos de detecção baseados em DNA estão sendo cada vez mais desenvolvidos e otimizados para o estudo de infecções parasitárias intestinais (Verweij et al., 2014; Van Lieshout et al., 2015). Apesar dos altos custos e da dificuldade de uso na rotina clínica (Roberts et al., 2011), essa abordagem oferece inúmeras vantagens sobre os métodos tradicionais como maior sensibilidade e especificidade, capacidade de combinar múltiplos alvos em um único ensaio, possibilidade de quantificação e tipagem molecular e um rápido tempo de resposta (Verweij et al., 2014; Van Lieshout et al., 2015; Özkan-Ahmetoğlu et al., 2023), bem como capacidade de diferenciar espécies intimamente relacionadas. Tudo isso auxilia na compreensão das fontes de infecção, tratamento e controle (Mejia et al., 2013; McHardy et al., 2014; Cimino et al., 2015; Llewellyn et al., 2016).

Dentre as metodologias moleculares, a reação em cadeia da polimerase (PCR) tem sido amplamente aplicada no contexto das infecções parasitárias intestinais tanto em sua forma convencional (Moghaddassani et al., 2011; Sitta et al., 2014) quanto em outros formatos, como a PCR quantitativa (qPCR) (O'Connell & Nutman, 2016; Meurs et al., 2017; Nourisson et al., 2020). A qPCR Multiparalelo, uma das variações da qPCR, permite a amplificação individual de alvos específicos em reações separadas, mas processadas simultaneamente em um mesmo ensaio, ou seja, o termo se refere ao fato de que várias reações únicas (*singleplex*) são rodadas em paralelo, com a mesma amostra (Mejia et al., 2013). Diferentemente da PCR *multiplex*, na qual múltiplos alvos são amplificados em uma única reação contendo vários pares de primers, a abordagem multiparalelo evita competições entre reagentes, reduz o risco de reação cruzada e facilita a padronização dos limites de detecção individuais para cada alvo (Verweij & Stensvold, 2014). Essas características tornam a qPCR Multiparalelo especialmente útil em contextos epidemiológicos onde é possível realizar a detecção e quantificação simultânea de

parasitos tanto em amostras ambientais quanto humanas, nas quais eles podem estar presentes coexistindo em baixas cargas (Easton et al., 2016; Papaiakovou et al., 2024).

É esperado que os desafios relacionados às doenças parasitárias transmitidas por alimentos, água e solo contaminados aumentem devido às interações complexas entre hospedeiros humanos, animais e o ambiente, fato que é agravado pelos efeitos emergentes das mudanças climáticas e da urbanização, e pela necessidade de aumentar a produção de alimentos (Weaver et al., 2010; Hassell et al., 2017; Awad et al., 2024). Com isso, o desenvolvimento de ferramentas inovadoras no campo de diagnósticos moleculares e de epidemiologia molecular apresentam potencial para melhorar a identificação de espécies e sorotipos zoonóticos, na triagem em massa de populações endêmicas e no monitoramento de programas de controle, ajudando assim a reduzir a transmissão de doenças.

1.4 O DNA ambiental e seu potencial como ferramenta para detecção e monitoramento dos parasitos intestinais

O DNA ambiental, ou eDNA, é um termo que se refere ao material genético presente em amostras ambientais, como água, solo, sedimento, fezes ou ar. (Pawlowski et al., 2020; Rodriguez-Ezpeleta et al., 2021; Sengupta et al., 2022). Ao contrário do DNA extraído diretamente de tecido fresco, o eDNA é caracterizado por uma mistura complexa de DNA nuclear, mitocondrial e cloroplástico originário de diferentes organismos, sem isolamento prévio, que foram eliminados em fezes, urina, pele, cabelo, gametas e células para o ambiente. Assim, as amostras de eDNA constituem tanto DNA intracelular quanto DNA extracelular degradado (geralmente fragmentos curtos) devido à ruptura celular e à degradação natural no ambiente (Taberlet et al., 2012).

O campo de eDNA está se expandindo com um repertório cada vez maior de pesquisas utilizando a biologia molecular para investigar a diversidade e distribuição de organismos (Bass et al., 2015), enriquecendo, principalmente, os estudos epidemiológicos (LyMBERY et al., 2012). E, essa abordagem também tem mostrado grande potencial para o estudo de organismos em baixa abundância, como espécies raras, elusivas ou ameaçadas de extinção, bem como para detecção precoce de espécies invasoras e estimativa de biodiversidade (Harper et al., 2019; Deiner et al., 2021), para biomonitoramento da saúde e dinâmica dos ecossistemas, dieta e interações tróficas, ecologia de desova de animais aquáticos, no monitoramento da biodiversidade e ecologia de parasitos (Beng et al., 2020).

A aplicação de técnicas sob a perspectiva de eDNA aumenta a acurácia temporal e espacial do monitoramento (Beng et al., 2020; Takahashi et al., 2023). Por serem rápidas, eficientes e relativamente acessíveis, essas técnicas apresentam inúmeras vantagens, como a maior oportunidade de monitorar a dinâmica de espécies, populações e comunidades, e mapear sua distribuição geográfica durante longos períodos e em grandes escalas espaciais (Ficetola et al., 2019; Itakura et al., 2019; Lecaudey et al., 2019; Preissler et al., 2019; Reinhardt et al. 2019; Sales et al. 2020). Além disso, a amostragem é simples, não destrutiva e não invasiva, evitando danos significativos às espécies-alvo ou seus habitats (Mora et al., 2019; Leempoel et al., 2020; Gava et al., 2025). O eDNA também pode detectar espécies raras mesmo em densidades relativamente baixas (Carvalho et al., 2019; Shelton et al., 2019; Takahara et al., 2020), e permite a detecção precoce de espécies invasoras e sua erradicação oportuna antes do estabelecimento completo (Schumer et al., 2019; Tingley et al., 2019). Por fim, a amostragem por eDNA oferece potencial precisão taxonômica, permitindo a avaliação simultânea da biodiversidade para uma ampla gama de organismos (Sawaya et al., 2019; Thomsen & Sigsgaard, 2019; Zhang et al., 2020b).

Esses métodos são ainda mais potencializados quando combinados com estudos complementares, como no caso do monitoramento e controle de doenças parasitárias, que necessitam de ferramentas escaláveis, sensíveis e econômicas (Sengupta et al., 2022). No entanto, a aplicação desses na parasitologia começou a ser explorada apenas recentemente (Stothard et al., 2017; Selbach et al., 2019), e ainda são poucos os trabalhos que padronizaram a aplicação da técnica para detecção de eDNA de patógenos em diferentes amostras ambientais (Worrell et al., 2011; Hashizume et al., 2017; Mejia, et al., 2020; Tyungu et al., 2020; McKim et al., 2023; Gava et al., 2025), representando assim uma pequena parcela dos estudos gerais sobre eDNA (Sengupta et al., 2022).

Especificamente, dentro da parasitologia, o eDNA pode fornecer informações sobre a diversidade e distribuição espacial e temporal dos parasitos, a diversidade de linhagens dentro de hospedeiros (múltiplas infecções), o rastreamento do ambiente quanto à presença de hospedeiros potenciais (intermediários ou definitivos), novas linhagens e associações, elucidando os ciclos de vida, investigação da etiologia de doenças e como as comunidades ecológicas influenciam o risco de doença (Bass et al., 2015).

No âmbito da contaminação ambiental, o solo representa um dos principais reservatórios de ovos e larvas de helmintos e cistos e oocistos de protozoários intestinais, e o ser humano, assim como, muitos dos animais de criação, estão constantemente expostos devido à proximidade com o mesmo (Banerjee & Van Der Heijden, 2023). Alguns trabalhos, já utilizam

o solo como ferramenta para identificação de parasitos (Storey et al., 1985; Davies et al., 2005; Martínez-Moreno et al., 2007; Alum et al., 2014; Štrkolcová et al., 2014), no entanto, essa identificação é frequentemente realizada por microscopia, o que exige conhecimento especializado em taxonomia e morfologia, além de demandar mais tempo e trabalho para fornecer resultados com menor sensibilidade e especificidade em comparação com métodos moleculares. Como não existe um método padrão para identificar e quantificar a presença de parasitos intestinais no solo, a combinação de métodos de eDNA com outras ferramentas já utilizadas oferece um grande potencial para entender os riscos de doenças e sua transmissão, assim como as comunidades parasitárias e seu papel em processos ecossistêmicos mais amplos, como estruturação de teias alimentares e associação ecológica (Sengupta et al., 2022).

2. JUSTIFICATIVA

A abordagem de Uma Só Saúde é uma estratégia, definida pela Organização Mundial da Saúde (OMS) e pela Organização das Nações Unidas para Alimentação e a Agricultura (FAO), que promove a colaboração entre setores diversos para alcançar melhores resultados de saúde pública. Essa abordagem é essencial para enfrentar as ameaças à saúde humana, animal, vegetal e ambiental (OMS *One Health*, FAO *One Health*; Banerjee & Van Der Heijden, 2023).

Em consonância com essa perspectiva, o conceito de saúde global visa melhorar a saúde geral e promover a equidade na saúde em todo o mundo (Koplan et al., 2009), destacando a necessidade de ações globais para garantir saúde a diferentes comunidades (Mendes et al., 2020). No entanto, a implementação efetiva de políticas e programas de saúde enfrenta desafios, especialmente em países com baixa e média rendas (Theobald et al., 2018). Em 2020, a pandemia de COVID-19 expôs a fragilidade dos sistemas de saúde pública, destacando a necessidade de uma abordagem integrada (Coria et al., 2022; Elnaiem et al., 2023) a fim de garantir segurança sanitária global para além das zoonoses e das doenças infecciosas com potencial pandêmico.

As DTNs expõem a disparidade existente na saúde pública, afetando desproporcionalmente populações em áreas com infraestrutura sanitária precária (Shiffman & Shawar, 2022). Problemas como crescimento populacional, mudanças climáticas e uso da terra agravam essas condições (Daszak et al., 2000; Elnaiem et al., 2023). Entre os agentes causadores das DTNs, os parasitos intestinais são especialmente preocupantes, devido à relação direta com a deficiência de infraestrutura sanitária, que facilita a transmissão através do solo, água e alimentos contaminados (Steinbaum et al., 2016; Steinbaum et al., 2017; Mejia et al., 2020). Apesar dos esforços para melhorar a qualidade da água, do saneamento e da higiene (WASH), os resultados têm sido limitados (Nery et al., 2019). O solo é um dos principais reservatórios de parasitos e o ser humano e animais de criação estão constantemente expostos devido à proximidade (Banerjee & Van Der Heijden, 2023).

A inovação na detecção de patógenos, como o uso de DNA ambiental (eDNA), oferece uma abordagem promissora para superar os desafios existentes na identificação e monitoramento de parasitos. Embora ainda haja poucos estudos padronizando essa técnica (Worrell et al., 2011; Hashizume et al., 2017; Mejia et al., 2020; Tyungu et al., 2020; McKim et al., 2023), o eDNA tem mostrado ser eficaz na detecção de material genético ambiental, reduzindo tempo e custos (Ficetola et al., 2008; Minamoto et al., 2012; Hashizume et al., 2017).

Diante disso, são necessários mais estudos que explorem a aplicabilidade da técnica de eDNA como um método capaz de auxiliar pesquisadores na compilação de dados de distribuição de espécies, no monitoramento de mudanças ecológicas, na compreensão das dinâmicas de transmissão das doenças parasitárias e na identificação e mapeamento de possíveis fontes de infecção. Assim, o eDNA se apresenta como uma ferramenta promissora para o desenvolvimento de estratégias preventivas de futuras infecções parasitárias, como o direcionamento de medidas de controle eficientes, auxílio no diagnóstico precoce e tratamento, e avaliação periódica da contaminação ambiental nas áreas endêmicas. Esses esforços ajudarão a direcionar políticas de prevenção e promover a saúde global e a educação em saúde.

3. OBJETIVOS

3.1 Objetivo geral

Avaliar a contaminação ambiental por helmintos e protozoários parasitos em amostras de solo do peridomicílio e seu potencial risco de exposição e infecção para os residentes de Brejo do Amparo, Januária, estado de Minas Gerais.

3.2 Objetivos específicos

- Caracterizar as comunidades de Brejo do Amparo (Pé da Serra, Tocantins e Santana) e os domicílios estudados quanto às condições socioeconômicas, à infraestrutura sanitária e às características habitacionais;
- Detectar a presença e identificar as espécies de parasitos em amostras de solo coletadas no peridomicílio das residências de Brejo do Amparo por meio da técnica de qPCR Multiparalelo;
- Avaliar e comparar a frequência de parasitos no solo segundo as estações, as comunidades e os locais de coleta (entrada, banheiro e quintal) no peridomicílio das residências de Brejo do Amparo;
- Identificar as espécies de helmintos parasitos presentes nas amostras fecais humanas por meio das técnicas Kato-Katz, Helmintex e Rugai modificado nas mesmas comunidades onde foram realizadas as coletas de solo;
- Investigar possíveis associações entre a positividade de parasitos presentes nos domicílios (solo e fezes) e as variáveis socioeconômicas e de infraestrutura domiciliar.

4. METODOLOGIA

4.1 Considerações éticas

Este estudo é uma ramificação do projeto originado da Chamada CNPq/MS-SCTIE-Decit Nº 22/2019 - PESQUISAS SOBRE DOENÇAS TRANSMISSÍVEIS E NEGLIGENCIADAS (Processo CNPq 442994/2019-2). Inicialmente, todos os participantes foram informados sobre as coletas de amostras biológicas (fezes, urina e sangue) essenciais para execução do projeto e solicitados a assinar o Termo de Consentimento Livre e Esclarecido (TCLE) para maiores de 18 anos ou o Termo de Assentimento Livre e Esclarecido (TALE) como representantes legais para pessoas de 6 a 17 anos (**Anexo A**). Posteriormente, foram incluídas as coletas ambientais, e os participantes foram visitados e devidamente informados sobre a proposta e os objetivos das referidas coletas.

4.2 Delineamento do Estudo

4.2.1 Escolha da área de estudo: Brejo do Amparo, distrito de Januária

Januária é um município localizado na região Norte do Estado de Minas Gerais (**Figura 1**), fazendo fronteira com o Estado da Bahia. A cidade está na margem esquerda da Bacia do Rio São Francisco, a aproximadamente 600 km da capital mineira, Belo Horizonte. Com uma população estimada em 65.150 pessoas (IBGE, 2022), o município possui uma extensão territorial de 6.661,588 km², resultando em uma densidade demográfica de 9,78 hab/km². O clima é tropical semiárido, com temperaturas máximas de até 38° C e mínimas de 12,6° C, e uma média anual de 26,30° C. As chuvas são escassas, concentrando-se nos meses de outubro a março. A região encontra-se em um bioma de transição, incluindo caatinga, cerrado, mata seca e remanescentes de mata atlântica, caracterizando-se por pouca precipitação e calor constante (Prefeitura de Januária).

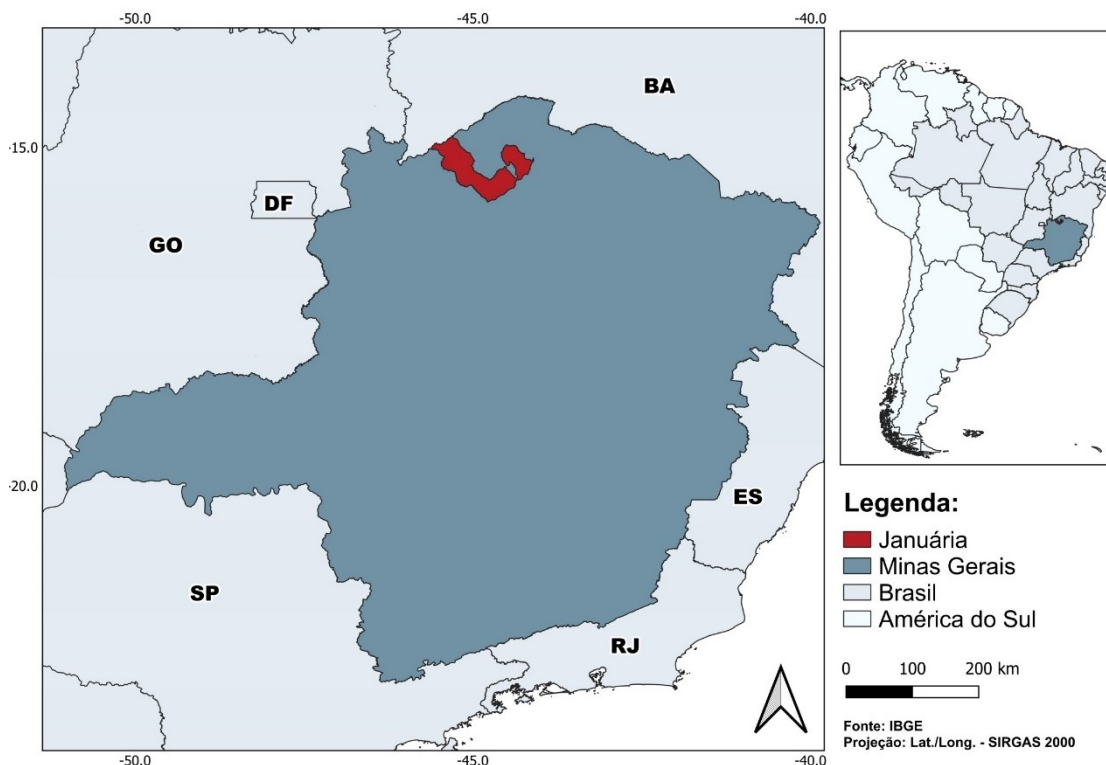


Figura 1 Localização do município de Januária no Estado de Minas Gerais, no Brasil e na América do Sul. A figura ilustra a posição geográfica do município de Januária no estado de Minas Gerais dentro do Brasil e no contexto mais amplo da América do Sul. A imagem destaca a posição do município de Januária no mapa de Minas Gerais facilitando a compreensão de sua localização em relação a outras regiões do país e do continente.

Segundo o Sistema Nacional de Informações sobre Saneamento (SNIS) 2022, 38,48% da população de Januária não possui acesso a água tratada, e 83,8% não conta com esgotamento sanitário adequado (IAS, 2022), além disso as internações devido a diarreias são de 26,1 para cada 1.000 habitantes (IBGE, 2022). Como reflexo das precárias condições de infraestrutura sanitária, das deficiências no tratamento de água e altos índices de pobreza, o município e seus distritos apresentam cenário propício para doenças parasitárias intestinais.

O município de Januária é composto por sete distritos: Várzea Bonita, São Joaquim, Tejuco, Pandeiros, Riacho da Cruz, Levinópolis e Brejo do Amparo. Entre eles, Brejo do Amparo foi a área escolhida para o desenvolvimento do estudo em questão (**Figura 2**). O distrito está localizado a, aproximadamente, 3 km da sede do município e possui cerca de 370 habitantes que residem em áreas rurais próximas aos córregos Pé da Serra, Tocantins e Santana.

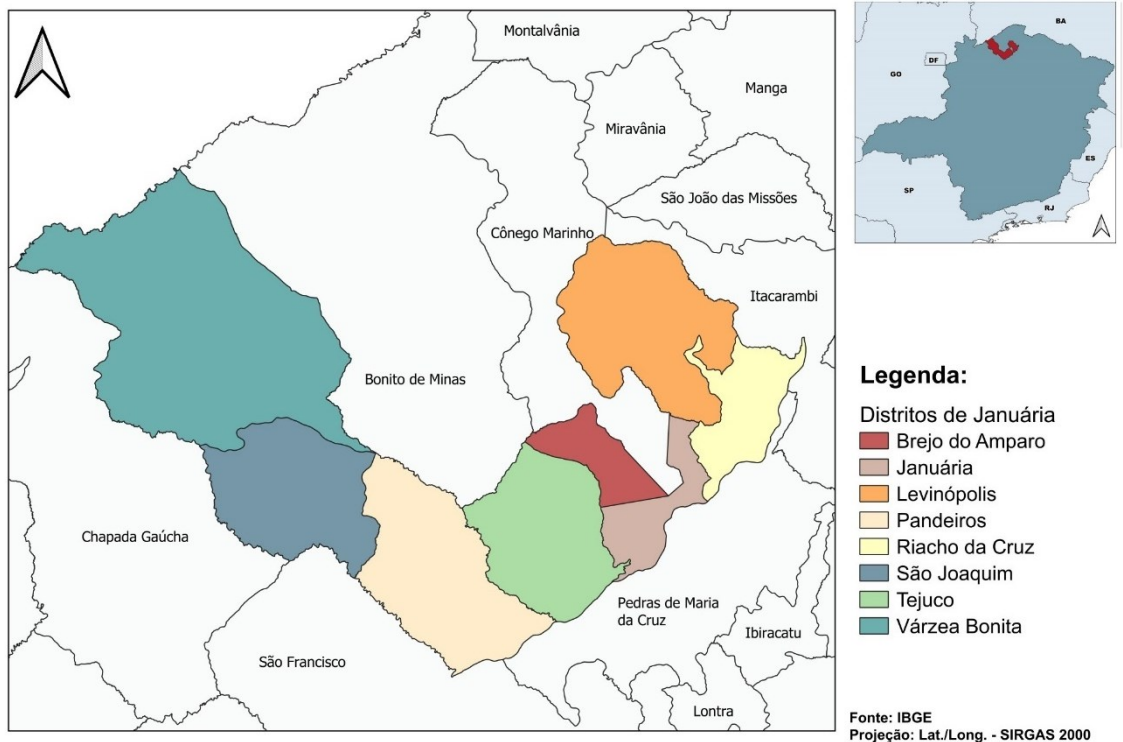


Figura 2 Representação dos Distritos do Município de Januária, Estado de Minas Gerais. A figura apresenta a divisão territorial dos distritos do município de Januária, localizado no estado de Minas Gerais. Cada distrito está destacado com cores distintas para facilitar a visualização e a identificação das áreas administrativas.

4.2.2 *Desenho do estudo*

O presente estudo se caracteriza como observacional, transversal e analítico. Observacional porque não houve intervenção sobre as variáveis de interesse, restringindo-se à coleta e análise de dados ambientais, biológicos e socioeconômicos. É transversal uma vez que tanto os desfechos (presença de parasitos intestinais em amostras de solo e fezes humanas) quanto as exposições (características socioeconômicas, condições de infraestrutura domiciliar e fatores sazonais) foram avaliados de forma simultânea, em períodos específicos de coleta. E analítico porque, além da descrição da ocorrência dos parasitos, buscou-se analisar a relação de causa e efeito entre determinadas exposições e desfechos.

4.2.3 *Aplicação do questionário à população de estudo*

Para realização do estudo, a amostragem foi por conveniência mediante assinatura e aceitação em participar da pesquisa. Para a coleta de dados da população de estudo foram aplicados dois questionários aos residentes de Brejo do Amparo. O primeiro questionário, preenchido por apenas um membro da família, teve o objetivo de caracterizar questões

familiares, domiciliares e ambientais (**Anexo B**). O segundo questionário foi aplicado individualmente aos participantes, coletando informações pessoais (**Anexo B**).

4.3 Análise de dados dos questionários e caracterização da população

Inicialmente os dados obtidos por meio das respostas dos questionários foram tabulados e interpretados conforme a proporção de respostas. Tabelas de contingência também foram criadas com o objetivo de analisar a distribuição das variáveis socioeconômicas e demográficas entre as comunidades do distrito de Brejo do Amparo.

Para complementar a caracterização socioeconômica da área de estudo e auxiliar na análise da vulnerabilidade da população residente, foi utilizado o Índice Firjan de Desenvolvimento Municipal (IFDM). Desenvolvido pela Federação das Indústrias do Estado do Rio de Janeiro (FIRJAN), o IFDM é um indicador sintético de desenvolvimento socioeconômico com abrangência nacional, periodicidade anual e com recorte municipal. O índice busca mensurar a capacidade dos municípios brasileiros em promover condições adequadas de vida para sua população, com base em três dimensões do desenvolvimento: Emprego e Renda, Educação e Saúde. Cada uma dessas vertentes é composta de informações extraídas de fontes oficiais e pública, como IBGE, RAIS, INEP, DataSUS e Cadastro Único. Todos submetidos a processos de normalização e ponderação (FIRJAN, 2025).

O componente de Emprego & Renda inclui variáveis como absorção de mão de obra formal, PIB *per capita*, taxa de pobreza e diversidade econômica. A vertente Educação avalia tanto a oferta quanto a qualidade da educação básica, considerando dados como adequação da formação docente, taxa de atendimento escolar na educação infantil, educação em tempo integral, distorção idade-série, taxa de abandono e desempenho do IDEB. Já a dimensão Saúde contempla indicadores como cobertura vacinal infantil, número de médicos por habitante, cobertura de pré-natal, gravidez na adolescência, internações por causas sensíveis à atenção básica, doenças relacionadas ao saneamento inadequado e óbitos infantis evitáveis. Os resultados de cada componente são agregados por média simples, gerando uma nota final para cada município, em uma escala que varia de 0 a 1, na qual valores mais próximos a 1 indicam maior nível de desenvolvimento. Os valores são classificados em quatro categorias: Desenvolvimento Crítico (0,0 a 0,4), Baixo (0,4 a 0,6), Moderado (0,6 a 0,8) e Alto (0,8 a 1,0) (FIRJAN, 2025). A escolha de aplicação do IFDM neste estudo se justifica por sua robustez

metodológica e por sua ampla disponibilidade e comparabilidade entre os municípios do estado e país (FIRJAN, 2025).

Adicionalmente, com o objetivo de descrever as condições socioambientais da população estudada, optou-se por critérios derivados da composição do Índice de Pobreza (IPo), um instrumento já validado e aplicado em diferentes contextos regionais para avaliar vulnerabilidade não apenas monetárias, mas estruturais. Essa seleção foi realizada de forma a atender as necessidades do presente estudo de maneira abrangente, considerando múltiplas dimensões da pobreza adaptadas à realidade local. O índice em questão abarca indicadores diretos e indiretos de pobreza e inclui cinco dimensões essenciais: taxa de mortalidade infantil até cinco anos, percentual de população com renda inferior a meio salário-mínimo, taxa de analfabetismo entre adultos de 25 anos, probabilidade de morrer antes do 40 anos e proporção de domicílios com saneamento inadequado (Confalonieri et al., 2018). A partir dessa estrutura, os critérios selecionados para descrever a população de Brejo do Amparo incluíram: ausência de água encanada, ausência de coleta adequada de lixo, saneamento precário, baixa escolaridade do chefe de família, uso de água sem tratamento e rua não pavimentada. Dentre esses, destaca-se o critério de saneamento inadequado, que segue a definição adotada pelo IPo, segundo a qual o domicílio é considerado adequado quando possui acesso simultâneo à rede geral de abastecimento de água, esgotamento sanitário por rede ou fossa séptica e serviço de coleta de lixo, sendo classificado como inadequado aquele que não possui os três serviços simultaneamente.

4.4 Coleta e processamento das amostras ambientais

Inicialmente, como um estudo piloto, para aprendizado, validação e estruturação das estratégias de pesquisa, 56 amostras de solo foram coletadas em 21 casas, no dia 22 de maio de 2023. Dessas 56 amostras de solo, apenas 10 foram utilizadas para o aprendizado da técnica de extração de eDNA e padronização da metodologia no Laboratório de Imunobiologia e Controle de Parasitos (ICB/UFMG).

Após serem testadas e padronizadas, as demais coletas da pesquisa foram oficialmente realizadas. Das 85 residências participantes do projeto inicial aprovado pelo DECIT/CNPq, 68 foram amostradas realizadas por meio da coleta ambiental. O critério de seleção foi a presença e autorização do residente no momento da coleta. As coletas foram realizadas em Julho de 2023

e em Março de 2024, totalizando 298 amostras (150 em Julho e 148 em Março). Os meses em questão caracterizam duas estações, seca e chuvosa, respectivamente.

A amostragem foi realizada de forma proposital, ou seja, os locais de coleta foram escolhidos pelo investigador, sem delimitação espacial específica (Collender et al., 2015; Waindok et al., 2022). A escolha dos diferentes locais para coleta no ambiente externo foi feita levando em consideração maior tráfego e permanência dos residentes no local, informação adquirida por meio dos próprios residentes no momento de coleta. Foi priorizada a coleta nas entradas das casas, nas entradas de banheiros externos e em áreas do quintal.

As amostras de solo foram coletadas raspando-se a superfície escolhida utilizando tubos cônicos tipo Falcon de 50 mL, buscando preencher o volume completo do recipiente. Os tubos foram devidamente identificados com o código gerado para cada residência e foram realizadas pelo menos duas coletas por residência. Após a coleta, as amostras foram acondicionadas em temperatura ambiente até serem transportadas do local de estudo para o laboratório. No laboratório, essas amostras foram armazenadas a 4 °C até o processamento.

Para realização da concentração de DNA parasitário utilizou-se a flotação e filtração das amostras antes da extração do DNA, segundo o protocolo descrito por Crudo Blackburn e colaboradores (2024). Primeiramente, as amostras foram pesadas, apresentando variação entre 40 e 70 g, para que os valores de DNA obtidos por qPCR fossem normalizados em relação ao peso da amostra. Para isso, a quantificação de DNA (fg/ μ L por kg de solo) foi dividida pela massa correspondente, garantindo comparabilidade entre as amostras analisadas.

Em seguida, cada amostra foi dividida igualmente entre dois tubos cônicos tipo Falcon de 50mL e foi adicionado solução salina tamponada com fosfato (PBS) contendo Tween-20 a 0,05%, até completar o volume de 50mL em cada tubo. Então, as amostras foram agitadas manualmente por 5 minutos para completa incorporação da solução à amostra e, posteriormente, os tubos foram centrifugados a 1500 rpm (ou 500 g) por 5 minutos. O sobrenadante foi descartado, sendo essa uma etapa que auxilia na remoção dos detritos em macroescala. Para flotação dos ovos e larvas de helmintos, bem como cistos e oocistos de protozoários, foi adicionado ao pellet 10 mL solução de NaNO_3 (CRQ Produtos Químicos, Brasil) a 35,6% p/p com densidade específica de 1,25 a 1,30 em cada tubo. A amostra com solução foi novamente agitada manualmente por 5 minutos e centrifugada a 1500 rpm (ou 500 g) por 5 minutos.

Realizada essas etapas, seringas descartáveis do tipo Luer Lock de 60mL (Descarpack, Brasil) foram acopladas a um aparato de filtração, contendo filtros de nylon de 3 μm , e aproximadamente 20 mL de sobrenadante por amostra, resultantes da centrifugação, foram despejados na seringa e filtrados. Após este processo, os filtros foram coletados e colocados em tubos Lysing Matrix E[®] (MP Biomedicals, EUA) para iniciar o processo de extração de DNA.

4.5 Extração de DNA das amostras de solo

Para a extração do material genético das amostras de solo foi utilizado o kit da MP - FastDNA[®] Spin Kit para solo (MP Biomedicals, EUA), conforme descrito anteriormente por Mejia e colaboradores (2013, 2020). Resumidamente, seguindo o protocolo, os filtros provenientes da filtração, descrita no item 4.4, foram colocados em tubos Lysing Matrix E (MP Biomedicals) contendo 978 μl de Fosfato de Sódio (MP Biomedicals) com controle interno adicionado e 122 μl de tampão MT buffer (MP Biomedicals). Esse controle de DNA exógeno, não relacionado aos parasitos alvo, foi adicionado a cada amostra antes da etapa de purificação para permitir a quantificação do DNA isolado usando PCR, avaliar a eficiência do processo e reduzir a ocorrência de falsos negativos. Em sequência, as amostras foram aquecidas 90°C durante 10 minutos. Após o aquecimento, as amostras foram homogeneizadas no Disruptor Genie por 5 minutos a 3000 rpm, seguido de centrifugação a 14.000 g durante 10 minutos. Os sobrenadantes foram coletados e adicionados em um novo tubo de 2 mL contendo 250 μL de PPS (MP Biomedicals) e centrifugados novamente a 14.000 g por 10 minutos. Após a centrifugação, em um novo tubo, foi adicionado 1mL do sobrenadante em 1mL de Binding Matrix (MP Biomedicals). As amostras ficaram em repouso por 10 minutos em temperatura ambiente. Após os 10 min, os sobrenadantes foram descartados e a matriz de ligação foi adicionada em um tubo de 2mL com filtro. Esses tubos foram centrifugados a 14.000 g por 2 minutos. O líquido resultante foi descartado e 500 μL de SEWS-M (MP Biomedicals) foi adicionado. Os tubos foram submetidos a uma nova centrifugação de 14.000 g por 4 minutos. O filtro contendo a matriz foi transferido para um novo tubo de 2mL e ficou em repouso por 5 minutos, em temperatura ambiente e com a tampa aberta. Após o tempo necessário, foi adicionado 100 μL de DES (MP Biomedicals) e os tubos ficaram em repouso novamente, por 5 minutos, porém com a tampa fechada. Após os 5 min, os tubos foram centrifugados a 14.000 g por 2 minutos e o produto da centrifugação foi armazenado a -20 °C, até seu posterior uso na técnica de qPCR Multiparalelo.

4.6 qPCR Multiparalelo

A detecção de DNA dos parasitos em amostras de solo foi realizada segundo o protocolo descrito por Mejia e colaboradores (2013), utilizando qPCR Multiparalelo. Resumidamente, primers específicos para cada espécie e sondas ligantes marcadas com FAM (Applied Biosystems™, Foster City, CA) foram selecionados para cada um dos onze parasitos testados (**Tabela 1**), incluindo helmintos (*A. lumbricoides*, *A. duodenale*, *N. americanus*, *Strongyloides stercoralis*, *T. cati*, *T. canis*, e *T. trichiura*) e protozoários (*Blastocystis* sp., *Cryptosporidium* sp., *E. histolytica* e *G. intestinalis*).

Todas as qPCRs foram realizadas em placas MicroAmp de 96 poços (Applied Biosystems™) e para as reações foram preparados um volume total de 7 µL por poço contendo 3,5 µL de Taqman™ fast mix (Applied Biosystems™), 0,007 µL de forward primer (900 µM), 0,007 µL de reverse primer (900 µM), 0,0175 µL de sonda marcada com FAM (100 µM), 1,47 µL de água ultrapura e 2 µL de DNA. As reações foram executadas no termociclador 7500 Real Time (Applied Biosystems™) usando parâmetros padrão com uma configuração de ciclagem caracterizada por um primeiro estágio a 95°C por 20 min, seguida por 40 ciclos de 95°C por 1 min e 60°C por 20 min. Os resultados da qPCR foram considerados negativos se os valores de limiar de ciclo (Ct) fossem > 38.

Uma curva padrão parasito-plasmídeo com diluições de 10 vezes foi gerada para cada parasito, servindo como controle positivo e permitindo a quantificação da concentração de DNA do parasito. Água ultrapura foi utilizada como controle negativo. Os resultados foram analisados no software QuantStudio™ Design and Analysis v2.6.0.

Tabela 1 Regiões alvo, sequências de primers e sondas por parasitos para amplificação de DNA.

Parasito	Região alvo	Sequência Forward primer (5'-3') Sequência Reverse primer (5'-3') Sequência Probe (5'FAM-3')
<i>Ancylostoma duodenale</i>	ITS-2	GAATGACAGCAAACCTCGTTGTTG ATACTAGCCACTGCCGAAACGT ATCGTTTACCGACTTTAG
<i>Ascaris lumbricoides</i>	ITS-1	TGCACATAAGTACTATTTGCGCGTAT CCGCCGACTGCTATTACATCA GAGCCACATAGTAAATT
<i>Blastocystis</i> spp.	16s rRNA	AGTAGTCATACGCTCGTCTCAA TCTTCGTTACCCGTTACTGC CGTGTAATCTTACCATTTAGAGGA
<i>Cryptosporidium</i> spp.	DNA-J like protein	AACTTCACGTGTGTTTGCCAAT CCAATCACAGAATCATCAGAATCG CATATGAAGTTATAGGGATACCAG
<i>Entamoeba histolytica</i>	18S rRNA	GTTTGTATTAGTACAAAATGGCCAATTC TCGTGGCATCCTAACTCACTTAGA CAATGAATTGAGAAATGACA
<i>Giardia intestinalis</i>	16S rRNA	CATGCATGCCCCGCTCA AGCGGTGTCCGGCTAGC AGGACAACGGTTGCAC
<i>Necator americanus</i>	ITS-2	CTGTTTGTGCGAACGGTACTTGC ATAACAGCGTGCACATGTTGC CTGTACTACGCATTGTATAC
<i>Strongyloides stercoralis</i>	18s rRNA	GAATTCCAAGTAAACGTAAGTCATTAGC TGCTCTGGATATTGCTCAGTTC ACACACCGGCCGTCGCTGC
<i>Toxocara canis</i>	ITS-2	GCGCCAATTTATGGAATGTGAT GAGCAAACGACAGCSATTTCTT CCATTACCACACCAGCATAGCTCACCGA
<i>Toxocara cati</i>	ITS-2	ACGCGTACGTATGGAATGTGCT GAGCAAACGACAGCSATTTCTT TCTTTCGCAACGTGCATTCGGTGA
<i>Trichuris trichiura</i>	ITS-1	TCCGAACGGCGGATCA CTCGAGTGTACGTCGTCCTT TTGGCTCGTAGGTCGTT
<i>Internal Amplification Control (IAC)</i>	Synthetic sequence	CTAACCTTCGTGATGAGCAATCG GATCAGCTACGTGAGGTCCTAC TCGATGCACTCCAGTCCTCCT

*ITS = internal transcribed spacer; *rRNA = ribosomal RNA. Fonte: Pineda et al., 2025.

4.7 Coleta de Fezes

As amostras de fezes foram coletadas para a realização do diagnóstico parasitológico pelos métodos de Kato-Katz, Helmintex e Rugai modificado (RMOD). Cada participante recebeu um frasco, devidamente identificado, com capacidade para evacuação total de 500mL. As orientações sobre os procedimentos adequados para a coleta, armazenamento e entrega das amostras foram fornecidas a todos os indivíduos. Após o recolhimento, as amostras foram encaminhadas e processadas no laboratório do Centro Avançado de Pesquisa e Tratamento das Leishmanioses de Januária, localizado na sede do Município de Januária, Estado de Minas Gerais.

4.8 Exame parasitológico de Fezes

4.8.1 *Kato Katz*

Para a detecção da infecção por geo-helmintos e por *Schistosoma mansoni*, o método de Kato-Katz foi utilizado. Este é um método que consiste na detecção dos ovos desses parasitos em amostras fecais. Foi utilizado o *kit* parasitológico fornecido pelo Ministério da Saúde do Brasil, o Helm-Test[®] (Biomanguinhos/FIOCRUZ, Rio de Janeiro, Brasil).

Foram confeccionadas seis lâminas de uma única amostra fecal por indivíduo. Em todos os casos, as lâminas de KK foram examinadas em microscópio óptico Zeiss Primostar (Carl Zeiss, Alemanha) com aumento de 100x, pelo menos 1-2 horas após a preparação. Para controle de qualidade, pelo menos 10% das lâminas negativas para *S. mansoni* foram verificadas por outro microscopista.

Os pacientes positivos para esquistossomose receberam tratamento gratuitamente com praziquantel (40-60 mg/kg) e os positivos para helmintos intestinais receberam Albendazol (400 mg dose única). Medicamentos e tratamento foram providenciados pela equipe colaboradora do posto de saúde local no Brejo do Amparo.

4.8.2 *Helmintex*

Adicionalmente, foi utilizado o método Helmintex em todas as amostras de todos os indivíduos, conforme descrito por Teixeira e colaboradores (2007) e aprimorado por Favero e colaboradores (2017). Resumidamente, foram utilizados 30g de fezes suspensas em etanol 70%

tratado com detergente (Tween-20). O homogeneizado foi filtrado em peneira com abertura de 500µm sobreposta a um recipiente coletor e deixado por uma hora em temperatura ambiente para sedimentação. Transcorrido o tempo, o sobrenadante foi desprezado e em seguida adicionada água destilada para uma nova sedimentação, repetindo-se esse processo até que o sobrenadante ficasse límpido. Após as lavagens e sedimentações consecutivas, uma nova tamisação foi realizada utilizando peneiras com aberturas diferentes (150 e 45 µm). O material retido na última peneira (45 µm) foi recolhido e submetido ao método de Ritchie (1948). O sedimento obtido foi ajustado até o volume de 1,5mL, transferido para microtubos e adicionados 19 µL de partículas paramagnéticas (BioMag[®] Superparamagnetic Iron Oxide; lote: 10516). Os microtubos foram incubados e agitados por uma hora com o auxílio de um agitador orbital à temperatura ambiente. Após a incubação, os microtubos foram conectados ao magneto (BioMag[®] Multi-6-Separator; PolySciences, Inc. Valley Road, Washington, PA) por 3 minutos; o sobrenadante foi descartado e o sedimento ressuspenso em 1mL de solução aquosa de NaCl (0,9%) e armazenados a -4°C até o momento da análise. Para a análise microscópica, o sedimento foi corado com uma solução de 3% de ninhydrina em álcool 70% e transferido para papéis filtro (5 cm x 2,5 cm; poro de 25µm; UNIFIL), e examinadas por microscopia óptica para identificação dos ovos de *S. mansoni*.

4.8.3 Técnica de Rugai modificado

A fim de aumentar a sensibilidade na detecção de larvas de *Strongyloides*, especialmente em amostras com baixa carga parasitária, foi empregada a técnica de Rugai modificada (RMOD), conforme descrito por Rodrigues e colaboradores (2024). Resumidamente, a adaptação consiste na homogeneização de 10 g de fezes humanas com água filtrada até obter uma consistência pastosa. Em seguida, essa mistura foi incorporada a vermiculita expandida média na proporção 1:2 (fezes:vermiculita, p/p). O composto fecal foi então envolvido por uma camada de gaze cirúrgica e uma camada externa de pano de limpeza multiuso (tecido sintético não tecido, viscoso e látex, 40G *Smooth*, 20 × 20 cm) e colocada dentro de uma peneira sobre um cone de sedimentação de plástico cheio de água, permitindo o contato entre a mistura fecal e a água morna (40–42 °C). Após duas horas de incubação, foram coletados 9 mL do fundo do cone de sedimentação e imediatamente adicionado 1 mL de formalina. A mistura foi homogeneizada e centrifugada a 400 g por 5 min. Posteriormente, 8 mL do sobrenadante foram cuidadosamente descartados, restando 2 mL do material sedimentado. Duas alíquotas de cada amostra (100 µL cada) foram misturadas com solução de Lugol e analisadas em microscópio

de luz, sendo o número de larvas por alíquota utilizado para o cálculo do número de larvas por grama de fezes.

4.9 Georreferenciamento

Durante a coleta de amostras de solo e fezes, todas as residências visitadas foram georreferenciadas com o auxílio de um dispositivo GPS da marca Garmin eTrex H (**Figura 3**). Os pontos geográficos coletados foram transferidos do dispositivo GPS para o *software* QGIS, onde foram integrados com a malha municipal disponibilizada gratuitamente no site do Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE). Os arquivos referentes à malha municipal retratam a divisão Política Administrativa do território, através da representação vetorial dos limites estaduais e municipais, permitindo a construção de mapas (IBGE, 2022). Desta forma, após a integração dos dados, foi possível elaborar mapas temáticos evidenciando a distribuição espacial das residências visitadas bem como a presença de amostras positivas para os parasitos detectados no estudo.



Figura 3 Vista do Google Earth das 85 residências participantes do Projeto no distrito de Brejo do Amparo no Município de Januária, Minas Gerais. A) representação geral dos pontos de coleta. B) representação dos pontos de coleta em Pé da Serra. C) representação dos pontos de coleta na região de Tocantins D) representação dos pontos de coleta na região de Santana.

4.10 Processamento dos dados e análises estatísticas

Os dados foram organizados e analisados utilizando os *softwares* GraphPad Prism (v. 8.0), R (v 4.4.3) e Microsoft® Excel. Inicialmente, todos os dados foram tabulados e, especialmente, para as análises de regressão logística binomial foi construída uma tabela com os dados coletados pelo questionário, com os resultados positivos para exame de fezes e com os resultados positivos para eDNA no solo. Essa tabela foi composta pelas variáveis numéricas: **número de residentes** (quantidade de pessoas que residem no domicílio), **cômodos por casa** (quantidade de cômodos da residência) e **banheiros por casa** (quantidade de banheiros disponíveis na residência) e pelas variáveis categóricas: **comunidade** (comunidade onde residem: Pé da Serra, Tocantins ou Santana), **casa** (código de identificação da residência), escolaridade (nível de instrução do chefe de família), **carro** (posse de carro), **moto** (posse de moto), **máquina** (posse de máquina de lavar), **geladeira** (posse de geladeira), **computador** (posse de computador), **energia** (residência com acesso a energia elétrica), água encanada (residência com acesso a rede de abastecimento), pavimentação (localização da residência em rua pavimentada), **auxílio** (recebimento de algum tipo de benefício social), **destino do esgotamento** (destino do esgotamento do vaso sanitário), **destino do lixo** (destino dado ao lixo gerado no domicílio), **origem da água** (forma captação de água no domicílio), **tratamento de água** (método de tratamento utilizado para o consumo da água), **coleta de fezes** (realização ou não da coleta de fezes no domicílio), **resultado exame de fezes** (resultado obtido no exame de fezes), **parasito fezes** (espécies de parasitos encontrados na amostra de fezes), **coleta de solo** (realização ou não da coleta de solo no domicílio), **resultado solo** (resultado obtido na amostra de solo), **parasito solo seca** (espécies de parasitos encontrados na amostra de solo na estação seca) e **parasito solo chuva** (espécies de parasitos encontrados na amostra de solo na estação chuvosa).

A partir disso, foram realizadas análises exploratórias e criadas tabelas de contingência com o objetivo de analisar a distribuição das variáveis socioeconômicas conforme as comunidades e a positividade dos exames e a necessidade de agrupar algumas categorias, com o objetivo de evitar separação completa nos modelos de regressão logística e garantir a viabilidade das análises estatísticas subsequentes. Nesta etapa, a variável escolaridade foi recategorizada em uma nova variável binária denominada escolaridade baixa. A variável assume o valor 1 quando a escolaridade corresponde a “analfabeto/fundamental 1 incompleto” ou “fundamental 1 completo / fundamental 2 incompleto”; 0 nos demais casos (níveis de

escolaridade mais elevados). E as variáveis carro, computador, geladeira, máquina e moto foram excluídas por não contribuírem diretamente para as análises.

Para todas as análises estatísticas, inicialmente foi verificada a normalidade das distribuições por meio do teste de Shapiro–Wilk, aplicado sempre que necessário para definir o uso de métodos paramétricos ou não paramétricos.

Para avaliar se houve diferença estatisticamente significativa entre as comunidades em relação às variáveis socioeconômicas, o teste de Kruskal-Wallis foi aplicado para as variáveis numéricas, uma vez que os dados não apresentaram distribuição normal, e para as variáveis categóricas, os testes foram escolhidos com base nas frequências observadas. Quando todas as frequências esperadas foram maiores que 5 foi utilizado o teste do Qui-quadrado padrão, em tabelas 2x2, quando essas foram menor que 5 foi aplicado o teste exato de Fisher, e quando não atendia a nenhuma das condições foi aplicado o Qui-quadrado com simulação de Monte Carlo, conforme proposto por Hope (1968). Após a identificação das variáveis com diferenças estatisticamente significativas, foram realizadas comparações pareadas entre as comunidades, ou seja, entre duas comunidades por vez. Para essas comparações, aplicaram-se os mesmos testes descritos anteriormente. Adicionalmente, foi utilizada a correção de Bonferroni para o ajuste dos valores de p , a fim de controlar o erro tipo I em múltiplas comparações (Zar, 2010).

Para comparar a frequência de parasitos entre as estações seca e chuvosa, bem como entre as comunidades estudadas, empregou-se o teste exato de Fisher, adequado para amostras com frequências reduzidas (Zar, 2010). As comparações foram realizadas para o total de amostras por estação, análises estratificadas por comunidade nas diferentes estações e, também, por local de coleta (entrada, banheiro e quintal). A associação entre a presença de parasitos e as variáveis de interesse (estação do ano, comunidade e local de coleta) foi estimada por meio do cálculo da razão de chances (odds ratio – OR) acompanhada dos respectivos intervalos de confiança de 95% (IC 95%).

Para a análise da quantificação de DNA parasitário (expressa em fg/ μ L) nas amostras positivas por qPCR, os dados foram transformados em escala logarítmica e comparados entre grupos utilizando o teste de Mann-Whitney, apropriado para dados com distribuição não normal. Além disso, a associação entre a positividade nos testes (fezes, solo ou ao menos um) e as variáveis socioeconômicas e demográficas foi avaliada por meio de regressão logística binomial univariada. Para investigar a influência de cada variável explicativa sobre a variável resposta, os desfechos avaliados foram:

positivo_fezes: resultado do exame de fezes (0 = negativo; 1 = positivo),

positivo_solo: resultado do exame de solo (0 = negativo; 1 = positivo),

positivo: variável composta que assume valor 1 quando pelo menos um dos exames (fezes ou solo) foi positivo, e 0 caso contrário.

A estrutura geral dos modelos univariados é apresentada a seguir:

(I) `glm(positivo_fezes ~ variável_explicativa, family = binomial)`

(II) `glm(positivo_solo ~ variável_explicativa, family = binomial)`

(III) `glm(positivo ~ variável_explicativa, family = binomial)`

O diagrama de Venn foi empregado para representar graficamente os conjuntos de dados obtidos por meio dos resultados positivos pela qPCR Multiparalelo e pelos exames de fezes, permitindo visualizar suas interseções. Para quantificar a similaridade entre esses conjuntos sobrepostos, calculou-se o coeficiente de Jaccard por meio da ferramenta disponível no *site Molbiotools* (<https://molbiotools.com/listcompare.php>).

Em todas as análises, valores de $p < 0,05$ foram considerados estatisticamente significativos.

5. RESULTADOS

5.1 Caracterização da população de estudo e das comunidades de Brejo do Amparo

Todas as casas do distrito de Brejo do Amparo foram visitadas e informadas sobre o projeto. Destas, foi obtido o preenchimento de 85 questionários, correspondentes a 85 residências. A amostragem por comunidade foi de 20 residências em Pé-da-Serra, 30 residências em Tocantins e 35 em Santana. A partir das respostas coletadas foi possível caracterizar as condições socioeconômicas, de infraestrutura e saneamento dos moradores (**Tabela 2**).

De acordo com as variáveis investigadas, foi constatado que a maioria dos domicílios é composto por 3 a 4 residentes (45,9%) com 5 a 6 cômodos (49,4%). O serviço de energia elétrica é praticamente integral (98,8%), mas o acesso à água encanada é limitado, presente em apenas 24,7% das residências. A principal fonte de água é o poço artesiano comunitário (63,5%), seguido por rios ou córregos (31,8%). Em nenhum domicílio foi relatado abastecimento por rede geral, barragem ou caminhão pipa demonstrando a ausência da prestação de serviço no fornecimento de água tratada. Ainda sobre a qualidade da água, em 41,2% das residências não se realiza nenhum tipo de tratamento para consumo, enquanto em 32,9% utiliza-se o método de filtração e em 23,5% combina-se mais de um método. É importante mencionar que uma pequena parcela que respondeu utilizar mais de um método, informou buscar água na COPASA.

Quanto à escolaridade do chefe de família, 45,9% são analfabetos ou possuem ensino fundamental I incompleto, evidenciando baixo nível de escolaridade da comunidade. A respeito dos benefícios sociais, cerca de 44,7% informaram receber algum auxílio. Sobre a posse de bens foi possível observar que apenas 15% possuem computador ou tablet, embora 96,5% possuam geladeira.

No que se refere ao saneamento básico, a maioria das residências (85,9%) utilizam fossas rudimentares e apenas 9,4% dispõem de fossa séptica. A coleta pública de lixo é ausente, sendo que a queima é a principal forma de destinação do lixo (96,4%). Em relação à mobilidade dos residentes, 62,4% das famílias não possuem carro particular e 42,3% não possuem moto (**Tabela 2**).

Tabela 2 Caracterização da população de estudo, domicílio e o perfil socioeconômico do distrito Brejo do Amparo, município de Januária, Estado de Minas Gerais.

<i>Caracterização da população de estudo, domicílio e perfil socioeconômico</i>			
Pessoas por casa	N (%)	Energia Elétrica	N (%)
1 a 2 residentes	21 (24,7%)	Sim	84 (98,8%)
3 a 4 residentes	39 (45,9%)	Não	1 (1,2%)
5 a 6 residentes	15 (17,6%)		
7 a 8 residentes	8 (9,4%)	Água encanada	
mais que 8 residentes	2 (2,4%)	Sim	21 (24,7%)
		Não	64 (75,3%)
Cômodos na casa		Origem da água	
3 a 4 cômodos	8 (9,4%)	Rede geral	0
5 a 6 cômodos	42 (49,4%)	Poço artesiano comunitário	54 (63,5%)
7 a 8 cômodos	30 (35,3%)	Cisterna	1 (1,2%)
9 a 10 cômodos	4 (4,7%)	Caixa d'agua (chuva)	0
		Barragem	0
Escolaridade do chefe da família		Nascente	3 (3,5%)
Analfabeto ou Fundamental I incompleto	39 (45,9%)	Rio/Córrego	27 (31,8%)
Fundamental I completo ou Fundamental II incompleto	21 (24,7%)	Caminhão Pipa	0
Fundamental II completo / Médio incompleto	5 (5,9%)		
Médio completo / Superior Incompleto	17 (20%)	Tratamento de água para beber	
Superior completo	3 (3,5%)	Nenhum	35 (41,2%)
Auxílio (Bolsa Família ou Bolsa Escola ou Bolsa Alimentação)		Filtração	28 (32,9%)
Sim	38 (44,7%)	Cloração	1 (1,2%)
Não	47 (55,3%)	Decantação	0
		Fervura	1 (1,2%)
		Mais de um método	20 (23,5%)

Carro particular			Rua Pavimentada	
0	53 (62,4%)	Sim	28 (32,9%)	
1	30 (35,3%)	Não	57 (67,1%)	
2	2 (2,3%)			
3	0			
Moto		Destino do lixo		
0	36 (42,3%)	Coleta pública	0	
1	43 (50,6%)	Enterra	1 (1,2%)	
2	5 (5,9%)	Queima	82 (96,4%)	
3	0	Joga em terreno baldio	0	
4	1 (1,2%)	Joga no lixão	1 (1,2%)	
		Joga no quintal	0	
		Reciclagem	1 (1,2%)	
Máquina de Lavar		Banheiro		
Sim	59 (69,4%)	0	5 (5,9%)	
Não	26 (30,6%)	1	68 (80%)	
		2	11 (12,9%)	
		3	1 (1,2%)	
Geladeira		Destino do esgotamento da privada		
Sim	82 (96,5%)	Rede pública	0	
Não	3 (3,5%)	Fossa séptica	8 (9,4%)	
		Fossa rudimentar	73 (85,9%)	
		Vala/Céu aberto	3 (3,5%)	
		Outro	1 (1,2%)	
Computador/tablet				
Sim	13 (15,3%)			
Não	72 (84,7%)			

N= número de respostas; %= percentual de respostas.

Quando consultado o índice Firjan para o Município de Januária, Edição 2025-ano base 2023, bem como a sua evolução nos últimos 10 anos, foi possível observar que o município, com valor de 0,5221 para o IFDM consolidado, se enquadra no critério de baixo desenvolvimento (**Figura 4A**) e que, apesar, da evolução ao longo dos anos (**Figura 4B**), essa ainda não progrediu para mudanças no nível de desenvolvimento. Ao analisar os indicadores separadamente, percebe-se que educação (**Figura 4D**) é o único entre os indicadores que apresentou melhora perceptível, ocupando nível de desenvolvimento moderado (de 0,5696 em 2022 para 0,6337 em 2023). Quanto ao emprego e renda (**Figura 4C**), esse se manteve relativamente estável, com discreto crescimento, ao longo do período de análise, exceto em 2018. Ainda assim, esse resultado sugere a necessidade de políticas públicas para geração de emprego e renda. A respeito da saúde (**Figura 4E**) há oscilações consideráveis, especialmente em 2019-2020. Apesar da melhora após esses dois anos, o desenvolvimento ainda é baixo, indicando que há margem para melhora na cobertura, acesso e qualidade dos serviços de saúde.

De acordo com os valores apresentados pelo IFDM, Januária foi elencada como o município 4123^o em desenvolvimento no ranking nacional e na posição 755 de 852 no estado de Minas Gerais.

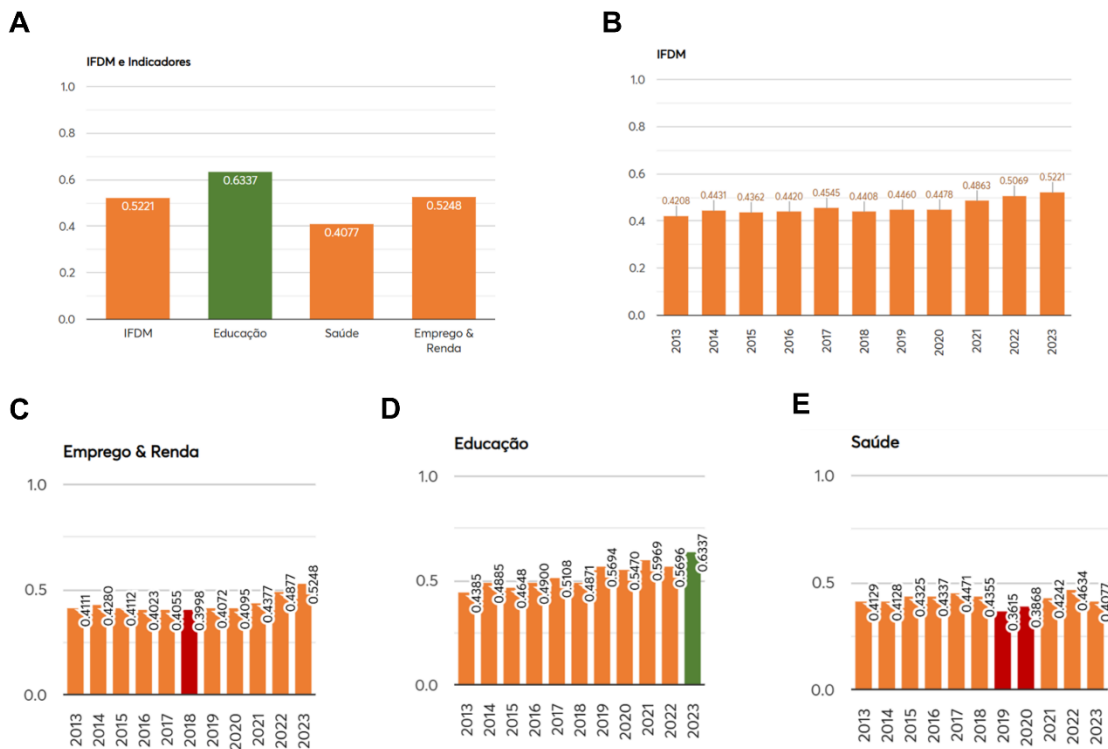


Figura 4 Índice Firjan de Desenvolvimento Municipal (IFDM) do município de Januária, Estado de Minas Gerais. A) IFDM consolidado e os indicadores; B) Evolução anual do IFDM de 2013 até 2023; C) Indicador Emprego e Renda; D) Indicador Educação; E) Indicador Saúde. Os valores apresentados se referem ao valor do índice que

varia de 0 a 1 sendo: 0,0 a 0,4 = desenvolvimento crítico, 0,4 a 0,6 = desenvolvimento baixo; 0,6 a 0,8 = desenvolvimento moderado e de 0,8 a 1,0 = desenvolvimento alto (FIRJAN, 2025).

Diante o exposto, enquanto o IFDM forneceu uma visão geral do desenvolvimento socioeconômico do município de Januária, os critérios selecionados com base no IPO permitiram uma análise mais detalhada da realidade do distrito de Brejo do Amparo. A articulação dessas duas fontes possibilitou uma compreensão mais abrangente do contexto local, especialmente no que diz respeito à vulnerabilidade social. De acordo com os critérios adotados, observa-se que o distrito apresenta condições consideráveis de privação: 75,3% dos domicílios não possuem água encanada; 100% não contam com coleta adequada de lixo; 89,4% apresentam saneamento precário; quase 50% dos chefes de família possuem baixa escolaridade; mais de 40% das residências utilizam água sem nenhum tipo de tratamento e 67% estão localizadas em ruas não pavimentadas.

Quanto às comunidades Pé da Serra, Tocantins e Santana, todas pertencentes ao distrito de Brejo do Amparo, as análises de distribuição por meio das tabelas de contingência demonstraram que: somente uma casa não tinha energia elétrica; a comunidade Tocantins apresenta maior frequência de uso de água do rio, enquanto em Santana usa-se mais água do poço e Pé da Serra depende exclusivamente de água do poço; Pé da Serra e Tocantins apresentam alta proporção de casas que não tratam a água para consumo, já na comunidade de Santana os residentes utilizam a filtração como forma de tratamento; a maioria, independente da comunidade utiliza fossa rudimentar e queimam lixo; todas as comunidades apresentaram alta proporção de baixa escolaridade, porém Tocantins se destaca com o maior número.

Ao analisar se houve diferença estatística entre as comunidades de acordo com as variáveis analisadas, foi possível observar que para pavimentação ($p=0,00000085$), origem da água ($p=0,0001$), água encanada ($p=0,0001$), baixa escolaridade ($p=0,0027$) e tratamento da água para consumo ($p=0,0059$) havia perfis significativamente distintos.

Após a identificação de quais variáveis foram significativamente diferentes entre as comunidades, um novo teste foi realizado para observar como essas variáveis se comportavam comparativamente entre as comunidades. Por meio das análises foi verificado que a comunidade Tocantins (TO) se diferenciou significativamente das comunidades de Pé da Serra (PS) e Santana (SA) em todas as variáveis selecionadas relacionadas às condições socioeconômicas e de infraestrutura (**Tabela 3**), apresentando situações de maior

vulnerabilidade. Por outro lado, as comunidades Pé da Serra e Santana não apresentaram diferenças significativas entre as variáveis analisadas, sugerindo condições semelhantes.

Tabela 3 Análise comparativa por comunidade quanto às condições socioeconômicas e de infraestrutura das residências do distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, Estado de Minas Gerais

Variável	Comunidade 1	Comunidade 2	p-valor ajustado
Escolaridade baixa	TO	SA	0,00307*
Escolaridade baixa	TO	PS	0,71987
Escolaridade baixa	SA	PS	0,45508
Origem da água	TO	SA	0,00030*
Origem da água	TO	PS	0,00000*
Origem da água	SA	PS	0,33117
Água encanada	TO	SA	0,00001*
Água encanada	TO	PS	0,00003*
Água encanada	SA	PS	1,00000
Tratamento da água	TO	SA	0,01050*
Tratamento da água	TO	PS	0,35366
Tratamento da água	SA	PS	1,00000

Pavimentação	TO	SA	0,00012*
Pavimentação	TO	PS	0,00000*
Pavimentação	SA	PS	0,14887

*p<0,05.

5.2 Diversidade de parasitos encontrados no solo em Brejo do Amparo: um panorama geral

Inicialmente, a fim de visualizar um panorama geral sobre a presença ou ausência de parasitos investigados por qPCR Multiparalelo, foi realizada a análise de 298 amostras de solo coletadas em Brejo do Amparo (150 amostras coletadas em julho de 2023 e 148 amostras coletadas em março de 2024). Este panorama inicial revelou a presença de diversos parasitos distribuídos heterogeneamente entre as três comunidades avaliadas: Pé da Serra, Tocantins e Santana (**Quadro 1**).

Quadro 1 Panorama da distribuição das espécies detectadas por qPCR Multiparalelo em amostras de solo nas comunidades de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais

Parasito	Comunidades de Brejo do Amparo – Januária, MG		
	Pé da Serra	Tocantins	Santana
Helmintos			
<i>Ascaris lumbricoides</i>	✓	✓	✓
<i>Toxocara canis</i>	✓	✓	✗
<i>Toxocara cati</i>	✓	✗	✓
<i>Trichuris trichiura</i>	✗	✗	✓
<i>Ancylostoma duodenale</i>	✗	✗	✓
<i>Necator americanus</i>	✗	✓	✗
<i>Strongyloides stercoralis</i>	✓	✓	✓
Protozoários			
<i>Blastocystis</i> sp.	✓	✓	✓
<i>Cryptosporidium</i> sp.	✗	✗	✗
<i>Entamoeba histolytica</i>	✓	✓	✓
<i>Giardia intestinalis</i>	✗	✗	✗

✓: presença; ✗: ausência

Ao observar o **Quadro 1**, é possível perceber que dentre as onze espécies de parasitos investigadas, nove foram detectadas em pelo menos uma localidade e apenas *Cryptosporidium* sp. e *G. intestinalis* foram ausentes em todas as comunidades.

A comunidade de Santana foi a que apresentou maior riqueza parasitária, com sete espécies encontradas, destacando-se a presença de *A. duodenale* e *T. trichiura*, ausentes nas demais localidades. Já Pé da Serra e Tocantins apresentaram a mesma quantidade de espécies (6), porém com padrões distintos de ocorrência. Por exemplo, *N. americanus* foi detectado exclusivamente na comunidade de Tocantins, enquanto *T. cati* não foi identificado nessa região.

As espécies *A. lumbricoides*, *S. stercoralis*, *Blastocystis* sp. e *E. histolytica* foram detectadas em todas as comunidades.

5.3 Impacto da sazonalidade na detecção de eDNA de parasitos em amostras ambientais

Do total de amostras analisadas por estação, 150 na estação seca (julho de 2023) e 148 na estação chuvosa (março de 2024), 36% (54/150) foram positivas para pelo menos um parasito na estação seca e 14,9% (22/148) positivas na estação chuvosa (**Figura 5A e Tabela 4**). Ao analisar a distribuição da positividade de parasitos por comunidades, foi possível observar que na estação seca (**Figura 5B**), Santana foi a região que apresentou maior positividade de amostras com 17,3% (26/150), seguido de Tocantins com 13,3% (10/150) e Pé da Serra com 5,3% (8/150). Já na estação chuvosa (**Figura 5C**), Tocantins foi a região que apresentou maior positividade das amostras analisadas com 6,8% (10/148), seguida de Santana com 5,4% (8/148) e Pé da Serra com 2,7% (4/148).

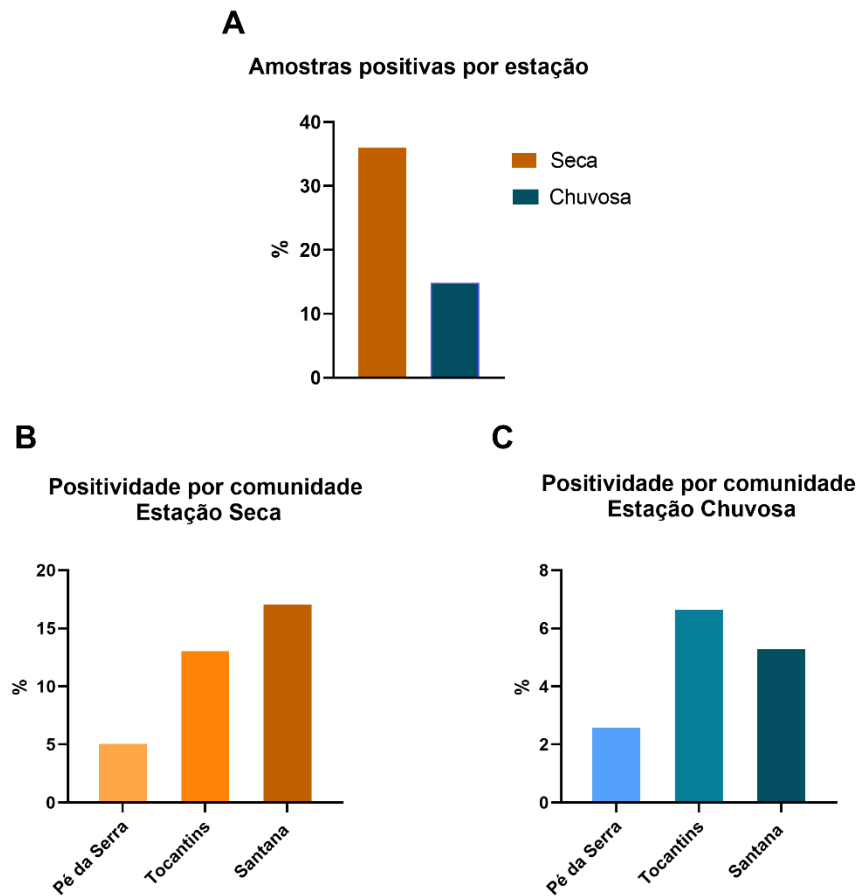


Figura 5 Porcentagem de amostras positivas para pelo menos um parasito nas diferentes estações e comunidades do distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais. A) Estações seca e chuvosa em Brejo do Amparo; B) Estação seca nas comunidades Pé da Serra, Tocantins e Santana; C) Estação chuvosa nas comunidades Pé da Serra, Tocantins e Santana.

A fim de verificar se essas diferenças de positividade eram significativas, realizou-se a comparação das amostras positivas por estação com os números absolutos (**Figura 6**). Como resultado, observou-se uma diferença significativa entre as estações ($p < 0,0001$), sendo a chance de detecção de parasitos três vezes maior no período de seca (**Figura 6A e Tabela 4**).

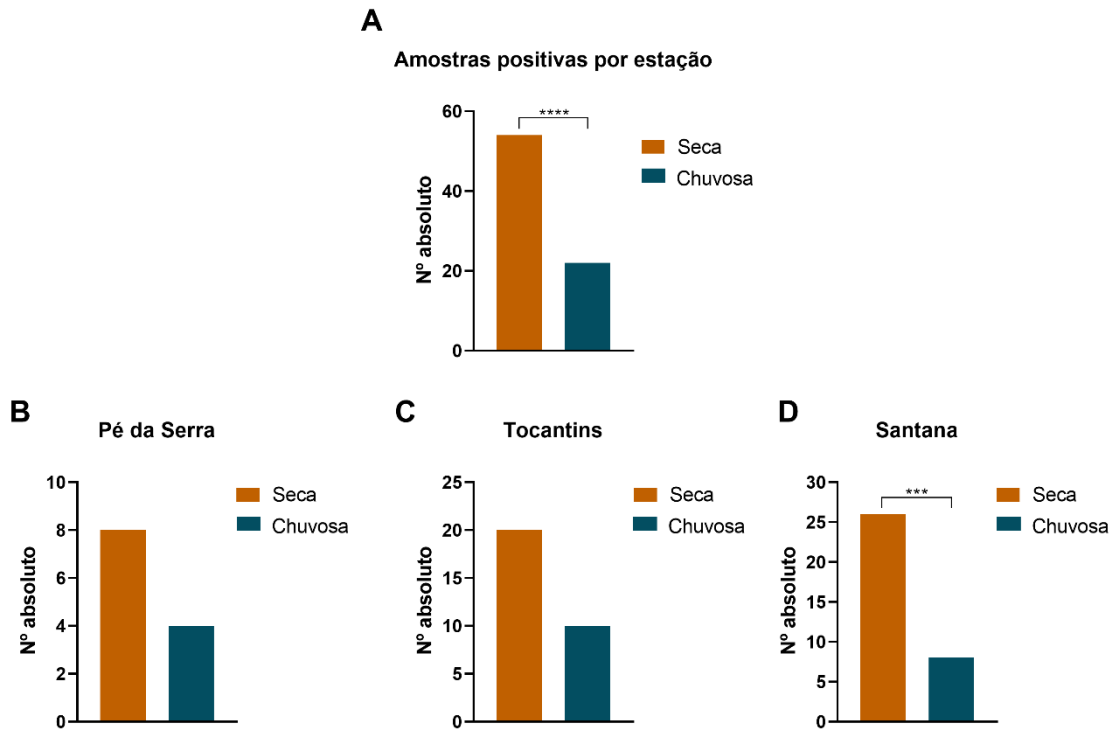


Figura 6 Quantidade de amostras positivas nas diferentes estações e comunidades do distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais. A) Estações seca e chuvosa em Brejo do Amparo; B) Estações seca e chuvosa em Pé da Serra; C) Estações seca e chuvosa em Tocantins; D) Estações seca e chuvosa em Santana. O teste exato de Fisher foi performed. Diferenças significativas estão indicadas nos gráficos por asteriscos (***) $p < 0,001$; **** $p < 0,0001$). N°= número.

A respeito das análises separadas por comunidade (**Figuras 6B, 6C, 6D**), Santana foi a única que apresentou diferença estatisticamente significativa ($p=0,0005$) entre as estações (**Figura 6D**), com uma razão de chance de quase cinco vezes maior no período da seca (**Tabela 4**). Nas demais comunidades, embora tenha ocorrido variação, as diferenças não foram significativas (**Figuras 6B e 6C**). O teste por comunidade foi aplicado ajustando o total de amostra coletado por região e a contabilização das amostras positivas está descrita na **Tabela 4**.

Tabela 4 Frequência de parasitos nas amostras de solo por comunidade e estação, com razão de chances (OR), intervalo de confiança (IC) e valores de p

Regiões	Total (N° amostras)	Positivos	Negativos	OR (95% IC)	p-valor
<i>Brejo do Amparo</i>	298				
Seca	150	54 (36%)	96 (64%)	3,222 (1,870 - 5,584)	<0,0001
Chuvosa	148	22 (14,9%)	126 (85,1%)		
<i>Pé da Serra</i>	70				
Seca	35	8 (22,9%)	27 (77,1%)	2,296 (0,6677 - 7,385)	0,342
Chuvosa	35	4 (11,4%)	31 (88,6%)		
<i>Tocantins</i>	103				
Seca	52	20 (38,5%)	32 (61,5%)	2,563 (1,069 - 6,441)	0,504
Chuvosa	51	10 (19,6%)	41 (80,4%)		
<i>Santana</i>	125				
Seca	63	26 (41,3%)	37 (58,7%)	4,743 (1,883 - 11,24)	0,0005
Chuvosa	62	8 (12,9%)	54 (87,1%)		

OR= odds ratio; IC= intervalo de confiança; N°= número.

A categoria referência no modelo logístico da sazonalidade foi “seca”.

5.4 Avaliação do poliparasitismo por amostra de solo e por residências

A análise da frequência de espécies de parasitos por amostra revelou variações na riqueza. Na estação seca foi observada maior riqueza parasitária por amostra, com registros de até três espécies distintas em uma mesma amostra (**Figura 7A**). Na estação chuvosa, apesar de ser observada uma amostra apresentando três espécies, todas as outras amostras positivas continham apenas uma espécie (**Figura 7B**).

Esses dados sugerem que, além de apresentar maior positividade na estação seca, há também maior complexidade parasitária nesse período, indicando condições mais propícias para manutenção da comunidade parasitária naquele ambiente durante o período de amostragem.

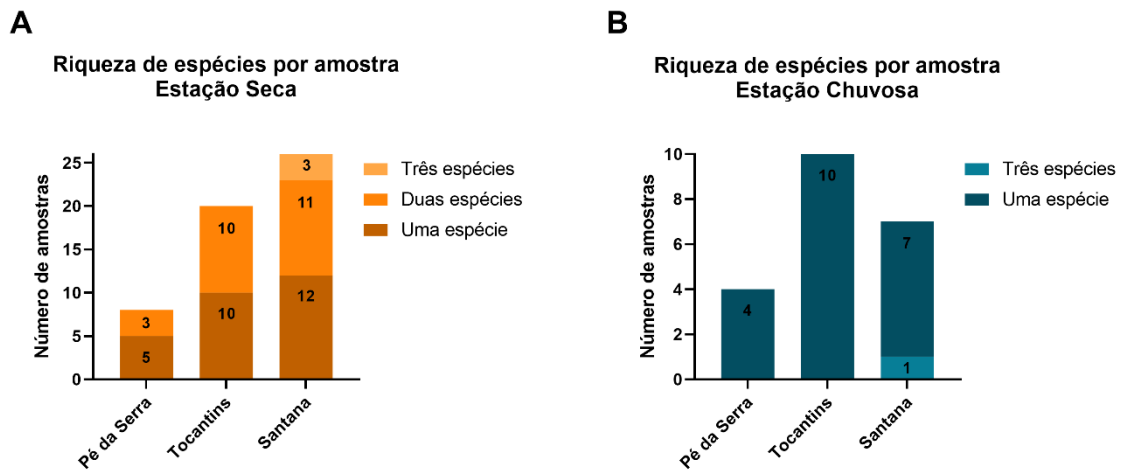


Figura 7 Número de espécies de parasitos detectadas por amostra de solo por estação nas diferentes comunidades do distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais. A) Estação seca nas comunidades Pé da Serra, Tocantins e Santana; B) Estação chuvosa nas comunidades Pé da Serra, Tocantins e Santana.

Dentre as amostras positivas para mais de um parasito, a frequência de coocorrência de *S. stercoralis* e *Blastocystis* sp. foi perceptível. Os parasitos encontrados por amostra podem ser verificados no **Apêndice A**.

Diante do resultado a respeito da riqueza de espécies por amostra, buscou-se avaliar também o padrão de ocorrência de espécies por residência, permitindo visualizar um panorama geral da presença dos parasitos no solo e as possíveis interações de contato destes com os hospedeiros.

Das 68 casas analisadas, 35 (51,5%) foram positivas para pelo menos um parasito na estação seca e 20 (29,4%) foram positivas na estação chuvosa (**Apêndice B**). Para conseguir visualizar as relações e parasitos em comum por residência representações por meio do Diagrama de Venn foram geradas para ambas as estações.

A **Figura 8** indica que na estação seca a maioria das residências tiveram mais que uma espécie de parasito detectada, chamando atenção para uma residência em que se detectou a presença de quatro espécies de parasitos: *A. lumbricoides*, *Blastocystis* sp, *S. stercoralis* e *T. cati*.




Figura 8 Diagrama de Venn representando a sobreposição de residências positivas para *S. stercoralis*, *Blastocystis* sp., *A. lumbricoides*, *E. histolytica* e *Toxocara* spp. em amostras de solo coletadas durante a estação seca no distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais. Os números indicam a quantidade de residências positivas para cada parasito, sendo os valores nas interseções referentes a presença concomitante por mais de uma espécie. O círculo vermelho destaca residência com quatro espécies.

Devido as observações da riqueza de espécies por amostra e da distribuição dos parasitos por casa, realizamos o coeficiente de Jaccard para quantificar a similaridade entre os conjuntos sobrepostos no Diagrama de Venn. O resultado gerado reforça a observação de considerável similaridade (0,44) entre a presença de *S. stercoralis* e *Blastocystis* sp. (**Tabela 5**).

Tabela 5 Coeficiente de similaridade de Jaccard entre espécies de parasitos detectadas nas residências durante a estação seca no distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais

	<i>Blastocystis</i> sp. (28)	<i>Ascaris lumbricoides</i> (7)	<i>Toxocara</i> sp. (3)	<i>Entamoeba histolytica</i> (4)
<i>Strongyloides stercoralis</i> (21)	15 0.4412	4 0.1667	1 0.0435	2 0.0870
<i>Blastocystis</i> sp. (28)		4 0.1290	2 0.0690	3 0.1034
<i>Ascaris lumbricoides</i> (7)			1 0.1111	1 0.1000
<i>Toxocara</i> sp. (3)				0 0.0000

0  1

Os números absolutos correspondem à quantidade de residências positivas gerais e compartilhadas entre as espécies, enquanto os valores decimais representam o índice de Jaccard calculado.

A mesma representação visual e análise de similaridade foi realizada para as coletas de solo nas residências durante a estação chuvosa (**Figura 9 e Tabela 6**). Segundo o diagrama é possível constatar que, apesar da redução da frequência de espécies nesta estação, algumas residências ainda apresentavam a coocorrência de mais de uma espécie, com destaque para dois domicílios, um com *A. lumbricoides*, *Blastocystis* sp. e *T. trichiura* e outro com *A. duodenale* e *S. stercoralis*.

Estação chuvosa – Brejo do Amparo

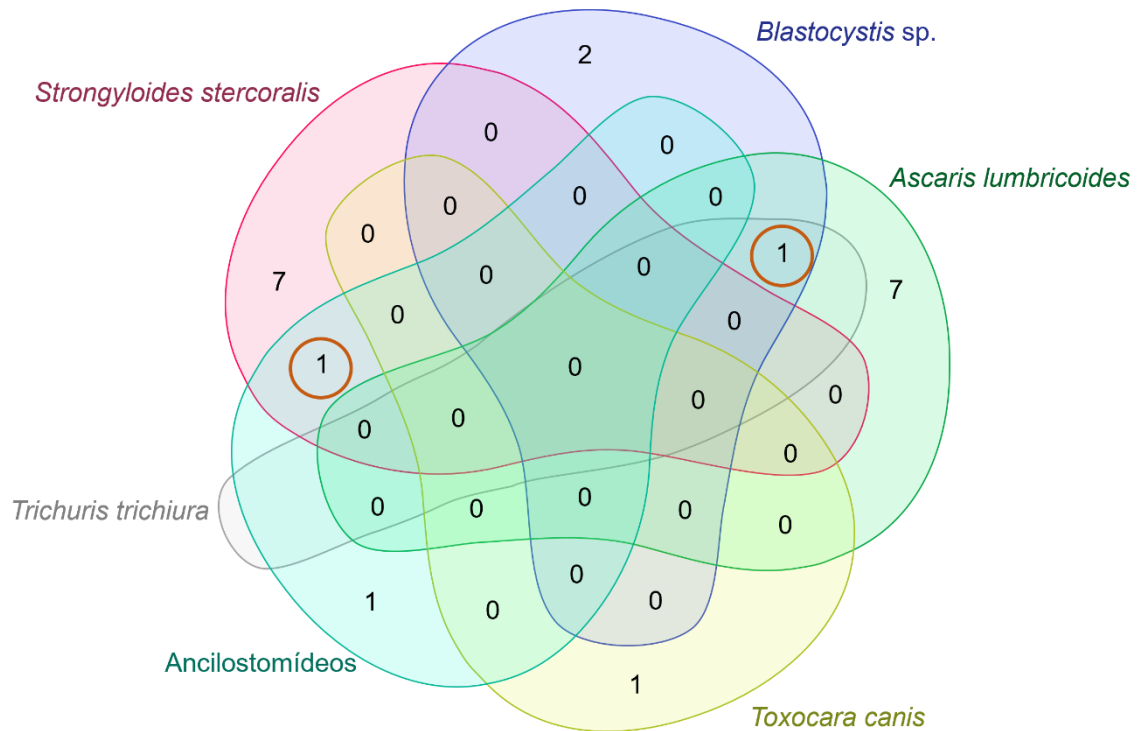


Figura 9 Diagrama de Venn representando a sobreposição de residências positivas para *S. stercoralis*, *Blastocystis sp.*, *A. lumbricoides*, *T. trichiura*, *T. canis* e ancilostomídeos. em amostras de solo coletadas durante a estação chuvosa no distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais. Os números indicam a quantidade de residências positivas para cada parasito, sendo os valores nas interseções referentes a presença concomitante por mais de uma espécie. Os círculos vermelhos destacam residências poliparasitadas.

Tabela 6 Coeficiente de similaridade de Jaccard entre espécies de parasitos detectadas nas residências durante a estação chuvosa no distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais

	<i>Blastocystis sp.</i> (3)	<i>Ascaris lumbricoides</i> (8)	<i>Toxocara canis</i> (1)	Ancilostomídeos (2)	<i>Trichuris trichiura</i> (1)
<i>Strongyloides stercoralis</i> (8)	0 0.0000	0 0.0000	0 0.0000	1 0.1111	0 0.0000
<i>Blastocystis sp.</i> (3)		1 0.1000	0 0.0000	0 0.0000	1 0.3333
<i>Ascaris lumbricoides</i> (8)			0 0.0000	0 0.0000	1 0.1250
<i>Toxocara canis</i> (1)				0 0.0000	0 0.0000
Ancilostomídeos (2)					0 0.0000

0 Jaccard index 1

Os números absolutos correspondem à quantidade de residências positivas gerais e compartilhadas entre as espécies, enquanto os valores decimais representam o índice de Jaccard calculado.

Ao confrontar a positividade de parasitos das residências nas diferentes estações, por meio do diagrama de Venn, foi possível notar que 14 domicílios permaneceram positivos para algum parasito em ambas as estações (**Figura 10A**). É importante mencionar que grande parte das casas positivas nas duas estações apresentaram positividade diferente de parasitos nos diferentes períodos de coleta (**Apêndice C**). Tal resultado é ilustrado quando analisamos os diagramas gerados para os parasitos *A. lumbricoides* (**Figura 10B**), *S. stercoralis* (**Figura 10C**) e *Blastocystis* sp. (**Figura 10D**) que foram os mais frequentes nas diferentes estações. Apenas *Blastocystis* sp., apesar da queda de positividade, apresentou persistência de positividade em duas das três casas positivas no período chuvoso.

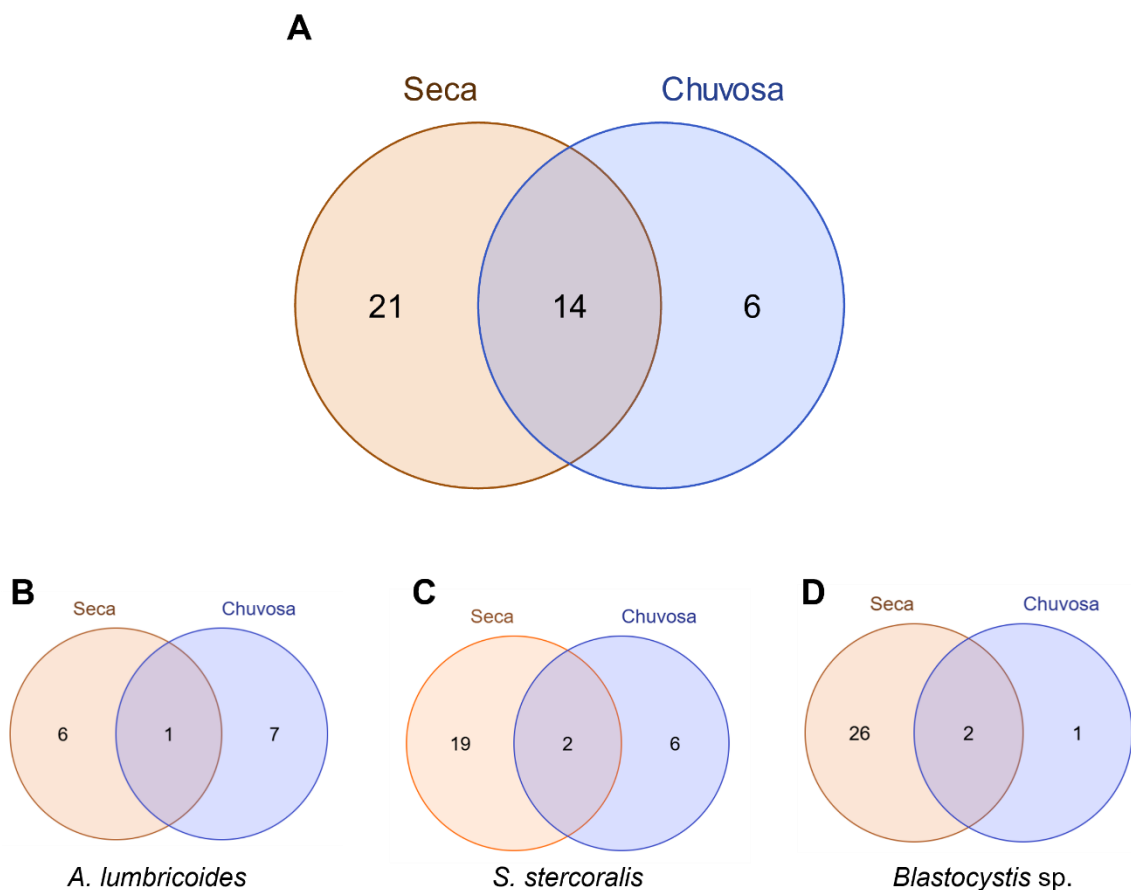


Figura 10 Diagramas de Venn representando a sobreposição de resultados positivos entre residências amostradas durante as estações seca e chuvosa. A) Positividade geral; B) Positividade para *A. lumbricoides*; C) Positividade para *S. stercoralis*; D) Positividade para *Blastocystis* sp. Os números dentro dos círculos indicam a quantidade de residências positivas em cada estação e a sobreposição indica detecção em ambas as estações.

5.5 Análise da detecção de eDNA de parasitos em diferentes pontos de coleta nas residências

Os locais escolhidos para a coleta das amostras – entrada, banheiro e quintal – representam área comumente frequentada pelos moradores, sendo assim, em caso de presença do parasito, oferecem risco de exposição aos residentes. Os resultados mostram que, durante a estação seca, a maior proporção de positividade ocorreu no banheiro (42,1%) (**Figura 11A e Tabela 7**) e, na estação chuvosa, o local que apresentou maior positividade foi o quintal (20%) (**Figura 11B e Tabela 7**).

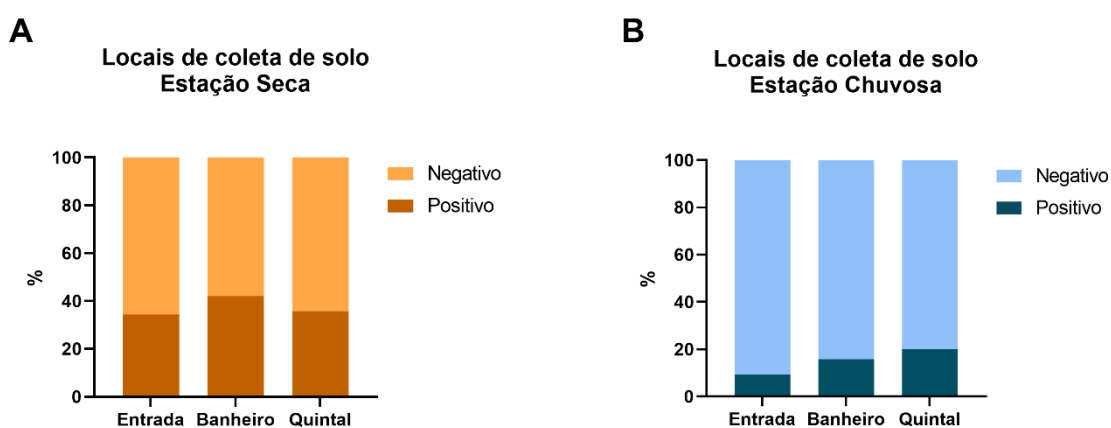


Figura 11 Comparação da positividade de amostras por local de coleta (entrada, banheiro e quintal) nas diferentes estações no distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais. A) Estação seca; B) Estação chuvosa.

Embora tenham sido observadas diferenças nas proporções de positividade entre os diferentes locais de coleta, não houve associação estatisticamente significativa entre os diferentes locais e a probabilidade de detecção de parasitos (**Tabela 7**).

Tabela 7 Frequência de parasitos no solo por local de coleta nas estações seca e chuvosa, com razão de chances (OR), intervalo de confiança (IC) e valores de p

Estação/ Localidade	Total (N° amostras)	Positivos	Negativos	OR (95% IC)	p-valor	
<i>Seca</i>						
	150					
Entrada	64	22 (34,4%)	42 (65,6%)	Entrada x Banheiro	0,7202 (0,2690 – 2,175)	0,5921
Banheiro	19	8 (42,1%)	11 (57,9%)	Banheiro x Quintal	1,303 (0,4378 – 3,434)	0,7886
Quintal	67	24 (35,8%)	43 (64,2%)	Quintal x Entrada	0,9385 (0,4660 – 1,970)	>0,9999
<i>Chuvosa</i>						
	148					
Entrada	64	6 (9,4%)	58 (90,6%)	Entrada x Banheiro	0,5517 (0,1461 – 2,206)	0,4210
Banheiro	19	3 (15,8%)	16 (84,2%)	Banheiro x Quintal	0,7500 (0,2076 – 2,980)	>0,9999
Quintal	65	13 (20%)	52 (80%)	Quintal x Entrada	0,4138 (0,1468 – 1,153)	0,1348

OR= odds ratio; IC= intervalo de confiança; N°= número.

5.6 Quantificação de eDNA dos parasitos nas diferentes estações

Além de detectar presença e ausência, também buscamos quantificar as concentrações de DNA de cada parasito testado (**Figura 12**).

Em um contexto geral, na estação seca os parasitos detectados foram: *A. lumbricoides*, *T. cati*, *T. canis*, *S. stercoralis*, *Blastocystis* sp. e *E. histolytica*. Dentre esses, *S. stercoralis* e *Blastocystis* sp. foram os mais frequentes (**Figura 12A**).

A estação chuvosa, como já mencionado, apresentou uma queda de positividade, mas curiosamente, apresentou maior riqueza (**Figura 12B**). Além disso, espécies como *A. lumbricoides* e *S. stercoralis* continuaram sendo, consideravelmente, detectadas, indicando persistência no ambiente.

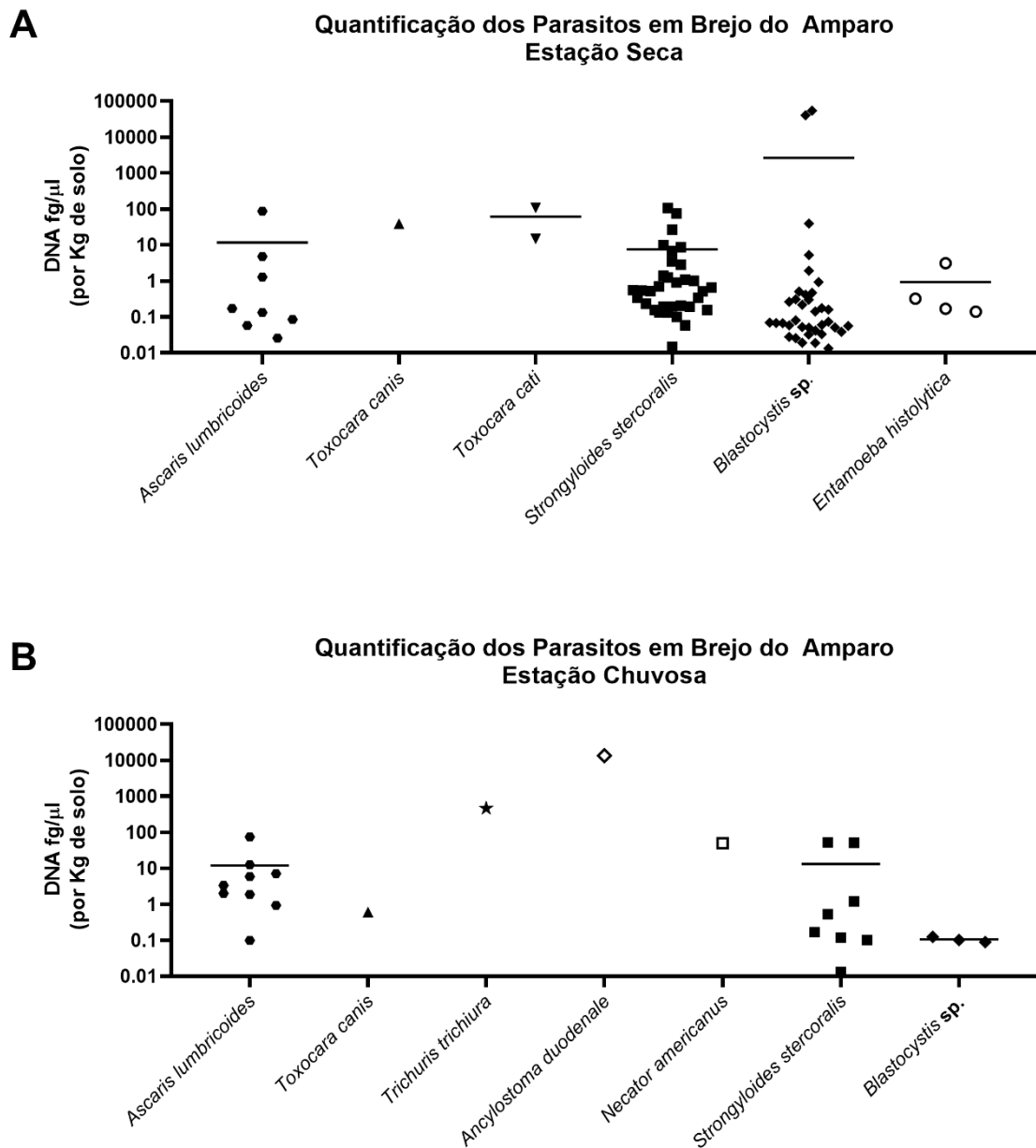


Figura 12 Quantificação de DNA dos parasitos, por qPCR Multiparalelo, nas amostras de solo coletadas no distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais, nas diferentes estações. A) Concentração de DNA parasitário (fg/ μ L por kg de solo) na estação seca; B) Concentração de DNA parasitário (fg/ μ L por kg de solo) na estação chuvosa. Cada ponto representa uma amostra individual. As barras horizontais indicam a média.

Ao analisar a variação na presença dos parasitos entre as estações, foi constatado que apenas *S. stercoralis* ($p < 0,0001$), *Blastocystis* sp. ($p < 0,0001$) e *E. histolytica* ($p = 0,0462$) apresentaram uma redução significativa na detecção e na média de concentração de DNA na estação chuvosa comparado à estação seca (**Figuras 13G, 13H e 13I**).

Brejo do Amparo

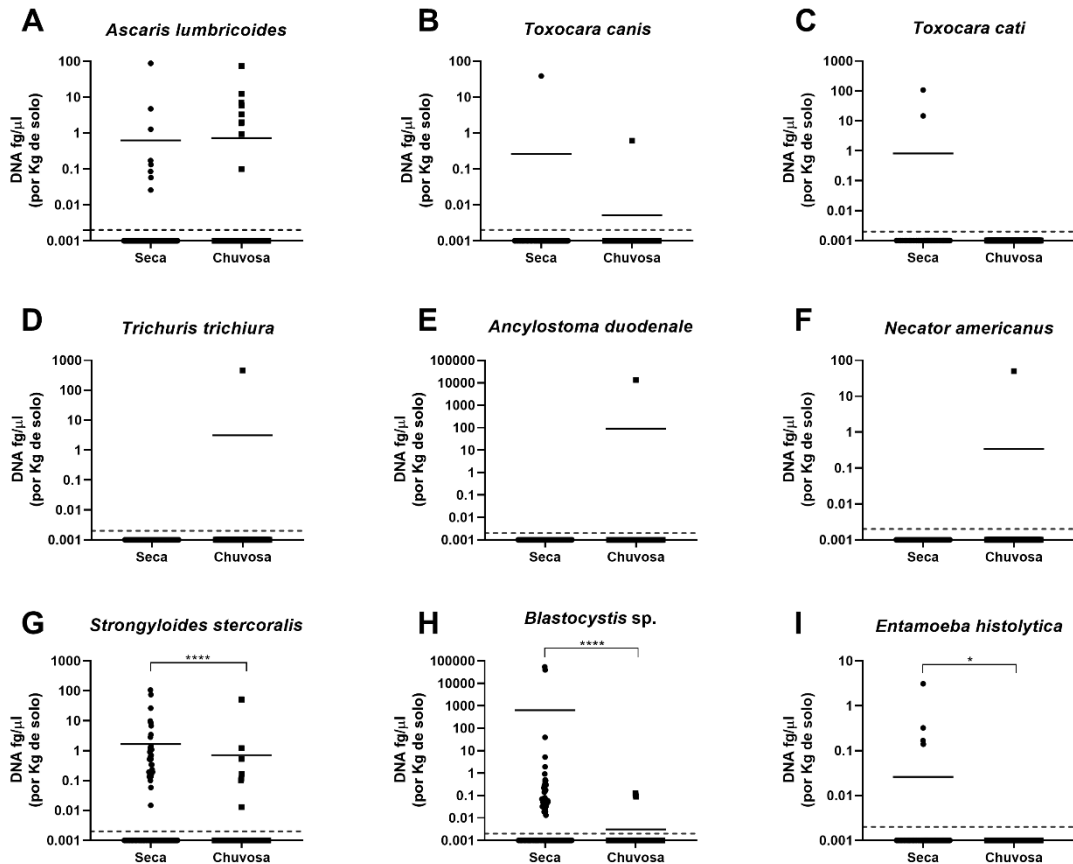


Figura 13 Quantificação de DNA por espécie de parasito, por qPCR Multiparalelo, nas amostras de solo coletadas nas estações seca e chuvosa no distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais. A) *A. lumbricoides*; B) *T. canis*; C) *T. cati*; D) *T. trichiura*; E) *A. duodenale*; F) *N. americanus*; G) *S. stercoralis*; H) *Blastocystis sp.*; I) *E. histolytica*. Cada ponto representa uma amostra (n seca=150, n chuvosa=148). Todos os pontos abaixo da linha tracejada são negativos. As barras horizontais indicam a média. Foi utilizado o teste de Mann-Whitney para comparação entre as estações. Diferenças significativas estão indicadas nos gráficos por asteriscos (* $p < 0,05$; **** $p < 0,0001$).

5.7 Quantificação de eDNA de parasitos por comunidade nas diferentes estações

A fim de também investigar o padrão de detecção em cada comunidade, as concentrações de DNA para cada parasito foram analisadas. Como resultado observamos que em Pé da Serra (**Figura 14**), na estação seca, houve positividade para várias espécies, incluindo *A. lumbricoides*, *T. canis*, *T. cati*, *S. stercoralis*, *Blastocystis sp.* e *E. histolytica* (**Figura 14A**). Entre elas, apenas *A. lumbricoides* e *S. stercoralis* foram detectadas na estação chuvosa (**Figura 14B**).

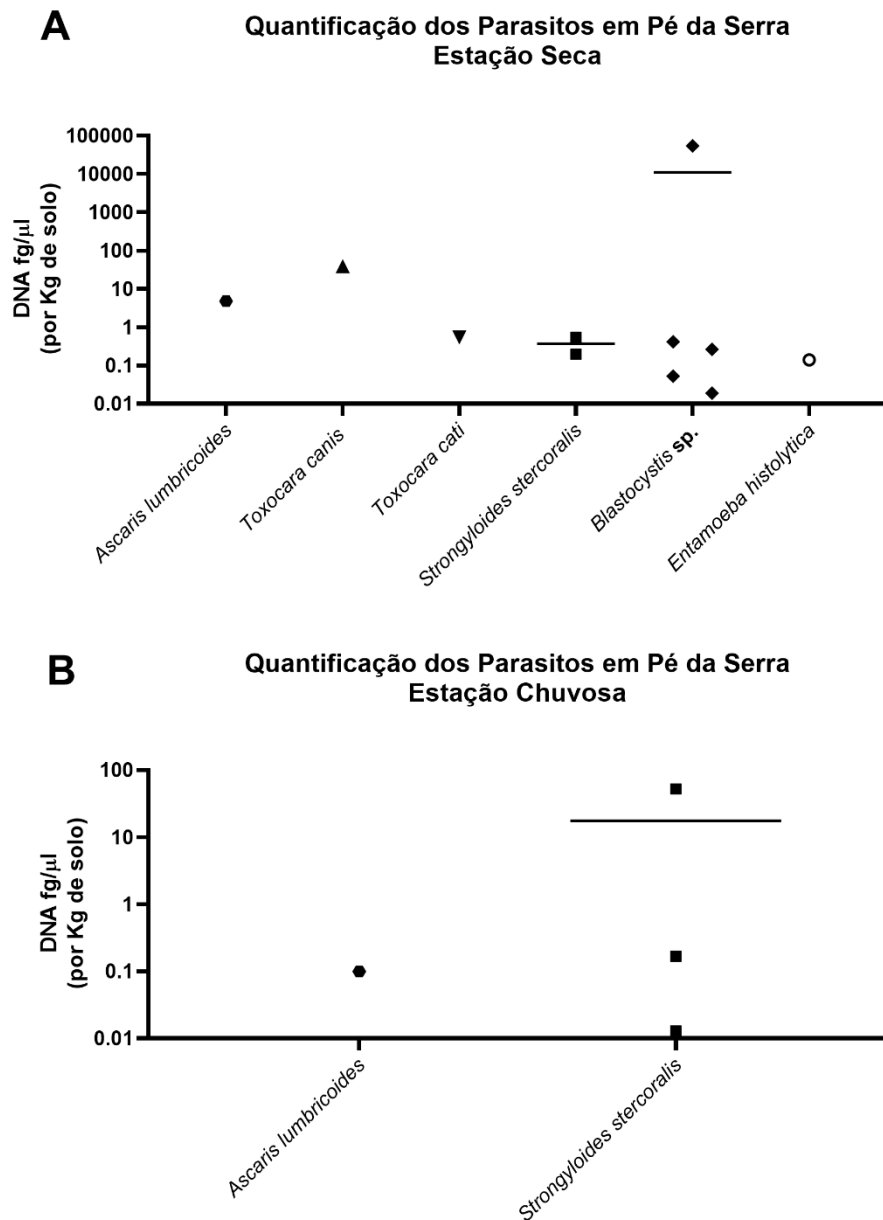


Figura 14 Quantificação de DNA dos parasitos, por qPCR Multiparalelo, nas amostras de solo coletadas na comunidade Pé da Serra. A) Concentração de DNA parasitário (fg/μL por kg de solo) na estação seca; B) Concentração de DNA parasitário (fg/μL por kg de solo) na estação chuvosa. Cada ponto representa uma amostra individual. As barras horizontais indicam a média.

Ao realizar a comparação entre as espécies nas diferentes estações não foram verificadas alterações significativas na detecção dos parasitos (**Figura 15**).

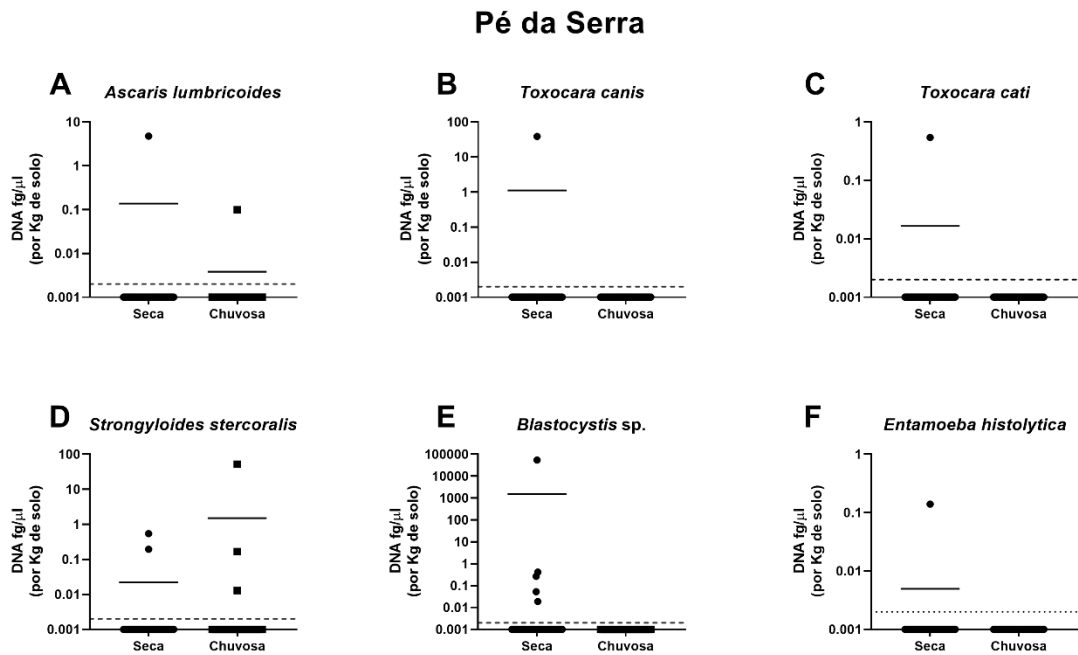


Figura 15 Quantificação de DNA por espécie de parasito, por qPCR Multiparalelo, nas amostras de solo coletadas nas estações seca e chuvosa na comunidade Pé da Serra. A) *A. lumbricoides*; B) *T. canis*; C) *T. cati*; D) *S. stercoralis*; E) *Blastocystis* sp.; F) *E. histolytica*. Cada ponto representa uma amostra (n=35). Todos os pontos abaixo da linha tracejada são negativos. As barras horizontais indicam a média. Foi utilizado o teste de Mann-Whitney para comparação entre as estações.

Diferentemente do observado em Pé da Serra, a comunidade de Tocantins apresentou maior riqueza de espécies na estação chuvosa em comparação com a estação seca (**Figura 16**), em contraste, os níveis de DNA foram reduzidos, de maneira geral. As espécies *A. lumbricoides*, *S. stercoralis* e *Blastocystis* sp. foram positivas em ambas as estações.

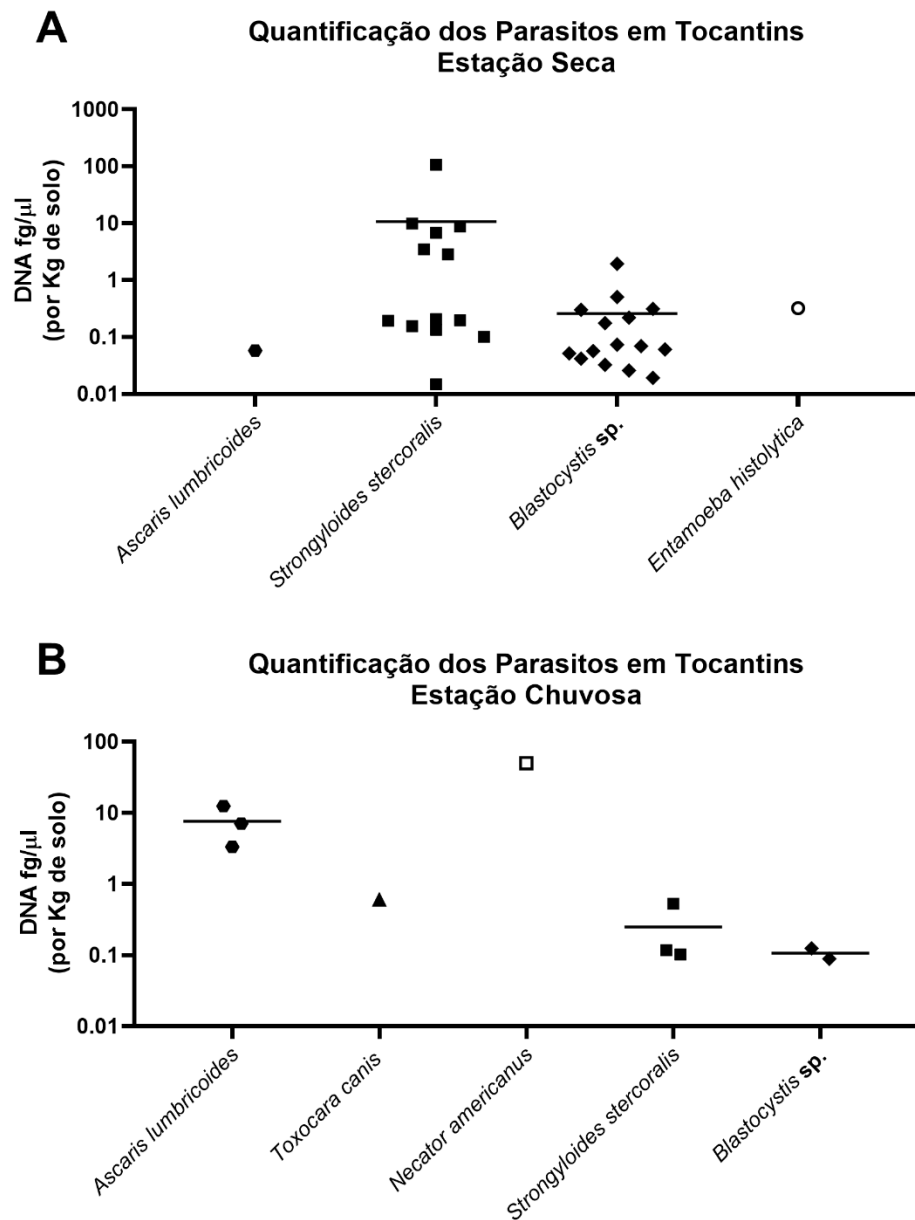


Figura 16 Quantificação de DNA dos parasitos, por qPCR Multiparalelo, nas amostras de solo coletadas na comunidade Tocantins. A) Concentração de DNA parasitário (fg/μL por kg de solo) na estação seca; B) Concentração de DNA parasitário (fg/μL por kg de solo) na estação chuvosa. Cada ponto representa uma amostra individual. As barras horizontais indicam a média.

Quando analisado separadamente a distribuição por parasitos (**Figura 17**), foi verificado que a quantidade de amostras e os valores da concentração de DNA foram significativamente menores na estação chuvosa comparado à estação seca para os parasitos *S. stercoralis* (**Figura 17D**) e *Blastocystis sp.* (**Figura 17E**).

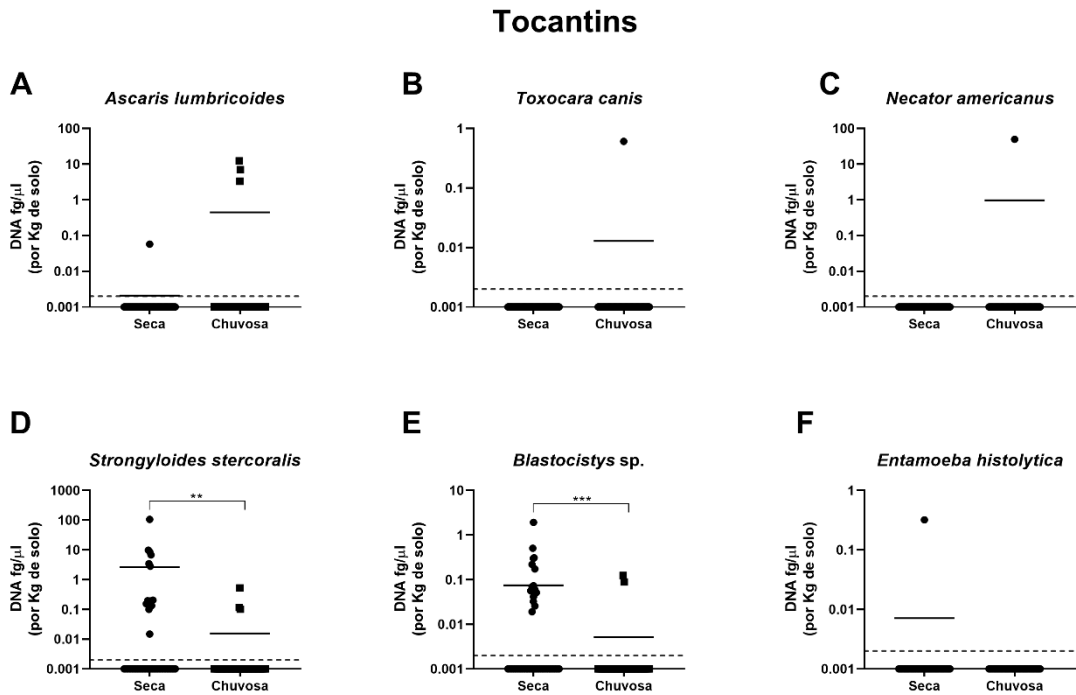


Figura 17 Quantificação de DNA por espécie de parasito, por qPCR Multiparalelo, nas amostras de solo coletadas nas estações seca e chuvosa na comunidade Tocantins. A) *A. lumbricoides*; B) *T. canis*; C) *N. americanus*; D) *S. stercoralis*; E) *Blastocystis* sp.; F) *E. histolytica*. Cada ponto representa uma amostra (n seca=52; n chuvosa=51) Todos os pontos abaixo da linha tracejada são negativos. As barras horizontais indicam a média. Foi utilizado o teste de Mann-Whitney para comparação entre as estações. Diferenças significativas estão indicadas nos gráficos por asteriscos (* $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$; **** $p < 0,0001$).

A comunidade de Santana não apresentou diferença na riqueza de espécies entre as estações, porém foi possível observar diminuição na frequência de amostras positivas para *S. stercoralis* e *Blastocystis* sp. na estação chuvosa. Em contraste, a presença de outros dois parasitos exclusivos, *A. duodenale* e *T. trichiura*, foi verificado na estação chuvosa (**Figura 18**).

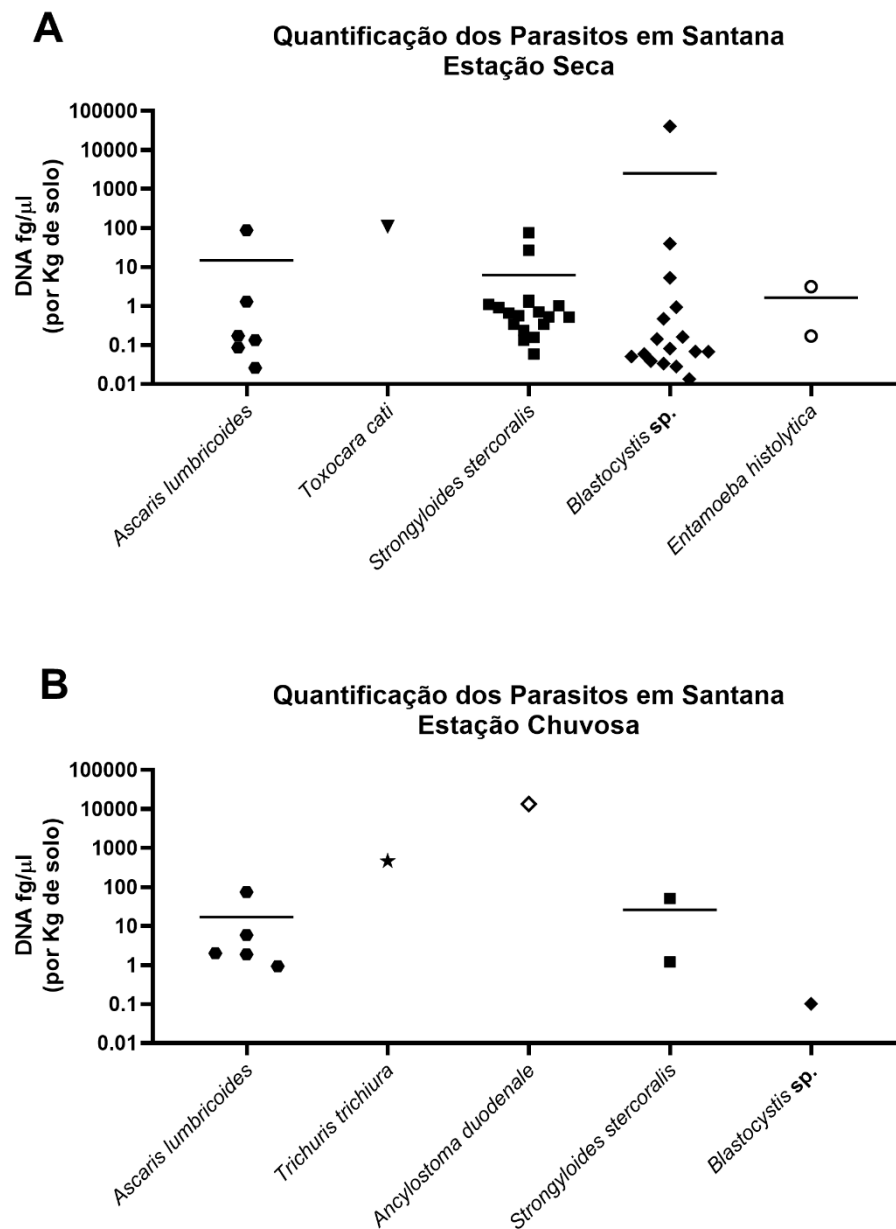


Figura 18 Quantificação de DNA dos parasitos, por qPCR Multiparalelo, nas amostras de solo coletadas na comunidade Santana. A) Concentração de DNA parasitário (fg/ μ L por kg de solo) na estação seca; B) Concentração de DNA parasitário (fg/ μ L por kg de solo) na estação chuvosa. Cada ponto representa uma amostra individual. As barras horizontais indicam a média.

As análises específicas por parasitos indicaram que somente as espécies *S. stercoralis* e *Blastocystis* sp. apresentaram diferenças significativas entre as estações (**Figuras 19E e 19F**).

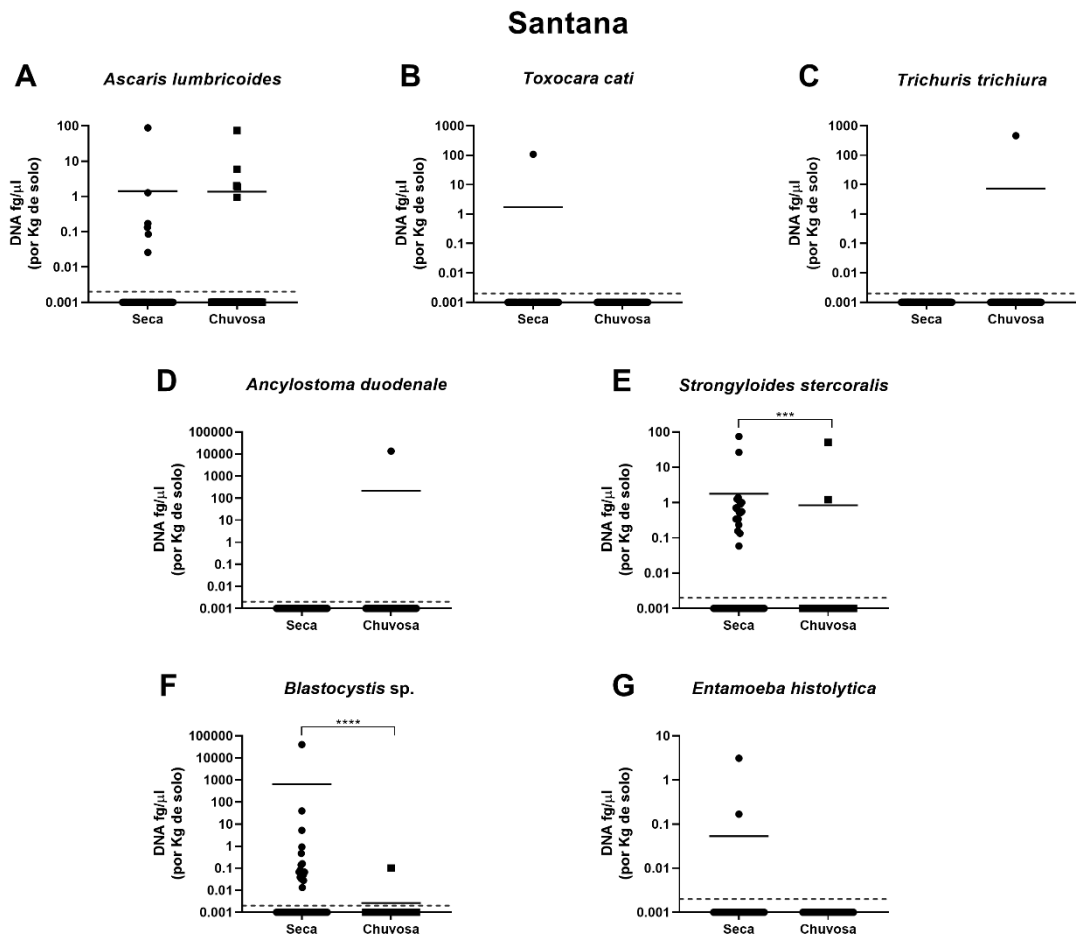


Figura 19 Quantificação de DNA por espécie de parasito, por qPCR Multiparalelo, nas amostras de solo coletadas nas estações seca e chuvosa na comunidade Santana. A) *A. lumbricoides*; B) *T. cati*; C) *T. trichiura*; D) *A. duodenale*; E) *S. stercoralis*; F) *Blastocystis sp.*; G) *E. histolytica*. Cada ponto representa uma amostra (n seca=63; n chuvosa=62). Todos os pontos abaixo da linha tracejada são negativos. As barras horizontais indicam a média. Foi utilizado o teste de Mann-Whitney para comparação entre as estações. Diferenças significativas estão indicadas nos gráficos por asteriscos (* $p < 0,05$; ** $p < 0,01$; *** $p < 0,001$; **** $p < 0,0001$).

Mais informações sobre a frequência e os valores da concentração de DNA com a média e intervalo podem ser encontradas no **Apêndice B**.

5.9 Positividade de parasitos em amostras de fezes e solo e associações com as variáveis socioeconômicas e demográficas

As coletas biológicas (amostras de fezes) foram realizadas em 85 residências (100%) e as coletas ambientais (amostras de solo) foram realizadas em 68 residências (80%) do distrito de Brejo do Amparo. Das 85 residências visitadas, 43 apresentaram amostras de fezes (50,6%) positivas para algum helminto (**Tabela 8**). Dessas, 7 (16,3%) tiveram positividade para mais de

um parasito. É importante deixar claro que os resultados para amostras de fezes foram apenas para helmintos pois as metodologias empregadas não são as ideais para identificação de protozoários.

Tabela 8 Perfil de positividade das residências quanto à presença de helmintos, com base nos resultados dos exames parasitológicos de fezes, no distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais

Positividade das casas amostradas	
Total de casas amostradas	85 (100%)
Total de casas positivas	43 (50,6%)
<i>Schistosoma mansoni</i>	40 (47,1%)
<i>Strongyloides stercoralis</i>	8 (9,4%)
Ancilostomídeos	2 (2,4%)
<i>Enterobius vermicularis</i>	1 (1,2%)
<i>Hymenolepis</i> sp.	1 (1,2%)

A partir do diagrama de Venn, foi possível observar a coocorrência de parasitos helmintos nas amostras de fezes por domicílio (**Figura 20A**). Observa-se que algumas residências apresentaram positividade exclusiva para uma espécie, enquanto outras exibiram infecção concomitante por dois ou mais parasitos. Já o diagrama da **Figura 20B** mostra a positividade geral das residências quanto as amostras de fezes e amostras de solo, independente do parasito e estação (**Figura 20B**). Foi possível verificar que 20 residências foram positivas exclusivamente em fezes, 19 exclusivamente em solo e 23 apresentaram positividade em ambos, sugerindo que os ambientes intra e peridomiciliares podem compartilhar de importantes fontes de contaminação parasitária.

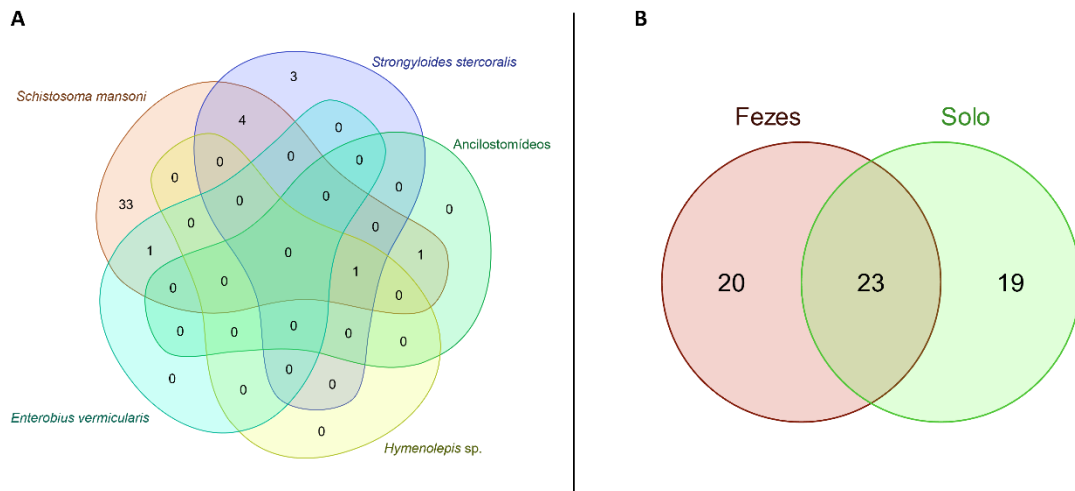


Figura 20 Sobreposição da positividade das residências amostradas no distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais. (A) Diagrama de Venn representando a sobreposição de espécies de helmintos detectadas em amostras de fezes, os números indicam a quantidade de residências positivas para cada parasito, sendo os valores nas interseções referentes a presença concomitante por mais de uma espécie; (B) Diagrama de Venn representando a sobreposição da positividade geral segundo o tipo de amostra analisada (fezes e solo), os números dentro dos círculos indicam o total de residências positivas apenas em fezes, apenas em solo ou, quando sobrepostos, em ambos os tipos de amostra.

A representação cartográfica da distribuição espacial das residências positivas em amostras de fezes e solo permitiu visualizar a sobreposição dos pontos georreferenciados no mapa da região (**Figura 21**). Além disso, o mapa de calor auxiliou na identificação de áreas com maior positividade de amostras, seja para fezes e/ou solo, o que foi evidenciado pela intensidade da cor (**Figura 22**).



Figura 21 Distribuição espacial das residências positivas no distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais. A) Localização das residências positivas segundo o tipo de amostra analisada: fezes e solo. (B) Mapa de referência com a delimitação do município de Januária e seus distritos.

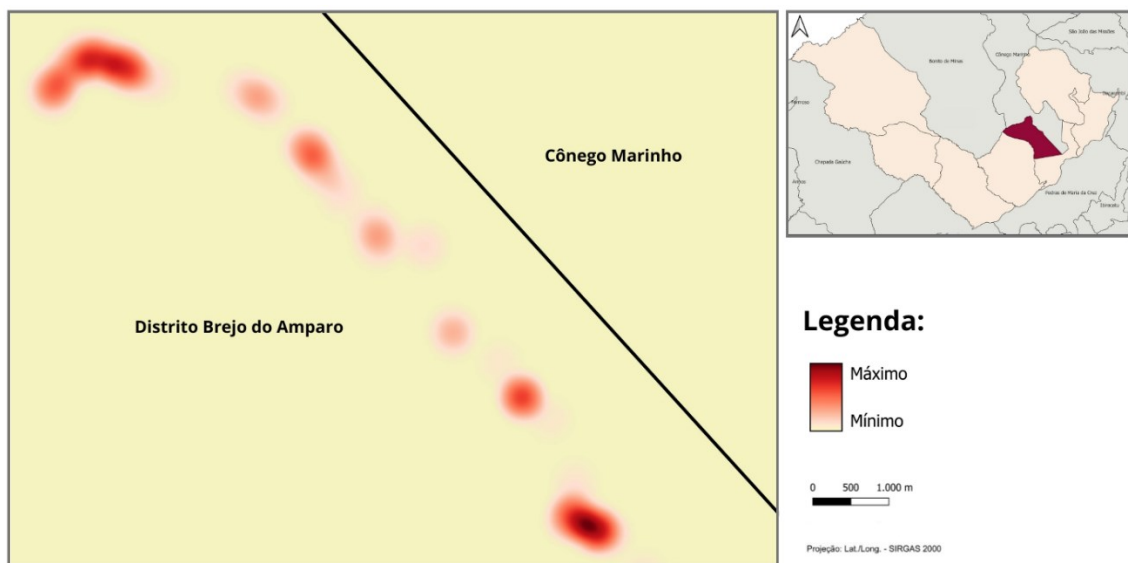


Figura 22 Mapa de calor da distribuição espacial da positividade geral das residências do distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais. As áreas em tons mais escuros indicam maior concentração de residências positivas, enquanto as áreas em tons mais claros representam menor intensidade.

Quando analisada a associação das residências positivas no exame de fezes com as características socioeconômicas e demográficas apenas a variável pavimentação apresentou resultado significativo ($\hat{\beta} = -1.1381$, $p=0.0193$). Exponenciando o coeficiente, encontramos uma razão de chances de 0.320. (**Tabela 9**). Isso indica que, ao se comparar com áreas sem

pavimentação, as áreas com pavimentação têm aproximadamente 0.32 vezes a chance de apresentar positividade nas amostras. Dessa maneira, a presença de pavimentação está associada a uma redução de cerca de 68% nas chances de positividade de fezes ($1 - \text{OR de } 0.32 = 0.68$). O intervalo de confiança inferior a 1 confirma que a associação negativa é robusta.

Tabela 9 Associação entre a positividade das residências no exame de fezes e a pavimentação das ruas no distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais

Variável	Coefficiente (β)	Erro padrão	OR (95% IC)	p-valor
Intercepto	0,3909	0,3909	1,478	0,1477
Pavimentação (SIM)	-1,1381	0,4864	0,32 (0,124 – 0,825)	0,0193*

* $p < 0,05$

OR= odds ratio; IC= intervalo de confiança; Razão de Chances (e^β)

Outras variáveis sugeriram tendências de associações como: a comunidade Tocantins apresentou uma tendência de associação positiva com a chance de positividade, a baixa escolaridade também apresentou tendência de associação positiva em relação a positividade no exame de fezes (**Tabela 10**). No entanto, não foram observados valores estatisticamente significativos.

Tabela 10 Associação entre a positividade das residências no exame de fezes e as variáveis socioeconômicas e demográficas no distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, estado de Minas Gerais

Variável	p-valor	Coefficiente
comunidade (TO)	0,066	1,0986
escolaridade_baixa	0,086	0,8436
demais variáveis	> 0,2	

* $p < 0,05$

Quanto aos resultados para os modelos com as variáveis positivo_solo e positivo (pelo menos um dos exames positivos), nenhuma das variáveis testadas nas regressões logísticas se mostrou estatisticamente significativa para a explicação da positividade no solo ou em relação às casas com pelo menos um dos exames positivos.

6. DISCUSSÃO

As doenças tropicais negligenciadas, em especial as parasitoses intestinais, são um desafio para a saúde pública, principalmente nas regiões tropicais e subtropicais, onde há predominância de populações em vulnerabilidade social, com acesso limitado à infraestrutura sanitária e aos serviços básicos de saúde (Lustigman et al., 2012; Stolk et al., 2016; OMS, 2023). O crescimento populacional, o aumento do contato entre a população humana e animais domésticos e selvagens e a instabilidade sociopolítica, como o deslocamento forçado devido a conflitos, também são fatores socioeconômicos associados ao surgimento, disseminação e manutenção dessas doenças infectoparasitárias (Poglayen et al., 2023). Apesar da alta prevalência, elas permanecem subnotificadas e, muitas vezes, esquecidas nos sistemas de vigilância epidemiológica, comprometendo as ações de controle e prevenção (Strkolcová et al., 2024). Para um enfrentamento efetivo dessas infecções é necessário ampliar o conhecimento acerca do ciclo de transmissão, da dinâmica de infecção, da distribuição dos parasitos, bem como dos fatores ambientais e climáticos envolvidos.

Alguns estudos, como os desenvolvidos no México por Diaz e colaboradores (2018) e Gutiérrez-Gutiérrez & Palomo-Ligas (2023) discorrem sobre como a grande variedade de condições geográficas, socioeconômicas e ambientais se relacionam com a maioria das infecções intestinais parasitárias (Li et al., 2020; Wong et al., 2020). De modo similar, Katz (2018) no Inquérito Nacional de Prevalências da Esquistossomose Mansoní e Geo-helminthoses, aborda como essas doenças estão distribuídas por todo o território brasileiro e como sua prevalência está associada à falta de saneamento ambiental, condições precárias de higiene, a ingestão de água não potável, o andar descalço e ao consumo de alimentos contaminados. Isso acontece porque esses fatores favorecem a ocorrência e, conseqüentemente, a exposição dos indivíduos aos ovos e larvas de geo-helminthoses presentes no solo. Essas observações são reforçadas por diversos estudos conduzidos em diferentes partes do mundo que associam a prevalência das parasitoses intestinais e zoonóticas às condições socioeconômicas e ambientais das populações estudadas (Pullan, et al., 2008; Doni et al., 2016; Speich et al., 2016; Campbell et al., 2017; Pasaribu et al., 2019; Alvarez Di Fino, et al., 2020; Zillioto et al., 2020).

Por exemplo, o estudo de Chammartin e colaboradores (2014) no Brasil mostrou que infecções por *A. lumbricoides*, ancilostomídeos e *T. trichiura* estavam positivamente associadas a indicadores de pobreza, confirmando essa relação. Para infecções por *E. histolytica* o baixo *status* socioeconômico também demonstrou ser o fator demográfico mais importante associado à alta ocorrência do parasito, principalmente em crianças (Salami et al., 2019). Esses achados

são reiterados por um estudo recente conduzido nos Estados Unidos por Crudo Blackburn e colaboradores (2024), que identificou em certa comunidade do estado do Mississippi, marcada por uma das maiores taxas de pobreza entre as avaliadas, a maior prevalência de infecção por parasitos. E como esperado, aquelas comunidades com menores índices de pobreza apresentaram também as menores taxas gerais de infecção. De forma semelhante, as comunidades analisadas no presente estudo compartilham condições estruturais precárias, em que grande parte da população não dispõe de sistemas municipais de saneamento e dependem predominantemente de fossas, as quais exigem manutenção e são vulneráveis ao transbordamento e refluxo.

Com base nos dados obtidos a partir do questionário aplicado, foi possível observar que a população do distrito de Brejo do Amparo está inserida em um contexto de vulnerabilidade socioeconômica, evidenciado pela ausência de água tratada e esgotamento sanitário, baixa escolaridade, ruas não pavimentadas e uma considerável parcela das famílias dependentes de algum benefício social. Apesar das diferentes abordagens conceituais e metodológicas para mensurar a pobreza de um território, os estudos convergem quanto ao entendimento de que a pobreza é uma realidade mundial, cujas causas estão associadas a uma complexa conjugação de fatores (Busso, 2001; Crespo & Gurovitz, 2002; IPEA, 2011). Essa perspectiva está alinhada ao conceito de pobreza multidimensional, que também foi considerado para a caracterização da população estudada (Alkire, 2007; Alkire & Foster, 2011), reconhecendo que a privação não se restringe à renda, mas envolve múltiplas dimensões simultâneas, como condições de vida, educação, empoderamento e autoestima, bem como a posse de bens (Unicef, UNPD, 2024).

Por meio dos critérios adotados, que forneceram informações, principalmente, a respeito das privações de infraestrutura sanitária e urbana, bem como de acesso à tecnologia e informação, foi possível observar que a maior parte dos domicílios da área de estudo pode ser classificada como de alta vulnerabilidade, acumulando privações simultâneas. Esses resultados sugerem risco para agravos à saúde, devido às deficiências encontradas no acesso à infraestrutura básica e no tratamento de água consumida, além da dificuldade de mobilidade social, devido à prestação de serviços essenciais, bens duráveis e escolaridade do chefe de família.

Melhorias no saneamento, higiene, educação e abastecimento de água são medidas que contribuem para o controle das infecções parasitárias (Gutiérrez-Gutiérrez & Palomo-Ligas, 2023). No entanto, é fundamental que essas ações sejam acompanhadas e que haja a validação de diferentes métodos diagnósticos que auxiliem e aprimorem a capacidade de detecção de

parasitos intestinais e zoonóticos, fornecendo resultados mais fidedignos à realidade observada nesse contexto social (Mizan et al., 2024).

Os estudos epidemiológicos com parasitoses intestinais em comunidades endêmicas ainda dependem majoritariamente da coleta de fezes para testes coproparasitológicos, e de coleta sangue para testes imunológicos (Verweij et al., 2014; Oliveira et al., 2018; Sahimin et al., 2019; Celestino et al., 2021; Oliveira et al., 2022; Guilavogui et al., 2023; Menezes et al., 2023). Para que se obtenha um levantamento epidemiológico mais preciso, essas coletas devem ser realizadas em comunidades inteiras ou em grupos específicos considerados de maior risco (Salami et al., 2019). A logística dessas coletas, especialmente em estudos que demandam grande amostragem, pode envolver altos custos e desafios operacionais, exigindo visitas repetidas ao local de estudo, equipes de campo experientes, além das limitações geradas por fatores socioculturais nas taxas de participação. Nesse contexto, a amostragem por meio de matriz ambiental, como a utilizada neste estudo, apresenta-se como uma estratégia alternativa uma vez que demanda menor mobilização comunitária, reduz custos operacionais com menor necessidade de múltiplas visitas, além de minimizar possíveis resistências culturais relacionadas à coleta de material biológico humano.

A metodologia convencional para detecção de parasitos intestinais ainda é realizada por meio de exame de fezes utilizando técnicas como Kato-Katz, sedimentação espontânea e/ou flotação, que dependem da identificação morfológica por microscopia de luz. Apesar de simples e de baixo custo, essas técnicas apresentam baixa sensibilidade e requerem tempo prolongado para obtenção de resultados (Traub et al., 2004; McCarthy et al., 2012; Amoah et al., 2017; Khurana et al., 2021). A limitada sensibilidade pode estar associada a diversos fatores como intensidade de infecção abaixo do limite de detecção, variação na taxa de liberação de ovos, quantidade de amostras coletadas e analisadas, além das condições inadequadas de transporte ou armazenamento, que podem levar à desintegração do parasito (Knopp et al., 2014; Barenbold et al., 2017; Khurana & Sethi, 2017; Liu et al., 2017; Garcia et al., 2018).

Em um contexto de pobreza estrutural e crescentes alterações ambientais, o desenvolvimento de métodos diagnósticos complementares mais eficientes, sensíveis e de alto rendimento representa um avanço diante das limitações das metodologias convencionais (Gordon et al., 2011; Gyawali et al., 2015; Easton et al., 2016; Amoah et al., 2017; Benjamin-Chung et al., 2020). Dentre essas alternativas, o diagnóstico molecular se apresenta promissor por melhorar a sensibilidade e especificidade, permitir quantificações mais precisas, aumentar a produtividade e demandar menos recursos humanos. Além disso, essa abordagem pode

auxiliar na distinção entre espécies de parasitos que infectam humanos e animais e são intimamente relacionadas e morfologicamente semelhantes (Gyawali et al., 2015; Easton et al., 2016; Benjamin-Chung et al., 2020). Diferentes métodos baseados em PCR estão disponíveis e estudos como de Verweij (2014), demonstrou que a técnica é capaz de superar a microscopia na detecção e diferenciação de espécies de geo-helminhos em infecções de baixa intensidade, por exemplo. Um estudo conduzido na Malásia constatou que a PCR foi mais sensível do que o método Kato-Katz e as técnicas de flotação (Basuni et al., 2011). Já na Argentina, outro estudo observou que a PCR apresentou melhor desempenho em comparação com técnicas de concentração e com o método de McMaster para os parasitos intestinais analisados (Cimino et al., 2015).

É reconhecido que a PCR tem permitido a detecção de ampla gama de agentes etiológicos de doenças infecciosas, como bactérias, vírus, protozoários e helmintos de maneira mais sensível, específica e rápida (Deisingh & Thompson, 2004; Gómez-Couso et al., 2004; Ishiwata et al., 2004; Pecson et al., 2006; Manser et al., 2014; Ricciardi et al., 2015). Estudos como de Manuel e colaboradores (2021) reforçam a relevância do uso dessas ferramentas moleculares para diagnóstico e vigilância parasitológica em áreas endêmicas, assim como proposto no presente trabalho. Estudos como esse têm revelado que essas ferramentas estão se tornando cada vez mais econômicas e potencialmente adequadas para o uso em cenários com poucos recursos.

Como uma aprimoração da qPCR, a qPCR Multiparalelo permite que diferentes espécies sejam testadas simultaneamente em diferentes poços de reação. O estudo de Mejia e colaboradores (2013) mostrou que a técnica apresenta maior sensibilidade e especificidade que a PCR multiplex, detectando melhor infecções de baixa intensidade. Outra vantagem do formato multiparalelo é a flexibilidade fornecida na seleção dos alvos por região de estudo. A qPCR Multiparalelo já foi testada tanto para uso em amostras biológicas, como fezes (McKenna et al., 2017; Bryan et al., 2020; Naceanceno et al., 2020; Grau-Pujol et al., 2021; Castañeda et al., 2024; Papaiakovou et al., 2024), quanto para uma variedade de amostras ambientais, como solo, poeira e água (Mejia et al., 2020; Villanueva-Lizama et al., 2024; Crudo Blackburn et al., 2024; Pineda et al., 2025). Sua aplicação obteve sucesso em vários cenários, incluindo Estados Unidos (McKenna et al., 2017; Herrick et al., 2020; Singer et al., 2020), América Latina (Cimino et al., 2015; Bryan et al., 2020; Naceanceno et al., 2020; Castañeda et al., 2024; Pineda et al., 2025) e África (Morawski et al., 2017; Grau-Pujol et al., 2021). Essa técnica tem se

mostrado particularmente útil em populações de baixa transmissão, onde as infecções são praticamente indetectáveis por métodos de microscopia padrão.

O uso de DNA ambiental tem se destacado como abordagem epidemiológica complementar (Ficetola et al., 2019; Pawlowski et al., 2020; Takahashi et al., 2023), mesmo que sua aplicação em parasitologia ainda seja incipiente (Stothard et al., 2017; Sengupta et al., 2022). Entre as diversas vantagens já mencionadas, destaca-se a possibilidade de aplicação da metodologia em uma variedade de matrizes, desde águas residuais, solo e até alimentos, possibilitando seu uso de maneira universal, o que confere aos pesquisadores maior versatilidade (Pecson et al., 2006; Amoah et al., 2017; Mejia et al., 2024; Gava et al., 2025; Pineda et al., 2025). A disponibilidade de ensaios moleculares para detecção de parasitos, especialmente os intestinais, em amostras ambientais, utilizando metodologias aplicáveis em ambientes com recursos limitados, representa uma alternativa oportuna para o delineamento de estratégias de monitoramento e vigilância de risco de transmissão (Easton et al., 2016; Stothard et al., 2017; Sengupta et al., 2022; Alum et al., 2014; Mejia et al., 2024; Gava et al., 2025).

Além disso, uma grande variedade de parasitos, muitos dos quais são zoonóticos, depende de um período de desenvolvimento no ambiente, fazendo deste um reservatório de infecção (Alum et al., 2014; Campbell et al., 2017; Cociancic et al., 2021; Ziliotto et al., 2022). Ao consultar a literatura, é possível perceber que uma parte considerável dos estudos envolvendo parasitos em amostras ambientais tem se concentrado em amostragens de água, principalmente aquelas recreativas e residuais, com enfoque na busca por protozoários como *Cryptosporidium* spp. e *G. intestinalis* (Ward et al., 2002; Gallas-Lindemann et al., 2013; Pineda et al., 2020; Bonatti et al., 2023). Estudos relativamente mais recentes também apontam para essa tendência, enfatizando os impactos desses parasitos nos recursos hídricos e na saúde pública global (Xie et al., 2022; Pandey et al., 2024; Estrada et al., 2025).

Esse enfoque majoritário em matrizes aquáticas, embora relevante, pode limitar a detecção de helmintos cujos ciclos de vida estão diretamente associados ao solo. Por exemplo, ovos de *A. lumbricoides* e *T. trichiura* necessitam de um período de embrionamento no ambiente antes de se tornarem infectantes. Já parasitos como os ancilostomídeos apresentam larvas que eclodem no solo e passam por estágios de desenvolvimento larval no ambiente, como ocorre também com de *S. stercoralis* (Bethony et al., 2006; Jourdan et al., 2018; Eslahi et al., 2021). Neste contexto, um estudo conduzido por Błaszowska e colaboradores (2015) evidenciou a presença de espécies como *Trichuris* sp., ascaridídeos e ancilostomídeos em amostras de solo coletadas em áreas urbanas da Polônia. Os autores associaram a contaminação

do solo à presença de animais nos locais e às condições precárias de saneamento, reforçando a importância da investigação ambiental como parte da vigilância epidemiológica integrada.

Em nosso estudo, a matriz ambiental de interesse foi o solo, uma vez que é de conhecimento que este abriga uma biodiversidade essencial para a manutenção da saúde ambiental e humana (Banerjee & Van Der Heijden, 2023). No entanto, o solo também representa um importante reservatório parasitário por ser um ambiente amplamente exposto ao risco de contaminação, seja por fezes humanas ou de animais, principalmente em comunidades com baixa cobertura sanitária e infraestrutura deficiente. A contaminação ambiental pode favorecer a ingestão ou penetração dérmica das formas infectantes, resultando na infecção de hospedeiros suscetíveis (Alum et al., 2014; Ziliotto et al., 2022).

A presença, sobrevivência, densidade e dispersão desses estágios infectantes no ambiente provavelmente constituem determinantes importantes para a endemicidade das infecções. A literatura relata que ovos e larvas de helmintos, bem como cistos e oocistos de protozoários, podem permanecer viáveis por longos períodos, a depender de fatores como o tipo e as características físico-químicas do solo (por exemplo, pH e granulometria), o clima (temperatura e umidade) e a exposição à luz solar (Storey & Phillips, 1895; Mejia et al., 2024).

Nas últimas décadas, estudos utilizando a pesquisa de parasitos em solo tem se expandido (Oge & Oge, 2000; Borecka & Gawor, 2008; Mandarino-Pereira et al., 2010; Błaszowska et al., 2015; Steinbaum et al., 2017). Entretanto, ainda são escassos os estudos que, como este, contemplem a busca por múltiplas espécies de parasitos em um mesmo ensaio como feito na qPCR Multiparalelo. Além disso, assim como realizado por Tchakounté e colaboradores (2018), o presente estudo é um dos poucos a relatar resultados obtidos tanto em amostras de solo quanto em fezes humanas, a fim de reconhecer quais residências foram positivas para ambos os tipos de amostras. Porém é necessário sinalizar que não foi possível estabelecer associação entre as coletas uma vez que as amostras de fezes e de solo não foram coletadas concomitantemente e que o exame de fezes visou apenas helmintos, enquanto a qPCR investigou helmintos e protozoários. Dessa maneira, as comparações indicam apenas a positividade geral da residência para algum parasito.

A utilização de técnicas baseadas na detecção de parasitos em amostras ambiental é defendida por alguns autores, que destacam sua importância para o mapeamento epidemiológico de parasitos e para a prevenção de possíveis casos de infecção, uma vez que permitem estimar o risco ao qual a população está exposta, orientar programas de controle e complementar a amostragem fecal (Traversa et al., 2014; Mejia et al., 2024). Além disso, a

amostragem de solo apresenta vantagens como a facilidade de execução e a possibilidade de padronização entre diferentes laboratórios. Essa aplicabilidade é comprovada por estudos que empregaram metodologias semelhantes em estudos realizados no México (Villanueva-Lizama et al., 2024), nos Estados Unidos (Crudo Blackburn et al., 2024) e no Peru (Pineda et al., 2025).

Em nosso trabalho, assim como nos estudos de Mejia e colaboradores (2024), Crudo Blackburn e colaboradores (2024) e Pineda e colaboradores (2025), empregamos o qPCR Multiparalelo para mapear a distribuição espacial de múltiplos parasitos entéricos nas comunidades de Brejo do Amparo. Os parasitos avaliados incluíram helmintos antroponóticos e zoonóticos (*A. lumbricoides*, *T. canis*, *T. cati*, *T. trichiura*, *A. duodenale*, *N. americanus* e *S. stercoralis*) e protozoários (*Blastocystis* sp., *Cryptosporidium* sp., *E. histolytica* e *G. intestinalis*). Ainda são escassos os estudos que visam detectar alta variedade de parasitos simultaneamente, no entanto, tais abordagens são necessárias, pois os dados gerados são capazes de fornecer informações relevantes sobre os locais potencialmente importantes de transmissão no entorno dos domicílios.

Das onze espécies investigadas neste estudo, nove foram detectadas, com exceção de *Cryptosporidium* sp. e *G. intestinalis*. Dentre as nove espécies, *A. lumbricoides*, *S. stercoralis* e *Blastocystis* sp. foram as mais comumente encontradas. Estudos que utilizaram estratégias de coleta e análise semelhantes também observaram altas taxas de positividade para *Blastocystis* sp., apontando-o como o parasito com maior taxa de contaminação ambiental (Crudo Blackburn et al., 2024), assim como encontrado em nossos resultados. No entanto, houve divergência quanto aos helmintos mais prevalentes, enquanto em nosso estudo *A. lumbricoides* e *S. stercoralis* foram os mais detectados, no trabalho de Crudo Blackburn e colaboradores (2024), *T. cati* e *T. canis* apresentaram as maiores taxas de contaminação. Pineda e colaboradores (2025) também encontraram *Blastocystis* sp. como o protozoário de maior prevalência e não detectaram *Cryptosporidium* sp., resultado que corrobora com nossos achados.

A elevada frequência de *Blastocystis* sp. observada pode estar relacionada a múltiplos fatores, como ampla circulação dos diferentes subtipos em diferentes animais não humanos (Shams et al., 2022; Wang et al., 2024), elevada carga de eliminação fecal (Zanetti et al., 2020), ampla distribuição (OMS, 2021; Estrada et al., 2025) e resistência ambiental (Mokhtar et al., 2023). A presença cotidiana de animais domésticos, a inexistência de barreiras sanitárias e o uso recorrente do solo como interface de atividades humanas tornam o ambiente propício para a perpetuação e recirculação desse protozoário, podendo servir como um indicador de contaminação fecal-oral no ambiente (Amin, 2002. Mejia et al., 2020). Estudos prévios

reforçam que *Blastocystis* pode ser subestimado em levantamentos ambientais convencionais, o que pode justificar sua alta detecção no presente trabalho. Esse achado é importante pois, além de subestimado, esta é considerada uma infecção oportunista (Bednarska et al., 2018) e sua detecção é necessária nos diferentes cenários, não apenas naqueles associados à pobreza. Além disso, são necessários estudos futuros com foco na diferenciação dos subtipos de *Blastocystis* presentes na área de estudo para compreender quais são exclusivos da relação humana e quais são derivados da vida selvagem.

A contaminação por *Cryptosporidium* e por *G. intestinalis* em águas residuais ou superficiais tem sido caracterizada em alguns estudos (Ward et al., 2002; Gallas et al., 2013; Dreelin et al., 2014; Kitajima et al., 2014), no entanto, poucos ou nenhum deles examinam a contaminação do solo. Apesar de não termos detectados essas espécies em nosso trabalho, alguns autores já demonstraram que essas podem ser encontradas no solo (Dai & Boll, 2003; Clarholm et al., 2006; Balderrama-Carmona et al., 2014; Lee et al., 2021), podendo este servir como uma rota adicional de transmissão.

Apesar dos resultados encontrados reforçarem o papel do solo como um importante reservatório de parasitos intestinais, a detecção e quantificação desses organismos em matrizes ambientais por meio de eDNA ainda enfrentam diversas limitações, relacionadas tanto às condições ambientais quanto às metodológicas. Entre os fatores que influenciam o desempenho técnico estão as características do ambiente, as propriedades físico-química do solo (teor de minerais, matéria orgânica, nutrientes, umidade e pH), a representatividade da amostragem (volume/peso da amostra e a profundidade da coleta) e as técnicas empregadas para processamento e análise (Collender et al., 2015; Amoah et al., 2017; Khurana et al., 2021; Waindok et al., 2022).

Um dos primeiros obstáculos a serem considerados é a alta heterogeneidade, que gera variação significativa na detecção de formas parasitárias. Diferenças no teor de umidade, na quantidade de sólidos suspensos e a presença de inibidores de PCR comprometem a qualidade e o rendimento do DNA extraído (Amoah et al., 2017; Khurana et al., 2021). Outro desafio refere-se à diluição do material genético no ambiente, o que muitas vezes demanda a coleta de grandes volumes de amostras para detecção. Além disso, a qPCR não discrimina entre formas parasitárias viáveis e não viáveis podendo superestimar a positividade amostral (Gyawali et al., 2016). Nesse ponto, métodos auxiliares como o uso de corantes intercalantes de DNA ou a detecção de mRNA têm sido aplicados para avaliar viabilidade dessas células (Gensberger et

al., 2014; Li et al., 2014; Gyawali et al., 2016). Tal abordagem é necessária pois propicia maior precisão na avaliação e mitigação de riscos.

Tendo em vista essas limitações, torna-se fundamental discutir os principais processos envolvidos na recuperação de parasitos em amostras de solos, biossólidos e água. São eles: a homogeneização e dissociação química da matriz ambiental, a sedimentação, a flotação e a filtração (Collender et al., 2015; Waindok et al., 2022). A etapa de dissociação química, em particular, melhora a homogeneização da amostra e libera estruturas parasitárias aderidas a partículas do solo. No entanto, a eficácia dessa etapa na recuperação parasitária depende diretamente da interação entre a natureza físico-química da matriz (granulometria, teor de argila/silte, matéria orgânica) e a solução de dissociação escolhida (Smith, 1998; Collender et al., 2015). Detergentes como Triton® X-100 (Molleda et al., 2008; Forslund et al., 2010), 7X e Tween® (20/40/80) (Collender et al., 2015; Waindok et al., 2022) têm sido amplamente utilizados. Alguns estudos tem se empenhado em comparar as diferenças entre esses agentes de dissociação (Gnani Charitha et al., 2013; Collender et al., 2015; Steinbaum et al., 2017). Por exemplo, o detergente 7X foi relatado como superior para recuperar ovos de *Ascaris* em biossólidos e solo comparado a outros detergentes (Nelson & Darby, 2001), enquanto Tween 40 foi referido por melhorar recuperações de ovos de *Toxocara* em solo e areia (Kazacos, 1983; Oge & Oge, 2000). Em nosso estudo foi utilizado o Tween 20 por disponibilidade laboratorial, mas é provável que o uso de agentes alternativos pudesse melhorar a eficiência, recomendando-se sua avaliação em futuros trabalhos.

O processo de flotação contribui para concentrar as estruturas parasitárias a partir da diferença de densidade (Smith, 1998). Neste estudo, utilizamos a solução de NaNO_3 , comumente empregada para flutuação de ovos. No entanto, sua performance pode variar conforme a espécie-alvo e as características do solo (Collender et al., 2015; Waindok et al., 2022). Sendo assim, é possível que a escolha da solução também tenha influenciado nas taxas de detecção reportada. Alternativas como ZnSO_4 , soluções de sacarose/glicerina, combinações de detergentes (Triton, Tween) e múltiplas etapas de lavagem podem melhorar a recuperação em determinados contextos (Collender et al., 2015), reforçando a importância de se avaliar e otimizar a solução de escolha de acordo com a matriz analisada e os parasitos de interesse. Além disso, estudos clássicos apontaram que repetições sucessivas do processo em questão aumentam as taxas de recuperação em até 20% para ovos de *Toxocara* (Quinn et al., 1980).

A flotação pode ser otimizada pela centrifugação, etapa que também merece atenção (Smith, 1998; Waindok et al., 2022). Collender e colaboradores (2015) relataram que

velocidades mais elevadas podem aumentar a recuperação de determinadas espécies, inclusive quando associadas ao uso de NaNO_3 . Por exemplo, métodos de referência, como USEPA Method 1623.1 (U.S. Environmental Protection Agency [USEPA], 2012), recomendam centrifugação mínima de $1500 \times g$ por 15 minutos para recuperação de cistos de *Giardia* e oocistos de *Cryptosporidium*, podendo ser esse um dos fatores aliados que resultaram na ausência de detecção dessas espécies em nosso estudo.

Como mencionado, a presença de inibidores de PCR presentes no solo, como ácidos húmicos e fúlvicos, polifenóis, sais, lipídios, proteínas e outros compostos orgânicos (Smith, 1998; Collender et al., 2015; Amoah et al., 2020; Waindok et al., 2022), podem comprometer a eficiência dos ensaios moleculares, interferindo diretamente na extração e amplificação do DNA. Esses compostos são frequentes em solos com maior teor de matéria orgânica e podem reduzir a sensibilidade dos ensaios mesmo quando protocolos de purificação são aplicados. Em nosso trabalho, o uso de um controle interno exógeno, o qual apresentou amplificação adequada em todas as reações, ajudou atestar a qualidade da extração e descartar a ocorrência de inibição significativa nos resultados obtidos.

É importante enfatizar que ainda há uma escassez de plataformas moleculares padronizadas para a detecção de parasitoses, como apontado por Khurana e colaboradores (2021). A dificuldade em estimar o desempenho dos testes diagnósticos decorre, possivelmente, da ausência de um padrão-ouro ideal, uma vez que os métodos de microscopia fecal, embora de baixa sensibilidade, ainda são utilizados como referência. Ainda não existem critérios universalmente aceitos para validar os testes de PCRs desenvolvidos em laboratório como padrão diagnóstico, porém isso não inviabiliza os estudos que demonstram a utilidade dessa metodologia como ferramenta para diagnóstico e vigilância ambiental de parasitos intestinais. Esses estudos fornecem uma abordagem robusta para monitoramento dos níveis de contaminação e para a avaliação dos riscos potenciais à saúde pública em diversos contextos ecológicos (Pineda et al., 2025).

Em nosso estudo, com o uso da técnica de qPCR Multiparalelo, detectamos uma frequência parasitária geral de até 36%. Mesmo que fatores como a vulnerabilidade social possam contribuir para essa alta frequência, aspectos ambientais e sazonais também desempenham um papel determinante na dinâmica de contaminação por parasitos no solo. A variação da temperatura, precipitação e umidade, por exemplo, podem impactar diretamente na viabilidade e distribuição espaço-temporal dos parasitos no ambiente (Amin, 2000; Marcogliese, 2004; Chammartin et al., 2014; Cociancic et al., 2021).

Nesse contexto, Poglayen e colaboradores (2023) discutem como os eventos catastróficos naturais e as condições climáticas extremas – como desmatamento, incêndios, longos períodos de seca e chuvas intensas seguidas de inundações - têm se tornado cada vez mais frequentes e influenciam diretamente os ciclos parasitários. Por exemplo, o aumento da temperatura pode acelerar o desenvolvimento do parasito no ambiente, mas pode diminuir as taxas de sobrevivência de ovos, larvas, cistos e oocistos (Semenza et al., 2012; Knapp-Lawitzke et al., 2016; Mignatti et al., 2016). Já a intensidade da chuva pode favorecer a disseminação de ovos, oocistos e cistos podendo estar associada a surtos por protozoários parasitos de veiculação hídrica, como *G. intestinalis* e *C. parvum* (Jiménez et al., 2010). Por outro lado, períodos prolongados de seca podem diminuir a sobrevivência de formas parasitárias no solo, mas favorecer sua concentração em corpos d'água (Pozio, 2020).

Stephensom e colaboradores (2000), em seu estudo, abordam como a endemicidade de determinados parasitos depende da presença de indivíduos infectados, da contaminação fecal habitual ou contínua no solo, de condições físico-químicas favoráveis ao desenvolvimento de estágios infecciosos e do contato frequente entre o solo contaminado e indivíduos suscetíveis. O local de estudo, Brejo do Amparo, reúne esses fatores naturais e culturais, o que explica os resultados obtidos no presente trabalho.

Estudos anteriores, principalmente com geo-helmintos, já relatavam como o desenvolvimento das formas parasitárias no solo dependem da temperatura (ideal entre 20 e 30 °C), de sombra e umidade (Komiya & Yasuraoka., 1966; Cracknell, 1997; Crompton, 2001). Diante das influências que as variações climáticas e ambientais podem provocar na distribuição de parasitos e nas avaliações de risco epidemiológico, diversos estudos têm sido conduzidos nesse âmbito (Tiyo et al., 2008; Blaszkowska et al., 2013; Kleine et al., 2017; Mota et al., 2018; Tchakounté et al., 2018; Gutiérrez-Gutiérrez & Palomo-Ligas, 2023; Pineda et al., 2025).

Inclusive, muitos apontam que a prevalência de parasitos tende a ser mais elevada durante a estação chuvosa (Nkouayep et al., 2017; Mota et al., 2018; Tchakounté et al., 2018; Cociancic et al., 2021; Gutiérrez-Gutiérrez & Palomo-Ligas, 2023; Pineda et al., 2025). Esse aumento é geralmente atribuído às condições ambientais favoráveis, como a maior umidade e a mobilização de partículas contaminadas pela água da chuva (Brooker et al., 2006; Cociancic et al., 2021). Entretanto, no presente estudo, apesar de termos observado maior riqueza de espécies durante a estação chuvosa, o padrão de frequência parasitária foi inverso ao reportado por outros autores (Nkouayep et al., 2017; Mota et al., 2018; Tchakounté et al., 2018; Gutiérrez-

Gutiérrez & Palomo-Ligas, 2023; Pineda et al., 2025), uma vez que encontramos maior ocorrência de DNA parasitário na estação seca.

É pertinente considerar que muitos dos trabalhos que relataram maior prevalência de parasitos na estação chuvosa foram conduzidos em regiões com estações bem definidas ou locais em que o inverno, considerado como período mais seco, é mais rigoroso. No entanto, o município de Januária apresenta clima semiárido a tropical seco, com chuvas concentradas em poucos meses do ano e estiagens prolongadas. Durante a estação chuvosa, episódios de precipitação intensa podem provocar escoamento superficial e lixiviação das formas infectantes do solo, dispersando os ovos e cistos e, conseqüentemente, reduzindo sua concentração nos pontos específicos de coleta (Gunawardena et al., 2004; Chammartin et al., 2013; Chammartin et al., 2014).

Ademais, fatores ligados ao comportamento humano podem ter influência direta nesses achados. Durante a estação seca, o uso mais frequente de espaços externos, como quintais, aliado à baixa cobertura sanitária e a utilização de fossas rudimentares, pode favorecer a maior deposição direta de fezes humanas e de animais no entorno domiciliar. Esses fatores, somados à ausência de chuvas, podem favorecer o acúmulo e manutenção de formas parasitárias no solo, sem que haja a lixiviação e dispersão que normalmente ocorre com as chuvas.

Outro aspecto relevante é a distribuição sazonal das diferentes espécies parasitárias. No caso de *A. lumbricoides*, por exemplo, não observamos diferenças significativas na detecção entre as estações do ano, comportamento semelhante ao descrito por Tchakounté e colaboradores (2018). Essa estabilidade pode ser explicada pela elevada resistência dos ovos do parasito, que são capazes de sobreviver a variações ambientais e temperaturas extremas.

Para *T. trichiura*, apesar de também apresentar resistência a temperaturas elevadas, a umidade é um fator crucial para sua sobrevivência e transmissão (Machicado et al., 2012; Muñoz-Antoli et al., 2022). Nesse sentido, Chammartin e colaboradores (2014) identificou a precipitação como um preditor positivamente associado a probabilidade de infecção por esse parasito. A baixa umidade pode ter contribuído para a difícil detecção de *T. trichiura* nos solos das comunidades de Brejo do Amparo. Entretanto, a ocorrência pontual de precipitações no mês de março pode ter favorecido a detecção de pelo menos uma amostra positiva durante o período chuvoso.

No presente estudo, também observamos a presença de ancilostomídeos exclusivamente na estação chuvosa. De acordo com a literatura, a infecção por esses parasitos pode estar

associada à temperatura média do mês mais quente, a sazonalidade da temperatura e a precipitação no trimestre mais chuvoso (Chammartin et al., 2014). Sabe-se que as taxas máximas de sobrevivência das larvas de ancilostomídeos no solo ocorrem entre 20-30 °C, especialmente quando combinadas com alta umidade (Brooker et al., 2006; Etewa et al., 2014). É relatado que essas larvas podem sobreviver a temperaturas mais altas devido à sua capacidade de migrar verticalmente em resposta a variações nas condições de temperatura e umidade do solo (Beaver, 1953; Udosi et al., 1980; Mabaso et al., 2004). A ausência de detecção desses parasitos na estação seca pode estar relacionada à profundidade da coleta ou à baixa umidade predominante na área de estudo.

A baixa prevalência de espécies de *Toxocara*, apesar da presença delas em ambas as estações, pode estar relacionada às características áridas do ambiente e à limitada umidade do solo. Kleine e colaboradores (2017) relataram que o clima frio e úmido do inverno na Europa Central favorece a sobrevivência prolongada dos ovos de *Toxocara*, resultando no acúmulo das formas parasitárias durante a primeira metade do ano. Em contraste, a exposição ao sol e a dessecação do solo observadas durante o verão e outono são apontadas como fatores relevantes para a redução da contaminação nessas estações. Além disso, é descrito que esses ovos podem se acumular nas camadas mais profundas do solo, o que também pode ter dificultado sua detecção em nossa análise (Etewa et al., 2014).

Dentre os helmintos, *S. stercoralis* foi o parasito que apresentou maior positividade nas amostras analisadas, sendo essas significativamente maiores na estação seca. Apesar do fato de que as larvas de *S. stercoralis* tendem a se desenvolver melhor em solos úmidos, arenosos, com vegetação em decomposição e contaminados com fezes humanas (Umar & Bassey, 2010), a alta positividade observada aqui pode ser explicada por alguns fatores. O primeiro é que, ao contrário de outros helmintos, *Strongyloides* possui um ciclo que pode alternar gerações de vida livre com reprodução no solo (Olsen et al., 2009), fato que permite sua amplificação ambiental em condições favoráveis. O segundo fator é que, a ausência de chuvas pode evitar a lixiviação de larvas, favorecendo sua permanência em microambientes sombreados e ricos em matéria orgânica (Anamnart et al., 2015). Estudos prévios demonstraram que larvas de *Strongyloides* podem sobreviver por até duas semanas em solos relativamente secos (Schär et al., 2013; Yeh et al., 2023), o que pode justificar sua alta detecção mesmo fora do período chuvoso. Adicionalmente, a utilização da qPCR, técnica mais sensível do que métodos parasitológicos convencionais, pode ter contribuído para maior taxa de detecção desse parasito no ambiente.

Quanto à presença e distribuição dos protozoários intestinais nas amostras de solo analisadas, foi observada a detecção de *Blastocystis* sp. e *E. histolytica*, bem como a ausência completa de *G. intestinalis* e *Cryptosporidium* sp., conforme mencionado anteriormente.

Blastocystis sp., o protozoário mais prevalente no solo neste estudo, foi identificado em ambas as estações, com maior frequência durante a estação seca. Esse achado corrobora um estudo realizado em regiões áridas do Peru, no qual a prevalência desse parasito foi significativamente maior em contextos de baixa umidade ambiental (Pineda et al., 2025). Apesar de muitos protozoários dependerem de condições úmidas para manterem seus cistos viáveis, *Blastocystis* parece possuir maior tolerância à aridez relativa, possivelmente persistindo em microambientes com retenção de umidade (Villegas-Gomez et al., 2016; Ascuña-Durand et al., 2020; Salazar-Sanchez et al., 2021; Ake-Canche et al., 2022).

A detecção de *E. histolytica* exclusivamente na estação seca também suscita hipóteses interessantes sobre a influência de fatores ambientais na sua persistência no solo. Um estudo realizado no México (Gutiérrez-Gutiérrez & Palomo-Ligas, 2023) indicou que a maior incidência de infecções por protozoários ocorre em períodos com clima quente e úmido, especialmente entre maio e agosto. Entretanto, a ocorrência de chuvas intensas pode promover a lixiviação e conseqüente diluição dos cistos no solo, dificultando sua detecção, sobretudo quando a coleta de amostras é realizada após esses eventos climáticos. Dessa forma, a estação seca poderia favorecer a retenção dos cistos de *Entamoeba* em microambientes protegidos da radiação solar direta e da ação mecânica da água, explicando sua presença limitada a esse período. Além disso, é possível que o padrão de deposição fecal (humana ou animal) durante a estação seca, associado a menor escoamento superficial, aumente a probabilidade de detecção desses organismos nas amostras de solo.

Por outro lado, a ausência de *G. intestinalis* e *Cryptosporidium* sp., pode estar relacionada à dependência que esses protozoários possuem de ambientes mais úmidos para manutenção da viabilidade de seus cistos e oocistos, que, embora apresentem morfologias adaptadas à resistência hídrica, são menos tolerantes à desidratação prolongada (Pinto-Duarte et al., 2022; Gutiérrez-Gutiérrez & Palomo-Ligas, 2023). Além disso, estudos demonstraram que a aridez do solo reduz significativamente a viabilidade dos cistos de alguns protozoários (Dumètre et al., 2012; Deng et al., 2021). Portanto, o clima semiárido de Januária, com chuvas concentradas em poucos meses do ano e prolongados períodos de estiagem, pode ser desfavorável à sobrevivência e detecção desses organismos no solo.

Além dos fatores ambientais, a negatividade das amostras para *Cryptosporidium* pode estar associada a dinâmicas espaço-temporais específicas dessas espécies. Estudos indicam que certas linhagens, como *C. hominis*, apresentam padrões sazonais, com surtos ou picos de ocorrência restritos a determinados períodos do ano, de modo que a janela de amostragem influencia a probabilidade de detecção (Jagai et al., 2019). Ademais, a sensibilidade dos métodos moleculares é afetada pelo alvo genético escolhido. Estudos comparando os genes SSU rRNA, COWP e DnaJ para *Cryptosporidium* evidenciaram variações na sensibilidade e especificidade, mostrando que a escolha da região alvo investigada pode impactar diretamente os resultados (Weinreich et al., 2021).

No caso de *G. intestinalis*, a detecção em matrizes ambientais é igualmente desafiadora, e estratégias baseadas em um único gene podem subestimar sua ocorrência. Estudos em água de retrolavagem de filtros de piscinas demonstraram que amostras negativas para glutamato desidrogenase (GDH) e 16S foram positivas para beta-giardina (*bg*), evidenciando que a utilização de múltiplos alvos tende a aumentar a sensibilidade e reduzir o risco de falsos negativos (Pineda et al., 2020). Abordagens multilocus semelhantes, envolvendo GDH, triosefosfato isomerase (TPI) e beta-giardina, foram recomendadas por Köster e colaboradores (2021) para futuros estudos em solos e outros ambientes complexos. Dessa forma, a ausência desses protozoários no solo de Januária provavelmente resulta da combinação de fatores ecológicos, sazonais e metodológicos, reforçando a importância de estratégias integradas.

A riqueza de espécies observada neste estudo evidencia a ocorrência de poliparasitismo ambiental, fenômeno caracterizado pela presença simultânea de múltiplas espécies parasitárias em um mesmo domicílio e até mesmo na mesma amostra de solo. Estudo realizado no Peru (Pineda et al., 2025) demonstraram que 84% das amostras ambientais analisadas apresentaram mais de um parasito por local de coleta, o que reforça a importância do monitoramento ambiental como ferramenta para vigilância em saúde. A coexistência de helmintos e protozoários no solo é uma realidade que reflete nas implicações epidemiológicas. A exposição ambiental contínua a múltiplos parasitos pode sugerir maior risco de coinfeções em humanos e animais, especialmente em crianças, agravando o estado nutricional, comprometendo a absorção de nutrientes e elevando a carga inflamatória sistêmica, podendo resultar em desnutrição crônica, atraso no crescimento, déficit cognitivo e alterações na resposta imune (Boltena et al., 2021; Loglo et al., 2024).

Nesse contexto, em Moçambique, um estudo identificou que 18,8% das crianças analisadas estavam coinfectadas por dois ou mais parasitos intestinais, sendo a combinação

mais frequente *G. intestinalis* com *S. stercoralis* ou *A. lumbricoides*. Além das implicações clínicas diretas, como prejuízos ao crescimento, anemia e desnutrição, a presença simultânea de múltiplos parasitos impõe desafios terapêuticos e exige estratégias integradas de controle (Grau-Pujol et al., 2021). Essas coinfeções podem dificultar o manejo clínico, pois diferentes parasitos podem requerer esquemas terapêuticos específicos ou sucessivos, aumentando o risco de resistência, toxicidade cumulativa e falhas no tratamento, especialmente quando se trata de crianças. Outra questão importante, é a sobreposição de sintomas muitas vezes, inespecíficos que atrasam o diagnóstico em populações vulneráveis e com acesso limitado a serviços de saúde (Strunz et al., 2014).

A complexidade dos parasitos e de seus ciclos de vida ainda representam um obstáculo para o estabelecimento de um padrão de referência para análises ambientais, o que torna estudos como este ainda mais necessários para explorar, revelar e correlacionar a presença de parasitos com as condições socioambientais da população investigada. Estudos longitudinais futuros poderão esclarecer se a contaminação ambiental constitui uma fonte de infecção ou um reflexo da exposição humana e animal. Isso é especialmente relevante ao se considerar que o padrão de positividade pode variar significativamente entre as localidades, e que há notável escassez de estudos que abordem essas questões de forma integrada, incluindo a necessidade de elucidar, por exemplo, por que parasitos tão distintos, como *Strongyloides* e *Blastocystis*, podem coexistir em um mesmo ambiente, independentemente da estação do ano no Brasil. Os achados inéditos aqui apresentados contribuem para ampliar a compreensão desta dinâmica ambiental no contexto de Uma Só Saúde e reforçar a importância de estratégias de vigilância ambiental como ferramenta complementar na abordagem das doenças parasitárias.

7. CONCLUSÃO

A utilização de DNA ambiental associado à qPCR Multiparalelo, realizada de forma pioneira no Brasil, mostrou-se eficiente para avaliar a presença de parasitos intestinais em amostras de solo no distrito de Brejo do Amparo, município de Januária, MG. A detecção de nove espécies distintas de parasitos, abrangendo helmintos e protozoários intestinais humanos e de caráter zoonótico, com predominância de *A. lumbricoides*, *S. stercoralis* e *Blastocystis* sp., reflete um ambiente de contaminação fecal e possível exposição contínua a múltiplas formas infecciosas.

Essa elevada riqueza reforça tanto a sensibilidade e especificidade do método quanto o papel do solo como reservatório de formas parasitárias, além de revelar um cenário epidemiológico de alta complexidade, com implicações diretas para a saúde pública, especialmente em contextos de vulnerabilidade social. Essa realidade, frequentemente subestimada pelos sistemas tradicionais de vigilância, necessita de uma abordagem crítica sobre os determinantes ambientais, sociais e metodológicos que sustentam a persistência dessas infecções.

A maior frequência de parasitos na estação seca desafia paradigmas consolidados e sugere dinâmicas específicas em regiões semiáridas. Microambientes sombreados, a prática de defecação a céu aberto em quintais durante períodos de estiagem, e a ausência de lixiviação por chuvas intensas parecem favorecer a retenção de formas parasitárias, particularmente de espécies resistentes. Esse achado amplia o entendimento sobre a sazonalidade da transmissão e tem implicações diretas para programas de controle, indicando que intervenções socioambientais, como saneamento básico e educação em saúde, devem ser priorizadas também fora do período chuvoso.

Embora a implementação da técnica em questão demande de mais infraestrutura laboratorial e de insumos de custo relativamente elevado comparado aos métodos convencionais, sua aplicabilidade em estudos de campo, vigilância epidemiológica e abordagens de Uma Só Saúde é promissora, principalmente pelo potencial de integrar informações ambientais e sociais.

Dessa maneira, os achados deste estudo reforçam a necessidade de ações integradas e multidimensionais na vigilância ambiental e sanitária em territórios negligenciados. A evidência da presença de parasitos no solo em áreas residenciais, associada a indicadores de pobreza estrutural e a sazonalidade, expõe a urgência de políticas públicas intersetoriais que

considerem o ambiente como elo fundamental na cadeia de transmissão das parasitoses intestinais e zoonóticas, incorporem o monitoramento do solo utilizando métodos moleculares para triagem em áreas endêmicas e integrem ações de saúde única, considerando a interface humano-animal-ambiente.

8. REFERÊNCIAS

- Ahmed, M. (2023). Intestinal Parasitic Infections in 2023. *Gastroenterology Research*, 16(3), 127–140. <https://doi.org/10.14740/gr1622>
- Ake-Canche, B., Rodriguez-Bataz, E., Esquivel-Piña, J. Y., Tolentino-Loreto, A., Arroyo-Escalante, S., Martínez-Ocaña, J., Romero-Valdovinos, M., Valenzuela, O., Orozco-Mosqueda, G. E., Martinez-Hernandez, F., Maravilla, P., & Martinez, A. (2022). Can the genetic variability of *Blastocystis* sp. be associated with the climatic region of its human carriers? *Infection, Genetics and Evolution*, 106, 105383. <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2022.105383>
- Alkire, S. (2007). Choosing Dimensions: The Capability Approach and Multidimensional Poverty. *SSRN Electronic Journal*. <https://doi.org/10.2139/ssrn.1646411>
- Alkire, S., & Foster, J. (2011). Counting and multidimensional poverty measurement. *Journal of Public Economics*, 95(7–8), 476–487. <https://doi.org/10.1016/j.jpubeco.2010.11.006>
- Alum, A., Absar, I. M., Asaad, H., Rubino, J. R., & Ijaz, M. K. (2014). Impact of Environmental Conditions on the Survival of *Cryptosporidium* and *Giardia* on Environmental Surfaces. *Interdisciplinary Perspectives on Infectious Diseases*, 2014, 1–7. <https://doi.org/10.1155/2014/210385>
- Alvarez Di Fino, E. M., Rubio, J., Abril, M. C., Porcasi, X., & Periago, M. V. (2020). Risk map development for soil-transmitted helminth infections in Argentina. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 14(2), e0008000. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0008000>
- Amin, O. M. (2002). Seasonal prevalence of intestinal parasites in the United States during 2000. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 66(6), 799–803. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.2002.66.799>
- Amoah, I. D., Singh, G., Stenström, T. A., & Reddy, P. (2017). Detection and quantification of soil-transmitted helminths in environmental samples: A review of current state-of-the-art and future perspectives. *Acta Tropica*, 169, 187–201. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2017.02.014>
- Amoah, I. D., Singh, G., Troell, K., Reddy, P., Stenström, T. A., & Bux, F. (2019). Comparative assessment of DNA extraction procedures for *Ascaris* spp. eggs. *Journal of Helminthology*, 94. <https://doi.org/10.1017/s0022149x19000683>
- Anamnart, W., Maleewong Intapan, P., Pattanawongsa, A., Chamavit, P., Kaewsawat, S., & Maleewong, W. (2015). Effect of dilution of stool soluble component on growth and development of *Strongyloides stercoralis*. *Scientific Reports*, 5(1). <https://doi.org/10.1038/srep10749>
- Ascuña-Durand, K., Salazar-Sánchez, R. S., Castillo-Neyra, R., & Ballón-Echegaray, J. (2020). Relative Frequency of *Blastocystis* Subtypes 1, 2, and 3 in Urban and Periurban Human Populations of Arequipa, Peru. *Tropical Medicine and Infectious Disease*, 5(4), 178. <https://doi.org/10.3390/tropicalmed5040178>
- Awad, D. A., Masoud, H. A., & Hamad, A. (2024). Climate changes and food-borne pathogens: the impact on human health and mitigation strategy. *Climatic Change*, 177(6). <https://doi.org/10.1007/s10584-024-03748-9>

- Aydemir, S., Barlık, F., Ekici, A., Yılmaz, H., & Kaçak, K. (2024). The Bibliometric Analysis of the Postgraduate Theses Written on Medical Parasitology in Türkiye. *Turkish Journal of Parasitology*, 105–110. <https://doi.org/10.4274/tpd.galenos.2024.60948>
- Badri, M., Olfatifar, M., Gharibi, Z., Pal, M., Hatam-Nahavandi, K., Asghari, A., Sgroi, G., Soltani, H., Abdoli, A., & Eslahi, A. V. (2025). A systematic review and meta-analysis on the global prevalence of helminthic parasites among schoolchildren: a public health concern. *BMC Public Health*, 25(1). <https://doi.org/10.1186/s12889-025-23958-9>
- Balderrama-Carmona, A. P., Gortáres-Moroyoqui, P., Álvarez-Valencia, L. H., Castro-Espinoza, L., Mondaca-Fernández, I., Balderas-Cortés, J. de J., Chaidez-Quiroz, C., & Meza-Montenegro, M. M. (2014). Occurrence and quantitative microbial risk assessment of *Cryptosporidium* and *Giardia* in soil and air samples. *International Journal of Infectious Diseases*, 26, 123–127. <https://doi.org/10.1016/j.ijid.2014.05.002>
- Banerjee, S., & van der Heijden, M. G. A. (2023). Soil microbiomes and one health. *Nature Reviews Microbiology*, 21(1), 6–20. <https://doi.org/10.1038/s41579-022-00779-w>
- Bärenbold, O., Raso, G., Coulibaly, J. T., N’Goran, E. K., Utzinger, J., & Vounatsou, P. (2017). Estimating sensitivity of the Kato-Katz technique for the diagnosis of *Schistosoma mansoni* and hookworm in relation to infection intensity. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 11(10), e0005953. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0005953>
- Bass, D., Stentiford, G. D., Littlewood, D. T. J., & Hartikainen, H. (2015). Diverse Applications of Environmental DNA Methods in Parasitology. *Trends in Parasitology*, 31(10), 499–513. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2015.06.013>
- Basuni, M., Muhi, J., Othman, N., Verweij, J. J., Ahmad, M., Miswan, N., Rahumatullah, A., Aziz, F. A., Zainudin, N. S., & Noordin, R. (2011). A Pentaplex Real-Time Polymerase Chain Reaction Assay for Detection of Four Species of Soil-Transmitted Helminths. *The American Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 84(2), 338–343. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.2011.10-0499>
- Beaver, P. C. (1953). Persistence of Hookworm Larvae in Soil. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 2(1), 102–108. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.1953.2.102>
- Bednarska, M., Jankowska, I., Pawelas, A., Piwczynska, K., Bajer, A., Wolska-Kuśnierz, B., Wielopolska, M., & Welc-Falęciak, R. (2018). Prevalence of *Cryptosporidium*, *Blastocystis*, and other opportunistic infections in patients with primary and acquired immunodeficiency. *Parasitology Research*, 117(9), 2869–2879. <https://doi.org/10.1007/s00436-018-5976-6>
- Beng, K. C., & Corlett, R. T. (2020). Applications of environmental DNA (eDNA) in ecology and conservation: opportunities, challenges and prospects. *Biodiversity and Conservation*, 29(7), 2089–2121. <https://doi.org/10.1007/s10531-020-01980-0>
- Benjamin-Chung, J., Pilotte, N., Ercumen, A., Grant, J. R., Maasch, J. R. M. A., Gonzalez, A. M., Ester, A. C., Arnold, B. F., Rahman, M., Haque, R., Hubbard, A. E., Luby, S. P., Williams, S. A., & Colford, J. M. (2020). Comparison of multi-parallel qPCR and double-slide Kato-Katz for detection of soil-transmitted helminth infection among children in rural Bangladesh. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 14(4), e0008087. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0008087>

- Bergquist, R., Johansen, M. V., & Utzinger, J. (2009). Diagnostic dilemmas in helminthology: what tools to use and when? *Trends in Parasitology*, 25(4), 151–156. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2009.01.004>
- Bethony, J., Brooker, S., Albonico, M., Geiger, S. M., Loukas, A., Diemert, D., & Hotez, P. J. (2006). Soil-transmitted helminth infections: ascariasis, trichuriasis, and hookworm. *The Lancet*, 367(9521), 1521–1532. [https://doi.org/10.1016/s0140-6736\(06\)68653-4](https://doi.org/10.1016/s0140-6736(06)68653-4)
- Bezerra-Santos, M. A., Dantas-Torres, F., Benelli, G., & Otranto, D. (2023). Emerging parasites and vectors in a rapidly changing world: from ecology to management. *Acta Tropica*, 238, 106746. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2022.106746>
- Bhaumik, S., Kshetrimayum, A., Rajkumari, N., Ghoshal, U., Chatterjee, S. S., & Nayak, G. (2024). Prevalence of intestinal parasitic infections among patients attending a tertiary care hospital from August 2022 to May 2024. *One Health Bulletin*, 5(2), 66–70. https://doi.org/10.4103/ohbl.ohbl_35_24
- Błaszowska, J., Wojcik, A., Kurnatowski, P., & Szwabe, K. (2013). Geohelminth egg contamination of children's play areas in the city of Lodz (Poland). *Veterinary Parasitology*, 192(1–3), 228–233. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2012.09.033>
- Błaszowska, J., Górska, K., Wójcik, A., Kurnatowski, P., & Szwabe, K. (2015). Presence of *Toxocara* spp. eggs in children's recreation areas with varying degrees of access for animals. *Annals of Agricultural and Environmental Medicine*, 22(1), 23–27. <https://doi.org/10.5604/12321966.1141363>
- Boltena, M. T., El-Khatib, Z., Sahlemichael Kebede, A., Asamoah, B. O., Tadesse Boltena, A., Yeshambaw, M., & Biru, M. (2021). Comorbidity of Geo-Helminthes among Malaria Outpatients of the Health Facilities in Ethiopia: Systematic Review and Meta-Analysis. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 18(3), 862. <https://doi.org/10.3390/ijerph18030862>
- Bonatti, T. R., Siqueira-Castro, I. C. V., Leal, D. A. G., Durigan, M., Dias, R. J. P., & Franco, R. M. B. (2023). Molecular characterization of waterborne protozoa in surface water and sediment in Brazil: a taxonomic survey of ciliated protozoa and their correlation with *Giardia duodenalis* and *Cryptosporidium* spp. *Environmental Monitoring and Assessment*, 195(4). <https://doi.org/10.1007/s10661-023-11065-4>
- Borecka, A., & Gawor, J. (2008). Modification of gDNA extraction from soil for PCR designed for the routine examination of soil samples contaminated with *Toxocara* spp. eggs. *Journal of Helminthology*, 82(2), 119–122. <https://doi.org/10.1017/s0022149x07877522>
- Bouzig, M., Hunter, P. R., Chalmers, R. M., & Tyler, K. M. (2013). *Cryptosporidium* Pathogenicity and Virulence. *Clinical Microbiology Reviews*, 26(1), 115–134. <https://doi.org/10.1128/cmr.00076-12>
- Brankston, G., Boughen, C., Ng, V., Fisman, D. N., Sargeant, J. M., & Greer, A. L. (2018). Assessing the impact of environmental exposures and *Cryptosporidium* infection in cattle on human incidence of cryptosporidiosis in Southwestern Ontario, Canada. *PLOS ONE*, 13(4), e0196573. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0196573>

Britton, E., Hales, S., Venugopal, K., & Baker, M. G. (2010). The impact of climate variability and change on cryptosporidiosis and giardiasis rates in New Zealand. *Journal of Water and Health*, 8(3), 561–571. <https://doi.org/10.2166/wh.2010.049>

Brooker, S. (2010). Estimating the global distribution and disease burden of intestinal nematode infections: Adding up the numbers – A review. *International Journal for Parasitology*, 40(10), 1137–1144. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2010.04.004>

Brooker, S., Clements, A. C. A., & Bundy, D. A. P. (2006). Global Epidemiology, Ecology and Control of Soil-Transmitted Helminth Infections. *Global Mapping of Infectious Diseases: Methods, Examples and Emerging Applications*, 221–261. [https://doi.org/10.1016/s0065-308x\(05\)62007-6](https://doi.org/10.1016/s0065-308x(05)62007-6)

Brooks, D. R., & Hoberg, E. P. (2007). How will global climate change affect parasite–host assemblages? *Trends in Parasitology*, 23(12), 571–574. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2007.08.016>

Brooks, D. R., Hoberg, E. P., Boeger, W. A., Gardner, S. L., Galbreath, K. E., Herczeg, D., Mejía-Madrid, H. H., Rácz, S. E., & Dursahinhan, A. T. (2014). Finding Them Before They Find Us: Informatics, Parasites, and Environments in Accelerating Climate Change. *Comparative Parasitology*, 81(2), 155–164. <https://doi.org/10.1654/4724b.1>

Bryan, P. E., Romero, M., Sánchez, M., Torres, G., Gómez, W., Restrepo, M., Restrepo, A., & Mejia, R. (2020). Urban versus Rural Prevalence of Intestinal Parasites Using Multi-Parallel qPCR in Colombia. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.20-1202>

Buonfrate, D., Sequi, M., Mejia, R., Cimino, R. O., Krolewiecki, A. J., Albonico, M., Degani, M., Tais, S., Angheben, A., Requena-Mendez, A., Muñoz, J., Nutman, T. B., & Bisoffi, Z. (2015). Accuracy of Five Serologic Tests for the Follow up of *Strongyloides stercoralis* Infection. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 9(2), e0003491. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.000349>

Busso, G. (2001). Vulnerabilidad Social: nociones e implicancias de políticas para latinoamerica a inicios del siglo xxi. Seminario Internacional: Las diferentes expresiones de la vulnerabilidad social en América Latina y el Caribe. Santiago de Chile, 20 y 21 de junio de 2001. In.

Cabada, M. M., & White, A. C. (2010). Treatment of cryptosporidiosis: do we know what we think we know? *Current Opinion in Infectious Diseases*, 23(5), 494–499. <https://doi.org/10.1097/qco.0b013e32833de052>

Cable, J., Barber, I., Boag, B., Ellison, A. R., Morgan, E. R., Murray, K., Pascoe, E. L., Sait, S. M., Wilson, A. J., & Booth, M. (2017). Global change, parasite transmission and disease control: lessons from ecology. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences*, 372(1719), 20160088. <https://doi.org/10.1098/rstb.2016.0088>

Cama, V. A., Ross, J. M., Crawford, S., Kawai, V., Chavez-Valdez, R., Vargas, D., Vivar, A., Ticona, E., Ñavincopa, M., Williamson, J., Ortega, Y., Gilman, R. H., Bern, C., & Xiao, L. (2007). Differences in Clinical Manifestations among *Cryptosporidium* Species and Subtypes in HIV-Infected Persons. *The Journal of Infectious Diseases*, 196(5), 684–691. <https://doi.org/10.1086/519842>

- Campbell, S. J., Nery, S. V., Wardell, R., D'Este, C. A., Gray, D. J., McCarthy, J. S., Traub, R. J., Andrews, R. M., Llewellyn, S., Vallely, A. J., Williams, G. M., & Clements, A. C. A. (2017). Water, Sanitation and Hygiene (WASH) and environmental risk factors for soil-transmitted helminth intensity of infection in Timor-Leste, using real time PCR. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 11(3), e0005393. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0005393>
- Cantey, P. T., Roy, S., Lee, B., Cronquist, A., Smith, K., Liang, J., & Beach, M. J. (2011). Study of Nonoutbreak Giardiasis: Novel Findings and Implications for Research. *The American Journal of Medicine*, 124(12), 1175.e1-1175.e8. <https://doi.org/10.1016/j.amjmed.2011.06.012>
- Carvalho, S., Aylagas, E., Villalobos, R., Kattan, Y., Berumen, M., & Pearman, J. K. (2019). Beyond the visual: using metabarcoding to characterize the hidden reef cryptobiome. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 286(1896), 20182697. <https://doi.org/10.1098/rspb.2018.2697>
- Castañeda, S., Acosta, C. P., Vasquez-A, L. R., Patiño, L. H., Mejía, R., & Ramírez, J. D. (2024). Molecular detection of intestinal parasites in a rural community of Colombia: A one health approach to explore potential environmental–zoonotic transmission. *Zoonoses and Public Health*, 71(6), 723–735. Portico. <https://doi.org/10.1111/zph.13138>
- Celestino, A. O., Vieira, S. C. F., Lima, P. A. S., Rodrigues, L. M. C. L., Lopes, I. R. S., França, C. M., Barreto, I. D. C., & Gurgel, R. Q. (2021). Prevalence of intestinal parasitic infections in Brazil: A systematic review. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, 54, e00332021. <https://doi.org/10.1590/0037-8682-0033-2021>
- Chammartin, F., Scholte, R. G., Guimarães, L. H., Tanner, M., Utzinger, J., & Vounatsou, P. (2013). Soil-transmitted helminth infection in South America: a systematic review and geostatistical meta-analysis. *The Lancet Infectious Diseases*, 13(6), 507–518. [https://doi.org/10.1016/s1473-3099\(13\)70071-9](https://doi.org/10.1016/s1473-3099(13)70071-9)
- Chammartin, F., Guimarães, L. H., Scholte, R. G., Bavia, M. E., Utzinger, J., & Vounatsou, P. (2014). Spatio-temporal distribution of soil-transmitted helminth infections in Brazil. *Parasites & Vectors*, 7(1). <https://doi.org/10.1186/1756-3305-7-440>
- Chan, Y., Martin, D., Mace, K. E., Jean, S. E., Stresman, G., Drakeley, C., Chang, M. A., Lemoine, J. F., Udhayakumar, V., Lammie, P. J., Priest, J. W., & Rogier, E. W. (2022). Multiplex Serology for Measurement of IgG Antibodies Against Eleven Infectious Diseases in a National Serosurvey: Haiti 2014–2015. *Frontiers in Public Health*, 10. <https://doi.org/10.3389/fpubh.2022.897013>
- Checkley, W., White, A. C., Jaganath, D., Arrowood, M. J., Chalmers, R. M., Chen, X.-M., Fayer, R., Griffiths, J. K., Guerrant, R. L., Hedstrom, L., Huston, C. D., Kotloff, K. L., Kang, G., Mead, J. R., Miller, M., Petri, W. A., Priest, J. W., Roos, D. S., Striepen, B., ... Houpt, E. R. (2015). A review of the global burden, novel diagnostics, therapeutics, and vaccine targets for cryptosporidium. *The Lancet Infectious Diseases*, 15(1), 85–94. [https://doi.org/10.1016/s1473-3099\(14\)70772-8](https://doi.org/10.1016/s1473-3099(14)70772-8)
- Cimino, R. O., Jeun, R., Juarez, M., Cajal, P. S., Vargas, P., Echazú, A., Bryan, P. E., Nasser, J., Krolewiecki, A., & Mejia, R. (2015). Identification of human intestinal parasites affecting an asymptomatic peri-urban Argentinian population using multi-parallel quantitative real-time

polymerase chain reaction. *Parasites & Vectors*, 8(1). <https://doi.org/10.1186/s13071-015-0994-z>

Claas, E. C. (2013). Performance of the xTAG Gastrointestinal Pathogen Panel, a Multiplex Molecular Assay for Simultaneous Detection of Bacterial, Viral, and Parasitic Causes of Infectious Gastroenteritis. *Journal of Microbiology and Biotechnology*, 23(7), 1041–1045. <https://doi.org/10.4014/jmb.1212.12042>

Clarholm, M., Bonkowski, M., Griffiths, B., van Elsas, J. D., Trevors, J. T., Soares Rosado, A., & Nannipieri, P. (2006). *Modern Soil Microbiology*. Boca Raton, FL: CRC Press, 147, 175.

Cociancic, P., Torrusio, S. E., Garraza, M., Zonta, M. L., & Navone, G. T. (2021). Intestinal parasites in child and youth populations of Argentina: Environmental factors determining geographic distribution. *Revista Argentina de Microbiología*, 53(3), 225–232. <https://doi.org/10.1016/j.ram.2020.11.004>

Collender, P. A., Kirby, A. E., Addiss, D. G., Freeman, M. C., & Remais, J. V. (2015). Methods for Quantification of Soil-Transmitted Helminths in Environmental Media: Current Techniques and Recent Advances. *Trends in Parasitology*, 31(12), 625–639. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2015.08.007>

Confalonieri, U. E. C., Chang, M., Nahas, M. N., & Barata, M. (2018). Modelo Conceitual para avaliação municipal da vulnerabilidade humana á mudança do clima no Brasil: contribuições da FIOCRUZ ao Plano Nacional de adaptação. Brasília, 100pp.

Coria, A. L., Rabin, T. L., Rule, A. R. L., Haq, H., Hudspeth, J. C., Ratner, L., & Walker-Descartes, I. (2021). Global Health Crisis, Global Health Response: How Global Health Experiences Prepared North American Physicians for the COVID-19 Pandemic. *Journal of General Internal Medicine*, 37(1), 217–221. <https://doi.org/10.1007/s11606-021-07120-w>

Cracknell, A. P. (1997). *Advanced very high resolution radiometer AVHRR*. Crc Press.

Crespo, A. P. A., & Gurovitz, E. (2002). A pobreza como um fenômeno multidimensional. *RAE Eletrônica*, 1(2), 1–12. <https://doi.org/10.1590/s1676-56482002000200003>

Crompton, D. W. T. (2001). *Ascaris* and ascariasis. *Adv Parasitol*; 48:285-375. doi: 10.1016/s0065-308x(01)48008-0. PMID: 11013758.

Crudo Blackburn, C., Yan, S. M., McCormick, D., Herrera, L. N., Iordanov, R. B., Bailey, M. D., Bottazzi, M. E., Hotez, P. J., & Mejia, R. (2024). Parasitic Contamination of Soil in the Southern United States. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 111(3), 506–514. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.24-0075>

Current, W. L., Reese, N. C., Ernst, J. V., Bailey, W. S., Heyman, M. B., & Weinstein, W. M. (1983). Human Cryptosporidiosis in Immunocompetent and Immunodeficient Persons. *New England Journal of Medicine*, 308(21), 1252–1257. <https://doi.org/10.1056/nejm198305263082102>

Dai, X., & Boll, J. (2003). Evaluation of Attachment of *Cryptosporidium parvum* and *Giardia lamblia* to Soil Particles. *Journal of Environmental Quality*, 32(1), 296–304. Portico. <https://doi.org/10.2134/jeq2003.2960>

- Daszak, P., Cunningham, A. A., & Hyatt, A. D. (2000). Emerging Infectious Diseases of Wildlife-- Threats to Biodiversity and Human Health. *Science*, 287(5452), 443–449. <https://doi.org/10.1126/science.287.5452.443>
- Davies, C. M., Altavilla, N., Krogh, M., Ferguson, C. M., Deere, D. A., & Ashbolt, N. J. (2005). Environmental inactivation of *Cryptosporidium* oocysts in catchment soils. *Journal of Applied Microbiology*, 98(2), 308–317. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.2004.02459.x>
- Dayao, D. A., Sheoran, A., Carvalho, A., Xu, H., Beamer, G., Widmer, G., & Tzipori, S. (2020). An immunocompetent rat model of infection with *Cryptosporidium hominis* and *Cryptosporidium parvum*. *International Journal for Parasitology*, 50(1), 19–22. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2019.10.002>
- Deiner, K., Yamanaka, H., & Bernatchez, L. (2020). The future of biodiversity monitoring and conservation utilizing environmental DNA. *Environmental DNA*, 3(1), 3–7. Portico. <https://doi.org/10.1002/edn3.178>
- Deisingh, A. K., & Thompson, M. (2004). Strategies for the detection of *Escherichia coli* O157:H7 in foods. *Journal of Applied Microbiology*, 96(3), 419–429. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2672.2003.02170.x>
- Demirel, F., & Dinç, B. (2022). Comparison of Intestinal Parasites in Native and Refugee Patients Admitted to a Territory Hospital in Turkey. *Turkish Journal of Parasitology*, 46(3), 184–188. <https://doi.org/10.4274/tpd.galenos.2022.72691>
- Deng, H., Exel, K. E., Swart, A., Bonačić Marinović, A. A., Dam-Deisz, C., van der Giessen, J. W. B., & Opsteegh, M. (2021). Digging into *Toxoplasma gondii* infections via soil: A quantitative microbial risk assessment approach. *Science of The Total Environment*, 755, 143232. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2020.143232>
- Diaz, D., Vazquez-Polanco, A. M., Argueta-Donohue, J., Stephens, C. R., Jimenez-Trejo, F., Ceballos-Liceaga, S. E., & Mantilla-Beniers, N. (2018). Incidence of Intestinal Infectious Diseases due to Protozoa and Bacteria in Mexico: Analysis of National Surveillance Records from 2003 to 2012. *BioMed Research International*, 2018, 1–12. <https://doi.org/10.1155/2018/2893012>
- Doni, N., Yildiz Zeyrek, F., Simsek, Z., Gurses, G., & Sahin, I. (2016). Risk Factors and Relationship Between Intestinal Parasites and the Growth Retardation and Psychomotor Development Delays of Children in Şanlıurfa, Turkey. *Turkish Journal of Parasitology*, 39(4), 270–276. <https://doi.org/10.5152/tpd.2015.3620>
- Dreelin, E., Ives, R., Molloy, S., & Rose, J. (2014). *Cryptosporidium* and *Giardia* in Surface Water: A Case Study from Michigan, USA to Inform Management of Rural Water Systems. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 11(10), 10480–10503. <https://doi.org/10.3390/ijerph111010480>
- Dudlová, A., Juriš, P., Jurišová, S., Jarčuška, P., & Kréméry, V. (2016). Epidemiology and geographical distribution of gastrointestinal parasitic infection in humans in Slovakia. *Helminthologia*, 53(4), 309–317. <https://doi.org/10.1515/helmin-2016-0035>

Dumètre, A., Aubert, D., Puech, P.-H., Hohweyer, J., Azas, N., & Villena, I. (2012). Interaction Forces Drive the Environmental Transmission of Pathogenic Protozoa. *Applied and Environmental Microbiology*, 78(4), 905–912. <https://doi.org/10.1128/aem.06488-11>

Easton, A. V., Oliveira, R. G., O’Connell, E. M., Kepha, S., Mwandawiro, C. S., Njenga, S. M., Kihara, J. H., Mwatele, C., Odiero, M. R., Brooker, S. J., Webster, J. P., Anderson, R. M., & Nutman, T. B. (2016). Multi-parallel qPCR provides increased sensitivity and diagnostic breadth for gastrointestinal parasites of humans: field-based inferences on the impact of mass deworming. *Parasites & Vectors*, 9(1). <https://doi.org/10.1186/s13071-016-1314-y>

Eberhard, M., Gabrielli, A., Montresor, A., & Savioli, L. (2015). Giardiasis. *Control of Communicable Diseases Manual*. <https://doi.org/10.2105/ccdm.2745.071>

Elnaiem, A., Mohamed-Ahmed, O., Zumla, A., Mecaskey, J., Charron, N., Abakar, M. F., ... & Dar, O. (2023). Global and regional governance of One Health and implications for global health security. *The Lancet*, 401(10377), 688-704.

Eslahi, A. V., Badri, M., Nahavandi, K. H., Houshmand, E., Dalvand, S., Riahi, S. M., Johkool, M. G., Asadi, N., Hoseini Ahangari, S. A., Taghipour, A., Zibaei, M., & Khademvatan, S. (2021). Prevalence of strongyloidiasis in the general population of the world: a systematic review and meta-analysis. *Pathogens and Global Health*, 115(1), 7–20. <https://doi.org/10.1080/20477724.2020.1851922>

Estrada, V., Leone, M., Saura, A., Farber, M., & López-Arias, L. (2025). *Blastocystis* and *Cryptosporidium* in association with biofilms in a contaminated watercourse. *Parasitology*, 1–6. <https://doi.org/10.1017/s0031182025000253>

FAO (Food and Agriculture Organization). (s.d.). One Health. Disponível em: <https://www.fao.org/one-health/en> (acessado em 08/07/2024)

Faria, C. P., Zanini, G. M., Dias, G. S., da Silva, S., de Freitas, M. B., Almendra, R., Santana, P., & Sousa, M. do C. (2017). Geospatial distribution of intestinal parasitic infections in Rio de Janeiro (Brazil) and its association with social determinants. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 11(3), e0005445. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0005445>

Favero, V., Frasca Candido, R. R., De Marco Verissimo, C., Jones, M. K., St. Pierre, T. G., Lindholz, C. G., Da Silva, V. D., Morassutti, A. L., & Graeff-Teixeira, C. (2017). Optimization of the Helminx method for schistosomiasis diagnosis. *Experimental Parasitology*, 177, 28–34. <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2017.04.001>

Ficetola, G. F., Manenti, R., & Taberlet, P. (2019). Environmental DNA and metabarcoding for the study of amphibians and reptiles: species distribution, the microbiome, and much more. *Amphibia-Reptilia*, 40(2), 129–148. <https://doi.org/10.1163/15685381-20191194>

Ficetola, G. F., Miaud, C., Pompanon, F., & Taberlet, P. (2008). Species detection using environmental DNA from water samples. *Biology Letters*, 4(4), 423–425. <https://doi.org/10.1098/rsbl.2008.0118>

FIRJAN – Federação das Indústrias do Estado do Rio de Janeiro. Anexo metodológico: Índice Firjan de Desenvolvimento Municipal – Edição 2025 (série histórica 2013–2023). Rio de Janeiro: Firjan, 2025. Disponível em: <https://www.firjan.com.br/ifdm>. (acessado em 23/09/2025)

Forslund, A., Ensink, J. H. J., Battilani, A., Kljujev, I., Gola, S., Raicevic, V., Jovanovic, Z., Stikic, R., Sandei, L., Fletcher, T., & Dalsgaard, A. (2010). Faecal contamination and hygiene aspect associated with the use of treated wastewater and canal water for irrigation of potatoes (*Solanum tuberosum*). *Agricultural Water Management*, 98(3), 440–450. <https://doi.org/10.1016/j.agwat.2010.10.007>

Freeman, M. C., Ogden, S., Jacobson, J., Abbott, D., Addiss, D. G., Amnie, A. G., Beckwith, C., Cairncross, S., Callejas, R., Colford, J. M., Emerson, P. M., Fenwick, A., Fishman, R., Gallo, K., Grimes, J., Karapetyan, G., Keene, B., Lammie, P. J., MacArthur, C., ... Utzinger, J. (2013). Integration of Water, Sanitation, and Hygiene for the Prevention and Control of Neglected Tropical Diseases: A Rationale for Inter-Sectoral Collaboration. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 7(9), e2439. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0002439>

Gallas-Lindemann, C., Sotiriadou, I., Plutzer, J., & Karanis, P. (2012). Prevalence and distribution of *Cryptosporidium* and *Giardia* in wastewater and the surface, drinking and ground waters in the Lower Rhine, Germany. *Epidemiology and Infection*, 141(1), 9–21. <https://doi.org/10.1017/s0950268812002026>

Garcia, L. S. (2021). *Practical guide to diagnostic parasitology*. John Wiley & Sons.

Garcia, L. S., Arrowood, M., Kokoskin, E., Paltridge, G. P., Pillai, D. R., Procop, G. W., Ryan, N., Shimizu, R. Y., & Visvesvara, G. (2018). Practical Guidance for Clinical Microbiology Laboratories: Laboratory Diagnosis of Parasites from the Gastrointestinal Tract. *Clinical Microbiology Reviews*, 31(1). <https://doi.org/10.1128/cmr.00025-17>

Gava, S. G., de Carvalho, I. R., Sato, M. O., Sato, M., Fava, N. de M. N., Parreiras, P. M., de Oliveira, A. A., Teixeira, S. S. F., Lourenço, A. J., Carvalho, O. dos S., Montresor, L. C., Mourão, M. M., & Caldeira, R. L. (2025). Advancing schistosomiasis surveillance: standardization and application of an environmental DNA (eDNA)-based approach for detecting *Schistosoma mansoni* in Brazil. *BMC Infectious Diseases*, 25(1). <https://doi.org/10.1186/s12879-025-11069-0>

GBD. Mortality and Causes of Death Collaborators Global, regional, and national life expectancy, all-cause mortality, and cause-specific mortality for 249 causes of death, 1980–2015: a systematic analysis for the global burden of Disease Study 2015. *Lancet*. 2016;388:1459–544. doi: 10.1016/S0140-6736(16)31012-1

Gensberger, E. T., Polt, M., Konrad-Köszler, M., Kinner, P., Sessitsch, A., & Kostić, T. (2014). Evaluation of quantitative PCR combined with PMA treatment for molecular assessment of microbial water quality. *Water Research*, 67, 367–376. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2014.09.022>

Gibbs, E. P. J. (2014). The evolution of One Health: a decade of progress and challenges for the future. *Veterinary Record*, 174(4), 85–91. Portico. <https://doi.org/10.1136/vr.g143>

Gnani Charitha, V., Rayulu, V. C., Kondaiah, P. M., & Srilatha, C. (2013). Comparative evaluation of flotation techniques for the detection of soil borne parasites. *Journal of Parasitic Diseases*, 37(2), 260–263. <https://doi.org/10.1007/s12639-012-0176-2>

Goedknecht, M. A., Feis, M. E., Wegner, K. M., Luttikhuisen, P. C., Buschbaum, C., Camphuysen, K. (C. J.), van der Meer, J., & Thielges, D. W. (2016). Parasites and marine

invasions: Ecological and evolutionary perspectives. *Journal of Sea Research*, 113, 11–27. <https://doi.org/10.1016/j.seares.2015.12.003>

Gómez-Couso, H., Freire-Santos, F., Amar, C. F. L., Grant, K. A., Williamson, K., Ares-Mazás, M. E., & McLauchlin, J. (2004). Detection of *Cryptosporidium* and *Giardia* in molluscan shellfish by multiplexed nested-PCR. *International Journal of Food Microbiology*, 91(3), 279–288. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2003.07.003>

Goñi, P., Martín, B., Villacampa, M., García, A., Seral, C., Castillo, F. J., & Clavel, A. (2012). Evaluation of an immunochromatographic dip strip test for simultaneous detection of *Cryptosporidium* spp, *Giardia duodenalis*, and *Entamoeba histolytica* antigens in human faecal samples. *European Journal of Clinical Microbiology & Infectious Diseases*, 31(8), 2077–2082. <https://doi.org/10.1007/s10096-012-1544-7>

Gonzalez-Moreno, O., Hernandez-Aguilar, R. A., Piel, A. K., Stewart, F. A., Gracenea, M., & Moore, J. (2012). Prevalence and climatic associated factors of *Cryptosporidium* sp. infections in savanna chimpanzees from Ugalla, Western Tanzania. *Parasitology Research*, 112(1), 393–399. <https://doi.org/10.1007/s00436-012-3147-8>

Gordon, C. A., Gray, D. J., Gobert, G. N., & McManus, D. P. (2011). DNA amplification approaches for the diagnosis of key parasitic helminth infections of humans. *Molecular and Cellular Probes*, 25(4), 143–152. <https://doi.org/10.1016/j.mcp.2011.05.002>

Goudal, A., Laude, A., Valot, S., Desoubreux, G., Argy, N., Nourrisson, C., Pomares, C., Machouart, M., Le Govic, Y., Dalle, F., Botterel, F., Bourgeois, N., Cateau, E., Leterrier, M., Lavergne, R.-A., Beser, J., Le Pape, P., & Morio, F. (2019). Rapid diagnostic tests relying on antigen detection from stool as an efficient point of care testing strategy for giardiasis and cryptosporidiosis? Evaluation of a new immunochromatographic duplex assay. *Diagnostic Microbiology and Infectious Disease*, 93(1), 33–36. <https://doi.org/10.1016/j.diagmicrobio.2018.07.012>

Grau-Pujol, B., Cuamba, I., Jairoce, C., Cossa, A., Da Silva, J., Sacoer, C., Dobaño, C., Nhabomba, A., Mejia, R., & Muñoz, J. (2021). Molecular Detection of Soil-Transmitted Helminths and Enteric Protozoa Infection in Children and Its Association with Household Water and Sanitation in Manhiça District, Southern Mozambique. *Pathogens*, 10(7), 838. <https://doi.org/10.3390/pathogens10070838>

Guilavogui, T., Verdun, S., Koïvogui, A., Viscogliosi, E., & Certad, G. (2023). Prevalence of Intestinal Parasitosis in Guinea: Systematic Review of the Literature and Meta-Analysis. *Pathogens*, 12(2), 336. <https://doi.org/10.3390/pathogens12020336>

Gunawardena, G. S. A., Karunaweera, N. D., & Ismail, M. M. (2004). Wet-days: are they better indicators of *Ascaris* infection levels? *Journal of Helminthology*, 78(4), 305–310. <https://doi.org/10.1079/joh2004252>

Gutiérrez-Gutiérrez, F., & Palomo-Ligas, L. (2023). Change in the incidence of intestinal diseases caused by parasitic protozoa in the Mexican population during the period (2015–2019) and its association with environmental and socioeconomic risk factors. *Parasitology Research*, 122(4), 903–914. <https://doi.org/10.1007/s00436-023-07798-3>

Gyawali, P., Ahmed, W., Jagals, P., Sidhu, J. P. S., & Toze, S. (2015). Comparison of concentration methods for rapid detection of hookworm ova in wastewater matrices using

quantitative PCR. *Experimental Parasitology*, 159, 160–167.
<https://doi.org/10.1016/j.exppara.2015.09.002>

Gyawali, P., Ahmed, W., Sidhu, J. P. S., Nery, S. V., Clements, A. C., Traub, R., McCarthy, J. S., Llewellyn, S., Jagals, P., & Toze, S. (2016). Quantitative detection of viable helminth ova from raw wastewater, human feces, and environmental soil samples using novel PMA-qPCR methods. *Environmental Science and Pollution Research*, 23(18), 18639–18648.
<https://doi.org/10.1007/s11356-016-7039-9>

Hajare, S. T., Gobena, R. K., Chauhan, N. M., & Eriso, F. (2021). Prevalence of Intestinal Parasite Infections and Their Associated Factors among Food Handlers Working in Selected Catering Establishments from Bule Hora, Ethiopia. *BioMed Research International*, 2021, 1–15.
<https://doi.org/10.1155/2021/6669742>

Hall, G. V., D'Souza, R. M., & Kirk, M. D. (2002). Foodborne disease in the new millennium: out of the frying pan and into the fire? *Medical Journal of Australia*, 177(11), 614–618. Portico.
<https://doi.org/10.5694/j.1326-5377.2002.tb04984.x>

Halliez, M. C. & Buret, A.G. (2013). Extra-intestinal and long term consequences of *Giardia duodenalis* infections. *World Journal of Gastroenterology*, 19(47), 8974.
<https://doi.org/10.3748/wjg.v19.i47.8974>

Hanazaki N. et al., “Introdução à Ecologia”. 2 ed. 86p. Florianópolis (2013)

Hanevik, K., Wensaas, K.-A., Rortveit, G., Eide, G. E., Mørch, K., & Langeland, N. (2014). Irritable Bowel Syndrome and Chronic Fatigue 6 Years After *Giardia* Infection: A Controlled Prospective Cohort Study. *Clinical Infectious Diseases*, 59(10), 1394–1400.
<https://doi.org/10.1093/cid/ciu629>

Haque, R. (2007). Human intestinal parasites. *Journal of health, population, and nutrition*, 25(4), 387.

Harhay, M. O., Horton, J., & Olliaro, P. L. (2010). Epidemiology and control of human gastrointestinal parasites in children. *Expert Review of Anti-Infective Therapy*, 8(2), 219–234.
<https://doi.org/10.1586/eri.09.119>

Harhay, M. O., Horton, J., Olliaro, P. L., & Utzinger, J. (2011). Diagnostics are central for a truly holistic approach against intestinal parasitic diseases. *International Journal of Infectious Diseases*, 15(2), e76–e77. <https://doi.org/10.1016/j.ijid.2010.10.007>

Harper, L. R., Buxton, A. S., Rees, H. C., Bruce, K., Brys, R., Halfmaerten, D., Read, D. S., Watson, H. V., Sayer, C. D., Jones, E. P., Priestley, V., Mächler, E., Múrria, C., Garcés-Pastor, S., Medupin, C., Burgess, K., Benson, G., Boonham, N., Griffiths, R. A., ... Hänfling, B. (2018). Prospects and challenges of environmental DNA (eDNA) monitoring in freshwater ponds. *Hydrobiologia*, 826(1), 25–41. <https://doi.org/10.1007/s10750-018-3750-5>

Hashizume, H., Sato, M., Sato, M. O., Ikeda, S., Yoonuan, T., Sanguankiat, S., Pongvongsa, T., Moji, K., & Minamoto, T. (2017). Application of environmental DNA analysis for the detection of *Opisthorchis viverrini* DNA in water samples. *Acta Tropica*, 169, 1–7.
<https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2017.01.008>

Hassell, J. M., Begon, M., Ward, M. J., & Fèvre, E. M. (2017). Urbanization and Disease Emergence: Dynamics at the Wildlife–Livestock–Human Interface. *Trends in Ecology & Evolution*, 32(1), 55–67. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2016.09.012>

Hechinger, R. F., Lafferty, K. D., Dobson, A. P., Brown, J. H., & Kuris, A. M. (2011). A Common Scaling Rule for Abundance, Energetics, and Production of Parasitic and Free-Living Species. *Science*, 333(6041), 445–448. <https://doi.org/10.1126/science.1204337>

Hellard, M. E., Sinclair, M. I., Hogg, G. G., & Fairley, C. K. (2000). Prevalence of enteric pathogens among community based asymptomatic individuals. *Journal of Gastroenterology and Hepatology*, 15(3), 290–293. Portico. <https://doi.org/10.1046/j.1440-1746.2000.02089.x>

Herrick, J. A., Nordstrom, M., Maloney, P., Rodriguez, M., Naceanceno, K., Gallo, G., Mejia, R., & Hershow, R. (2020). Parasitic infections represent a significant health threat among recent immigrants in Chicago. *Parasitology Research*, 119(3), 1139–1148. <https://doi.org/10.1007/s00436-020-06608-4>

Hope, A. C. A. (1968). A Simplified Monte Carlo Significance Test Procedure. *Journal of the Royal Statistical Society Series B: Statistical Methodology*, 30(3), 582–598. <https://doi.org/10.1111/j.2517-6161.1968.tb00759.x>

Hotez, P. J. (2020). Toxocariasis: A neglected infection for the Anthropocene epoch. *Toxocara and Toxocariasis*, 879–883. <https://doi.org/10.1016/bs.apar.2020.03.004>

Hu, W., Mengersen, K., & Tong, S. (2010a). Risk factor analysis and spatiotemporal CART model of cryptosporidiosis in Queensland, Australia. *BMC Infectious Diseases*, 10(1). <https://doi.org/10.1186/1471-2334-10-311>

Hu, W., Mengersen, K., Fu, S.-Y., & Tong, S. (2010b). The use of ZIP and CART to model cryptosporidiosis in relation to climatic variables. *International Journal of Biometeorology*, 54(4), 433–440. <https://doi.org/10.1007/s00484-009-0294-4>

IAS - Instituto Água e Saneamento. (2022). *Municípios e saneamento: Januária (MG)*. Instituto Água e Saneamento. Disponível em: <https://www.aguaesaneamento.org.br/municipios-e-saneamento/mg/januaria>. (acessado em 23/09/2025)

Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística - IBGE cidades. Disponível em: <https://cidades.ibge.gov.br/brasil/mg/januaria/panorama> (acessado em 16/07/2024)

Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística - IBGE Januária. Disponível em: <https://www.ibge.gov.br/cidades-e-estados/mg/januaria.html> (acessado em 16/07/2024)

Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística - IBGE. Malha Municipal. Brasília: IBGE, 2022. Disponível em: < www.ibge.gov.br/geociencias/organizacao-do-territorio/malhas-territoriais/15774-malhas.html?=&t=o-que-e>: (acessado em 16/07/2024).

INSTITUTO DE PESQUISA ECONÔMICA APLICADA – IPEA. Mudança do Clima no Brasil: aspectos econômicos, sociais e regulatórios. Brasília: IPEA, 2011.

IPCC (2021) Summary for policymakers. In Masson-Delmotte V, Zhai P, Pirani A, Connors SL, Péan C, Berger S, Caud N, Chen Y, Goldfarb L, Gomis MI, Huang M, Leitzell K, Lonnoy E, Matthews JBR, Maycock TK, Waterfield T, Yelekçi O, Yu R and Zhou B (eds), Climate

Change 2021: The Physical Science Basis. Contribution of Working Group I to the Sixth Assessment Report of the Intergovernmental Panel on Climate Change. Cambridge, UK and New York, NY, USA: Cambridge University Press, pp. 3–32. Available at doi: 10.1017/9781009157896.001.

Ishiwata, K., Shinohara, A., Yagi, K., Horii, Y., Tsuchiya, K., & Nawa, Y. (2004). Identification of tissue-embedded ascarid larvae by ribosomal DNA sequencing. *Parasitology Research*, 92(1), 50–52. <https://doi.org/10.1007/s00436-003-1010-7>

Itakura, H., Wakiya, R., Yamamoto, S., Kaifu, K., Sato, T., & Minamoto, T. (2019). Environmental DNA analysis reveals the spatial distribution, abundance, and biomass of Japanese eels at the river-basin scale. *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems*, 29(3), 361–373. Portico. <https://doi.org/10.1002/aqc.3058>

Jagai, J. S., Castronovo, D. A., Monchak, J., & Naumova, E. N. (2009). Seasonality of cryptosporidiosis: A meta-analysis approach. *Environmental Research*, 109(4), 465–478. <https://doi.org/10.1016/j.envres.2009.02.008>

Jiménez, A. E., Fernández, A., Alfaro, R., Dolz, G., Vargas, B., Epe, C., & Schnieder, T. (2010). A cross-sectional survey of gastrointestinal parasites with dispersal stages in feces from Costa Rican dairy calves. *Veterinary Parasitology*, 173(3–4), 236–246. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.07.013>

Johansen, M. V., Sithithaworn, P., Bergquist, R., & Utzinger, J. (2010). Towards Improved Diagnosis of Zoonotic Trematode Infections in Southeast Asia. *Advances in Parasitology*, 171–195. [https://doi.org/10.1016/s0065-308x\(10\)73007-4](https://doi.org/10.1016/s0065-308x(10)73007-4)

Jourdan, P. M., Lamberton, P. H. L., Fenwick, A., & Addiss, D. G. (2018). Soil-transmitted helminth infections. *The Lancet*, 391(10117), 252–265. [https://doi.org/10.1016/s0140-6736\(17\)31930-x](https://doi.org/10.1016/s0140-6736(17)31930-x)

Katz, D. E., & Taylor, D. N. (2001). Parasitic infections of the gastrointestinal tract. *Gastroenterology Clinics of North America*, 30(3), 797–815. [https://doi.org/10.1016/s0889-8553\(05\)70211-9](https://doi.org/10.1016/s0889-8553(05)70211-9)

Katz, N. (2018). Inquérito Nacional de Prevalência da Esquistossomose mansoni e Geohelmintoses. Belo Horizonte: CPqRR, 22.

Kzacos, K. R. (1983). Improved method for recovering ascarid and other helminth eggs from soil associated with epizootics and during survey studies. *American Journal of Veterinary Research*, 44(5), 896–900. <https://doi.org/10.2460/ajvr.1983.44.05.896>

Khalil, I. A., Troeger, C., Rao, P. C., Blacker, B. F., Brown, A., Brewer, T. G., et al., (2018). Morbidity, mortality, and long-term consequences associated with diarrhoea from *Cryptosporidium* infection in children younger than 5 years: a meta-analysis study. *The Lancet Global Health*, 6(7), e758–e768. [https://doi.org/10.1016/s2214-109x\(18\)30283-3](https://doi.org/10.1016/s2214-109x(18)30283-3)

Khurana, S., & Sethi, S. (2017). Laboratory diagnosis of soil transmitted helminthiasis. *Tropical parasitology*, 7(2), 86-91.

- Khurana, S., Singh, S., & Mewara, A. (2021). Diagnostic Techniques for Soil-Transmitted Helminths – Recent Advances. *Research and Reports in Tropical Medicine*, Volume 12, 181–196. <https://doi.org/10.2147/rrtm.s278140>
- Khuroo, M. S., Rather, A. A., Khuroo, N. S., & Khuroo, M. S. (2016). Hepatobiliary and pancreatic ascariasis. *World Journal of Gastroenterology*, 22(33), 7507. <https://doi.org/10.3748/wjg.v22.i33.7507>
- King, B. J., & Monis, P. T. (2006). Critical processes affecting *Cryptosporidium* oocyst survival in the environment. *Parasitology*, 134(3), 309–323. <https://doi.org/10.1017/s0031182006001491>
- Kitajima, M., Haramoto, E., Iker, B. C., & Gerba, C. P. (2014). Occurrence of *Cryptosporidium*, *Giardia*, and *Cyclospora* in influent and effluent water at wastewater treatment plants in Arizona. *Science of The Total Environment*, 484, 129–136. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2014.03.036>
- Kleine, A., Springer, A., & Strube, C. (2017). Seasonal variation in the prevalence of *Toxocara* eggs on children’s playgrounds in the city of Hanover, Germany. *Parasites & Vectors*, 10(1). <https://doi.org/10.1186/s13071-017-2193-6>
- Knapp-Lawitzke, F., von Samson-Himmelstjerna, G., & Demeler, J. (2016). Elevated temperatures and long drought periods have a negative impact on survival and fitness of strongylid third stage larvae. *International Journal for Parasitology*, 46(4), 229–237. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2015.10.006>
- Knopp, S., Salim, N., Schindler, T., Karagiannis Voules, D. A., Rothen, J., Lweno, O., Mohammed, A. S., Singo, R., Benninghoff, M., Nsojo, A. A., Genton, B., & Daubenberg, C. (2014). Diagnostic Accuracy of Kato–Katz, FLOTAC, Baermann, and PCR Methods for the Detection of Light-Intensity Hookworm and *Strongyloides stercoralis* Infections in Tanzania. *The American Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 90(3), 535–545. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.13-0268>
- Komiya, Y., & Yasuraoka, Y. (1966). Environmental factors influencing transmission. *Medicine Parasitology*, 3(4), 114.
- Koplan, J. P., Bond, T. C., Merson, M. H., Reddy, K. S., Rodriguez, M. H., Sewankambo, N. K., & Wasserheit, J. N. (2009). Towards a common definition of global health. *The Lancet*, 373(9679), 1993–1995. [https://doi.org/10.1016/s0140-6736\(09\)60332-9](https://doi.org/10.1016/s0140-6736(09)60332-9)
- Köster, P. C., Malheiros, A. F., Shaw, J. J., Balasegaram, S., Prendergast, A., Lucaccioni, H., Moreira, L. M., Lemos, L. M. S., Dashti, A., Bailo, B., Marcili, A., Sousa Soares, H., Gennari, S. M., Calero-Bernal, R., González-Barrio, D., & Carmena, D. (2021). Multilocus Genotyping of *Giardia duodenalis* in Mostly Asymptomatic Indigenous People from the Tapirapé Tribe, Brazilian Amazon. *Pathogens*, 10(2), 206. <https://doi.org/10.3390/pathogens10020206>
- Kuris, A. M., Hechinger, R. F., Shaw, J. C., Whitney, K. L., Aguirre-Macedo, L., Boch, C. A., et al., (2008). Ecosystem energetic implications of parasite and free-living biomass in three estuaries. *Nature*, 454(7203), 515–518. <https://doi.org/10.1038/nature06970>

- Lafferty, K. D., Porter, J. W., & Ford, S. E. (2004). Are Diseases Increasing in the Ocean? *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics*, 35(1), 31–54. <https://doi.org/10.1146/annurev.ecolsys.35.021103.105704>
- Lal, A., Hales, S., French, N., & Baker, M. G. (2012). Seasonality in Human Zoonotic Enteric Diseases: A Systematic Review. *PLoS ONE*, 7(4), e31883. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0031883>
- Lal, A., Lill, A. W. T., McIntyre, M., Hales, S., Baker, M. G., & French, N. P. (2015). Environmental change and enteric zoonoses in New Zealand: a systematic review of the evidence. *Australian and New Zealand Journal of Public Health*, 39(1), 63–68. <https://doi.org/10.1111/1753-6405.12274>
- Lecaudey, L. A., Schletterer, M., Kuzovlev, V. V., Hahn, C., & Weiss, S. J. (2019). Fish diversity assessment in the headwaters of the Volga River using environmental DNA metabarcoding. *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems*, 29(10), 1785–1800. Portico. <https://doi.org/10.1002/aqc.3163>
- Lee, D. A. B., de Oliveira, E. L. C., Lee, G. A. S., da Silva, P. L., Santos, P. O. M., & Lima, V. F. S. (2021). Potentially zoonotic parasites in the soil of public squares in the city of Aracaju (Sergipe, Northeastern Brazil). *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 26, 100619. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2021.100619>
- Leempoel, K., Hebert, T., & Hadly, E. A. (2020). A comparison of eDNA to camera trapping for assessment of terrestrial mammal diversity. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 287(1918), 20192353. <https://doi.org/10.1098/rspb.2019.2353>
- Levenhagen, M. A., & Costa-Cruz, J. M. (2014). Update on immunologic and molecular diagnosis of human strongyloidiasis. *Acta Tropica*, 135, 33–43. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2014.03.015>
- Li, D., Tong, T., Zeng, S., Lin, Y., Wu, S., & He, M. (2014). Quantification of viable bacteria in wastewater treatment plants by using propidium monoazide combined with quantitative PCR (PMA-qPCR). *Journal of Environmental Sciences*, 26(2), 299–306. [https://doi.org/10.1016/s1001-0742\(13\)60425-8](https://doi.org/10.1016/s1001-0742(13)60425-8)
- Li, J., Wang, Z., Karim, M. R., & Zhang, L. (2020). Detection of human intestinal protozoan parasites in vegetables and fruits: a review. *Parasites & Vectors*, 13(1). <https://doi.org/10.1186/s13071-020-04255-3>
- Li, X., Chase, J. A., Bond, R. F., Lor, P., Fernandez, K., Nguyen, T. H., Partyka, M. L., Thiptara, A., & Atwill, E. R. (2019). Microbiological safety of popular recreation swimming sites in Central California. *Environmental Monitoring and Assessment*, 191(7). <https://doi.org/10.1007/s10661-019-7601-2>
- Liu, A., Gong, B., Liu, X., Shen, Y., Wu, Y., Zhang, W., & Cao, J. (2020). A retrospective epidemiological analysis of human *Cryptosporidium* infection in China during the past three decades (1987-2018). *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 14(3), e0008146. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0008146>
- Liu, C., Lu, L., Zhang, L., Bai, Y., Medina, A., Rozelle, S., Smith, D. S., Zhou, C., & Zang, W. (2017). More Poop, More Precision: Improving Epidemiologic Surveillance of Soil-

Transmitted Helminths with Multiple Fecal Sampling using the Kato–Katz Technique. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 97(3), 870–875. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.16-0728>

Llewellyn, S., Inpankaew, T., Nery, S. V., Gray, D. J., Verweij, J. J., Clements, A. C. A., Gomes, S. J., Traub, R., & McCarthy, J. S. (2016). Application of a Multiplex Quantitative PCR to Assess Prevalence and Intensity Of Intestinal Parasite Infections in a Controlled Clinical Trial. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 10(1), e0004380. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0004380>

Loglo, A., Aniagyei, W., Vivekanandan, M. M., Agbanyo, A., Asamoah, E. A., Phillips, R. O., Annan, R., Engel, B., & Simmonds, R. E. (2024). A systematic review and meta-analysis of the association between neglected tropical diseases and malnutrition: more research needed on diseases other than intestinal parasites, leishmaniasis and leprosy. *Access Microbiology*, 6(11). <https://doi.org/10.1099/acmi.0.000800.v3>

Lopez-Alamillo, S., Padyala, P., Carey, M., Duffey, M. M., & Weatherhead, J. E. (2025). Human toxocariasis. *Clinical Microbiology Reviews*. <https://doi.org/10.1128/cmr.00101-23>

Lustigman, S., Geldhof, P., Grant, W. N., Osei-Atweneboana, M. Y., Sripa, B., & Basáñez, M.-G. (2012). A Research Agenda for Helminth Diseases of Humans: Basic Research and Enabling Technologies to Support Control and Elimination of Helminthiasis. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 6(4), e1445. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0001445>

Lymbery, A. J., & Thompson, R. C. A. (2012). The molecular epidemiology of parasite infections: Tools and applications. *Molecular and Biochemical Parasitology*, 181(2), 102–116. <https://doi.org/10.1016/j.molbiopara.2011.10.006>

Ma, G., Holland, C. V., Wang, T., Hofmann, A., Fan, C.-K., Maizels, R. M., Hotez, P. J., & Gasser, R. B. (2018). Human toxocariasis. *The Lancet Infectious Diseases*, 18(1), e14–e24. [https://doi.org/10.1016/s1473-3099\(17\)30331-6](https://doi.org/10.1016/s1473-3099(17)30331-6)

Ma, Y., Destouni, G., Kalantari, Z., Omazic, A., Evengård, B., Berggren, C., & Thierfelder, T. (2021). Linking climate and infectious disease trends in the Northern/Arctic Region. *Scientific Reports*, 11(1). <https://doi.org/10.1038/s41598-021-00167-z>

Mabaso, M. L. H., Appleton, C. C., Hughes, J. C., & Gouws, E. (2004). Hookworm (*Necator americanus*) transmission in inland areas of sandy soils in KwaZulu-Natal, South Africa. *Tropical Medicine & International Health*, 9(4), 471–476. Portico. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3156.2004.01216.x>

Machicado, J. D., Marcos, L. A., Tello, R., Canales, M., Terashima, A., & Gotuzzo, E. (2012). Diagnosis of soil-transmitted helminthiasis in an Amazonic community of Peru using multiple diagnostic techniques. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 106(6), 333–339. <https://doi.org/10.1016/j.trstmh.2012.03.004>

Mackenzie, J. S., McKinnon, M., & Jeggo, M. (2014). One Health: From Concept to Practice. *Confronting Emerging Zoonoses*, 163–189. https://doi.org/10.1007/978-4-431-55120-1_8

Macnab, V., & Barber, I. (2011). Some (worms) like it hot: fish parasites grow faster in warmer water, and alter host thermal preferences. *Global Change Biology*, 18(5), 1540–1548. Portico. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2486.2011.02595.x>

- Macpherson, C. N. L. (2013). The epidemiology and public health importance of toxocariasis: A zoonosis of global importance. *International Journal for Parasitology*, 43(12–13), 999–1008. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2013.07.004>
- Maia, M. M. M., Fausto, M. A., Vieira, E. L. M., Benetton, M. L. F. N., & Carneiro, M. (2009). Intestinal parasitic infection and associated risk factors, among children presenting at outpatient clinics in Manaus, Amazonas state, Brazil. *Annals of Tropical Medicine & Parasitology*, 103(7), 583–591. <https://doi.org/10.1179/000349809x12459740922417>
- Majerova, I., & Abdrazakova, A. (2021). A Bibliometric Mapping of Cost-Benefit Analysis—Three Decades of Studies. *Economies*, 9(3), 110. <https://doi.org/10.3390/economies9030110>
- Mandarino-Pereira, A., de Souza, F. S., Lopes, C. W. G., & Pereira, M. J. S. (2010). Prevalence of parasites in soil and dog feces according to diagnostic tests. *Veterinary Parasitology*, 170(1–2), 176–181. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2010.02.007>
- Manser, M., Granlund, M., Edwards, H., Saez, A., Petersen, E., Evengard, B., & Chiodini, P. (2014). Detection of *Cryptosporidium* and *Giardia* in clinical laboratories in Europe—a comparative study. *Clinical Microbiology and Infection*, 20(1), O65–O71. <https://doi.org/10.1111/1469-0691.12297>
- Manuel, M., Ramanujam, K., & Ajjampur, S. S. R. (2021). Molecular Tools for Diagnosis and Surveillance of Soil-Transmitted Helminths in Endemic Areas. *Parasitologia*, 1(3), 105–118. <https://doi.org/10.3390/parasitologia1030012>
- Marcogliese, D. J. (2001). Implications of climate change for parasitism of animals in the aquatic environment. *Canadian Journal of Zoology*, 79(8), 1331–1352. <https://doi.org/10.1139/z01-067>
- Marcogliese, D. J. (2004). Parasites: Small Players with Crucial Roles in the Ecological Theater. *EcoHealth*, 1(2), 151–164. <https://doi.org/10.1007/s10393-004-0028-3>
- Marcogliese, D. J. (2016). The Distribution and Abundance of Parasites in Aquatic Ecosystems in a Changing Climate: More than Just Temperature. *Integrative and Comparative Biology*, 56(4), 611–619. <https://doi.org/10.1093/icb/icw036>
- Marsilio, M., Cappellaro, G., & Cuccurullo, C. (2011). The Intellectual Structure Of Research Into PPPs: A bibliometric analysis. *Public Management Review*, 13(6), 763–782. <https://doi.org/10.1080/14719037.2010.539112>
- Martínez-Moreno, F. J., Hernández, S., López-Cobos, E., Becerra, C., Acosta, I., & Martínez-Moreno, A. (2007). Estimation of canine intestinal parasites in Córdoba (Spain) and their risk to public health. *Veterinary Parasitology*, 143(1), 7–13. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2006.08.004>
- Mascarini, L. M. (2003). A historical approach of the trajectory of the parasitology. *Ciência & Saúde Coletiva*, 8(3), 809.
- Masina, S., Shirley, J., Allen, J., Sargeant, J. M., Guy, R. A., Wallis, P. M., Scott Weese, J., Cunsolo, A., Bunce, A., & Harper, S. L. (2018). Weather, environmental conditions, and waterborne *Giardia* and *Cryptosporidium* in Iqaluit, Nunavut. *Journal of Water and Health*, 17(1), 84–97. <https://doi.org/10.2166/wh.2018.323>

McCarthy, J. S., Lustigman, S., Yang, G.-J., Barakat, R. M., García, H. H., Sripa, B., Willingham, A. L., Prichard, R. K., & Basáñez, M.-G. (2012). A Research Agenda for Helminth Diseases of Humans: Diagnostics for Control and Elimination Programmes. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 6(4), e1601. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0001601>

McHardy, I. H., Wu, M., Shimizu-Cohen, R., Couturier, M. R., & Humphries, R. M. (2014). Detection of Intestinal Protozoa in the Clinical Laboratory. *Journal of Clinical Microbiology*, 52(3), 712–720. <https://doi.org/10.1128/jcm.02877-13>

McKenna, M. L., McAtee, S., Bryan, P. E., Jeun, R., Ward, T., Kraus, J., Bottazzi, M. E., Hotez, P. J., Flowers, C. C., & Mejia, R. (2017). Human Intestinal Parasite Burden and Poor Sanitation in Rural Alabama. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 97(5), 1623–1628. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.17-0396>

McKim, S., Kopystynsky, K., Wolf, N., Akbar, F. A., Bottazzi, M. E., Hotez, P. J., & Mejia, R. (2023). Environmental detection of parasites in the marginalized Paiute reservations compared to a nearby area. <https://doi.org/10.1101/2023.10.24.23297407>

Mejia, R., Vicuña, Y., Vaca, M., Cooper, P. J., Chico, M., Nutman, T. B., Broncano, N., & Sandoval, C. (2013). A Novel, Multi-Parallel, Real-Time Polymerase Chain Reaction Approach for Eight Gastrointestinal Parasites Provides Improved Diagnostic Capabilities to Resource-Limited At-Risk Populations. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 88(6), 1041–1047. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.12-0726>

Mejia, R., Seco-Hidalgo, V., Garcia-Ramon, D., Calderón, E., Lopez, A., & Cooper, P. J. (2020). Detection of enteric parasite DNA in household and bed dust samples: potential for infection transmission. *Parasites & Vectors*, 13(1). <https://doi.org/10.1186/s13071-020-04012-6>

Mejia, R., Slatko, B., Almazan, C., Cimino, R., Krolewiecki, A., Duran, N. M., Valera Aspetty, J. E., Vargas, P. A., Oliveira Amorim, C. C., Geiger, S. M., Fujiwara, R. T., Ramirez, J. D., Llangari-Arizo, L. M., Guadalupe, I., Villanueva-Lizama, L. E., Cruz-Chan, J. V., Ojeda, M. L., Aranda, E. M., Benedetti, S. O., ... Cooper, P. J. (2024). Molecular Testing of Environmental Samples as a Potential Source to Estimate Parasite Infection. *Tropical Medicine and Infectious Disease*, 9(10), 226. <https://doi.org/10.3390/tropicalmed9100226>

Mendes, I. A. C., Ventura, C. A. A., Queiroz, A. A. F. L. N., & de Sousa, Á. F. L. (2020). Global Health Education Programs in the Americas: A Scoping Review. *Annals of Global Health*, 86(1). <https://doi.org/10.5334/aogh.2745>

Menezes, D. L., Santos, C. T. de J., Oliveira, Y. L. D. C., Campos, V. T. C., Negrão-Corrêa, D. A., Geiger, S. M., Silva, J. R. S., Jain, S., Oliveira, L. M., Fujiwara, R. T., Graeff-Teixeira, C., & Dolabella, S. S. (2023). Accuracy Study of Kato-Katz and Helmintex Methods for Diagnosis of Schistosomiasis *Mansoni* in a Moderate Endemicity Area in Sergipe, Northeastern Brazil. *Diagnostics*, 13(3), 527. <https://doi.org/10.3390/diagnostics13030527>

Meurs, L., Polderman, A. M., Vinkeles Melchers, N. V. S., Brienen, E. A. T., Verweij, J. J., Groosjohan, B., Mendes, F., Mechendura, M., Hepp, D. H., Langenberg, M. C. C., Edelenbosch, R., Polman, K., & van Lieshout, L. (2017). Diagnosing Polyparasitism in a High-Prevalence Setting in Beira, Mozambique: Detection of Intestinal Parasites in Fecal Samples

by Microscopy and Real-Time PCR. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 11(1), e0005310. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0005310>

Mignatti, A., Boag, B., & Cattadori, I. M. (2016). Host immunity shapes the impact of climate changes on the dynamics of parasite infections. *Proceedings of the National Academy of Sciences*, 113(11), 2970–2975. <https://doi.org/10.1073/pnas.1501193113>

Minamoto, T., Yamanaka, H., Takahara, T., Honjo, M. N., & Kawabata, Z. (2011). Surveillance of fish species composition using environmental DNA. *Limnology*, 13(2), 193–197. <https://doi.org/10.1007/s10201-011-0362-4>

Mizan, N. S., Al-Talib, H., & Wang, S. M. (2024). Epidemiological Characteristics of Intestinal Protozoal Infections and Their Risk Factors in Malaysia: Systematic Review and Meta-Analysis Protocol (Preprint). <https://doi.org/10.2196/preprints.66350>

Moghaddassani, H., Mirhendi, H., Hosseini, M., Rokni, M. B., Mowlavi, G. H., & Kia, E. B. (2011). Molecular diagnosis of *Strongyloides stercoralis* infection by PCR detection of specific DNA in human stool samples. *Iranian journal of parasitology*, 6(2), 23.

Mokhtar, A. B., Karanis, P., Schou, C., & Ahmed, S. A. (2023). The impact of chlorine, ultraviolet-C, and microwave treatment on the survivability of *Blastocystis* sp. cysts. *Journal of Water and Health*, 21(9), 1325–1341. <https://doi.org/10.2166/wh.2023.179>

Molleda, P., Blanco, I., Ansola, G., & de Luis, E. (2008). Removal of wastewater pathogen indicators in a constructed wetland in Leon, Spain. *Ecological Engineering*, 33(3–4), 252–257. <https://doi.org/10.1016/j.ecoleng.2008.05.001>

Moran, A. J., Prosser, S. W. J., & Moran, J. A. (2019). DNA metabarcoding allows non-invasive identification of arthropod prey provisioned to nestling Rufous hummingbirds (*Selasphorus rufus*). *PeerJ*, 7, e6596. Portico. <https://doi.org/10.7717/peerj.6596>

Morawski, B. M., Yunus, M., Kerukadho, E., Turyasingura, G., Barbra, L., Ojok, A. M., DiNardo, A. R., Sowinski, S., Boulware, D. R., & Mejia, R. (2017). Hookworm infection is associated with decreased CD4+ T cell counts in HIV-infected adult Ugandans. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 11(5), e0005634. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0005634>

Mota, K. C. P., Grama, D. F., Fava, N. M. N., Úngari, L. P., Faria, E. S. M., & Cury, M. C. (2018). Distribution and risk factors of Ascarididae and other geohelminths in the soil of Uberlandia, Minas Gerais, Brazil. *Revista Do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo*, 60(0). <https://doi.org/10.1590/s1678-9946201860017>

Muñoz-Antoli, C., Pérez, P., Pavón, A., Toledo, R., & Esteban, J. G. (2022). High intestinal parasite infection detected in children from Región Autónoma Atlántico Norte (R.A.A.N.) of Nicaragua. *Scientific Reports*, 12(1). <https://doi.org/10.1038/s41598-022-09756-y>

Naceanceno, K. S., Matamoros, G., Gabriele, J. A., Bottazzi, M. E., Sanchez, A., & Mejia, R. (2020). Use of Multi-Parallel Real-Time Quantitative PCR to Determine *Blastocystis* Prevalence and Association with Other Gastrointestinal Parasite Infection in a Rural Honduran Location. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 102(6), 1373–1375. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.19-0876>

Nelson, K. L., & Darby, J. L. (2001). Inactivation of Viable *Ascaris* Eggs by Reagents during Enumeration. *Applied and Environmental Microbiology*, 67(12), 5453–5459. <https://doi.org/10.1128/aem.67.12.5453-5459.2001>

Neves, D. P., Melo, A. L., Linardi, P. M., & Vitor, R. W. A. (2022). *Parasitologia humana* (14^a ed.). Atheneu.

Newell, D. G., Koopmans, M., Verhoef, L., Duizer, E., Aidara-Kane, A., Sprong, H., Opsteegh, M., Langelaar, M., Threlfall, J., Scheutz, F., der Giessen, J. van, & Kruse, H. (2010). Food-borne diseases — The challenges of 20 years ago still persist while new ones continue to emerge. *International Journal of Food Microbiology*, 139, S3–S15. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2010.01.021>

Nkouayep, V. R., Ngatou Tchakounté, B., & Wabo Poné, J. (2017). Profile of Geohelminth Eggs, Cysts, and Oocysts of Protozoans Contaminating the Soils of Ten Primary Schools in Dschang, West Cameroon. *Journal of Parasitology Research*, 2017, 1–6. <https://doi.org/10.1155/2017/1534675>

Nourrisson, C., Brunet, J., Flori, P., Moniot, M., Bonnin, V., Delbac, F., & Poirier, P. (2020). Comparison of DNA Extraction Methods and Real-Time PCR Assays for the Detection of *Blastocystis* sp. in Stool Specimens. *Microorganisms*, 8(11), 1768. <https://doi.org/10.3390/microorganisms8111768>

O'Connell, E. M., & Nutman, T. B. (2016). Molecular Diagnostics for Soil-Transmitted Helminths. *The American Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 95(3), 508–513. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.16-0266>

Oge, H., & Oge, S. (2000). Quantitative comparison of various methods for detecting eggs of *Toxocara canis* in samples of sand. *Veterinary Parasitology*, 92(1), 75–79. [https://doi.org/10.1016/s0304-4017\(00\)00276-4](https://doi.org/10.1016/s0304-4017(00)00276-4)

Oliveira, L. M., Oliveira, Y. L. D. C., Oliveira, Y. L. M., Ramos, A. C. S., Andrade, G. F., Sá, V. L., Geraldi, R. M., Pinheiro, C. S., Bueno, L. L., Fujiwara, R. T., & Dolabella, S. S. (2022). Intestinal polyparasitism and levels of mucosal anthelmintic SIgA in children from endemic areas in Northeastern Brazil. *Parasite Immunology*, 44(1–2), e12899. <https://doi.org/10.1111/pim.12899>

Oliveira, W. J., Magalhães, F. do C., Elias, A. M. S., de Castro, V. N., Favero, V., Lindholz, C. G., Oliveira, Á. A., Barbosa, F. S., Gil, F., Gomes, M. A., Graeff-Teixeira, C., Enk, M. J., Coelho, P. M. Z., Carneiro, M., Negrão-Corrêa, D. A., & Geiger, S. M. (2018). Evaluation of diagnostic methods for the detection of intestinal schistosomiasis in endemic areas with low parasite loads: Saline gradient, Helmintex, Kato-Katz and rapid urine test. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 12(2), e0006232. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0006232>

Olsen, A., van Lieshout, L., Marti, H., Polderman, T., Polman, K., Steinmann, P., Stothard, R., Thybo, S., Verweij, J. J., & Magnussen, P. (2009). Strongyloidiasis – the most neglected of the neglected tropical diseases? *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 103(10), 967–972. <https://doi.org/10.1016/j.trstmh.2009.02.013>

Organização Mundial da Saúde, 2018 - World Health Organization Soil-Transmitted Helminth Infections. Disponível em: <http://www.who.int/mediacentre/factsheets/fs366/en/> (acessado em 21/07/2024)

Organização Mundial da Saúde. (2021). Guidelines for drinking-water quality: Fourth edition incorporating the first and second addenda *Blastocystis*. In Bench Aids for the Diagnosis of Intestinal Parasites (2nd ed.). World Health Organization. Disponível em: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK579445/> (acessado em 18/07/2025)

Özkan-Ahmetoğlu, M., Demirel, F., Taşar, M. A., Dinç, B., Sarzhanov, F., & Dogruman-Al, F. (2023). Investigation of intestinal parasites by conventional and molecular methods in children with gastrointestinal system complaints. *Parasitology Research*, 122(6), 1361–1370. <https://doi.org/10.1007/s00436-023-07836-0>

Painter, J. E., Collier, S. A., & Gargano, J. W. (2016). Association between *Giardia* and arthritis or joint pain in a large health insurance cohort: could it be reactive arthritis? *Epidemiology and Infection*, 145(3), 471–477. <https://doi.org/10.1017/s0950268816002120>

Pan American Health Organization. Neglected infectious diseases in the Americas. Success stories and innovation to reach the neediest (2016). Disponível em: <http://www.paho.org/neglected-infectious-diseases-stories>

Pandey, P.K., Kass, P.H., Soupir, M.L., Biswas, S. & Singh, V.P. (2014). Contamination of water resources by pathogenic bacteria. *AMB Express* 4, 51. doi:10.1186/s13568-014-0051-x

Panti-May, J. A., Zonta, M. L., Cociancic, P., Barrientos-Medina, R. C., Machain-Williams, C., Robles, M. R., & Hernández-Betancourt, S. F. (2019). Occurrence of intestinal parasites in Mayan children from Yucatán, Mexico. *Acta Tropica*, 195, 58–61. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2019.04.023>

Papaiakovou, M., Cimino, R. O., Pilotte, N., Dunn, J., Littlewood, D. T. J., Williams, S. A., Krolewiecki, A. J., & Mejia, R. (2024). Comparison of multi-parallel quantitative real-time PCRs targeting different DNA regions and detecting soil-transmitted helminths in stool. *Parasites & Vectors*, 17(1). <https://doi.org/10.1186/s13071-024-06464-6>

Pasaribu, A. P., Alam, A., Sembiring, K., Pasaribu, S., & Setiabudi, D. (2019). Prevalence and risk factors of soil-transmitted helminthiasis among school children living in an agricultural area of North Sumatera, Indonesia. *BMC Public Health*, 19(1). <https://doi.org/10.1186/s12889-019-7397-6>

Paull, S. H., LaFonte, B. E., & Johnson, P. T. J. (2012). Temperature-driven shifts in a host-parasite interaction drive nonlinear changes in disease risk. *Global Change Biology*, 18(12), 3558–3567. Portico. <https://doi.org/10.1111/gcb.12018>

Pawlowski, J., Apothéloz-Perret-Gentil, L., & Altermatt, F. (2020). Environmental DNA: What's behind the term? Clarifying the terminology and recommendations for its future use in biomonitoring. *Molecular Ecology*, 29(22), 4258–4264. Portico. <https://doi.org/10.1111/mec.15643>

Pecson, B. M., Barrios, J. A., Johnson, D. R., & Nelson, K. L. (2006). A Real-Time PCR Method for Quantifying Viable *Ascaris* Eggs Using the First Internally Transcribed Spacer Region of Ribosomal DNA. *Applied and Environmental Microbiology*, 72(12), 7864–7872. <https://doi.org/10.1128/aem.01983-06>

Pineda, C. O., Leal, D. A. G., Fiuza, V. R. da S., Jose, J., Borelli, G., Durigan, M., Pena, H. F. J., & Bueno Franco, R. M. (2020). *Toxoplasma gondii* oocysts, *Giardia* cysts and

Cryptosporidium oocysts in outdoor swimming pools in Brazil. *Zoonoses and Public Health*, 67(7), 785–795. Portico. <https://doi.org/10.1111/zph.12757>

Pineda, C., Camones Rivera, M. D., Montalva Sabino, E., Mejia, L. E., Keegan, K. E., Alvarez, L. P. P., Jorge Mora, J., Espinoza Vega, F., Mejia, E. R., Herrera, P. O., Pando, E. P., Zeng, Z., De Oliveira, A. S., Mondragon, M. J. V., Slatko, B., Wetzel, E. J., & Mejia, R. (2025). Parasite contamination of soil in different Peruvian locations and outside built environments. *Parasites & Vectors*, 18(1). <https://doi.org/10.1186/s13071-025-06762-7>

Pinto-Duarte, V. A., Hernández-Arango, N. M., Marin-Gallego, B. J., Toloza-Beltrán, P. A., Lora-Suarez, F. M., & Gómez-Marín, J. E. (2022). Detection of *Giardia duodenalis* and *Toxoplasma gondii* in soil and water samples in the Quindío River basin, Colombia. *Food and Waterborne Parasitology*, 28, e00175. <https://doi.org/10.1016/j.fawpar.2022.e00175>

Poglayen, G., Gelati, A., Scala, A., Naitana, S., Musella, V., Nocerino, M., Cringoli, G., Frangipane di Regalbono, A., & Habluetzel, A. (2023). Do natural catastrophic events and exceptional climatic conditions also affect parasites? *Parasitology*, 150(12), 1158–1166. <https://doi.org/10.1017/s0031182023000471>

Poulin, R. (2011). The Many Roads to Parasitism. *Advances in Parasitology*, 1–40. <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-385897-9.00001-x>

Poulin, R., & Randhawa, H. S. (2013). Evolution of parasitism along convergent lines: from ecology to genomics. *Parasitology*, 142(S1), S6–S15. <https://doi.org/10.1017/s0031182013001674>

Poulin, R., Salloum, P. M., & Bennett, J. (2024). Evolution of parasites in the Anthropocene: new pressures, new adaptive directions. *Biological Reviews*, 99(6), 2234–2252. Portico. <https://doi.org/10.1111/brv.13118>

Póvoa, M. M., Arruda, J. E. G., Silva, M. C. D. M., Bichara, C. N. C., Esteves, P., Gabbay, Y. B., & Machado, R. L. D. (2000). Diagnosis of intestinal amebiasis using coproscopic and immunological methods in a population sample in Greater Metropolitan Belém, Pará, Brazil. *Cadernos de Saúde Pública*, 16, 843–846.

Pozio, E. (2020). How globalization and climate change could affect foodborne parasites. *Experimental Parasitology*, 208, 107807. <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2019.107807>

Prefeitura de Januária. Disponível em: <https://www.januaria.mg.gov.br/portal/servicos/1004/conheca-januaria/> (acessado em 16/07/2024)

Preissler, K., Watzal, A. D., Vences, M., & Steinfartz, S. (2019). Detection of elusive fire salamander larvae (*Salamandra salamandra*) in streams via environmental DNA. *Amphibia-Reptilia*, 40(1), 55–64. <https://doi.org/10.1163/15685381-18000007>

Pullan, R. L., Bethony, J. M., Geiger, S. M., Cundill, B., Correa-Oliveira, R., Quinell, R. J., & Brooker, S. (2008). Human Helminth Co-Infection: Analysis of Spatial Patterns and Risk Factors in a Brazilian Community. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 2(12), e352. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0000352>

- Pullan, R. L., Smith, J. L., Jasrasaria, R., & Brooker, S. J. (2014). Global numbers of infection and disease burden of soil transmitted helminth infections in 2010. *Parasites & Vectors*, 7(1), 37. <https://doi.org/10.1186/1756-3305-7-37>
- Pumipuntu, N., & Piratae, S. (2018). Cryptosporidiosis: A zoonotic disease concern. *Veterinary World*, 11(5), 681–686. <https://doi.org/10.14202/vetworld.2018.681-686>
- Putignani, L., & Menichella, D. (2010). Global Distribution, Public Health and Clinical Impact of the Protozoan Pathogen *Cryptosporidium*. *Interdisciplinary Perspectives on Infectious Diseases*, 2010, 1–39. <https://doi.org/10.1155/2010/753512>
- Quinn, R., Smith, H. V., Bruce, R. G., & Girdwood, R. W. A. (1980). Studies on the incidence of *Toxocara* and *Toxascaris* spp. ova in the environment. 1. A comparison of flotation procedures for recovering *Toxocara* spp. ova from soil. *Journal of Hygiene*, 84(1), 83–89. <https://doi.org/10.1017/s0022172400026553>
- Reinhardt, T., van Schingen, M., Windisch, H. S., Nguyen, T. Q., Ziegler, T., & Fink, P. (2019). Monitoring a loss: Detection of the semi-aquatic crocodile lizard (*Shinisaurus crocodilurus*) in inaccessible habitats via environmental DNA. *Aquatic Conservation: Marine and Freshwater Ecosystems*, 29(3), 353–360. Portico. <https://doi.org/10.1002/aqc.3038>
- Ricciardi, A., & Ndao, M. (2015). Diagnosis of Parasitic Infections: What’s Going On? *SLAS Discovery*, 20(1), 6–21. <https://doi.org/10.1177/1087057114548065>
- Riddle, M. S., DuPont, H. L., & Connor, B. A. (2016). ACG Clinical Guideline: Diagnosis, Treatment, and Prevention of Acute Diarrheal Infections in Adults. *American Journal of Gastroenterology*, 111(5), 602–622. <https://doi.org/10.1038/ajg.2016.126>
- Roberts, T., Stark, D., Barratt, J., Ellis, J., & Harkness, J. (2011). Comparison of Microscopy, Culture, and Conventional Polymerase Chain Reaction for Detection of *Blastocystis* sp. in Clinical Stool Samples. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 84(2), 308–312. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.2011.10-0447>
- Rodrigues, J. G. M., Miranda, G. S., Camelo, G. M. A., Rodrigues, V. F., Silva, J. K. A. O., Gouveia, C. B. G., Porto, W. J. N., Wanderley, F. S., Geiger, S. M., & Negrão-Corrêa, D. A. (2024). Modifications to the parasitological technique of Rugai increase the diagnostic sensitivity for strongyloidiasis. *Parasitology Research*, 123(1). <https://doi.org/10.1007/s00436-023-08111-y>
- Rodriguez-Ezpeleta, N., Morissette, O., Bean, C., Manu, S., Banerjee, P., Lacoursiere, A., Ben, K., Alter, E., Roger, F., ... Deiner, K. (2020). Trade-offs between reducing complex terminology and producing accurate interpretations from environmental DNA: Comment on “Environmental DNA: What’s behind the term?” by Pawlowski et al. (2020). <https://doi.org/10.22541/au.160783291.14092604/v1>
- Rodriguez-Pérez, M., & Perez-Vega. (2011). Lessons from a study in a rural community from southern Mexico: risk factors associated to transmission and reinfection of gastrointestinal parasites after albendazole treatment. *Research and Reports in Tropical Medicine*, 147. <https://doi.org/10.2147/rrtm.s26039>
- Roellig, D. M., Yoder, J. S., Madison-Antenucci, S., Robinson, T. J., Van, T. T., Collier, S. A. et al., (2017). Community Laboratory Testing for *Cryptosporidium*: Multicenter Study

Retesting Public Health Surveillance Stool Samples Positive for *Cryptosporidium* by Rapid Cartridge Assay with Direct Fluorescent Antibody Testing. PLOS ONE, 12(1), e0169915. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0169915>

Ryan, U., Lawler, S., & Reid, S. (2016). Limiting swimming pool outbreaks of cryptosporidiosis – the roles of regulations, staff, patrons and research. Journal of Water and Health, 15(1), 1–16. <https://doi.org/10.2166/wh.2016.160>

Ryan, U., Papparini, A., & Oskam, C. (2017). New Technologies for Detection of Enteric Parasites. Trends in Parasitology, 33(7), 532–546. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2017.03.005>

Sahimin, N., Lim, Y. A. L., Noordin, R., Yunus, M. H., Arifin, N., Behnke, J. M., & Zain, S. N. M. (2019). Epidemiology and immunodiagnosics of *Strongyloides stercoralis* infections among migrant workers in Malaysia. Asian Pacific Journal of Tropical Medicine, 12(6), 250–257. <https://doi.org/10.4103/1995-7645.261271>

Salami, A., Fakih, H., Chakkour, M., Salloum, L., Bahmad, H. F., & Ghssein, G. (2019). Prevalence, risk factors and seasonal variations of different Enteropathogens in Lebanese hospitalized children with acute gastroenteritis. BMC Pediatrics, 19(1). <https://doi.org/10.1186/s12887-019-1513-8>

Salazar-Sánchez, R. S., Ascuña-Durand, K., Ballón-Echegaray, J., Vásquez-Huerta, V., Martínez-Barrios, E., & Castillo-Neyra, R. (2021). Socio-Demographic Determinants Associated with *Blastocystis* Infection in Arequipa, Peru. The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene, 104(2), 700–707. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.20-0631>

Sales NG, Wangensteen OS, Carvalho DC, Deiner K, Præbel K, Coscia I et al (2020) Space-time dynamics in monitoring neotropical fish communities using eDNA metabarcoding. BioRxiv. <https://doi.org/10.1101/2020.02.04.933366>

Sandoval, N. R., Ríos, N., Mena, A., Fernández, R., Perea, M., Manzano-Román, R., Santa-Quiteria, J. A. R., Hernández-Gonzalez, A., & Siles-Lucas, M. (2015). A survey of intestinal parasites including associated risk factors in humans in Panama. Acta Tropica, 147, 54–63. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2015.03.024>

Sawaya, N. A., Djurhuus, A., Closek, C. J., Hepner, M., Olesin, E., Visser, L., Kelble, C., Hubbard, K., & Breitbart, M. (2019). Assessing eukaryotic biodiversity in the Florida Keys National Marine Sanctuary through environmental DNA metabarcoding. Ecology and Evolution, 9(3), 1029–1040. Portico. <https://doi.org/10.1002/ece3.4742>

Schär, F., Trostorf, U., Giardina, F., Khieu, V., Muth, S., Marti, H., Vounatsou, P., & Odermatt, P. (2013). *Strongyloides stercoralis*: Global Distribution and Risk Factors. PLoS Neglected Tropical Diseases, 7(7), e2288. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0002288>

Schumer, G., Crowley, K., Maltz, E., Johnston, M., Anders, P., & Blankenship, S. (2019). Utilizing environmental DNA for fish eradication effectiveness monitoring in streams. Biological Invasions, 21(11), 3415–3426. <https://doi.org/10.1007/s10530-019-02056-z>

Selbach, C., Jorge, F., Dowle, E., Bennett, J., Chai, X., Doherty, J.-F., Eriksson, A., Fillion, A., Hay, E., Herbison, R., Lindner, J., Park, E., Presswell, B., Ruehle, B., Sobrinho, P. M., Wainwright, E., & Poulin, R. (2019). Parasitological research in the molecular age. Parasitology, 146(11), 1361–1370. <https://doi.org/10.1017/s0031182019000726>

- Semenza, J. C. (2022). Climate change and cascading risks from infectious disease. ISEE Conference Abstracts, 2022(1). <https://doi.org/10.1289/isee.2022.o-sy-044>
- Semenza, J. C., Höser, C., Herbst, S., Rechenburg, A., Suk, J. E., Frechen, T., & Kistemann, T. (2012). Knowledge Mapping for Climate Change and Food- and Waterborne Diseases. *Critical Reviews in Environmental Science and Technology*, 42(4), 378–411. <https://doi.org/10.1080/10643389.2010.518520>
- Sengupta, M. E., Lynggaard, C., Mukaratirwa, S., Vennervald, B. J., & Stensgaard, A. S. (2022). Environmental DNA in human and veterinary parasitology - Current applications and future prospects for monitoring and control. *Food and Waterborne Parasitology*, 29, e00183. <https://doi.org/10.1016/j.fawpar.2022.e00183>
- Shams, M., Shamsi, L., Yousefi, A., Sadrebazzaz, A., Asghari, A., Mohammadi-Ghalehbin, B., Shahabi, S., & Hatam, G. (2022). Current global status, subtype distribution and zoonotic significance of *Blastocystis* in dogs and cats: a systematic review and meta-analysis. *Parasites & Vectors*, 15(1). <https://doi.org/10.1186/s13071-022-05351-2>
- Shelton, A. O., Kelly, R. P., O'Donnell, J. L., Park, L., Schwenke, P., Greene, C., Henderson, R. A., & Beamer, E. M. (2019). Environmental DNA provides quantitative estimates of a threatened salmon species. *Biological Conservation*, 237, 383–391. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2019.07.003>
- Shiffman, J., & Shawar, Y. R. (2022). Framing and the formation of global health priorities. *The Lancet*, 399(10339), 1977–1990. [https://doi.org/10.1016/s0140-6736\(22\)00584-0](https://doi.org/10.1016/s0140-6736(22)00584-0)
- Singer, R., Xu, T. H., Herrera, L. N. S., Villar, M. J., Faust, K. M., Hotez, P. J., Aiken, A. R. A., & Mejia, R. (2020). Prevalence of Intestinal Parasites in a Low-Income Texas Community. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 102(6), 1386–1395. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.19-0915>
- Sitta, R. B., Malta, F. M., Pinho, J. R., Chieffi, P. P., Gryscek, R. C. B., & Paula, F. M. (2014). Conventional PCR for molecular diagnosis of human strongyloidiasis. *Parasitology*, 141(5), 716–721. <https://doi.org/10.1017/s0031182013002035>
- Smith, H. V. (1998). Detection of parasites in the environment. *Parasitology*, 117(7), 113–141. <https://doi.org/10.1017/s0031182099004898>
- Sokouri, E. A., Ahouty, B., Abé, I. A., Yao, F. G. D., Konan, T. K., Nyangiri, O. A., MacLeod, A., Matovu, E., Noyes, H., & Koffi, M. (2024). Evaluation of the epidemiological situation of intestinal schistosomiasis using the POC-CCA parasite antigen test and the Kato-Katz egg count test in school-age children in endemic villages in western Côte d'Ivoire. *Parasite*, 31, 66. <https://doi.org/10.1051/parasite/2024049>
- Speich, B., Croll, D., Fürst, T., Utzinger, J., & Keiser, J. (2016). Effect of sanitation and water treatment on intestinal protozoa infection: a systematic review and meta-analysis. *The Lancet Infectious Diseases*, 16(1), 87–99. [https://doi.org/10.1016/s1473-3099\(15\)00349-7](https://doi.org/10.1016/s1473-3099(15)00349-7)
- Speich, B., Knopp, S., Mohammed, K. A., Khamis, I. S., Rinaldi, L., Cringoli, G., Rollinson, D., & Utzinger, J. (2010). Comparative cost assessment of the Kato-Katz and FLOTAC techniques for soil-transmitted helminth diagnosis in epidemiological surveys. *Parasites & Vectors*, 3(1). <https://doi.org/10.1186/1756-3305-3-71>

Steinbaum, L., Kwong, L. H., Ercumen, A., Negash, M. S., Lovely, A. J., Njenga, S. M., Boehm, A. B., Pickering, A. J., & Nelson, K. L. (2017). Detecting and enumerating soil-transmitted helminth eggs in soil: New method development and results from field testing in Kenya and Bangladesh. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 11(4), e0005522. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0005522>

Stephenson, L. S., Holland, C. V., & Cooper, E. S. (2000). The public health significance of *Trichuris trichiura*. *Parasitology*, 121(S1), S73–S95. <https://doi.org/10.1017/s0031182000006867>

Stolk, W. A., Kulik, M. C., le Rutte, E. A., Jacobson, J., Richardus, J. H., de Vlas, S. J., & Houweling, T. A. J. (2016). Between-Country Inequalities in the Neglected Tropical Disease Burden in 1990 and 2010, with Projections for 2020. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 10(5), e0004560. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0004560>

Storey, G. W., & Phillips, R. A. (1985). The survival of parasite eggs throughout the soil profile. *Parasitology*, 91(3), 585–590. <https://doi.org/10.1017/s003118200006282x>

Stothard, J. R., Campbell, S. J., Osei-Atweneboana, M. Y., Durant, T., Stanton, M. C., Biritwum, N.-K., Rollinson, D., Ombede, D. R. E., & Tchuem-Tchuente, L.-A. (2017). Towards interruption of schistosomiasis transmission in sub-Saharan Africa: developing an appropriate environmental surveillance framework to guide and to support ‘end game’ interventions. *Infectious Diseases of Poverty*, 6(1). <https://doi.org/10.1186/s40249-016-0215-9>

Štrkolcová, G., Filáková Bobáková, D., Kaduková, M., Schreiberová, A., Klein, D., Halán, M., & Urbančíková, I. (2024). Intestinal parasitic infections in children from marginalised Roma communities: prevalence and risk factors. *BMC Infectious Diseases*, 24(1). <https://doi.org/10.1186/s12879-024-09500-z>

Strunz, E. C., Addiss, D. G., Stocks, M. E., Ogden, S., Utzinger, J., & Freeman, M. C. (2014). Water, Sanitation, Hygiene, and Soil-Transmitted Helminth Infection: A Systematic Review and Meta-Analysis. *PLoS Medicine*, 11(3), e1001620. <https://doi.org/10.1371/journal.pmed.1001620>

Studer, A., Thielges, D., & Poulin, R. (2010). Parasites and global warming: net effects of temperature on an intertidal host–parasite system. *Marine Ecology Progress Series*, 415, 11–22. <https://doi.org/10.3354/meps08742>

Sures, B., Nachev, M., Selbach, C., & Marcogliese, D. J. (2017). Parasite responses to pollution: what we know and where we go in ‘Environmental Parasitology.’ *Parasites & Vectors*, 10(1). <https://doi.org/10.1186/s13071-017-2001-3>

Sures, B., Nachev, M., Schwelm, J., Grabner, D., & Selbach, C. (2023). Environmental parasitology: stressor effects on aquatic parasites. *Trends in Parasitology*, 39(6), 461–474. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2023.03.005>

Taberlet P., Coissac E., Hajibabaei M., Rieseberg L.H. Environmental DNA. (2012) *Mol. Ecol.* 2012; 21:1789–1793. doi:10.1111/J.1365-294X.2012.05542.X

Takahara, T., Iwai, N., Yasumiba, K., & Igawa, T. (2020). Comparison of the detection of 3 endangered frog species by eDNA and acoustic surveys across 3 seasons. *Freshwater Science*, 39(1), 18–27. <https://doi.org/10.1086/707365>

- Takahashi, M., Saccò, M., Kestel, J. H., Nester, G., Campbell, M. A., van der Heyde, M., Heydenrych, M. J., Juszkiwicz, D. J., Nevill, P., Dawkins, K. L., Bessey, C., Fernandes, K., Miller, H., Power, M., Mousavi-Derazmahalleh, M., Newton, J. P., White, N. E., Richards, Z. T., & Allentoft, M. E. (2023). Aquatic environmental DNA: A review of the macro-organismal biomonitoring revolution. *Science of The Total Environment*, 873, 162322. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2023.162322>
- Tam, C. C., Rodrigues, L. C., Viviani, L., Dodds, J. P., Evans, M. R., Hunter, P. R., Gray, J. J., Letley, L. H., Rait, G., Tompkins, D. S., & O'Brien, S. J. (2011). Longitudinal study of infectious intestinal disease in the UK (IID2 study): incidence in the community and presenting to general practice. *Gut*, 61(1), 69–77. <https://doi.org/10.1136/gut.2011.238386>
- Tchakounté, B. N., Nkouayep, V. R., & Poné, J. W. (2018). Soil contamination rate, prevalence, intensity of infection of geohelminths and associated risk factors among residents in Bazou (west Cameroon). *Ethiopian Journal of Health Sciences*, 28(1), 63. <https://doi.org/10.4314/ejhs.v28i1.8>
- Teixeira, C. F., Neuhaus, E., Ben, R., Romanzini, J., & Graeff-Teixeira, C. (2007). Detection of *Schistosoma mansoni* Eggs in Feces through their Interaction with Paramagnetic Beads in a Magnetic Field. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 1(2), e73. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0000073>
- ten Hove, R., Schuurman, T., Kooistra, M., Möller, L., van Lieshout, L., & Verweij, J. J. (2007). Detection of diarrhoea-causing protozoa in general practice patients in The Netherlands by multiplex real-time PCR. *Clinical Microbiology and Infection*, 13(10), 1001–1007. <https://doi.org/10.1111/j.1469-0691.2007.01788.x>
- Theobald, S., Brandes, N., Gyapong, M., El-Saharty, S., Proctor, E., Diaz, T., Wanji, S., Elloker, S., Raven, J., Elsey, H., Bharal, S., Pelletier, D., & Peters, D. H. (2018). Implementation research: new imperatives and opportunities in global health. *The Lancet*, 392(10160), 2214–2228. [https://doi.org/10.1016/s0140-6736\(18\)32205-0](https://doi.org/10.1016/s0140-6736(18)32205-0)
- Thomsen, P. F., & Sigsgaard, E. E. (2019). Environmental DNA metabarcoding of wild flowers reveals diverse communities of terrestrial arthropods. *Ecology and Evolution*, 9(4), 1665–1679. Portico. <https://doi.org/10.1002/ece3.4809>
- Timi, J. T., & Poulin, R. (2020). Why ignoring parasites in fish ecology is a mistake. *International Journal for Parasitology*, 50(10–11), 755–761. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2020.04.007>
- Tingley, R., Greenlees, M., Oertel, S., van Rooyen, A. R., & Weeks, A. R. (2018). Environmental DNA sampling as a surveillance tool for cane toad *Rhinella marina* introductions on offshore islands. *Biological Invasions*, 21(1), 1–6. <https://doi.org/10.1007/s10530-018-1810-4>
- Tiyo, R., Guedes, T. A., Falavigna, D. L. M., & Falavigna-Guilherme, A. L. (2008). Seasonal contamination of public squares and lawns by parasites with zoonotic potential in southern Brazil. *Journal of Helminthology*, 82(1), 1–6. <https://doi.org/10.1017/s0022149x07870829>
- Traub, R. J., Robertson, I. D., Irwin, P., Mencke, N., & Thompson, R. C. A. (2004). Application of a species-specific PCR-RFLP to identify *Ancylostoma* eggs directly from canine faeces. *Veterinary Parasitology*, 123(3–4), 245–255. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2004.05.026>

Traversa, D., Frangipane di Regalbono, A., Di Cesare, A., La Torre, F., Drake, J., & Pietrobelli, M. (2014). Environmental contamination by canine geohelminths. *Parasites & Vectors*, 7(1), 67. <https://doi.org/10.1186/1756-3305-7-67>

Tsegaye, D., Yitayew, F. M., Amlak, B. T., Birhanie, S. A., Tiliksew, M. M., Alemineh, T. L., & Wubishet, T. (2023). Intestinal parasite infection and associated factors among food handlers in Feres Bet town, North West Amhara, Ethiopia, 2021. *Heliyon*, 9(3)

Tyungu, D. L., McCormick, D., Lau, C. L., Chang, M., Murphy, J. R., Hotez, P. J., Mejia, R., & Pollack, H. (2020). *Toxocara* species environmental contamination of public spaces in New York City. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 14(5), e0008249. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0008249>

Udonsi, J. K., Nwosu, A. B. C., & Anya, A. O. (1980). *Necator americanus*: Population structure, distribution, and fluctuations in population densities of infective larvae in contaminated farmlands. *Zeitschrift für Parasitenkunde Parasitology Research*, 63(3), 251–259. <https://doi.org/10.1007/bf00931987>

Umar, A., & Basse, S. (2011). Incidence of *Strongyloides stercoralis* infection in Ungogo, Nassarawa, Dala and Fagge local government areas of Kano State, Nigeria. *Bayero Journal of Pure and Applied Sciences*, 3(2). <https://doi.org/10.4314/bajopas.v3i2.63224>

UNDP (United Nations Development Programme). (2024). 2024 Global Multidimensional Poverty Index (MPI): Poverty amid conflict. New York.

UNICEF. Os indicadores da pobreza multidimensional. Brasil, [s.d.]. Disponível em: <https://www.unicef.org/brazil/os-indicadores-da-pobreza-multidimensional>. (acessado em 17/07/2025)

U.S. Environmental Protection Agency. (2012). Method 1623.1: *Cryptosporidium* and *Giardia* in water by filtration/IMS/FA. (EPA 816-R-12-001). Office of Water, U.S. Environmental Protection Agency. Disponível em: <https://www.epa.gov/sites/default/files/2015-07/documents/epa-1623-1.pdf>. (acessado em 15/09/2025)

van Lieshout, L., & Roestenberg, M. (2015). Clinical consequences of new diagnostic tools for intestinal parasites. *Clinical Microbiology and Infection*, 21(6), 520–528. <https://doi.org/10.1016/j.cmi.2015.03.015>

Verweij, J. J. (2014). Application of PCR-based methods for diagnosis of intestinal parasitic infections in the clinical laboratory. *Parasitology*, 141(14), 1863–1872. <https://doi.org/10.1017/s0031182014000419>

Verweij, J. J., & Stensvold, C. R. (2014). Molecular Testing for Clinical Diagnosis and Epidemiological Investigations of Intestinal Parasitic Infections. *Clinical Microbiology Reviews*, 27(2), 371–418. <https://doi.org/10.1128/cmr.00122-13>

Villanueva-Lizama, L. E., Cruz-Coral, A., Teh-Poot, C., Cruz-Chan, J. V., & Mejia, R. (2024). Detection of Parasite DNA in Soil Samples from Rural Yucatan, Mexico. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 112(2), 304–306. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.23-0385>

Villegas-Gómez, I., Martínez-Hernández, F., Urrea-Quezada, A., González-Díaz, M., Durazo, M., Hernández, J., Orozco-Mosqueda, G. E., Villalobos, G., Maravilla, P., & Valenzuela, O.

(2016). Comparison of the genetic variability of *Blastocystis* subtypes between human carriers from two contrasting climatic regions of México. *Infection, Genetics and Evolution*, 44, 334–340. <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2016.07.036>

Waindok, P., Raulf, M.-K., & Strube, C. (2022). Potentials and challenges in the isolation and detection of ascarid eggs in complex environmental matrices. *Food and Waterborne Parasitology*, 28, e00174. <https://doi.org/10.1016/j.fawpar.2022.e00174>

Wang, H.-J., Chen, D., Ma, Z.-H., Liu, C.-F., Li, W.-D., Hao, Y., Yang, J.-S., Lin, Q.-B., Zhang, D.-W., Li, Y., Yu, Y., Cong, W., & Song, L.-W. (2024). Molecular detection, subtyping of *Blastocystis* sp. in migratory birds from nature reserves in northeastern China. *Acta Tropica*, 258, 107355. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2024.107355>

Wang, R., Li, J., Chen, Y., Zhang, L., & Xiao, L. (2018). Widespread occurrence of *Cryptosporidium* infections in patients with HIV/AIDS: Epidemiology, clinical feature, diagnosis, and therapy. *Acta Tropica*, 187, 257–263. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2018.08.018>

Ward, P. I., Deplazes, P., Regli, W., Rinder, H., & Mathis, A. (2002). Detection of eight *Cryptosporidium* genotypes in surface and waste waters in Europe. *Parasitology*, 124(4), 359–368. <https://doi.org/10.1017/s0031182001001317>

Weatherhead, J. E., Hotez, P. J., & Mejia, R. (2017). The Global State of Helminth Control and Elimination in Children. *Pediatric Clinics of North America*, 64(4), 867–877. <https://doi.org/10.1016/j.pcl.2017.03.005>

Weaver, H. J., Hawdon, J. M., & Hoberg, E. P. (2010). Soil-transmitted helminthiasis: implications of climate change and human behavior. *Trends in Parasitology*, 26(12), 574–581. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2010.06.009>

Weerakoon, K. G., & McManus, D. P. (2016). Cell-Free DNA as a Diagnostic Tool for Human Parasitic Infections. *Trends in Parasitology*, 32(5), 378–391. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2016.01.006>

Weinreich, F., Hahn, A., Eberhardt, K. A., Feldt, T., Sarfo, F. S., Di Cristanziano, V., Frickmann, H., & Loderstädt, U. (2021). Comparison of Three Real-Time PCR Assays Targeting the SSU rRNA Gene, the COWP Gene and the DnaJ-Like Protein Gene for the Diagnosis of *Cryptosporidium* spp. in Stool Samples. *Pathogens*, 10(9), 1131. <https://doi.org/10.3390/pathogens10091131>

Weinstein, S. B., & Kuris, A. M. (2016). Independent origins of parasitism in Animalia. *Biology Letters*, 12(7), 20160324. <https://doi.org/10.1098/rsbl.2016.0324>

WHO. Soil-Transmitted Helminth Infections. Geneva, Switzerland: WHO Fact Sheet; 2020

Widmann M. (2013). Impact of large-scale environmental features changes on host–parasite interaction in marine and freshwater ecosystems. *BioSciences Master Reviews* 1, 1–9.

Wilke, A. B. B., Benelli, G., & Beier, J. C. (2020). Beyond frontiers: On invasive alien mosquito species in America and Europe. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 14(1), e0007864. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0007864>

Wilkes, G., Edge, T. A., Gannon, V. P. J., Jokinen, C., Lyautey, E., Neumann, N. F., Ruecker, N., Scott, A., Sunohara, M., Topp, E., & Lapen, D. R. (2011). Associations among pathogenic bacteria, parasites, and environmental and land use factors in multiple mixed-use watersheds. *Water Research*, 45(18), 5807–5825. <https://doi.org/10.1016/j.watres.2011.06.021>

Wilson, M., Schantz, P. M., & Nutman, T. (2006). Molecular and Immunological Approaches to the Diagnosis of Parasitic Infections. *Manual of Molecular and Clinical Lab Immunology*, 557–568. Portico. <https://doi.org/10.1128/9781555815905.ch65>

Wong, L. W., Ong, K. S., Khoo, J. R., Goh, C. B. S., Hor, J. W., & Lee, S. M. (2020). Human intestinal parasitic infection: a narrative review on global prevalence and epidemiological insights on preventive, therapeutic and diagnostic strategies for future perspectives. *Expert Review of Gastroenterology & Hepatology*, 14(11), 1093–1105. <https://doi.org/10.1080/17474124.2020.1806711>

Wood, C. L., & Johnson, P. T. (2015). A world without parasites: exploring the hidden ecology of infection. *Frontiers in Ecology and the Environment*, 13(8), 425–434. Portico. <https://doi.org/10.1890/140368>

World health organization (WHO). Soil-transmitted helminth infections. [online]. 2020. Disponível em: <https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/soil-transmitted-helminth-infections> (acessado em 21/07/2025)

World health organization (WHO). Zoonoses. [online]. Disponível em: <https://www.who.int/zoonoses/en/> (acessado em 21/07/2024)

World Health Organization home page, from Retrieved December 10, 2006

World Health Organization. Global report on neglected tropical diseases 2023. In: *Global report on neglected tropical diseases 2023*. 2023.

World Health Organization. Prevention and control of intestinal parasitic infections. In: *WHO Technical Report Series N°749*. World Health Organization; 2016

Worrell, C., Xiao, N., Vidal, J. E., Chen, L., Zhong, B., & Remais, J. (2011). Field Detection of *Schistosoma japonicum* Cercariae in Environmental Water Samples by Quantitative PCR. *Applied and Environmental Microbiology*, 77(6), 2192–2195. <https://doi.org/10.1128/aem.01561-10>

Xiao, L., & Feng, Y. (2017). Molecular epidemiologic tools for waterborne pathogens *Cryptosporidium* spp. and *Giardia duodenalis*. *Food and Waterborne Parasitology*, 8–9, 14–32. <https://doi.org/10.1016/j.fawpar.2017.09.002>

Xie, Y., Liu, X., Wei, H., Chen, X., Gong, N., Ahmad, S., Lee, T., Ismail, S. & Ni, S.Q. (2022). Insight into impact of sewage discharge on microbial dynamics and pathogenicity in river ecosystems. *Scientific Report*12(1), 6894. doi:10.1038/s41598-022-09579-x.

Yeh, M. Y., Aggarwal, S., Carrig, M., Azeem, A., Nguyen, A., Devries, S., Destache, C., Nguyen, T., & Velagapudi, M. (2023). *Strongyloides stercoralis* Infection in Humans: A Narrative Review of the Most Neglected Parasitic Disease. *Cureus*. <https://doi.org/10.7759/cureus.46908>

Young, I., Smith, B. A., & Fazil, A. (2014). A systematic review and meta-analysis of the effects of extreme weather events and other weather-related variables on *Cryptosporidium* and *Giardia* in fresh surface waters. *Journal of Water and Health*, 13(1), 1–17. <https://doi.org/10.2166/wh.2014.079>

Zanetti, A. dos S., Malheiros, A. F., de Matos, T. A., Longhi, F. G., Moreira, L. M., Silva, S. L., Castrillon, S. K. I., Ferreira, S. M. B., Ignotti, E., & Espinosa, O. A. (2020). Prevalence of *Blastocystis* sp. infection in several hosts in Brazil: a systematic review and meta-analysis. *Parasites & Vectors*, 13(1). <https://doi.org/10.1186/s13071-020-3900-2>

Zar, J. H. (2010). *Biostatistical Analysis* (5^a ed.). Prentice Hall.

Zhang, Y., Pavlovska, M., Stoica, E., Prekrasna, I., Yang, J., Slobodnik, J., Zhang, X., & Dykyi, E. (2020). Holistic pelagic biodiversity monitoring of the Black Sea via eDNA metabarcoding approach: From bacteria to marine mammals. *Environment International*, 135, 105307. <https://doi.org/10.1016/j.envint.2019.105307>

Ziliotto, M., Ellwanger, J. H., & Chies, J. A. B. (2022). Soil-transmitted helminths detected from environmental samples in a campus of southern Brazil. *Science in One Health*, 1, 100016. <https://doi.org/10.1016/j.soh.2023.100016>

Zimmerman, P. A., Mehlotra, R. K., Kasehagen, L. J., & Kazura, J. W. (2004). Why do we need to know more about mixed *Plasmodium* species infections in humans? *Trends in Parasitology*, 20(9), 440–447. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2004.07.004>

SA 32 - Saída pia banheiro	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
SA 34 - Entrada/Porta	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
SA 34 - Fossa	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
SA 35 - Entrada/Porta	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
SA 35 - Fossa	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
SA 36 - Entrada/Porta	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
SA 36 - Lateral	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
SA 37 - Entrada/Porta	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
SA 37 - Fossa	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
SA 39 - Lateral	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
SA 39 - Fossa	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
SA 40 - Entrada/Porta	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
SA 40 - Fossa	0	0	1	0	0	0	0	1	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0

0: ausência; 1: presença; na: não aplicável (amostras não coletadas)

Ad: *A. duodenale*; **Al:** *A. lumbricoides*; **Bt:** *Blastocystis* sp.; **Cp:** *Cryptosporidium* sp.; **Eh:** *E. histolytica*; **Gi:** *G. intestinalis*; **Na:** *N. americanus*; **Ss:** *S.stercoralis*; **Tt:** *T. trichiura*.

APÊNDICE B - Tabelas de Prevalência e concentrações de DNA dos parasitos no solo nas diferentes estações e comunidades

Prevalência e concentrações de DNA dos parasitos no solo – Estação Seca			
Parasito/Localidade	Taxa de contaminação por amostra	Taxa de contaminação por casa	Concentração de DNA em Kg de solo (fg/μl), média (intervalo)
Positividade total			
Brejo do Amparo	36% (54/150)	51,5% (35/68)	1135,31 (0,1335 - 54570,31)
Pé da Serra	22,9% (8/35)	43,8% (7/16)	4966,4 (0,019 - 54570,3)
Tocantins	38,5% (20/52)	54,2% (13/24)	4,92 (0,015 - 105,96)
Santana	41,3% (26/63)	53,6% (15/28)	944,02 (0,013 - 40234,7)
HELMINTOS			
<i>Ascaris lumbricoides</i>			
Brejo do Amparo	5,3% (8/150)	10,3% (7/68)	11,77 (0,026 - 87,6)
Pé da Serra	2,9% (1/35)	6,3% (1/16)	4,78
Tocantins	1,9% (1/52)	4,2% (1/24)	0,06
Santana	9,5% (6/63)	17,9% (5/28)	14,9 (0,026 - 87,6)
<i>Toxocara canis</i>			
Brejo do Amparo	0,7% (1/150)	1,5% (1/68)	39,04
Pé da Serra	2,9% (1/35)	6,3% (1/16)	39,04
Tocantins	0% (0/52)	0% (0/24)	0
Santana	0% (0/63)	0% (0/28)	0
<i>Toxocara cati</i>			
Brejo do Amparo	1,3% (2/150)	2,9% (2/68)	61,14 (14,78 - 105,5)
Pé da Serra	2,9% (1/35)	6,3% (1/16)	14,78
Tocantins	0% (0/52)	0% (0/24)	0
Santana	1,6% (1/63)	3,6% (1/28)	107,5

<i>Trichuris trichiura</i>			
Brejo do Amparo	0% (0/150)	0% (0/68)	0
Pé da Serra	0% (0/35)	0% (0/16)	0
Tocantins	0% (0/52)	0% (0/24)	0
Santana	0% (0/63)	0% (0/28)	0
<i>Ancylostoma duodenale</i>			
Brejo do Amparo	0% (0/150)	0% (0/68)	0
Pé da Serra	0% (0/35)	0% (0/16)	0
Tocantins	0% (0/52)	0% (0/24)	0
Santana	0% (0/63)	0% (0/28)	0
<i>Necator americanus</i>			
Brejo do Amparo	0% (0/150)	0% (0/68)	0
Pé da Serra	0% (0/35)	0% (0/16)	0
Tocantins	0% (0/52)	0% (0/24)	0
Santana	0% (0/63)	0% (0/28)	0
<i>Strongyloides stercoralis</i>			
Brejo do Amparo	22% (33/150)	30,8% (21/68)	7,6 (0,015 - 105,96)
Pé da Serra	5,7% (2/35)	12,5% (2/16)	0,370 (0,19 - 0,55)
Tocantins	25% (13/52)	33,3% (8/24)	10,7 (0,015 - 105,96)
Santana	28,6% (18/63)	39,3% (11/28)	6,19 (0,06 - 74, 9)
PROTOZOÁRIOS			
<i>Blastocystis sp.</i>			
Brejo do Amparo	24% (36/150)	41,2% (28/68)	2634,9 (0,013 - 54570,3)
Pé da Serra	14,3% (5/35)	25% (4/16)	10914,2 (0,019 - 54570,3)
Tocantins	25,8% (15/52)	50% (12/24)	0,26 (0,019 - 1,92)
Santana	25,4% (16/63)	42,9% (12/28)	2517,6 (0,013 - 40234,7)
<i>Cryptosporidium sp.</i>			
Brejo do Amparo	0% (0/150)	0% (0/68)	0

Pé da Serra	0% (0/35)	0% (0/16)	0
Tocantins	0% (0/52)	0% (0/24)	0
Santana	0% (0/63)	0% (0/28)	0
<i>Entamoeba histolytica</i>			
Brejo do Amparo	2,7% (4/150)	5,9% (4/68)	0,94 (0,14 - 3,1)
Pé da Serra	2,9% (1/35)	6,3% (1/16)	0,14
Tocantins	1,9% (1/52)	4,2% (1/24)	0,32
Santana	3,2% (2/63)	7,1% (2/28)	1,64 (0,17 - 3,1)
<i>Giardia instestinalis</i>			
Brejo do Amparo	0% (0/150)	0% (0/68)	0
Pé da Serra	0% (0/35)	0% (0/16)	0
Tocantins	0% (0/52)	0% (0/24)	0
Santana	0% (0/63)	0% (0/28)	0

Prevalência e concentrações de DNA dos parasitos no solo – Estação Chuvosa			
Parasito/Localidade	Taxa de contaminação por amostra	Taxa de contaminação por local	Concentração de DNA em Kg de solo (fg/μl), média (intervalo)
Positividade Total			
Brejo do Amparo	14,9% (22/148)	29,4% (20/68)	675,66 (0,013 - 13468)
Pé da Serra	11,4% (4/35)	25% (4/16)	13,17 (0,013 - 52,39)
Tocantins	19,6% (10/51)	41,7% (10/24)	7,42 (0,089 - 49,77)
Santana	12,6% (8/62)	21,4% (6/28)	1562,5 (0,94 - 13468)
HELMINTOS			
<i>Ascaris lumbricoides</i>			
Brejo do Amparo	6,1% (9/148)	11,8% (8/68)	11,94 (0,099 - 73,85)
Pé da Serra	2,9% (1/35)	6,3% (1/16)	0,099
Tocantins	5,9% (3/51)	12,5% (3/24)	7,61 (3,34 - 12,46)
Santana	8,1% (5/62)	14,3% (4/28)	16,9 (0,94 - 73,85)
<i>Toxocara canis</i>			
Brejo do Amparo	0,68% (1/148)	1,5% (1/68)	0,61
Pé da Serra	0% (0/35)	0% (0/16)	0
Tocantins	2% (1/51)	4,2% (1/24)	0,61
Santana	0% (0/62)	0% (0/28)	0
<i>Toxocara cati</i>			
Brejo do Amparo	0% (0/148)	0% (0/68)	0
Pé da Serra	0% (0/35)	0% (0/16)	0
Tocantins	0% (0/51)	0% (0/24)	0
Santana	0% (0/62)	0% (0/28)	0
<i>Trichuris trichiura</i>			
Brejo do Amparo	0,68% (1/148)	1,5% (1/68)	457,98
Pé da Serra	0% (0/35)	0% (0/16)	0

Tocantins	0% (0/51)	0% (0/24)	0
Santana	1,6% (1/62)	3,6% (1/28)	457,98

Ancylostoma duodenale

Brejo do Amparo	0,68% (1/148)	1,5% (1/68)	13468
Pé da Serra	0% (0/35)	0% (0/16)	0
Tocantins	0% (0/51)	0% (0/24)	0
Santana	1,6% (1/62)	3,6% (1/28)	13468

Necator americanus

Brejo do Amparo	0,68% (1/148)	1,5% (1/68)	49,77
Pé da Serra	0% (0/35)	0% (0/16)	0
Tocantins	2% (1/51)	4,2% (1/24)	49,77
Santana	0% (0/62)	0% (0/28)	0

Strongyloides stercoralis

Brejo do Amparo	5,4% (8/148)	11,8% (8/68)	13,14 (0,013 - 52,4)
Pé da Serra	8,6% (3/35)	18,8% (3/16)	17,52 (0,013 - 52,4)
Tocantins	5,9% (3/51)	12,5% (3/24)	0,25 (0,101 - 0,53)
Santana	3,2% (2/62)	7,1% (2/28)	25,9 (1,21 - 50,6)

PROTOZOÁRIOS

Blastocystis sp.

Brejo do Amparo	2% (3/148)	4,4% (3/68)	0,105 (0,089 - 0,125)
Pé da Serra	0% (0/35)	0% (0/16)	0
Tocantins	3,9% (2/51)	8,3% (2/24)	0,107 (0,089 - 0,125)
Santana	1,6% (1/62)	3,6% (1/28)	0,102

Cryptosporidium sp.

Brejo do Amparo	0% (0/148)	0% (0/68)	0
Pé da Serra	0% (0/35)	0% (0/16)	0
Tocantins	0% (0/51)	0% (0/24)	0
Santana	0% (0/62)	0% (0/28)	0

<i>Entamoeba histolytica</i>			
Brejo do Amparo	0% (0/148)	0% (0/68)	0
Pé da Serra	0% (0/35)	0% (0/16)	0
Tocantins	0% (0/51)	0% (0/24)	0
Santana	0% (0/62)	0% (0/28)	0
<i>Giardia instestinalis</i>			
Brejo do Amparo	0% (0/148)	0% (0/68)	0
Pé da Serra	0% (0/35)	0% (0/16)	0
Tocantins	0% (0/51)	0% (0/24)	0
Santana	0% (0/62)	0% (0/28)	0

APÊNDICE C - Tabela de casas positivas para amostras de fezes e solo com os respectivos parasitos encontrados

comuni- dade	ca- sa	coleta_f ezes	resultado_ fezes	parasito fezes	coleta_ solo	resultado solo	parasito solo seca	parasito solo chuva
PS	1	sim	negativo	na	não	na	na	na
PS	2	sim	negativo	na	sim	negativo	na	na
PS	5	sim	negativo	na	sim	positivo	na	<i>S. stercoralis</i>
PS	8	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	sim	positivo	<i>S. stercoralis</i>	na
PS	9	sim	negativo	na	sim	positivo	<i>Blastocystis</i> sp; <i>S. stercoralis</i>	na
PS	10	sim	negativo	na	sim	negativo	na	na
PS	12	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	sim	positivo	<i>A. lumbricoides</i>	<i>S. stercoralis</i>
PS	13	sim	negativo	na	sim	positivo	<i>Blastocystis</i> sp	<i>S. stercoralis</i>
PS	14	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	não	na	na	na
PS	15	sim	negativo	na	sim	negativo	na	na
PS	16	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	sim	positivo	na	<i>A. lumbricoides</i>
PS	17	sim	negativo	na	sim	negativo	na	na
PS	18	sim	negativo	na	sim	positivo	<i>Blastocystis</i> sp; <i>E. histolytica</i>	na
PS	19	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	sim	negativo	na	na
PS	20	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	sim	negativo	na	na
PS	22	sim	negativo	na	não	na	na	na
PS	24	sim	negativo	na	sim	positivo	<i>Blastocystis</i> sp; <i>T. cati</i>	na
PS	25	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	sim	negativo	na	na
PS	26	sim	negativo	na	não	na	na	na
PS	29	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	sim	positivo	<i>Toxocara canis</i>	na
TO	1	sim	negativo	na	sim	negativo	na	na
TO	2	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	não	na	na	na
TO	5	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	sim	negativo	na	na
TO	6	sim	negativo	na	sim	negativo	na	na
TO	7	sim	negativo	na	não	na	na	na

TO	8	sim	negativo	na	sim	positivo	<i>Blastocystis</i> sp; <i>E. histolytica</i>	<i>S. stercoralis</i>
TO	9	sim	positivo	<i>S. mansoni</i> ; <i>S. stercoralis</i>	sim	positivo	na	<i>A. lumbricoides</i>
TO	10	não	na	na	sim	positivo	na	<i>Blastocystis</i> sp
TO	11	sim	negativo	na	sim	positivo	<i>Blastocystis</i> sp; <i>S. stercoralis</i>	<i>T. canis</i>
TO	12	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	sim	positivo	<i>A. lumbricoides</i> ; <i>Blastocystis</i> sp	<i>Blastocystis</i> sp
TO	14	sim	negativo	na	sim	negativo	na	na
TO	15	sim	negativo	na	sim	negativo	na	na
TO	17	sim	positivo	<i>S. mansoni</i> ; <i>S. stercoralis</i>	sim	positivo	<i>Blastocystis</i> sp	na
TO	18	sim	negativo	na	não	na	na	na
TO	19	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	não	na	na	na
TO	20	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	sim	positivo	<i>Blastocystis</i> sp	na
TO	21	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	sim	negativo	na	na
TO	22	sim	positivo	<i>S. mansoni</i> ; Ancilostomídeo	sim	positivo	<i>Blastocystis</i> sp; <i>S. stercoralis</i>	<i>S. stercoralis</i>
TO	23	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	não	na	na	na
TO	24	não	na	na	sim	positivo	<i>Blastocystis</i> sp; <i>S. stercoralis</i>	na
TO	25	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	sim	positivo	<i>Blastocystis</i> sp; <i>S. stercoralis</i>	na
TO	27	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	não	na	na	na
TO	28	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	sim	negativo	na	na
TO	29	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	não	na	na	na
TO	30	sim	negativo	na	sim	positivo	<i>Blastocystis</i> sp; <i>S. stercoralis</i>	na
TO	31	sim	negativo	na	não	na	na	na
TO	32	sim	positivo	<i>S. stercoralis</i>	sim	positivo	<i>Blastocystis</i> sp; <i>S. stercoralis</i>	<i>N. americanus</i>
TO	33	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	sim	positivo	<i>Blastocystis</i> sp; <i>S. stercoralis</i>	<i>A. lumbricoides</i>
TO	35	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	sim	negativo	na	na
TO	36	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	sim	negativo	na	na
TO	37	sim	positivo	<i>S. mansoni</i> ; <i>S. stercoralis</i>	sim	positivo	<i>Blastocystis</i> sp	<i>S. stercoralis</i>
TO	38	sim	positivo	<i>S. mansoni</i> ; <i>S. stercoralis</i> ; Ancilostomídeo, <i>Hymenolepis</i> sp.	sim	positivo	<i>S. stercoralis</i>	<i>A. lumbricoides</i>
SA	1	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	não	na	na	na

SA	2	sim	negativo	na	não	na	na	na
SA	3	sim	positivo	<i>S. mansoni</i> ; <i>E. vermicularis</i>	sim	positivo	<i>A. lumbricoides</i> ; <i>E. histolytica</i> ; <i>S. stercoralis</i>	na
SA	4	sim	negativo	na	sim	positivo	<i>Blastocystis</i> sp; <i>E. histolytica</i> ; <i>S. stercoralis</i>	<i>A. lumbricoides</i>
SA	5	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	sim	positivo	<i>A. lumbricoides</i> ; <i>Blastocystis</i> sp; <i>S. stercoralis</i> ; <i>T. cati</i>	<i>A. lumbricoides</i>
SA	6	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	sim	positivo	<i>A. lumbricoides</i> ; <i>S. stercoralis</i>	<i>S. stercoralis</i>
SA	8	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	sim	positivo	<i>A. lumbricoides</i> ; <i>Blastocystis</i> sp	na
SA	9	sim	negativo	na	sim	positivo	<i>Blastocystis</i> sp	<i>A. lumbricoides</i> ; <i>Blastocystis</i> sp; <i>T. trichiura</i>
SA	10	sim	negativo	na	não	na	na	na
SA	11	sim	negativo	na	sim	negativo	na	na
SA	15	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	sim	positivo	na	<i>A. lumbricoides</i>
SA	16	sim	negativo	na	sim	negativo	na	na
SA	17	sim	negativo	na	sim	negativo	na	na
SA	18	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	sim	positivo	<i>Blastocystis</i> sp	na
SA	19	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	não	na	na	na
SA	20	sim	negativo	na	não	na	na	na
SA	21	não	na	na	sim	positivo	<i>Blastocystis</i> sp; <i>S. stercoralis</i>	na
SA	22	sim	positivo	<i>S. stercoralis</i>	sim	negativo	na	na
SA	23	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	sim	negativo	na	na
SA	24	sim	negativo	na	sim	negativo	na	na
SA	25	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	sim	negativo	na	na
SA	26	não	na	na	sim	positivo	<i>A. lumbricoides</i> ; <i>Blastocystis</i> sp; <i>S. stercoralis</i>	na
SA	27	sim	negativo	na	sim	positivo	<i>Blastocystis</i> sp; <i>S. stercoralis</i>	na
SA	28	sim	positivo	<i>S. stercoralis</i>	sim	positivo	<i>S. stercoralis</i>	na
SA	29	sim	negativo	na	sim	negativo	na	na
SA	30	sim	positivo	<i>S. mansoni</i> ; <i>S. stercoralis</i>	sim	positivo	na	<i>A. duodenale</i> ; <i>S. stercoralis</i>
SA	32	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	sim	negativo	na	na

SA	33	sim	negativo	na	não	na	na	na
SA	34	sim	negativo	na	sim	positivo	<i>Blastocystis</i> sp	na
SA	35	sim	negativo	na	sim	negativo	na	na
SA	36	sim	negativo	na	sim	positivo	<i>Blastocystis</i> sp; <i>S. stercoralis</i>	na
SA	37	sim	negativo	na	sim	negativo	na	na
SA	38	sim	negativo	na	não	na	na	na
SA	39	sim	negativo	na	sim	positivo	<i>Blastocystis</i> sp; <i>S. stercoralis</i>	na
SA	40	sim	positivo	<i>S. mansoni</i>	sim	positivo	<i>Blastocystis</i> sp; <i>S. stercoralis</i>	na
SA	41	sim	negativo	na	não	na	na	na
SA	42	sim	negativo	na	não	na	na	na

APÊNDICE D – Produção científica durante o doutorado (2021-2025)

Artigo publicados como primeira autora:

➤ 2024

Amorim, C. C. O., Nogueira, D. S., Gazzinelli-Guimarães, A. C., Leal-Silva, T., Barbosa, F. S., Oliveira, F. M. S., Kraemer, L. R., de Almeida, R. M., Souza, J. L. N., Dias Magalhães, L. M., Russo, R. C., Caliani, M. V., Gaze, S., Bueno, L. L., & Fujiwara, R. T. (2024). Dose-response effects of multiple *Ascaris suum* exposures and their impact on lung protection during larval ascariasis. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 18(12), e0012678. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0012678>

Artigos publicados como colaboradora:

➤ 2021

Nogueira, D. S., de Oliveira, L. M., **Amorim, C. C. O.**, Gazzinelli-Guimarães, A. C., Barbosa, F. S., Oliveira, F. M. S., Kraemer, L., Mattos, M., Cardoso, M. S., Resende, N. M., Clímaco, M. de C., Negrão-Corrêa, D. A., Faria, A. M. C., Caliani, M. V., Bueno, L. L., Gaze, S., Russo, R. C., Gazzinelli-Guimarães, P. H., & Fujiwara, R. T. (2021). Eosinophils mediate SIgA production triggered by TLR2 and TLR4 to control *Ascaris suum* infection in mice. *PLOS Pathogens*, 17(11), e1010067. <https://doi.org/10.1371/journal.ppat.1010067>

Gazzinelli-Guimarães, A. C., Nogueira, D. S., **Amorim, C. C. O.**, Oliveira, F. M. S., Coqueiro-Dos-Santos, A., Carvalho, S. A. P., Kraemer, L., Barbosa, F. S., Fraga, V. G., Santos, F. V., de Castro, J. C., Russo, R. C., Akamatsu, M. A., Ho, P. L., Bottazzi, M. E., Hotez, P. J., Zhan, B., Bartholomeu, D. C., Bueno, L. L., & Fujiwara, R. T. (2021). ASCVac-1, a Multi-Peptide Chimeric Vaccine, Protects Mice Against *Ascaris suum* Infection. *Frontiers in Immunology*, 12. <https://doi.org/10.3389/fimmu.2021.788185>

➤ 2022

Leal-Silva, T., de Almeida Lopes, C., Vieira-Santos, F., Oliveira, F. M. S., Kraemer, L., Padrão, L. de L. S., **Amorim, C. C. O.**, Souza, J. L. N., Barbosa, F. S., Rachid, M. A., Russo, R. C., Fujiwara, R. T., & Bueno, L. L. (2022). Tissue eosinophilia correlates with mice susceptibility, granuloma formation and damage during *Toxocara canis* infection. *Parasitology*, 149(7), 893–904. <https://doi.org/10.1017/s0031182022000075>

Leal-Silva, T., Lopes, C. de A., Vieira-Santos, F., Oliveira, F. M. S., Kraemer, L., Padrão, L. de L. S., **Amorim, C. C. O.**, Souza, J. L. N., Russo, R. C., Fujiwara, R. T., Magalhães, L. M. D., & Bueno, L. L. (2022). IL-17RA receptor signaling contributes to lung inflammation and parasite burden during *Toxocara canis* infection in mice. *Frontiers in Immunology*, 13. <https://doi.org/10.3389/fimmu.2022.864632>

Oliveira, L. M., Nogueira, D. S., Geraldi, R. M., Barbosa, F. S., **Amorim, C. C. O.**, Gazzinelli-Guimarães, A. C., Resende, N. M., Pinheiro-Rosa, N., Kraemer, L. R., Mattos, M. S., Bueno, L. L., Faria, A. M. C., Russo, R. C., Gaze, S., & Fujiwara, R. T. (2022). Genetic Background Affects the Mucosal Secretory IgA Levels, Parasite Burden, Lung Inflammation, and Mouse

Susceptibility to *Ascaris suum* Infection. *Infection and Immunity*, 90(2). <https://doi.org/10.1128/iai.00595-21>

➤ 2023

Souza, J. L. N., Lopes, C. de A., Leal-Silva, T., Vieira-Santos, F., **Amorim, C. C. O.**, Padrão, L. de L. S., Antunes-Porto, A. R., Fujiwara, R. T., Russo, R. C., & Bueno, L. L. (2023). Evaluation of Reference Genes for Gene Expression Analysis by Real-Time Quantitative Pcr (Qpcr) in Different Tissues from Mice Infected by *Ascaris Suum*. <https://doi.org/10.2139/ssrn.4596389>

➤ 2024

Mejia, R., Slatko, B., Almazan, C., Cimino, R., Krolewiecki, A., Duran, N. M., Valera Aspetty, J. E., Vargas, P. A., **Oliveira Amorim, C. C.**, Geiger, S. M., Fujiwara, R. T., Ramirez, J. D., Llangari-Arizo, L. M., Guadalupe, I., Villanueva-Lizama, L. E., Cruz-Chan, J. V., Ojeda, M. L., Aranda, E. M., Benedetti, S. O., ... Cooper, P. J. (2024). Molecular Testing of Environmental Samples as a Potential Source to Estimate Parasite Infection. *Tropical Medicine and Infectious Disease*, 9(10), 226. <https://doi.org/10.3390/tropicalmed9100226>

Oliveira, F. M. S., Kraemer, L., Vieira-Santos, F., Leal-Silva, T., Gazzinelli-Guimarães, A. C., Lopes, C. A., **Amorim, C. C. O.**, Pinheiro, G. R. G., Moura, M. S., Matias, P. H. P., Barbosa, F. S., Caliari, M. V., Weatherhead, J. E., Bueno, L. L., Russo, R. C., & Fujiwara, R. T. (2024). The long-lasting *Ascaris suum* antigens in the lungs shapes the tissue adaptation modifying the pulmonary architecture and immune response after infection in mice. *Microbial Pathogenesis*, 186, 106483. <https://doi.org/10.1016/j.micpath.2023.106483>

Souza, J. L. N., Antunes-Porto, A. R., da Silva Oliveira, I., **Amorim, C. C. O.**, Pires, L. O., de Brito Duval, I., Amaral, L. V. B. do, Souza, F. R., Oliveira, E. A., Cassali, G. D., Cardoso, V. N., Fernandes, S. O. A., Fujiwara, R. T., Russo, R. C., & Bueno, L. L. (2024). Screening and validating the optimal panel of housekeeping genes for 4T1 breast carcinoma and metastasis studies in mice. *Scientific Reports*, 14(1). <https://doi.org/10.1038/s41598-024-77126-x>

Vieira-Santos, F., Morais de Medeiros Brito, R., de Almeida Lopes, C., Leal-Silva, T., Nascimento Souza, J. L., **Oliveira Amorim, C. C.**, Loiola Ruas, A. C., de Lima Silva Padrão, L., Kraemer, L., Silva Oliveira, F. M., Caliari, M. V., Russo, R. C., Fujiwara, R. T., Dias Magalhães, L. M., & Bueno, L. L. (2024). Alveolar macrophages and monocyte subpopulations during *Plasmodium berghei* NK65 experimental malaria-associated acute respiratory distress syndrome. *Heliyon*, 10(14), e33739. <https://doi.org/10.1016/j.heliyon.2024.e33739>

➤ 2025

Lopes, C. de A., Leal-Silva, T., Vieira-Santos, F., Nascimento Souza, J. L., **Oliveira, C. C. A.**, Oliveira, F. M. S., Kraemer, L., Magalhaes, L., Bara-Garcia, P., Kang, B., Zamboni, D., Russo, R. C., Fujiwara, R. T., Nutman, T. B., Gazzinelli-Guimaraes, P., & Bueno, L. L. (2025). NOD1 signaling regulates early tissue inflammation during helminth infection. *Mucosal Immunology*, 18(2), 339–352. <https://doi.org/10.1016/j.mucimm.2024.12.004>

ANEXOS

ANEXO A - Termo de Consentimento Livre Esclarecido (TCLE) e Termo de Assentimento Livre e Esclarecido (TALE)

TERMO DE ASSENTIMENTO LIVRE E ESCLARECIDO

Crianças participantes (6-17 anos)

Título da pesquisa: “**Novos testes sorológicos para diagnóstico da esquistossomose mansoni e geo-helminthiases – Da Sorologia Convencional para Bioinformática e Nanotecnologia**”

DADOS DE IDENTIFICAÇÃO DO VOLUNTÁRIO

1. NOME DA CRIANÇA: _____

DATA DE NASCIMENTO: _____

Informações ao voluntário participante da pesquisa

Estamos convidando você para participar de um projeto de pesquisa desenvolvido por pesquisadores da Universidade Federal de Minas Gerais (UFMG). O objetivo deste estudo é verificar se existe a presença de vermes ou produto deles nas suas amostras de fezes, de urina e no sangue para, assim, saber se você tem xistose ou outro verme. A xistose ou barriga d'água como é conhecida é uma doença que é transmitida no contato com águas que contém caramujos infectados. Importante saber que as pessoas que têm a doença podem ser tratadas e curadas, mas para isso é preciso saber se você tem ou não a doença. Caso seja encontrado algum verme, faremos o tratamento com remédio e um exame de ultrassom para avaliar a parte de dentro da sua barriga. Um mês após o tratamento e um ano após o tratamento, coletaremos fezes, urina e sangue novamente para saber como está a sua saúde.

Riscos e benefícios

Caso aceite participar da pesquisa, não existirão risco para a sua saúde. O que pode existir é um leve desconforto da picada da agulha durante a coleta do sangue. No entanto, a coleta será realizada por profissionais especializados. Isso irá te beneficiar, pois se for descoberto a presença do verme, nós iremos tratar e você ficará forte e saudável.

Confidencialidade

Não falaremos para ninguém que você está participando deste projeto.

Armazenamento de amostras biológicas para uso em pesquisas futuras

As suas amostras de fezes, urina e sangue que serão utilizadas para saber se você tem a xistose ou outro verme, serão guardadas em freezer.

Participação voluntária:

Você não é obrigado a participar. Não haverá problemas nas suas atividades na escola. O seu tratamento médico será realizado se você quiser participar ou não da pesquisa.

Assentimento:

Declaro que li e entendi as informações relativas a este estudo. Fui informado que assinarei duas vias do assentimento e que uma delas ficará comigo. Concordo com a minha participação voluntária nesta pesquisa.

Assinatura da criança (6 a 17 anos): _____

Assinatura do entrevistador: _____

Data: ____ de _____ de 202__

Impressão digital
(opcional)

Endereço e telefone do pesquisador:

Para maiores informações sobre o estudo, você poderá se comunicar com o pesquisador responsável:

Dr. Ricardo Toshio Fujiwara

Universidade Federal de Minas Gerais, Departamento de Parasitologia/ICB, Bloco E4, Sala 167; Avenida Antônio Carlos 6627, CEP 31270-901, Pampulha, Belo Horizonte-MG; Tel.: (31)3409-2871.

Para informações éticas do estudo, você poderá contatar o Comitê de Ética da UFMG (Comitê de Ética em Pesquisas com Seres Humanos da Universidade Federal de Minas Gerais).

Endereço: Av. Antônio Carlos, nº 6627, Unidade Administrativa II, Sala 2005–Bairro Pampulha/ Belo

Horizonte – MG. CEP: 31270-901. Tel.: (31) 3409 4592
Email: coep@prpq.ufmg.br

TERMO DE CONSENTIMENTO LIVRE E ESCLARECIDO

(Participantes maiores de 18 anos)

O Sr. (a) está sendo convidado (a) como voluntário (a) a participar da pesquisa “**Novos testes sorológicos para diagnóstico da esquistossomose mansoni e geo-helminthíases – Da Sorologia Convencional para Bioinformática e Nanotecnologia**”. Pedimos a sua autorização para a coleta, o depósito, o armazenamento, a utilização e descarte do material biológico humano **fezes, urina e sangue**. A utilização do seu material biológico está vinculada somente a este projeto de pesquisa ou se Sr. (a) concordar em outros futuros. Para esta pesquisa adotaremos os seguintes procedimentos: “As amostras de sangue (20 mL) serão coletadas por profissionais experientes, posteriormente a coleta, serão separados em laboratório o soro. Caso você aceite participar, serão coletadas três amostras de sangue, utilizando materiais individuais e estéreis: uma antes do tratamento, outra após o tratamento com medicamento e outra um ano após o tratamento para avaliar reinfeção. Além disso, será coletada a primeira urina (30 mL) da manhã para avaliar a eficácia de um método de diagnóstico rápido. Serão coletadas, também, amostra de fezes (50mg) para comparar com o teste padrão ouro. Todas as amostras serão armazenadas em freezer -20°C e -80°C até o final da pesquisa. Os riscos envolvidos na pesquisa consistem em leve desconforto da picada da agulha durante a coleta do sangue e, possivelmente, desenvolvimento de equimose, entretanto, não existirão risco para a sua saúde. Entretanto, as amostras serão coletadas por profissionais qualificados que estarão aptos a auxiliar em qualquer contratempo. A pesquisa contribuirá para entender sobre a resposta imunológica em indivíduos com a doença e, possivelmente, auxiliará na confecção de um teste de diagnóstico rápido. Além disso, pedimos autorização para coletar algumas informações clínicas e para realizar ultrasonografia abdominal (UA) somente dos indivíduos positivos para a esquistossomose. A UA abdominal é uma técnica que não oferece perigos à saúde, e não apresenta efeitos colaterais. O exame é rápido e indolor. O desconforto está somente no jejum que será necessário fazer antes do exame, mas o indivíduo será orientado por um profissional da saúde antes do exame. O tratamento realizado para a esquistossomose será com o Praziquantel e para geo-helminthíases serão com Albendazol ou Mebendazol.

Para participar deste estudo o Sr. (a) não terá nenhum custo, nem receberá qualquer vantagem financeira. Apesar disso, caso sejam identificados e comprovados danos provenientes desta pesquisa, o Sr.(a) tem assegurado o direito à indenização. O Sr. (a) terá o esclarecimento sobre o estudo em qualquer aspecto que desejar e estará livre para participar ou

recusar-se a participar e a qualquer tempo e sem quaisquer prejuízos, pode retirar o consentimento de guarda e utilização do material biológico armazenado no Biorrepositório, valendo a desistência a partir da data de formalização desta. A sua participação é voluntária, e a recusa em participar não acarretará qualquer penalidade ou modificação na forma em que o Sr. (a) é atendido (a) pelo pesquisador, que tratará a sua identidade com padrões profissionais de sigilo. Os resultados obtidos pela pesquisa, a partir de seu material biológico, estarão à sua disposição quando finalizada. Seu nome ou o material que indique sua participação não será liberado sem a sua permissão. O (A) Sr. (a) não será identificado (a) em nenhuma publicação que possa resultar.

Este termo de consentimento encontra-se impresso em duas vias originais, sendo que uma será arquivada pelo pesquisador responsável, no **Laboratório de Imunologia e Genômica de Parasitos**, e a outra será fornecida ao Sr. (a). Os dados, materiais e instrumentos utilizados na pesquisa ficarão arquivados com o pesquisador responsável por um período de 5 (cinco) anos na sala 167/E4 do Instituto de Ciências Biológicas da UFMG e após esse tempo serão destruídos. Os pesquisadores tratarão a sua identidade com padrões profissionais de sigilo, atendendo a legislação brasileira (Resoluções N° 466/12; 441/11 e a Portaria 2.201 do Conselho Nacional de Saúde e suas complementares), utilizando as informações somente para fins acadêmicos e científicos.

Rubrica do pesquisador: _____

Rubrica do participante: _____

Eu, _____, portador do documento de Identidade _____ fui informado (a) dos objetivos, métodos, riscos e benefícios da pesquisa “**Novos testes sorológicos para diagnóstico da esquistossomose mansoni e geo-helminthiases – Da Sorologia Convencional para Bioinformática e Nanotecnologia**”, de maneira clara e detalhada e esclareci minhas dúvidas. Sei que a qualquer momento poderei solicitar novas informações e modificar minha decisão de participar se assim o desejar.

() Concordo que o meu material biológico seja utilizado somente para esta pesquisa.

() Concordo que o meu material biológico possa ser utilizado em outras pesquisa, mas serei comunicado pelo pesquisador novamente e assinarei outro termo de consentimento livre e esclarecido que explique para que será utilizado o material.

Declaro que concordo em participar desta pesquisa. Recebi uma via original deste termo de consentimento livre e esclarecido assinado por mim e pelo pesquisador, que me deu a oportunidade de ler e esclarecer todas as minhas dúvidas.

Nome completo do participante

Data

Assinatura do participante

Nome completo do Pesquisador Responsável:

Ricardo Toshio Fujiwara

Endereço: Av. Antônio Carlos, 6627, Instituto de Ciências Biológicas, Sala 167/E4 Campus Pampulha.

CEP: 31270-901 / Belo Horizonte – MG

Telefones: (31) 3409-2871

E-mail: fujiwara@icb.ufmg.br

Assinatura do pesquisador responsável

Data

Em caso de dúvidas, com respeito aos aspectos éticos desta pesquisa, você poderá consultar:

COEP-UFMG - Comissão de Ética em Pesquisa da UFMG

Av. Antônio Carlos, 6627. Unidade Administrativa II - 2º andar - Sala 2005.

Campus Pampulha. Belo Horizonte, MG – Brasil. CEP:
31270-901. E-mail: coep@prpq.ufmg.br. Tel: 34094592.

ANEXO B - Questionários aplicados à população

ESTUDO SOBRE PARASITÓSES INTESTINAIS E ESQUISTOSSOMOSE

DECIT-2019

IDENTIFICAÇÃO DA FAMÍLIA E DOMICÍLIO	
1. CÓDIGO DA COMUNIDADE <input type="checkbox"/> 1. Januária - MG <input type="checkbox"/> 2. Maceió – AL <input type="checkbox"/> 3. Viçosa - AL <input type="checkbox"/> 4. Primavera - PA <input type="checkbox"/> 5. Pacatuba – SE	CodCom
2. CÓDIGO DO DOMICÍLIO	CodDom
3. DATA DA ENTREVISTA ____/____/____	DatEnt
4. ENTREVISTADOR	
5. CÓDIGO DO RESULTADO DA ENTREVISTA <input type="checkbox"/> 1. Completa <input type="checkbox"/> 2. Incompleta <input type="checkbox"/> 3. Adiada <input type="checkbox"/> 4. Recusa total <input type="checkbox"/> 77. Outra (especificar) _____	CodEnt
ASSINATURA DO ENTREVISTADOR _____	
RESPOSTAS PADRONIZADAS NESTE QUESTIONÁRIO	
77 = NÃO QUIS RESPONDER OU MOSTRAR	
88 = NÃO SE APLICA	
99 = NÃO SABE/NÃO LEMBRA	

<input type="checkbox"/> 7- Rio/Córrego <input type="checkbox"/> 8- Caminhão pipa <input type="checkbox"/> 9- Outro (ESPECIFICAR): _____ <input type="checkbox"/> 77- Nqr <input type="checkbox"/> 99- Nsabe/Nlembra	
<p>10. Na sua casa, qual o tratamento da água utilizada para beber?</p> <input type="checkbox"/> 1- Nenhum <input type="checkbox"/> 2- Filtração <input type="checkbox"/> 3- Cloração <input type="checkbox"/> 4- Decantação <input type="checkbox"/> 5- Fervura <input type="checkbox"/> 6- Mais de um método (ESPECIFICAR): _____ <input type="checkbox"/> 77- Nqr <input type="checkbox"/> 99- Nsabe/Nlembra	TratAgu

QUESTIONÁRIO 2

CARACTERIZAÇÃO DO ENTREVISTADO

11. CÓDIGO DO PARTICIPANTE (preencher depois) ____ - ____ - ____ - ____ (Comunidade-Nº Casa-Número participante-01(número visita): ex: PS-02-01-01)	CodIDUM _____
12. DATA DE NASCIMENTO: ____/____/____	DTnasc
13. Idade: _____ anos	DTidade
15. Onde você nasceu (ENTREVISTADO)? Cidade: _____ Estado: _____	
16. Há quanto tempo mora nesta comunidade? ANOS: _____ MESES: _____	TempRes
17. Já residiu em outra comunidade dentro deste município? <input type="checkbox"/> 1. Sim <input type="checkbox"/> 2. Não <input type="checkbox"/> 77. Nqr <input type="checkbox"/> 99. Ns/Nlembra QUAL (Especificar últimas 3) _____	MudaNC
18. Já residiu em outro município? <input type="checkbox"/> 1. Sim <input type="checkbox"/> 2. Não <input type="checkbox"/> 77. Nqr <input type="checkbox"/> 99. Ns/Nlembra QUAL (Especificar os últimos 3) _____	MudaCid
19. Até que série o (a) Sr. (a) (ENTREVISTADO) estudou? 1. <input type="checkbox"/> Sem Estudo 2. <input type="checkbox"/> Ensino fundamental incompleto 3. <input type="checkbox"/> Ensino fundamental completo 4. <input type="checkbox"/> Ensino médio incompleto 5. <input type="checkbox"/> Ensino médio completo	Escola

<p>21.7. Eliminou verme após o uso do remédio</p> <p>() 1. Sim () 2. Não () 77. Nqr () 88. Nsa () 99. Ns/Nlembra</p>	<p>EliVerm</p>
<p>22. Já teve Leishmaniose</p> <p>() 1. Sim () 2. Não () 77. Nqr () 99. Ns/Nlembra</p>	<p>Leish</p>
<p>22.1 Qual Leishmaniose, tegumentar (feridas na pele e mucosas) ou visceral?</p> <p>() 1. Sim () 2. Não () 77. Nqr () 88. Nsa () 99. Ns/Nlembra</p>	<p>LeishTeg</p>
<p>22.2 A quanto tempo teve Leishmaniose</p> <p>() 1. Ultimo ano () 2. 2 a 5 anos () 3. Mais que 5 anos</p> <p>() 77. Nqr () 88. Nsa () 99. Ns/Nlembra</p>	<p>TempLeish</p>
<p><u>NOS ULTIMOS 2 ANOS,</u></p> <p>23. Teve Covid-19?</p> <p>() 1. Sim () 2. Não () 77. Nqr () 99. Ns/Nlembra</p>	<p>TCOV</p>
<p>23.1 Fez algum teste ?</p> <p>() 1. Sim () 2. Não () 77. Nqr () 88. Nsa () 99. Ns/Nlembra</p> <hr/> <p>23.2 Qual? _____</p> <p>() 77. Nqr () 88. Nsa () 99. Ns/Nlembra</p>	<p>TestCOV</p>
<p>23.2 Tomou kit COVID?</p>	<p>KitCOV</p>

() 1. Sim () 2. Não () 77. Nqr () 88. Nsa () 99. Ns/Nlembra	
23.4 Vacinado?	VCOV
() 1. Sim () 2. Não () 77. Nqr () 99. Ns/Nlembra	
23.5 Qual dose?	DosCOV
() 1. 1ª dose () 2. 1 e 2ªdose () 3. 1 e 2ª e reforço () 77. Nqr () 88. Nsa () 99. Ns/Nlembra	
23.6 Quanto tempo?	TempCOV
() 1. Menos 6 meses () 2. Mais seis meses () 77. Nqr () 88. Nsa () 99. Ns/Nlembra	

24. Apresenta alergia a medicamentos	AlerMed
() 1. Sim () 2. Não () 77. Nqr () 88. Nsa () 99. Ns/Nlembra Se sim, qual: _____	
25. Apresenta alergia a alimentos	AlerAli
() 1. Sim () 2. Não () 77. Nqr () 88. Nsa () 99. Ns/Nlembra Se sim, qual: _____	
26. Apresenta alergia a bebidas	AlerBeb
() 1. Sim () 2. Não () 77. Nqr () 88. Nsa () 99. Ns/Nlembra Se sim, qual: _____	
27. Ingere bebida alcoólica com que frequência? (pergunta deve ser feita a pessoas acima de 18 anos)?	FreqAlc
() 1- todos os dias () 2- uma ou duas por semana	

<input type="checkbox"/> 3- uma vez por mês <input type="checkbox"/> 4- mais do uma vez por mês <input type="checkbox"/> 5. Não <input type="checkbox"/> 77. Nqr <input type="checkbox"/> 88. Nsa <input type="checkbox"/> 99. Ns/Nlembra	
28. Para sair de casa é obrigado a pisar na água? <input type="checkbox"/> 1. Sim <input type="checkbox"/> 2. Não <input type="checkbox"/> 77. Nqr <input type="checkbox"/> 99. Ns/Nlembra	PisaAgu
29. Costuma ir ao riacho ou córrego ou igarapé <input type="checkbox"/> 1. Sim <input type="checkbox"/> 2. Não <input type="checkbox"/> 77. Nqr <input type="checkbox"/> 99. Ns/Nlembra <p style="text-align: center;">Se responder: Não, Nqr, Nlembra, passe para questão 40.</p>	ContAg
29.1. Se sim, com qual finalidade vai ao riacho	
a) Banho <input type="checkbox"/> 1. nenhum <input type="checkbox"/> 2. diário <input type="checkbox"/> 3. semanal <input type="checkbox"/> 4. mensal <input type="checkbox"/> 77. Nqr <input type="checkbox"/> 88-Nsa <input type="checkbox"/> 99. Ns/Nlembra	RiBan
b) lavagem de roupa <input type="checkbox"/> 1. nenhum <input type="checkbox"/> 2. diário <input type="checkbox"/> 3. semanal <input type="checkbox"/> 4. mensal <input type="checkbox"/> 77. Nqr <input type="checkbox"/> 88-Nsa <input type="checkbox"/> 99. Ns/Nlembra	RiLavR
c) lavagem de utensílios domésticos/utensílios de trabalho <input type="checkbox"/> 1. nenhum <input type="checkbox"/> 2. diário <input type="checkbox"/> 3. semanal <input type="checkbox"/> 4. mensal <input type="checkbox"/> 77. Nqr <input type="checkbox"/> 88-Nsa <input type="checkbox"/> 99. Ns/Nlembra	RiLavU
d) nadar/lazer <input type="checkbox"/> 1. nenhum <input type="checkbox"/> 2. diário <input type="checkbox"/> 3. semanal <input type="checkbox"/> 4. mensal <input type="checkbox"/> 77. Nqr <input type="checkbox"/> 88-Nsa <input type="checkbox"/> 99. Ns/Nlembra	RiNad
e) pegar água para limpeza da água <input type="checkbox"/> 1. nenhum <input type="checkbox"/> 2. diário <input type="checkbox"/> 3. semanal <input type="checkbox"/> 4. mensal <input type="checkbox"/> 77. Nqr <input type="checkbox"/> 88-Nsa <input type="checkbox"/> 99. Ns/Nlembra	RiPegAg
f) lavagem de carro / moto / bicicleta <input type="checkbox"/> 1. nenhum <input type="checkbox"/> 2. diário <input type="checkbox"/> 3. semanal <input type="checkbox"/> 4. mensal	RiLav

() 77. Nqr () 88-Nsa () 99. Ns/Nlembra	
g) lavagem de animais domésticos () 1. nenhum () 2. diário () 3. semanal () 4. mensal () 77. Nqr () 88-Nsa () 99. Ns/Nlembra	RiLavAn
h) Atividade de pesca () 1. nenhum () 2. diário () 3. semanal () 4. mensal () 77. Nqr () 88-Nsa () 99. Ns/Nlembra	RiPesca
i) Manejo de culturas e plantações () 1. nenhum () 2. diário () 3. semanal () 4. mensal () 77. Nqr () 88-Nsa () 99. Ns/Nlembra	RiPlan
j) Extração areia () 1. nenhum () 2. diário () 3. semanal () 4. mensal () 77. Nqr () 88-Nsa () 99. Ns/Nlembra	
k) outros (especificar)	
30. Tem contato direto com a terra? () 1. Sim () 2. Não () 77. Nqr () 99. Ns/Nlembra Se responder: Não, Nqr, Nlembra, passe para questão 41.	ContTer
30.1. Se sim, como é o contato com a terra?	
a) trabalha como lavrador	TerLav
b) anda descalço	TerDesc
c) brinca na terra em torno do peridomicílio	TerBrin
d) cuida diretamente de horta/jardim	TerHJar
e) limpa valas e córregos	TerLimp
f) outros especificar _____	
() 77-Nqr () 88-Nsa () 99-Nsabe/Nlembra	