



UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
“JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
FACULDADE DE MEDICINA

Marcos Vinicius Rangel

ISOLAMENTO E AVALIAÇÃO MOLECULAR PARA
TRIPANOSSOMATÍDEOS EMERGENTES EM VACAS
LEITEIRAS E ANÁLISE ESPACIAL

Dissertação de Mestrado apresentada à Faculdade de Medicina, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Câmpus de Botucatu, para obtenção do título de Mestre em Doenças Tropicais.

Orientadora: Profª. Dra. Simone Baldini Lucheis

Botucatu
2026

Marcos Vinicius Rangel

ISOLAMENTO E AVALIAÇÃO MOLECULAR PARA
TRIPANOSSOMATÍDEOS EMERGENTES EM VACAS
LEITEIRAS E ANÁLISE ESPACIAL

Defesa de Dissertação de Mestrado apresentado
à Faculdade de Medicina, Universidade
Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”,
Câmpus de Botucatu, para obtenção do título de
Mestre em Doenças Tropicais.

Orientadora: Profa. Dra. Simone Baldini Lucheis

Botucatu

2026

R196i

Rangel, Marcos Vinicius

Isolamento e avaliação molecular para tripanossomatídeos emergentes em vacas leiteiras e análise espacial / Marcos Vinicius

Rangel. -- Botucatu, 2026

80 p. : tabs., fotos, mapas

Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista (UNESP),
Faculdade de Medicina, Botucatu

Orientadora: Simone Baldini Lucheis

1. Tripanossomatídeos. 2. Ruminantes. 3. Vigilância epidemiológica.
4. Diagnóstico. 5. Brasil. I. Título.

IMPACTO POTENCIAL DESTA PESQUISA

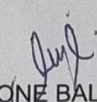
Esta pesquisa poderá contribuir para o monitoramento de doenças transmitidas entre animais e seres humanos em áreas rurais, auxiliando a vigilância em saúde e a identificação precoce da circulação desses agentes. Os resultados também podem subsidiar estratégias de prevenção, controle e proteção da saúde animal, humana e ambiental.

POTENTIAL IMPACT OF THIS RESEARCH

This research may contribute to the surveillance of diseases transmitted between animals and humans in rural areas, supporting early detection of pathogen circulation. The findings may also guide prevention and control strategies, benefiting animal, human, and environmental health.

ATA DA DEFESA PÚBLICA DA DISSERTAÇÃO DE MESTRADO DE MARCOS VINÍCIUS RANGEL, DISCENTE DO PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM DOENÇAS TROPICAIS, DA FACULDADE DE MEDICINA - CÂMPUS DE BOTUCATU.

Aos 16 de julho de 2026, às 9h, no(a) Sala de Reuniões 2 do Prédio da Administração - FM/Botucatu - Unesp, realizou-se a defesa de DISSERTAÇÃO DE MESTRADO de MARCOS VINÍCIUS RANGEL, intitulada "ISOLAMENTO E AVALIAÇÃO MOLECULAR PARA TRIPANOSOMATÍDEOS EMERGENTES EM VACAS LEITEIRAS E ANÁLISE ESPACIAL". A Comissão Examinadora foi constituída pelos seguintes membros: Profa.Dra. SIMONE BALDINI LUCHEIS (Orientador(a) - Participação Presencial) do(a) Dep. de Produção Animal e Medicina Veterinária Preventiva / FMVZ/Botucatu - Unesp, Profa. Dra. THAINÁ VALENTE BERTOZZO (Participação Presencial) do(a) Centro Universitário Sagrado Coração, Prof. Dr. HELIO LANGONI (Participação Presencial) do(a) Depto. de Produção Animal e Medicina Veterinária Preventiva / FMVZ/Botucatu - Unesp, Após a exposição pelo mestrando e arguição pelos membros da Comissão Examinadora que participaram do ato, de forma presencial e/ou virtual, o discente recebeu o conceito final: APROVADO. Nada mais havendo, foi lavrada a presente ata, que após lida e aprovada, foi assinada pelo(a) Presidente(a) da Comissão Examinadora.


Profa.Dra. SIMONE BALDINI LUCHEIS

DEDICATÓRIA

Aos meus pais, irmãos e à minha namorada,

A vocês, minha querida e amada família,

Com enorme orgulho e gratidão, dedico este trabalho.

Não poderia ser diferente, pois foi em vocês que encontrei, ao longo de toda a minha trajetória, o apoio incondicional que me sustentou nos momentos mais difíceis e celebrou comigo cada conquista. Guardo com carinho as palavras de incentivo, os abraços acolhedores e todo o amor que recebi, sentimentos que jamais encontraria em outro lugar.

Cada passo desta jornada e cada objetivo alcançado carregam um pouco de vocês. Sou resultado do amor, da força, dos valores e da confiança que sempre me ofereceram, e é nessas lembranças que encontro motivação para continuar seguindo em frente.

Por isso, homenageio vocês com este trabalho, construído com muito esforço, dedicação e perseverança.

Com amor infinito,

Marcos

AGRADECIMENTOS

Primeiramente, gostaria de agradecer aos proprietários dos assentamentos rurais que aceitaram participar desta pesquisa, bem como aos funcionários de cada unidade, que tornaram possível a realização das coletas de sangue das vacas leiteiras incluídas neste estudo.

Um muito obrigado, de coração, aos meus pais, João e Fátima, por todas as oportunidades que me proporcionaram e por sempre acreditarem e confiarem em mim. Eu amo vocês! Aos meus irmãos, Victor, Júnior e Bárbara, que, juntamente com meus pais, me criaram com tanto cuidado e amor que não sei como poderei retribuir. Agradeço também ao meu amor, Vitória, que sempre trouxe luz e alegria à minha vida e que, especialmente durante este período de pesquisa, me deu forças para seguir em frente. Seu voto de confiança foi o que me deu energia nos momentos mais difíceis. Eu te amo! À minha família, reforço que este trabalho também é de vocês.

Aos meus amados companheiros de quatro patas (Pimenta, Neymar, Tobias, Peter, Jorge e Bento) pela companhia constante durante as longas horas em frente ao computador escrevendo esta dissertação.

Aos meus amigos, que sempre confiaram em mim, me incentivaram e estiveram presentes ao longo dessa jornada.

As amigas que conheci na UNESP Botucatu, Isabella, Amanda, Laís e Bruna, por toda a ajuda, apoio e conversas dentro e fora do laboratório.

Meu agradecimento a todos os integrantes dos Laboratórios de Zoonoses e de Biologia Molecular da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, ao Instituto de Biotecnologia da UNESP Botucatu, pelo auxílio prestado na execução das técnicas utilizadas neste projeto.

Minha gratidão à Profa. Dra. Simone Baldini Lucheis por ter aberto as portas do laboratório e confiado em meu trabalho. Sou extremamente grato por todo o aprendizado proporcionado.

Agradeço à Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa de mestrado e à Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP), pelo apoio financeiro ao projeto (Processo nº 2023/00076-9).

Por fim, agradeço a todos que contribuíram, direta ou indiretamente, para a realização desta pesquisa.

RESUMO

Os protozoários da família *Trypanosomatidae*, incluindo espécies dos gêneros *Trypanosoma* e *Leishmania*, possuem relevância médica, veterinária e econômica, participando de ciclos zoonóticos complexos que envolvem animais domésticos, fauna silvestre, vetores e seres humanos. Nesse contexto, enfermidades como a doença de Chagas, causada por *Trypanosoma cruzi* (*T. cruzi*), a leishmaniose visceral, causada por *Leishmania infantum* (*L. infantum*), e as tripanossomíases de importância veterinária provocadas por *Trypanosoma vivax* (*T. vivax*) e *Trypanosoma evansi* (*T. evansi*) representam desafios para a vigilância epidemiológica sob a perspectiva da Saúde Única. O presente estudo avaliou a ocorrência de *T. cruzi*, *T. vivax*, *T. evansi* e *L. infantum* em 136 vacas leiteiras provenientes de assentamentos rurais da região Noroeste do Estado de São Paulo. Amostras sanguíneas foram submetidas à hemocultura e à reação em cadeia da polimerase convencional (cPCR). Não foram detectadas amostras positivas para *T. vivax*, *T. evansi* e *L. infantum*. Para *T. cruzi*, foi observada uma amostra positiva (1/136; 0,74%), com amplificação compatível com o fragmento esperado pelos *primers* 121/122, proveniente de uma vaca leiteira do Assentamento Rio Paraná, município de Castilho (SP). Todas as hemoculturas apresentaram resultado negativo. A frequência observada para *T. cruzi* foi de 0,74%, enquanto para os demais agentes investigados a prevalência estimada foi inferior a 2,2% (IC 95%), sugerindo baixa ocorrência detectável na população estudada. Entretanto, a ausência de detecção não exclui a circulação desses patógenos na região, considerando a possibilidade de infecções subclínicas, a parasitemia intermitente e o tropismo tecidual característico de alguns tripanossomatídeos. Os resultados reforçam a importância da vigilância epidemiológica contínua em assentamentos rurais, ambientes caracterizados pela interação entre bovinos, cães, seres humanos, fauna silvestre e vetores. Sob a perspectiva da Saúde Única, o estudo contribui para o monitoramento sanitário regional e para o aprimoramento de estratégias de prevenção e controle de zoonoses e tripanossomíases de importância veterinária.

Palavras-chave: Tripanossomatídeos, ruminantes, vigilância epidemiológica, diagnóstico, Brasil, zoonoses.

ABSTRACT

Protozoa of the family Trypanosomatidae, including species of the genera *Trypanosoma* and *Leishmania*, are of medical, veterinary, and economic importance, participating in complex zoonotic cycles involving domestic animals, wildlife, vectors, and humans. In this context, diseases such as Chagas disease, caused by *Trypanosoma cruzi* (*T. cruzi*), visceral leishmaniasis, caused by *Leishmania infantum* (*L. infantum*), and trypanosomiasis of veterinary importance caused by *Trypanosoma vivax* (*T. vivax*) and *Trypanosoma evansi* (*T. evansi*) represent challenges for epidemiological surveillance from a One Health perspective. The present study evaluated the occurrence of *T. cruzi*, *T. vivax*, *T. evansi*, and *L. infantum* in 136 dairy cows from rural settlements in the northwestern region of São Paulo State, Brazil. Blood samples were subjected to hemoculture and conventional polymerase chain reaction (cPCR). No positive samples were detected for *T. vivax*, *T. evansi*, or *L. infantum*. For *T. cruzi*, one positive sample (1/136; 0.74%) was detected, showing amplification compatible with the expected fragment generated by primers 121/122, from a dairy cow originating from the Rio Paraná Settlement, municipality of Castilho, São Paulo State. All hemocultures yielded negative results. The observed frequency of *T. cruzi* was 0.74%, whereas for the other investigated agents the estimated prevalence was below 2.2% (95% CI), suggesting a low detectable occurrence in the studied population. However, the absence of detection does not exclude the circulation of these pathogens in the region, considering the possibility of subclinical infections, intermittent parasitemia, and the tissue tropism characteristic of some trypanosomatids. These findings reinforce the importance of continuous epidemiological surveillance in rural settlements, environments characterized by interactions among cattle, dogs, humans, wildlife, and vectors. From a One Health perspective, this study contributes to regional health monitoring and to the improvement of prevention and control strategies for zoonoses and trypanosomiasis of veterinary importance.

Keywords: *Trypanosomatids*; ruminants; epidemiological surveillance; diagnosis; Brazil; zoonoses.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Mapa identificando a América do Sul, Brasil e o Estado de São Paulo.....	23
Figura 2. Localização dos municípios de origem das amostras de sangue bovino analisadas-	23
Figura 3. Assentamentos Rurais na Região Noroeste do Estado de São Paulo.....	24
Figura 4. Municípios de procedência dos assentamentos rurais visitados para coleta de amostras.	24
Figura 5. Eletroforese em gel de agarose a 1,5% para amplificação do gene β -globulina (controle endógeno) das amostras 1 a 22. Todas as amostras apresentaram amplificação do fragmento esperado. Marcador de peso molecular 100 pb; Controle positivo (C+); Controle negativo (C-; água ultrapura).....	33
Figura 6. Eletroforese em gel de agarose a 1,5% para detecção de kDNA de <i>L. infantum</i> nas amostras 1 a 22. Não foram observadas bandas compatíveis com o fragmento esperado. Marcador de peso molecular 100 pb; Controle positivo (C+); Controle negativo (C-; água ultrapura).	34
Figura 7. Eletroforese em gel de agarose a 1,5% para detecção de DNA nuclear de <i>T. evansi</i> nas amostras 1 a 20. Não foram observadas bandas compatíveis com o fragmento esperado. Marcador de peso molecular 100 pb; Controle positivo (C+); Controle negativo (C-; água ultrapura).	35
Figura 8. Eletroforese em gel de agarose a 1,5% para detecção de DNA nuclear de <i>T. vivax</i> nas amostras 1 a 22. Não foram observadas bandas compatíveis com o fragmento esperado. Marcador de peso molecular 100 pb; Controle positivo (C+); Controle negativo (C-; água ultrapura).	36
Figura 9. Eletroforese em gel de agarose a 1,5% para detecção de DNA de <i>T. cruzi</i> nas amostras de número 1 a 20. Amplificação na coluna 1 (circulada em amarelo). Marcador de peso molecular 100 pb; controle positivo; controle negativo(água ultrapura).	37
Figura 10. Eletroforese em gel de agarose a 1,5% para confirmação de detecção de DNA de <i>T.</i> <i>cruzi</i> na coluna 1, amostra 1. Pode-se observar a amplificação na coluna 1 (circulado em amarelo). Marcador de peso molecular 100; controle positivo; controle negativo (água ultrapura).	38
Figura 11. Localização do município de Castilho, situado na região Noroeste do Estado de São Paulo, local de procedência da amostra número 1, conforme indicado no mapa.....	43

Figura 12. Delimitação aproximada do Assentamento Rio Paraná, local de coleta da amostra número 1. A distância estimada entre o assentamento Rio Paraná (delimitado na cor vermelha) e o centro urbano do município de Castilho (ponto em amarelo) é de 10 km. As dimensões e referências espaciais foram adaptadas a partir de IBGE (2022), Natural Earth (2023) e Arlindo (2021). 44

LISTA DE TABELAS E QUADROS

Tabela 1. Relação de animais e propriedades por assentamentos distribuídos na região Noroeste do estado de São Paulo.	26
Tabela 2. <i>Primers</i> utilizados para controle endógeno de extração.	28
Tabela 3. <i>Primers</i> , amplificações, ciclos e referências das reações utilizadas nas técnicas de cPCR.....	30
Quadro 1. Média dos valores mensurados durante a Quantificação de Ácidos Nucleicos.	69
Quadro 2. Resultados por animal de testes moleculares e presença ou ausência de formas parasitárias em hemocultura. Os animais cujo DNA não amplificou bandas específicas durante as Reações em Cadeia de Polimerase (PCR) convencional foram representados como negativos por meio do símbolo “-” e em caso de positividade com o símbolo “+”. Todas as amostras foram negativas para isolamento em hemocultura sendo demarcadas com “-”.....	74

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	14
1.1 Gênero <i>Trypanosoma</i>	15
1.1.1 <i>Trypanosoma cruzi</i> e Doença de Chagas	15
1.1.2 <i>Trypanosoma vivax</i> e <i>Trypanosoma evansi</i>	16
1.2 Gênero <i>Leishmania</i>	17
1.2.1 <i>Leishmania infantum</i> e leishmaniose visceral	17
1.3 Saúde Única e as Unidades de Vigilância em Zoonoses	19
2. JUSTIFICATIVA.....	21
3. OBJETIVOS	21
3.1 GERAL	21
3.2 ESPECÍFICOS.....	21
4. MATERIAL E MÉTODOS	22
4.1 Comitê de Ética	22
4.2 Local de realização dos exames.....	22
4.3 Área estudada	22
4.4 Cálculo amostral	25
4.5 Coleta de sangue	26
4.6 Provas diagnósticas	27
4.6.1 Hemocultura para isolamento de <i>Trypanosoma cruzi</i> e <i>Leishmania infantum</i>.....	27
4.6.2 Exames moleculares.....	27
4.6.2.1 Extração do DNA a partir das amostras de sangue.....	27
4.6.2.2 Análise de Pureza e Quantificação de Ácidos Nucleicos	27
4.6.2.3 Controle Endógeno de Extração	27
4.6.2.4 Reação em Cadeia da Polimerase convencional (cPCR) - <i>Leishmania infantum</i> <i>Trypanosoma cruzi</i> , <i>Trypanosoma evansi</i> e <i>Trypanosoma vivax</i>	28
4.6.2.5 Eletroforese em gel de agarose	30

4.6.2.6 Controles.....	30
4.7 Análise Espacial	31
4.8 Análise Estatística	31
4.9 Confeção De Folder Educativo	31
5. RESULTADOS.....	33
5.1 Quantificação de DNA	33
5.2 Provas diagnósticas.....	33
5.2.1 Hemocultura.....	33
5.2.2 Reação em Cadeia de Polimerase Convencional (cPCR).....	33
5.2.2.1 Teste de integridade do DNA.....	33
5.2.2.2 <i>Leishmania infantum</i>	34
5.2.2.3 <i>Trypanosoma evansi</i>	35
5.2.2.4 <i>Trypanosoma vivax</i>	36
5.2.2.5 <i>Trypanosoma cruzi</i>	37
5.3 Análise Estatística.....	38
6. DISCUSSÃO	40
6.1 <i>Trypanosoma cruzi</i>	41
6.2 <i>Trypanosoma evansi</i> e <i>Trypanosoma vivax</i>	45
6.3 <i>Leishmania infantum</i>	47
6.4 Métodos diagnósticos	48
7. CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	50
8. CONCLUSÕES	51
9. REFERÊNCIAS¹	52
10. ANEXOS	67
10.1 ANEXO 1 - Certificado Nº 1477/2025 – CEUA	67
10.2 ANEXO 2 - Protocolo Kit De Extração de DNA	68
10.3 ANEXO 3 - Pureza E Quantificação Do DNA.....	69
10.4 ANEXO 4 - Compilado dos resultados por animal.	74

10.5 ANEXO 5 – Folder Educativo.....	80
--------------------------------------	----

1. INTRODUÇÃO

A frequência e a escala das doenças infecciosas emergentes com potencial pandêmico aumentaram nas últimas duas décadas, representando uma ameaça crescente para a saúde pública mundial, como ficou claro com a COVID-19 (BAMBRA *et al.*, 2022). Além disso, as doenças reemergentes indicam uma mudança no comportamento epidemiológico de doenças conhecidas, que haviam sido contidas, mas que voltaram a ameaçar a saúde humana (WHO, 2017; WHO, 2022).

Mudanças climáticas, desmatamentos, globalização e acordos comerciais, juntamente com a seleção genética em conexão com parâmetros ambientais, vetores, reservatórios e hospedeiros suscetíveis, têm levado ao surgimento de tripanossomíases humanas atípicas. O registro insuficiente dessas doenças tropicais, aliado à baixa conscientização entre profissionais de saúde e a comunidade agrícola, como os produtores rurais, que se encontram em contato diário com diferentes espécies animais, como os animais de produção, tornou-se uma séria ameaça para a humanidade. Relatos de infecção por diferentes espécies de tripanosomas em diferentes espécies animais, como *Trypanosoma cruzi* (*T. cruzi*), *Trypanosoma evansi* (*T. evansi*) e *Trypanosoma vivax* (*T. vivax*), estão aumentando gradualmente em humanos, e a falta de literatura compilada tem obscurecido a questão, principalmente em relação a *T. evansi* e *T. vivax*, causadores de tripanossomíases humanas atípicas (Desquesnes *et al.*, 2013; Kumar *et al.*, 2022).

Outros tripanosomatídeos de interesse em saúde pública, como parasitas do gênero *Leishmania*, apresentam uma diversidade de hospedeiros. A leishmaniose visceral (LV), causada por *Leishmania donovani* na Ásia e na África e por *Leishmania infantum* (*L. infantum*) na Bacia do Mediterrâneo, Oriente Médio, Ásia Central, América do Sul e América Central, é uma doença potencialmente fatal que afeta ≈200.000–400.000 pessoas anualmente e possui uma mortalidade próxima de 10% (Burza *et al.*, 2018),

A LV acomete um número crescente de hospedeiros mamíferos, incluindo humanos infectados e diversas espécies animais, principalmente cães domésticos, além de uma ampla variedade de hospedeiros animais, como animais silvestres e de produção, incluindo bovinos (Paixão-Marques *et al.*, 2019).

A ordem *Kinetoplastida* inclui protozoários flagelados com cinetoplasto, uma estrutura contendo DNA extracelular condensado. Entre suas diversas famílias, destaca-se a *Trypanosomatidae*, que inclui dezenas de espécies de protozoários de interesse médico, veterinário e agrícola. Esses protozoários infectam todos os vertebrados e possuem diversos

invertebrados como vetores. Mais de 900 espécies de vertebrados e 500 de invertebrados participam do ciclo (Podlipaev, 2001).

1.1 Gênero *Trypanosoma*

O gênero *Trypanosoma* inclui várias espécies que causam tripanossomíases, afetando a saúde humana e animal. A espécie *T. cruzi*, causadora da doença de Chagas, afeta humanos, animais domésticos, silvestres e de produção (Roque *et al.*, 2014). Em animais domésticos e de produção, as principais espécies causadoras de tripanossomíases são *T. cruzi*, *T. evansi*, *T. vivax*, *Trypanosoma theileri* (*T. theileri*) e *Trypanosoma equiperdum* (*T. equiperdum*). Na América do Sul, *T. cruzi*, *T. evansi* e *T. vivax* são as espécies de maior importância econômica e médica (Linhares *et al.*, 2006). As tripanossomíases em animais de produção resultam em prejuízos econômicos significativos, incluindo mortalidade, perda de animais de tração e diminuição na produção de carne e leite, o que impacta indiretamente a saúde humana (Zetun *et al.*, 2014).

1.1.1 *Trypanosoma cruzi* e Doença de Chagas

O agente etiológico da tripanossomíase americana, ou doença de Chagas, é *T. cruzi*, transmitido por insetos triatomíneos, conhecidos como “barbeiros”. No mundo, aproximadamente 120 milhões de pessoas estão em risco de contrair esta zoonose, com 6 a 8 milhões de indivíduos infectados com *T. cruzi* na América Latina e Caribe. No Brasil, a doença de Chagas permanece um importante problema de saúde pública. Essa enfermidade pode variar de assintomática a formas graves como a cardiomiopatia, forma clínica esta que tem aumentado devido a crescente imigração e globalização, e a qual representa a manifestação clínica mais séria, devido a complicações, como insuficiência cardíaca congestiva (Jimenez; Winokur, 2023). Globalmente, cerca de 30.000 pessoas são infectadas anualmente e 10.000 morrem a cada ano devido a doença (OPAS, 2023).

T. cruzi é um protozoário transmitido por insetos hematófagos da subfamília *Triatominae*, principalmente na América Latina. O parasita é ingerido pelo inseto ao se alimentar de sangue infectado, passa por mudanças em seu trato digestivo e é excretado nas fezes e urina do vetor. A infecção no hospedeiro mamífero ocorre quando as formas infectantes do parasita entram no corpo por lesões na pele ou mucosas. A transmissão também pode ocorrer de forma vertical ou oral, ao ingerir alimentos contaminados. Dentro do hospedeiro, o parasita se multiplica em várias células e pode se espalhar pela corrente sanguínea, infectando outras

células nucleadas. (Duran-Rehbein *et al.*, 2014). Mesmo um pequeno número de tripomastigotas metacíclicos é suficiente para penetrar a pele de camundongos após a deposição de fezes na ferida perfurante das peças bucais (Waldeck & Schaub, 2022).

1.1.2 *Trypanosoma vivax* e *Trypanosoma evansi*

Bovinos também podem contrair infecções por *T. vivax* e *T. evansi* transmitidos mecanicamente por moscas hematófagas dos gêneros *Stomoxys* e *Tabanus* e espécie *Haematobia irritans*, conhecida como “Mosca do Chifre” (Cadioli *et al.*, 2012; Desquesnes *et al.*, 2013). O uso impróprio de agulhas compartilhadas entre os animais, especialmente para administração de ocitocina externa e na vacinação, prática muito adotada para aumentar a produção de leite em vacas lactantes, é outra via de transmissão desses protozoários (Araújo *et al.*, 2012; Reis *et al.*, 2019).

Embora sejam tradicionalmente considerados agentes de importância veterinária, *T. vivax* e *T. evansi* apresentam relevância dentro da abordagem de Saúde Única, uma vez que afetam a produtividade animal, comprometem a segurança alimentar e podem ser disseminados pela movimentação de animais entre propriedades e regiões, favorecendo a emergência de surtos em áreas anteriormente consideradas livres desses parasitos (Desquesnes *et al.*, 2013; Kumar *et al.*, 2022).

A tripanossomíase desempenha um papel importante como causa de anemia aguda, perda de peso, diminuição na produção de leite e outros sinais clínicos que podem levar à morte de bovinos em algumas regiões do Brasil (Silva *et al.*, 2013). A tripanosomose clínica, geralmente devido à hemólise pela oxidação dos eritrócitos, causa anemia. A tripanossomose subclínica é responsável pela redução na produção de leite em vacas leiteiras recém-infectadas (Kamyngkird *et al.*, 2020). Além dos efeitos clínicos, infecções por *T. vivax* e *T. evansi* podem resultar em redução da fertilidade, aumento do intervalo entre partos, diminuição da produção de leite, perda de peso, gastos com tratamentos e mortalidade, gerando impactos significativos para a cadeia produtiva bovina (Desquesnes *et al.*, 2013; Kamyngkird *et al.*, 2020).

Na última década, *T. vivax* induziu surtos caracterizados por severas desordens hematológicas e neurológicas, resultando em alta mortalidade de bovinos e problemas crônicos para os animais que sobrevivem à fase aguda da doença (Pérez *et al.*, 2020). É encontrado em suas formas tripomastigota em hospedeiros vertebrados (Monteiro, 2014). Infecções por *T. vivax* são endêmicas em diversas regiões do Brasil. O primeiro surto de tripanossomose no Brasil ocorreu no estado do Pará em 1972 (Shaw; Lainson, 1972). Do início do século 21 até

2017, ocorrências foram reportadas em muitos outros estados do país: Paraíba, Minas Gerais, Maranhão, São Paulo, Pernambuco, Goiás, Sergipe, Piauí, Rio de Janeiro e Rio Grande do Norte, dentre outros (Batista *et al.*, 2008; Bastos *et al.*, 2017; Cadioli *et al.*, 2012; Carvalho *et al.*, 2008; Costa *et al.*, 2018; Lopes *et al.*, 2018; Melo *et al.*, 2011; Pimentel *et al.*, 2012; Vieira *et al.*, 2017).

Existe uma grande correspondência entre perfis de variação antigênica entre cepas provenientes da Uganda e Brasil; sugere-se que *T. vivax* procedente do Brasil seja originário do leste africano (Pereira *et al.*, 2020), o que é reforçado por Bastos *et al.* (2017) e demonstra que a compra e venda de animais infectados e, por vezes, assintomáticos, podem causar a dispersão do parasita para regiões não endêmicas e até a outros continentes.

Os bovinos figuram entre os principais hospedeiros de *T. vivax* e podem atuar como importantes fontes de infecção em áreas endêmicas, especialmente quando permanecem assintomáticos por longos períodos. Além disso, a elevada movimentação desses animais entre propriedades favorece a dispersão dos parasitos e dificulta sua detecção precoce, tornando os rebanhos bovinos alvos estratégicos para programas de vigilância epidemiológica (Bastos *et al.*, 2017; Kamyngkird *et al.*, 2020).

Reconhecido no Brasil desde 1894, *T. evansi* apresenta ampla variedade de hospedeiros mamíferos e uma das maiores distribuições geográficas entre os tripanossomas patogênicos, ocorrendo em regiões tropicais e subtropicais de diferentes continentes (Moreira *et al.*, 2023; Radwanska *et al.*, 2018).

A infecção, conhecida como "mal de cadeiras ou surra", geralmente apresenta sintomas leves em bovinos, mas ocasionalmente pode manifestar sintomas nervosos, como andar em círculos, excitação, pulos, comportamento agressivo, recumbência, convulsões e, por fim, morte (Desquesnes *et al.*, 2013). O parasito é encontrado em países tropicais e subtropicais, abrangendo toda a América Central, do Sul, África do Norte e Meio Oeste (Radwanska *et al.*, 2018).

1.2 Gênero *Leishmania*

1.2.1 *Leishmania infantum* e leishmaniose visceral

As leishmanioses são zoonoses causadas por protozoários do gênero *Leishmania*, transmitidos por insetos dípteros da família *Psychodidae*, subfamília *Phlebotominae*. As espécies vetoras de maior importância epidemiológica no Brasil são do gênero *Lutzomyia*. A forma zoonótica, causada por *L. infantum*, ocorre na bacia do Mediterrâneo, China, Oriente

Médio e América do Sul, com os cães como principais reservatórios. A forma antrópica, causada por *Leishmania donovani*, é prevalente no leste da África, Bangladesh, Índia e Nepal. Estima-se que ocorram 500.000 novos casos globalmente a cada ano, com mais de 70% da carga concentrada no subcontinente indiano e no leste da África (Serafim *et al.*, 2019; Van Griensven; Diro, 2012). A doença pode se manifestar nas formas cutânea, mucocutânea ou visceral (Vries *et al.*, 2022).

No Brasil, os reservatórios de Leishmaniose Visceral (LV) ainda não estão completamente definidos. Diversos animais silvestres, como as raposas *Lycalopex vetulus* e *Cerdocyon thous*, têm sido encontrados naturalmente infectados pela *L. infantum*. No entanto, o principal reservatório da LV no país é o cão doméstico (*Canis familiaris*), que é um alvo crucial nas estratégias de controle da doença devido ao seu maior parasitismo cutâneo e à sua presença em quase todos os focos de leishmaniose visceral humana no Brasil. Além dos cães, outros animais domésticos, como equinos e bovinos, podem atrair flebotomíneos e manter o parasito em seus organismos, contribuindo para a persistência do ciclo do protozoário (Maia *et al.*, 2023).

Em diversos estudos a variedade de animais como fonte alimentar para *Lutzomyia longipalpis*, incluindo ruminantes e eqüídeos, e a positividade em testes parasitológicos para LV, sugere o potencial destes animais como reservatórios para esta zoonose. Estudos realizados para verificar a preferência alimentar do vetor no Brasil têm mostrado que as fêmeas desses insetos também realizam o repasto sanguíneo em bovinos e equinos (Bhattharai *et al.*, 2010; Baum *et al.*, 2015; Paternina *et al.*, 2016).

Em áreas endêmicas de LV, os bovinos são frequentemente picados por flebotomíneos (Bucheton *et al.*, 2002). No entanto, há uma escassez de conhecimento sobre a susceptibilidade desses animais à infecção, sendo seu papel atribuído principalmente à atração do vetor e ao aumento do risco de infecção em humanos (Ortiz *et al.*, 2015).

Vioti *et al.* (2019) verificaram por detecção molecular uma novilha infectada por *L. infantum* dentre 100 testadas, na região de Pirassununga-SP, demonstrando a possibilidade de infecção desta espécie. Bovinos podem ser reservatórios em potencial para *Leishmanias*. Paixão-Marques *et al.* (2019), verificaram por sequenciamento genético, uma amostra positiva para *L. infantum* em bovino procedente de área periurbana no município de Bauru-SP, área endêmica para leishmaniose visceral canina e humana.

Apesar da preferência dos flebotomíneos por outros hospedeiros, a presença de bovinos em locais com alta densidade vetorial pode contribuir para a disseminação de *L. infantum*, visto que esses animais podem atuar como reservatórios ocasionais da doença (Paixão *et al.*, 2019;

Venturini *et al.*, 2017; Vioti *et al.*, 2019). Embora a picada de flebotomíneos infectados em bovinos ocorra com menor frequência do que em outros animais, ela ainda representa um fator de risco a ser considerado, especialmente em regiões endêmicas, onde a proximidade entre animais e humanos é comum (Brasil, 2014).

É registrado que os municípios de Castilho, Guaraçaí, Ilha Solteira e Murutinga do Sul apresentam transmissão canina e humana de leishmaniose visceral, evidenciando a circulação ativa do parasito na região (Oliveira *et al.*, 2019). Corroborando esses achados, Spada (2014) identificou soropositividade para *L. infantum* variando de 20,8% (52/250) por imunofluorescência indireta (RIFI) a 29,6% (74/250) por ELISA, além de positividade molecular de 17,2% (43/250) por PCR em cães provenientes da região do Cinturão Verde. O estudo também confirmou a presença de *Lutzomyia longipalpis*, principal vetor da leishmaniose visceral nas Américas. Em conjunto, esses resultados evidenciam a circulação regional tanto do parasito quanto de seu vetor, reforçando a condição de endemicidade da leishmaniose visceral na região noroeste do Estado de São Paulo.

Adicionalmente, no município de Castilho, foi registrado, em 2025, o primeiro caso humano de leishmaniose visceral, demonstrando a ocorrência recente da doença na área de estudo. No âmbito estadual, entre 2017 e 2025, foram confirmados 662 casos de leishmaniose visceral humana, com registro de 66 óbitos. Dentre esses, 58 casos ocorreram nos municípios de origem das amostras deste estudo, com 11 óbitos associados (SINAN Net, 2024).

A LV teve sua área de abrangência ampliada e registrou um aumento significativo no número de casos, tornando-se uma das prioridades da Organização Mundial da Saúde no contexto das doenças tropicais (PAHO, 2020). Os sinais clínicos da doença em humanos incluem febre irregular prolongada, anemia, perda progressiva de peso e caquexia nos estágios avançados. As causas mais comuns de óbito são broncopneumonias, gastroenterites, septicemias, sangramentos graves (hemorragia digestiva alta ou baixa) e insuficiência cardíaca devido à anemia grave, aumentando a mortalidade (Makowiecky *et al.*, 2016).

1.3 Saúde Única e as Unidades de Vigilância em Zoonoses

As zoonoses, em sua maioria, eram anteriormente doenças infecciosas restritas aos animais. Porém o desequilíbrio ecológico e o avanço urbano sobre as regiões de manutenção do ciclo de vida natural dos parasitos resultaram na infecção dos humanos. Cerca de 70% das doenças infecciosas que ameaçam a saúde pública têm relação com os animais, de forma que

as zoonoses e o papel dos animais na epidemiologia dessas doenças tornaram-se preocupação significativa para a saúde pública (Schneider *et al.*, 2019).

Observando as relações entre as mudanças ambientais, a presença de animais e vetores responsáveis pela transmissão dessas zoonoses no ambiente rural e urbano, o risco de infecção dos humanos, o conceito *One Health*, também conhecido como “Uma Só Saúde” ou Saúde Única, nos permite integrar a saúde humana, animal e ambiental, a fim de prever e controlar a transmissão das zoonoses (Schneider *et al.*, 2019).

Com grande relevância atualmente, o controle de zoonoses pela perspectiva da Saúde Única tem tido a participação de órgãos internacionais, como a Organização Mundial da Saúde (WHO), a Organização das Nações Unidas para Agricultura e Alimentação (FAO), a Organização Mundial da Saúde Animal, o Programa das Nações Unidas para o Meio Ambiente e a Organização Pan-Americana da Saúde (PAHO/OPAS) (Schneider *et al.*, 2019).

Há relativamente poucos estudos que investigam molecularmente a presença de *Trypanosoma cruzi* e *Leishmania infantum* em bovinos, especialmente utilizando técnicas moleculares como a Reação em Cadeia de Polimerase convencional. No caso de *L. infantum*, alguns trabalhos demonstram a possibilidade de infecção natural nessa espécie, como o estudo conduzido no estado de São Paulo que detectou DNA do parasito em amostras de sangue bovino por PCR, ainda que com baixa frequência (Vioti *et al.*, 2019). De forma semelhante, Paixão-Marques *et al.* (2019) relataram o primeiro isolamento de *L. infantum* em bovinos a partir de hemocultura, associada à confirmação molecular em área endêmica. Por outro lado, há também investigações que não detectaram o parasito, como o estudo de Lima (2023), no qual todas as amostras bovinas analisadas foram negativas por PCR, reforçando a hipótese de baixa parasitemia ou infecção ocasional. Em relação a *T. cruzi*, a escassez de evidências é ainda mais perceptível, sendo que, estudos moleculares em bovinos, normalmente identificam outras espécies de tripanossomatídeos, como *T. theileri*, sem confirmação consistente da infecção por *T. cruzi* (CARVALHO, 2022). Esses achados indicam que, embora bovinos possam eventualmente se infectar por *L. infantum*, sua participação no ciclo epidemiológico desses parasitos ainda é pouco compreendida e provavelmente secundária.

2. JUSTIFICATIVA

Tendo em vista que o Estado de São Paulo possui um dos maiores parques de abate bovino no país, bem como a importância da bovinocultura de leite nas atividades econômicas para o estado, este estudo visou pesquisar tripanosomatídeos, como *Trypanosoma vivax*, *Trypanosoma evansi*, *Trypanosoma cruzi* e *Leishmania infantum* em amostras de sangue de vacas leiteiras, provenientes de assentamentos rurais, como vigilância epidemiológica para estas parasitoses, para um melhor entendimento da epidemiologia destas enfermidades; bem como para entender a dinâmica de transmissão destes tripanosomatídeos nas áreas estudadas, e avaliar a espécie bovina como potenciais “sentinelas” para estes parasitos. O reconhecimento das zoonoses e o impacto que estas trazem para a saúde animal e humana tem chamado a atenção no conceito da Saúde Única (*One Health*), para que o reconhecimento e o monitoramento de doenças seja ampliado e em constante evolução.

3. OBJETIVOS

3.1 GERAL

- Avaliar a presença de tripanosomatídeos em vacas leiteiras procedentes de assentamentos rurais na região Noroeste do Estado de São Paulo.

3.2 ESPECÍFICOS

- Realizar hemocultura e a técnica de cPCR para pesquisa de *Trypanosoma vivax*, *Trypanosoma evansi*, *Trypanosoma cruzi* e *Leishmania infantum*, a partir de amostras de sangue de vacas leiteiras;
- Realizar o sequenciamento genético;
- Verificar a procedência dos animais positivos e realizar a análise espacial;

4. MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Comitê de Ética

O presente projeto de pesquisa foi aprovado pelo Comitê de Ética no Uso de Animais (CEUA) da Faculdade de Medicina de Botucatu – FMB – UNESP sendo registrado com o nº 1477/2025 (Anexo 1).

4.2 Local de realização dos exames

A realização da hemocultura, extração de DNA e o procedimento molecular de cPCR e eletroforese foram realizados no Laboratório de Bioprocessos e Biotecnologia no Diagnóstico de Tuberculose e Doenças de Importância em Saúde Única, no Departamento de Produção Animal e Medicina Veterinária Preventiva - FMVZ-UNESP/ Botucatu.

4.3 Área estudada

A pesquisa foi conduzida na região Noroeste do Estado de São Paulo, abrangendo assentamentos rurais dos municípios de Andradina, Castilho, Itapura, Guaraçaí, Ilha Solteira, Murutinga do Sul e Pereira Barreto. A área de estudo localiza-se na região Noroeste do Estado de São Paulo, caracterizada por áreas de transição entre os biomas Mata Atlântica e Cerrado, com predomínio de formações originalmente associadas ao domínio da Mata Atlântica, segundo os mapeamentos oficiais utilizados pelo Estado de São Paulo (DataGeo, 2026). Os assentamentos são compostos por lotes rurais destinados a famílias de agricultores e trabalhadores rurais sem condições financeiras para adquirir terras, sendo distribuídos pelo INCRA (Instituto Nacional de Colonização e Reforma Agrária). As **Figura 1 e 2** representam mapas demonstrando o Brasil, Estado de São Paulo e os municípios de origem das amostras. A **Figura 3**, por sua vez, representa a localização dos assentamentos rurais na região Noroeste do Estado de São Paulo (Arlindo, 2021) e a **Figura 4** os assentamentos visitados para coleta do espaço amostral.

Figura 1. Mapa identificando a América do Sul, Brasil e o Estado de São Paulo.



Figura 2. Localização dos municípios de origem das amostras de sangue bovino analisadas:

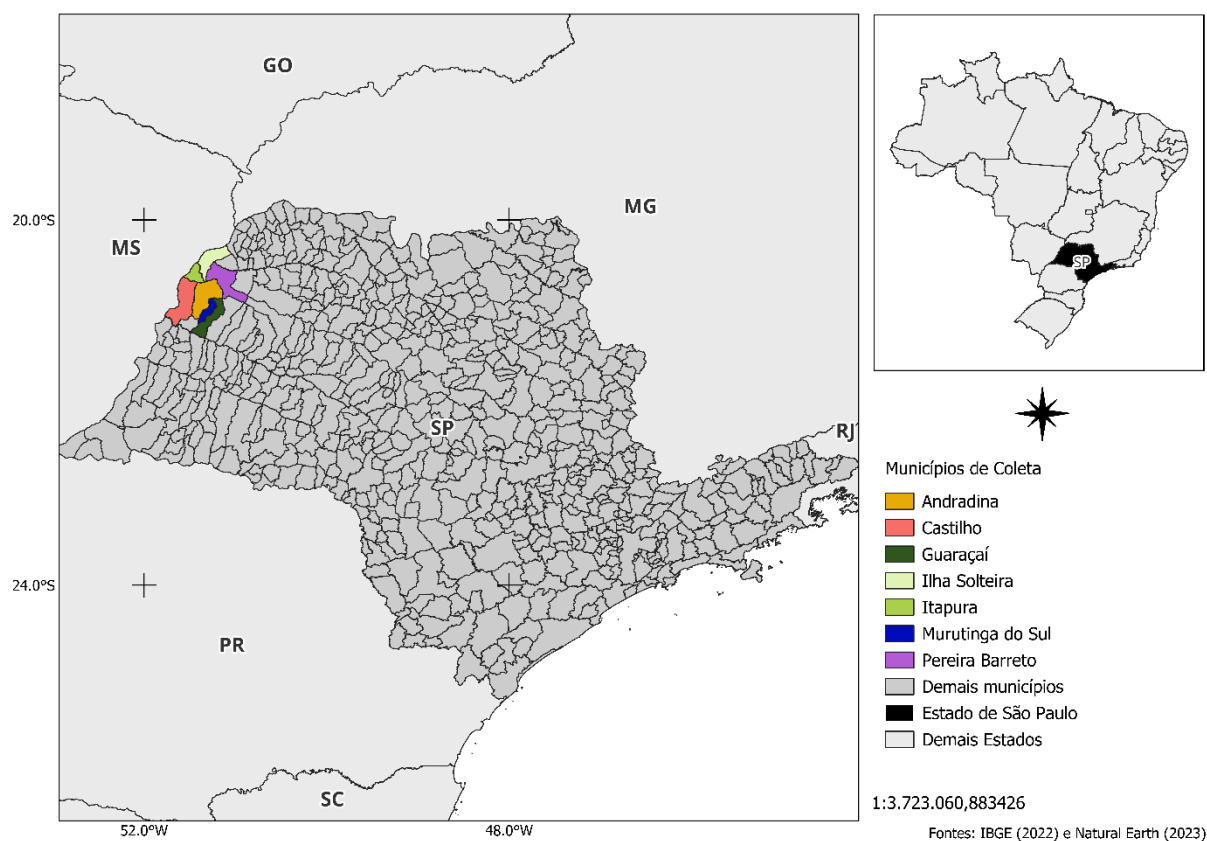
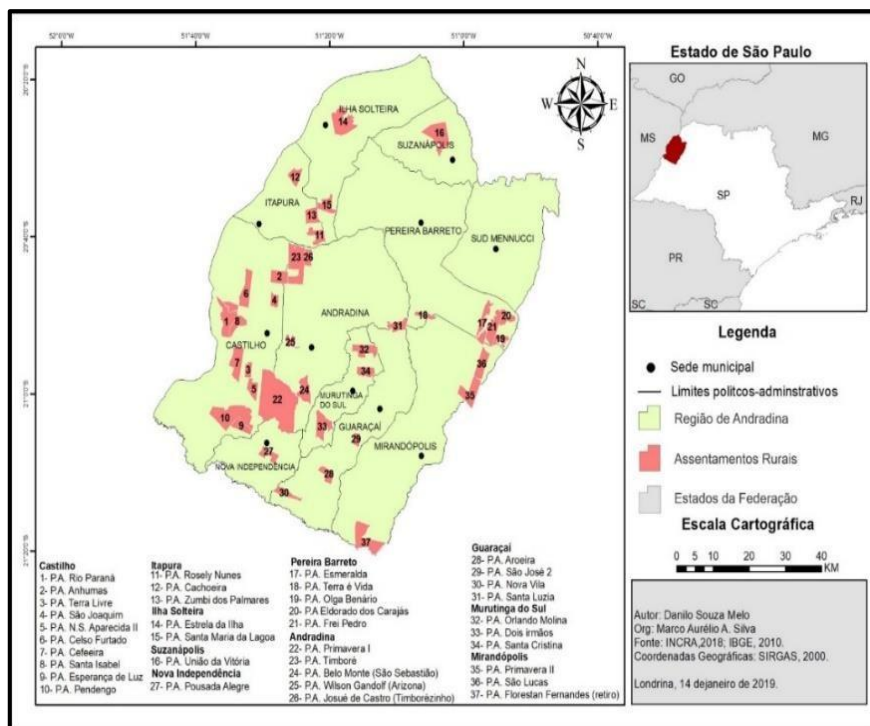
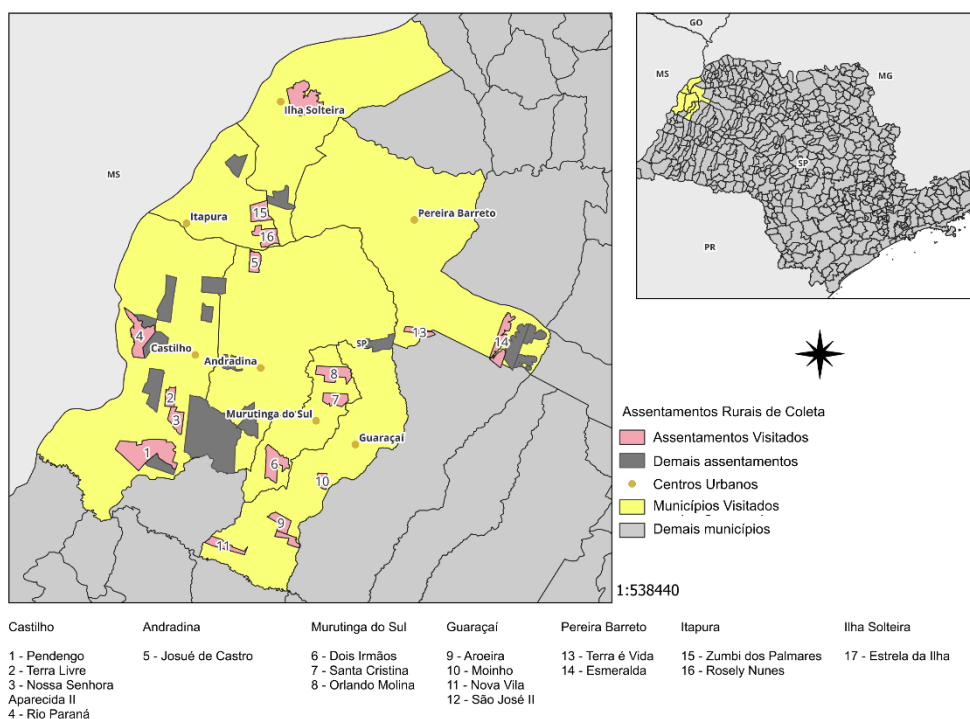


Figura 3. Assentamentos Rurais na Região Noroeste do Estado de São Paulo.



Fonte: Adaptado de Arlindo, 2021.

Figura 4. Municípios de procedência dos assentamentos rurais visitados para coleta de amostras.



4.4 Cálculo amostral

Para a coleta de amostras foram incluídas 70 vacas em lactação, distribuídas em sete assentamentos rurais localizados nos municípios de Castilho e Itapura. Além disso, foram incorporadas 66 amostras de sangue bovino provenientes de um estudo já concluído e aprovado pelo Comitê de Ética (CEUA) da Faculdade de Medicina Veterinária – FMVZ – UNESP, sob o protocolo CEUA 356/2023. Essas amostras adicionais também foram oriundas de assentamentos nos municípios de Guaraçaí, Ilha Solteira e Murutinga do Sul. Dessa forma, foram totalizadas 136 amostras provenientes de Andradina (n = 7), Castilho (n=50), Itapura (n=19), Guaraçaí (n=19), Ilha Solteira (n=9), Murutinga do Sul (n=16) e Pereira Barreto (n = 16).

Em bovinos, a prevalência de infecção por tripanosomatídeos varia conforme a espécie parasitária e a região geográfica. Dentre esses agentes, *T. vivax* destaca-se como o mais prevalente na América Latina, com taxas variando entre aproximadamente 2% e 10% em diferentes cenários epidemiológicos (Fetene *et al.*, 2021). Considerando essa variabilidade e com o objetivo de garantir maior robustez no delineamento amostral, adotou-se a prevalência máxima esperada de 10% como parâmetro para o cálculo do tamanho amostral. O cálculo foi realizado utilizando a fórmula para populações finitas, com nível de confiança de 95%, a qual incorpora o tamanho da população e a prevalência estimada da infecção (Cochran, 1977). A adoção da maior prevalência descrita na literatura permite uma abordagem conservadora, aumentando a probabilidade de detecção da infecção mesmo em contextos de menor ocorrência.

A seleção de propriedades e assentamentos foi realizada após sugestão dos técnicos da Fundação Instituto das Terras do Estado de São Paulo (ITESP). Os produtores assentados foram contactados por médico veterinário do ITESP, o qual realiza periodicamente assistência técnica aos mesmos e, com a permissão para as coletas, as mesmas foram iniciadas. Foram sugeridas 24 propriedades dentro de 17 assentamentos rurais, totalizando 136 animais avaliados. O rebanho leiteiro de cada assentamento era composto por no máximo 20 animais, os quais foram escolhidos aleatoriamente dentre aqueles que estavam em lactação, conforme o **Tabela 1**.

Tabela 1. Relação de municípios de procedência dos assentamentos e números de propriedades visitadas para coleta de amostras de vacas leiteiras.

Município	Assentamento	Nº de propriedades	Nº de animais
Andradina	Josué de Castro	1	7
Castilho	Rio Paraná	2	20
	Pendengo	1	10
	N. S. Aparecida II	2	10
	Terra Livre	1	10
	Nova Vila	1	5
Guaraçaí	Moinho	1	5
	São José II	1	5
	Aroeira	1	4
	Estrela da Ilha	2	9
Itapura	Rosely Nunes	1	9
	Zumbi dos Palmares	1	10
Murutinga do Sul	Orlando Molina	2	6
	Santa Cristina	2	5
	Dois Irmãos	2	5
Pereira Barreto	Esmeralda	2	8
	Terra é Vida	1	8
Total	17	24	136

4.5 Coleta de sangue

As amostras foram coletadas por médicos-veterinários ao longo de três dias em assentamentos rurais localizados na região noroeste do Estado de São Paulo. Foram obtidas amostras de sangue de 136 bovinos leiteiros, todos adultos e de diferentes idades.

A coleta de sangue foi realizada por meio de punção da veia mamária, sendo obtidos aproximadamente 10 mL de sangue total por animal. Uma alíquota desse material foi acondicionada em tubos vacutainer contendo EDTA, devidamente identificados e mantidos sob refrigeração até o processamento laboratorial.

Do total de amostras, 70 foram coletadas no ano de 2025, após aprovação pela Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA), sob o protocolo nº 1477/2025. As demais 66 amostras foram obtidas de forma semelhante em estudo anterior, aprovado pela CEUA sob o protocolo nº 356/2023, com coletas realizadas entre os anos de 2023 e 2024.

Após a coleta, o sangue em EDTA foi transferido para microtubos livres de DNase e RNase, devidamente identificados e armazenados em duplicata (2 mL por amostra) a -20°C até a extração do DNA para as análises moleculares.

4.6 Provas diagnósticas

4.6.1 Hemocultura para isolamento de *Trypanosoma cruzi* e *Leishmania infantum*

Em capela de fluxo laminar, a partir de cada amostra de sangue, foi separado um tubo rosqueado estéril, contendo 5 mL de meio 199 (Sigma®) estéril, sendo inoculado 3 a 5 mL de sangue bovino. Todas as culturas foram mantidas em estufa a $28-30^{\circ}\text{C}$. Após 15 dias da inoculação foi realizada a primeira leitura, retirando-se de cada tubo, uma alíquota de cinco microlitros, entre lâmina e lamínula. A observação foi realizada em microscopia óptica no aumento de 400X. Cada alíquota foi observada quinzenalmente durante quatro meses (Luz *et al.*, 2009).

4.6.2 Exames moleculares

4.6.2.1 Extração do DNA a partir das amostras de sangue

Para as amostras de sangue foi utilizado Kit comercial Illustra Blood GenomicPrep (Cytiva®), de acordo com o protocolo indicado pelo fabricante (Anexo 2).

4.6.2.2 Análise de Pureza e Quantificação de Ácidos Nucleicos

Após a extração, as amostras de DNA foram submetidas à análise de pureza e quantificação de ácidos nucleicos utilizando o equipamento NanoDrop (NanoDrop® ND – 1000 UV-Vis, Thermo Fisher), no Instituto de Biotecnologia (IBTEC) da UNESP Botucatu. As leituras foram realizadas em triplicata utilizando 2 μL de cada amostra e como branco, 2 μL de água livre de nuclease.

4.6.2.3 Controle Endógeno de Extração

Após a extração, todas as amostras passaram por um controle endógeno de extração, que corresponde a um gene constitutivo presente em cada amostra testada.

Como controle endógeno foi realizada uma cPCR para amplificação de uma região conservada do gene constitutivo β -globulina, para garantir a qualidade de amplificação do DNA extraído e a ausência de inibidores nas amostras, com a utilização dos *primers* β 1 (forward: 5' ACC ACC AAC TTC ATC CAC GTT CAC C 3') e β 2 (reverse: 5' CTT CTG ACA CAA CTG TGT TCA CTA GC 3') que amplificam a betaglobulina do DNA nuclear de vertebrados em fragmentos de 140 pares de base (pb). As reações ocorreram realizando-se 1 ciclo de 95°C por 50 minutos, 30 ciclos de 95°C por trinta segundos, 60°C por trinta segundos e 72°C por trinta segundos e, por fim, uma extensão final de 5 minutos a 72°C como descrito por Edvinsson (2006), com respectivas sequências descritas na **Tabela 2**.

Tabela 2. *Primers* utilizados para controle endógeno de extração.

<i>Primer</i>	<i>Sequência</i>
β -1	5'-ACC ACC AACT TCA TCC ACG TTC AC-3'
β -2	5'-CTT CTG ACA CAA CTG TGTT CAC TAGC-3'

A reação foi realizada em termociclador AB Applied Biosystems Veriti 96 Well Thermal Cycler, com volume final de 12uL.

4.6.2.4 Reação em Cadeia da Polimerase convencional (cPCR) - *Leishmania infantum*, *Trypanosoma cruzi*, *Trypanosoma evansi* e *Trypanosoma vivax*

Para a realização da cPCR, cada reação foi preparada em tubos de 0,2 mL contendo o mix composto por tampão de PCR (50 mM KCl, 20 mM Tris-HCl), 1,6 mM de MgCl₂, 0,2 mM de dNTPs, 0,2 μ M de cada *primer* e 1U de Taq DNA polimerase (Platinum® Taq, Invitrogen®). O volume final do mix (MIX-PCR) foi de 11 μ L, aos quais se adicionou 1 μ L de DNA extraído, totalizando 12 μ L por reação. Na prática, cada tubo recebeu 8,3 μ L de água ultrapura, 1,3 μ L de tampão, 0,4 μ L de MgCl₂, 0,25 μ L de dNTP's, 0,25 μ L de *primer* forward, 0,25 μ L de *primer* reverse, 0,25 μ L de Taq polimerase e 1 μ L de DNA da amostra analisada.

Especificamente para a pesquisa do gênero *Leishmania* foi realizada a cPCR para a amplificação do kDNA de *L. infantum*, uma vez que o cinetoplasto é um bom marcador para sua detecção e identificação, com os *primers* LCH14 (forward: 5' CGC ACG TTA TAT CTA CAG GTT GAG 3') e LCH15 (reverse: 5' TGT TTG GGA TTG AGG TAA TAG TGA 3') que amplificam um fragmento de 167 pb. As reações ocorreram realizando-se 1 ciclo de 94°C por

4 minutos, 40 ciclos de 94°C por trinta segundos, 59°C por trinta segundos e 72°C por trinta segundos e, por fim, uma extensão final de 10 minutos a 70°C conforme descrito por Silva *et al* (2017).

Para detecção de *T. cruzi*, foi realizada a amplificação do DNA do cinetoplasto (kDNA), utilizando-se os *primers* 121 (forward: 5' AAA TAA TGT ACG GGT GAG ATG CAT GA 3') e 122 (reverse: 5' GGG TTC GAT TGG GGT TGG TGT 3'), conforme descrito por Viettri *et al* (2018). Esses oligonucleotídeos são direcionados às regiões variáveis dos minicírculos do kDNA, estrutura presente em elevado número de cópias no parasito, o que confere alta sensibilidade à detecção molecular. A amplificação resulta em um fragmento de aproximadamente 330 pb. As reações foram conduzidas com desnaturação inicial a 94 °C por três minutos, seguida de 35 ciclos de 94 °C por 30 segundos, 57 °C por 30 segundos e 72 °C por 30 segundos, com extensão final de sete minutos a 72 °C.

As reações de PCR para detecção de *T. evansi* foram realizadas utilizando *primers* direcionados a sequências repetitivas satélite do DNA nuclear pertencentes ao subgênero *Trypanozoon*, que engloba espécies do complexo *Trypanosoma brucei*, incluindo *T. evansi*. Foram empregados os oligonucleotídeos TBR1 (forward: 5' GAA TAT TAA ACA ATG CGC AG 3') e TBR2 (reverse: 5' CCA TTT ATT AGC TTT GTT GC 3'), que amplificam um fragmento de aproximadamente 164 pb. Essa sequência apresenta elevado número de cópias no genoma, o que confere maior sensibilidade à detecção molecular. As reações foram conduzidas com desnaturação inicial a 94°C por um minuto, seguida de 30 ciclos de 94°C por 30 segundos, 60°C por um minuto e 72°C por 30 segundos, com extensão final de dois minutos a 72°C, conforme descrito por Kamyngkird *et al* (2020).

As reações de PCR específicas para *T. vivax* foram realizadas utilizando *primers* direcionados a sequências repetidas do gene que codifica a cisteína protease (catepsina L). Empregaram-se os oligonucleotídeos Tvi2 (forward: 5' GCC ATC GCC AAG TAC CTC GCC GA 3') e DTO156 (reverse: 5' TTA GAA TTC CCA GGA GTT CTT GAT GAT CCA GTA 3'), que amplificam um fragmento de 177 pb. As reações ocorreram realizando-se 35 ciclos de 94°C por um minuto, 56°C por um minuto e 72°C por um minuto e, por fim, uma extensão final de 10 minutos a 72°C como descrito por Cortez *et al* (2009).

Optamos pela utilização destes *primers* devido a sensibilidade e experiências anteriores no nosso laboratório com a padronização da técnica. As reações descritas foram realizadas em todas as 136 amostras e as condições de amplificação em termociclador (AB Applied Biosystems Veriti 96 Well Thermal Cycler) dos *primers* utilizados na pesquisa estão expostos na **Tabela 3** abaixo:

Tabela 3. *Primers*, ampliações, ciclos e referências das reações utilizadas nas técnicas de cPCR.

Amplificação (pb)	Primers	Ciclo	Referência
<i>Leishmania infantum</i> (167 pb)	LCH14: 5'CGCACGTTATATCTACAGGTTGAG3' LCH15: 5'TGTTTGGGATTGAGGTAATAGTGA3'	1x 94°C - 4 min; 40x (94°C - 30s; 59°C - 30s; 72°C - 30s); 1x 70°C - 10 min	Silva <i>et al.</i> , 2017.
<i>Trypanosoma cruzi</i> (330 pb)	121: 5'AAATAATGTACGGGTGAGATGCATGA3' 122: 5'GGGT TCGATTGGGGTTGGTGT3'	1x 94 °C - 3min; 35x (94 °C - 30s; 57 °C - 30s; 72 °C - 30s); 1x 72 °C - 7min)	Viettri <i>et al.</i> , 2018.
<i>Trypanosoma evansi</i> (164 pb)	TBR1: 5'GAATATTAAACAATGCGCAG 3' TBR2: 5'CCATTATTAGCTTTGTTGC 3'	94°C 1 min - 30 x (94°C - 30 s, 60°C - 1 min, 72°C - 30 s), 72°C - 2 min.	Kamyngkird <i>et al.</i> 2020.
<i>Trypanosoma vivax</i> (177 pb)	Tvi2: 5' GCC ATC GCC AAG TAC CTC GCC GA 3' DT0156: 5' TTA GAA TTC CCA GGA GTT CTT GAT GAT CCA GTA 3'	35x 94 °C - 1min; 56 °C - 1min; 72 °C - 1min); 72 °C - 10min	Cortez <i>et al.</i> , 2009.

4.6.2.5 Eletroforese em gel de agarose

Para a visualização da amplificação dos produtos após a cPCR, foi utilizada a eletroforese em gel de agarose a 2%, corado com Sybr Safe® (Invitrogen) 0,1µL/mL. Aliquotas de 8 µL das amostras amplificadas foram homogeneizadas com 2 µL de azul de bromofenol, e submetidas à eletroforese em cuba horizontal contendo TBE 1X (0,1M Tris, 0,09M de ácido bórico e 0,001M de EDTA). A voltagem utilizada foi de 100V por 50 minutos. Para o padrão de peso molecular, foi utilizado o LowRanger 100bp DNA Ladder (Norgen), a fim de se comparar visualmente o tamanho dos fragmentos amplificados com os padrões de peso molecular das cepas utilizadas como controles positivos, utilizando-se do transiluminador Bio-Rad UV Transilluminator 2000.

4.6.2.6 Controles

Para o controle negativo foi utilizada a água ultrapura estéril, enquanto para os controles positivos foram usados os produtos da extração de DNA de *Leishmania infantum* (cepa

MHOM/BR/IOC/L2906), *Trypanosoma cruzi* (Cepa “Y”), DNA de *Trypanosoma vivax* e DNA de *Trypanosoma evansi* previamente sequenciados.

4.7 Análise Espacial

Foi utilizado o software QGis (QGIS Development Team, 2023) para construção do banco de dados e elaboração dos produtos cartográficos, mapeando-se os resultados obtidos pelos testes diagnósticos a partir das amostras analisadas e respectivos municípios e assentamentos pesquisados.

4.8 Análise Estatística

Utilizou-se análise estatística descritiva por meio do software Excel (Microsoft), calculando-se a frequência relativa (%) para *Trypanosoma evansi*, *Trypanosoma vivax* e *Leishmania infantum* e calculadas as frequências absolutas (n) e relativas da amostra positiva para *Trypanosoma cruzi*. As proporções foram apresentadas com seus respectivos intervalos de confiança de 95% (IC95%).

4.9 Confeção De Folder Educativo

Como forma de contrapartida aos produtores e população residente, bem como estratégia complementar de extensão e retorno social desta pesquisa, foi proposta a elaboração de um folder educativo voltado à população residente nas áreas de coleta (ANEXO 5). O material tem como objetivo promover a conscientização sobre a prevenção de zoonoses associadas a tripanossomatídeos, com ênfase na redução do risco de transmissão de *Trypanosoma cruzi* e *Leishmania* spp.

O folder foi estruturado em linguagem acessível, com abordagem didática e uso de elementos visuais, buscando facilitar a compreensão por diferentes faixas etárias e níveis de escolaridade. O conteúdo aborda medidas práticas de prevenção, incluindo a importância da limpeza diária dos ambientes domiciliares e peridomiciliares, a remoção de matéria orgânica acumulada e o manejo adequado de resíduos e materiais inservíveis, considerados potenciais abrigos para vetores como triatomíneos e flebotomíneos.

Adicionalmente, foram incluídas orientações sobre a organização do ambiente ao redor das residências, destacando a necessidade de evitar o acúmulo de madeira, telhas, folhas e

outros materiais que possam servir de refúgio para insetos vetores. Ainda, foram contempladas informações básicas sobre os ciclos de transmissão dessas doenças, seus principais vetores e a importância da vigilância comunitária na identificação de insetos suspeitos.

O folder foi concebido com base nos princípios da abordagem de Saúde Única, enfatizando a interrelação entre saúde humana, animal e ambiental, e incentivando práticas preventivas que contribuam para a redução da circulação de patógenos no ambiente. O material será disponibilizado à população local, principalmente aos produtores rurais dos assentamentos avaliados, como forma de devolutiva dos resultados da pesquisa e incentivo à participação comunitária nas ações de vigilância em saúde.

5. RESULTADOS

5.1 Quantificação de DNA

A **Tabela 4** (Anexo 3) apresenta as médias das triplicatas obtidas da quantidade de DNA em ng/ul, e das razões 260/280 e 260/230 mensuradas.

5.2 Provas diagnósticas

5.2.1 Hemocultura

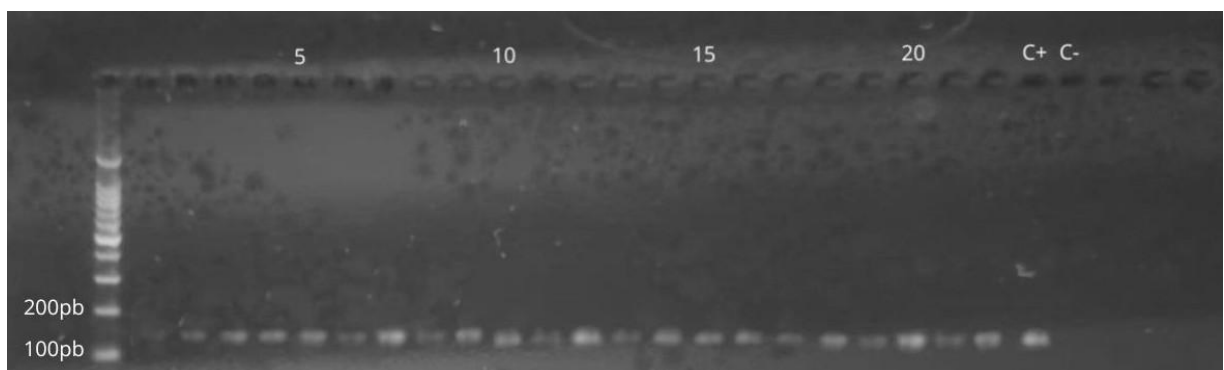
Não foram visualizadas formas promastigotas de *Leishmania infantum* e epimastigotas de *Trypanosoma cruzi*, em nenhuma das amostras analisadas.

5.2.2 Reação em Cadeia de Polimerase Convencional (cPCR)

5.2.2.1 Teste de integridade do DNA

Na **Figura 5**, verifica-se uma das visualizações da eletroforese em gel de agarose a 2% com amplificação dos iniciadores de β -globulina (*primers* $\beta 1$ e $\beta 2$) com bandas de 140 pb para verificar a qualidade de amplificação do DNA extraído.

Figura 5. Eletroforese em gel de agarose a 1,5% para amplificação do gene β -globulina (controle endógeno) das amostras 1 a 22. Todas as amostras apresentaram amplificação do fragmento esperado. Marcador de peso molecular 100 pb; Controle positivo (C+); Controle negativo (C-; água ultrapura).

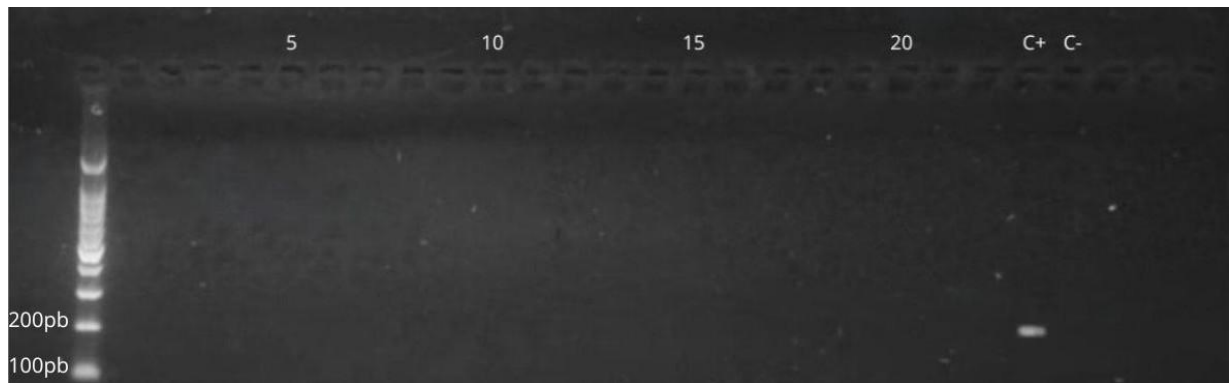


Fonte: arquivo pessoal.

5.2.2.2 *Leishmania infantum*

A **Figura 6** abaixo apresenta uma das visualizações das eletroforeses em gel de agarose a 2% com amplificação kDNA de *L. infantum* (primers LCH14 e LCH15) com bandas de 167 pb.

Figura 6. Eletroforese em gel de agarose a 1,5% para detecção de kDNA de *L. infantum* nas amostras 1 a 22. Não foram observadas bandas compatíveis com o fragmento esperado. Marcador de peso molecular 100 pb; Controle positivo (C+); Controle negativo (C-; água ultrapura).

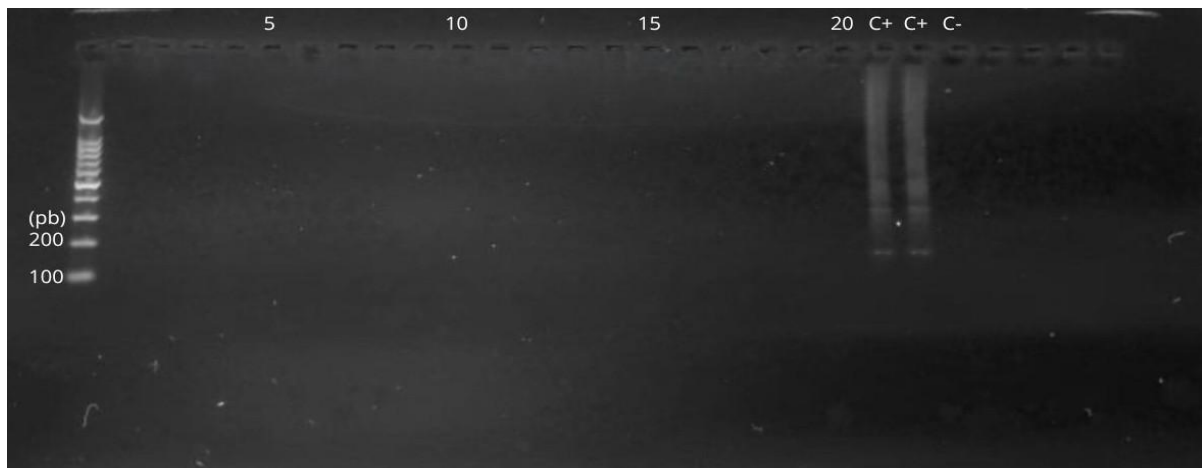


Fonte: arquivo pessoal.

5.2.2.3 *Trypanosoma evansi*

Foram realizadas eletroforeses em gel de agarose a 2% com sequências repetitivas satélite do DNA nuclear de *T. evansi* (primers TBR1 e TBR2) com bandas de 164 pb. Verifica-se na **Figura 7** uma das eletroforeses realizadas.

Figura 7. Eletroforese em gel de agarose a 1,5% para detecção de DNA nuclear de *T. evansi* nas amostras 1 a 20. Não foram observadas bandas compatíveis com o fragmento esperado. Marcador de peso molecular 100 pb; Controle positivo (C+); Controle negativo (C-; água ultrapura).

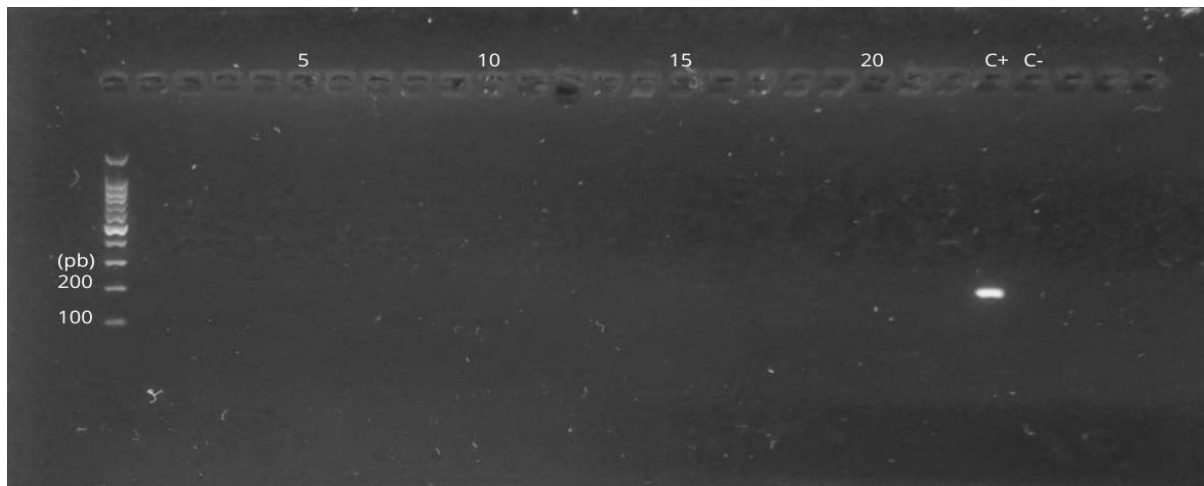


Fonte: arquivo pessoal.

5.2.2.4 *Trypanosoma vivax*

Na **Figura 8**, verifica-se uma das eletroforeses em gel de agarose a 2% com amplificação da cisteína protease (catepsina L) de *T. vivax* (*primers* TVI2 e DTO156) com bandas de 177 pb.

Figura 8. Eletroforese em gel de agarose a 1,5% para detecção de DNA nuclear de *T. vivax* nas amostras 1 a 22. Não foram observadas bandas compatíveis com o fragmento esperado. Marcador de peso molecular 100 pb; Controle positivo (C+); Controle negativo (C-; água ultrapura).

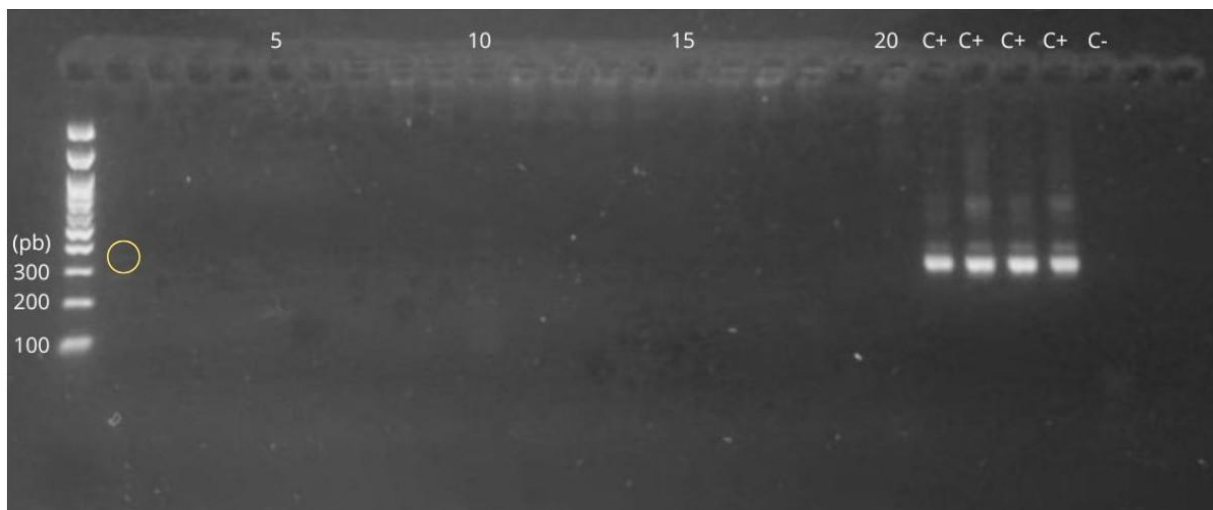


Fonte: arquivo pessoal.

5.2.2.5 *Trypanosoma cruzi*

Na **Figura 9** verifica-se a visualização de uma das eletroforeses em gel de agarose a 2% com amplificação do kDNA de *T. cruzi* (*primers* 121 e 122) com bandas de 330 pb. Apresentamos o gel com a amostra que foi positiva para *T.cruzi*, podendo-se notar na coluna 1 a amplificação.

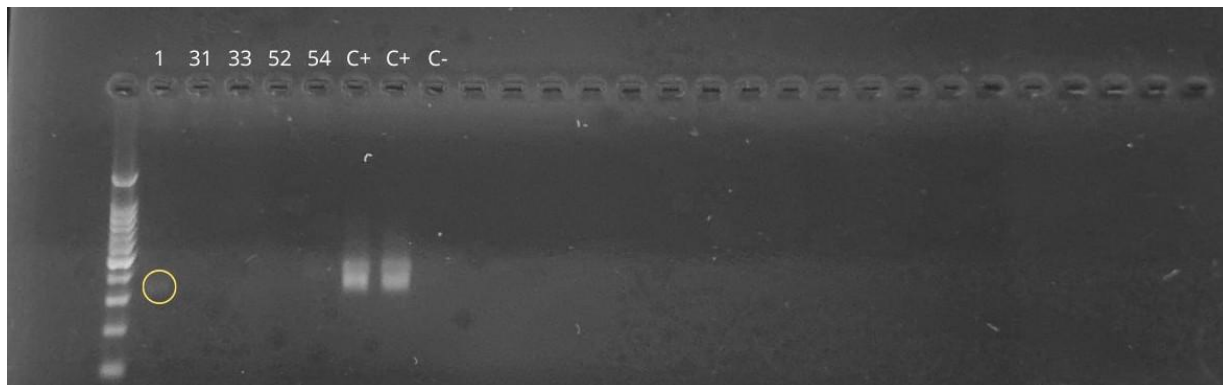
Figura 9. Eletroforese em gel de agarose a 1,5% para detecção de DNA de *T. cruzi* nas amostras de número 1 a 20. Amplificação na coluna 1 (circulada em amarelo). Marcador de peso molecular 100 pb; controle positivo; controle negativo(água ultrapura).



Fonte: arquivo pessoal.

Na **Figura 10** verifica-se a visualização da eletroforese em gel de agarose a 2% realizado para confirmação de amostras com bandas apresentando amplificação para *T. cruzi* ou bandas inespecíficas. A amostra número 1 confirmou-se positiva, enquanto as demais amostras (31, 33, 52 e 54) confirmaram-se negativas para amplificação de DNA do parasito.

Figura 10. Eletroforese em gel de agarose a 1,5% para confirmação de detecção de DNA de *T. cruzi* na coluna 1, amostra 1. Pode-se observar a amplificação na coluna 1 (circulado em amarelo). Marcador de peso molecular 100; controle positivo; controle negativo (água ultrapura).



Fonte: arquivo pessoal.

Devido à baixa qualidade e/ou integridade do DNA obtido, não foi possível realizar o sequenciamento dos amplicons gerados. Embora tenha sido empregada a amplificação com os primers 121/122, amplamente utilizados para detecção de tripanossomatídeos, os produtos obtidos não apresentaram qualidade adequada para sequenciamento, possivelmente em função de baixa concentração, degradação do material genético ou presença de inibidores.

5.3 Análise Estatística

Não foram detectadas amostras positivas para os agentes *T. evansi*, *T. vivax* e *L. infantum*, resultando em frequência observada de 0% (0/136). Considerando o tamanho amostral (n), estimou-se que a prevalência dos agentes na população avaliada seja inferior a 2,2%, com 95% de confiança, conforme a regra dos três (3/n) (Hanley & Lippman-Hand, 1983). A ausência de casos positivos impossibilitou a realização de análises de concordância entre os testes diagnósticos e de autocorrelação espacial. No município de Castilho, assentamento Rio Paraná, detectou-se à prova de cPCR uma amostra de sangue bovino positiva para *T. cruzi*, resultando em frequência observada de 0,74% (1/136). Considerando o tamanho amostral, o intervalo de confiança exato de 95% para a prevalência estimada foi de aproximadamente 0,02% a 4,0%.

5.4 Educação em saúde

Os folders confeccionados (ANEXO 5) serão destinados aos produtores rurais dos diferentes assentamentos visitados, a fim de contribuir para orientações acerca de práticas que protejam a saúde das pessoas, dos animais e do ambiente.

6. DISCUSSÃO

Todas as amostras deste estudo foram obtidas em assentamentos rurais, caracterizados predominantemente por pequenas propriedades de agricultura familiar. Esses sistemas produtivos, geralmente com menor nível de tecnificação e maior dependência de recursos naturais locais, favorecem maior interação entre seres humanos, animais domésticos e fauna silvestre, configurando cenários típicos da interface homem-animal-ambiente descrita pela abordagem de Saúde Única (FAO, 2021; EMBRAPA, 2022).

A abordagem de Saúde Única reconhece que a saúde humana, animal e ambiental está intrinsecamente interligada, sendo particularmente relevante em contextos rurais onde essas interações ocorrem de forma intensificada (WHO, 2022). Assim, ambientes com elevada proximidade entre espécies distintas tendem a apresentar maior risco para emergência, manutenção e disseminação de zoonoses, uma vez que diversos patógenos circulam nesse ecossistema compartilhado e são transmitidos na interface ecológica (FAO, 2021).

Nesse contexto, enfermidades como a doença de Chagas, a leishmaniose visceral e outras tripanossomíases de importância veterinária apresentam dinâmica epidemiológica complexa, envolvendo múltiplos hospedeiros domésticos e silvestres. *Trypanosoma cruzi* possui ampla plasticidade ecológica, sendo capaz de infectar centenas de espécies de mamíferos, incluindo cães, gatos, gambás, tatus, roedores, quatis e primatas (Hodo *et al.*, 2017; Zingales; Bartholomeu, 2022). De forma semelhante, *Leishmania infantum* circula entre cães domésticos, canídeos silvestres, marsupiais, roedores e outros mamíferos, favorecendo a persistência do parasito em diferentes ambientes e dificultando medidas de controle (Dantas-Torres, 2007; Alcover; Riera; Fisa, 2021; Cardoso *et al.*, 2015). Já *Trypanosoma vivax* e *Trypanosoma evansi* apresentam ampla gama de hospedeiros, incluindo bovinos, bubalinos, ovinos, caprinos, equinos, asininos e diferentes mamíferos silvestres, possibilitando a manutenção dos parasitos em sistemas multihospedeiros (Fetene *et al.*, 2021; Sazmand; Desquesnes; Otranto, 2022).

Além das características ambientais dos assentamentos, deve-se considerar que os bovinos compartilham o mesmo espaço com diferentes espécies animais, como cães, equinos, pequenos ruminantes, aves domésticas e diversas espécies da fauna silvestre, com o ser humano interagindo nesses locais. Essa proximidade favorece a formação de interfaces epidemiológicas complexas, nas quais diferentes hospedeiros podem atuar como reservatórios, amplificadores ou fontes de alimentação para vetores hematófagos, contribuindo para a manutenção e circulação de agentes infecciosos (Quaresma *et al.*, 2023; Kuhn *et al.*, 2024). Evidências

indicam que modificações ambientais, como desmatamento, fragmentação de habitats e expansão das atividades agropecuárias, aumentam o contato entre ciclos silvestres e domésticos de patógenos, favorecendo a adaptação de vetores e reservatórios a ambientes humanos e peridomiciliares (Alarcon De Noya *et al.*, 2022). Estudos recentes em paisagens antropizadas do Brasil demonstraram a ocorrência simultânea de pequenos mamíferos infectados por *T. cruzi* e *Leishmania* spp., reforçando o potencial de transmissão em interfaces ecológicas próximas às populações humanas (Madureira *et al.*, 2026).

Dessa forma, os bovinos podem ser compreendidos não apenas como potenciais hospedeiros desses agentes, mas também como componentes de uma rede epidemiológica integrada envolvendo animais domésticos, fauna silvestre e populações humanas. Sob a perspectiva de Saúde Única, essa interconexão reforça a necessidade de estratégias de vigilância que considerem simultaneamente os diferentes hospedeiros e os fatores ambientais envolvidos na circulação desses agentes, diante da complexidade inerente aos sistemas zoonóticos multihospedeiros (Schneider *et al.*, 2019; Singh *et al.*, 2023).

Animais sentinelas são espécies utilizadas para monitorar riscos ambientais e potenciais impactos à saúde dos ecossistemas, uma vez que podem refletir a circulação de agentes biológicos presentes no ambiente antes da ocorrência de eventos epidemiológicos mais amplos (Samon *et al.*, 2022). Nesse contexto, os resultados obtidos neste estudo, associados às características ecológicas dos bovinos, como sua permanência prolongada nas propriedades rurais, elevada exposição a vetores hematófagos e estreita interação com outros animais domésticos, fauna silvestre e seres humanos, reforçam o potencial dessa espécie como animal sentinela para a vigilância de tripanossomatídeos em áreas rurais. Sob a perspectiva da Saúde Única, o monitoramento de bovinos pode representar uma estratégia complementar para identificação da circulação desses agentes e subsidiar ações de vigilância epidemiológica em ambientes caracterizados por intensa interface entre hospedeiros, vetores e fatores ambientais.

6.1 *Trypanosoma cruzi*

A ausência de detecção de *T. cruzi* nas amostras sanguíneas submetidas à hemocultura não descarta exposição prévia ou infecção crônica nos animais estudados. A fase crônica da doença é marcada por parasitemia baixa e intermitente, o que reduz a sensibilidade de métodos diagnósticos baseados em sangue periférico, sobretudo quando comparados à investigação tecidual (miocárdio, músculo liso ou tecido nervoso entérico), no qual o parasito pode permanecer na forma amastigota (Duran-Rehbein *et al.*, 2014; Jimenez; Winokur, 2023). Além

disso, infecções em hospedeiros não tradicionais podem ocorrer com baixa carga parasitária ou de forma subclínica, dificultando a confirmação molecular (Schaub, 2025). Portanto, resultados negativos devem ser interpretados com cautela, considerando limitações metodológicas e aspectos biológicos do parasito.

Pode-se verificar neste estudo uma (01) amostra de sangue de vaca leiteira procedente do município de Castilho, região Noroeste do Estado de São Paulo, positiva para *T. cruzi*, pela técnica molecular de cPCR convencional, utilizando-se os *primers* 121/122. No entanto, não foi possível realizar o sequenciamento dos amplicons obtidos devido à baixa qualidade ou integridade do DNA recuperado. Dessa forma, a interpretação do resultado deve considerar que a identificação do parasito baseou-se no padrão de amplificação observado com os *primers* 121/122, amplamente empregados para detecção de *T. cruzi*. A amplificação de uma amostra positiva para *T. cruzi* a partir de sangue de vaca leiteira constitui-se em um resultado epidemiologicamente relevante por indicar a presença de material genético compatível com o alvo molecular investigado em um animal procedente de área com ocorrência comprovada de vetores triatomíneos.

Esse achado se insere em um contexto epidemiológico já descrito para a região Noroeste do estado de São Paulo, onde estudos entomoepidemiológicos evidenciam a manutenção de triatomíneos em ambientes rurais. Entre 2004 e 2008, o município de Castilho apresentou elevada frequência de notificações desses vetores, com destaque para espécies como *Triatoma sordida* e *Rhodnius neglectus*, indicando sua presença persistente em áreas próximas a propriedades rurais e reforçando o risco de circulação de *Trypanosoma cruzi* no contexto regional (Alevi *et al.*, 2015).

Mais recentemente, coletas ativas realizadas entre 2018 e 2024 em ambientes intra e peridomiciliares confirmaram a ocorrência desses insetos em municípios da mesma região, incluindo Castilho e Guaraçai, com predomínio de *T. sordida*, espécie amplamente distribuída, com elevada capacidade de adaptação, colonização e comportamento predominantemente peridomiciliar. Além disso, trata-se de um triatomíneo hematófago com hábito alimentar pouco específico, capaz de explorar diferentes hospedeiros vertebrados, o que favorece a inserção de animais domésticos no ciclo de transmissão do parasito e reforça sua relevância epidemiológica. (Da Silva; Pessoa; Diotaiuti, 2025).

Assim, a detecção de *T. cruzi* a partir de amostra de sangue de uma vaca leiteira pode refletir sua exposição a esse ciclo enzoótico, atuando como hospedeiro acidental ou sentinela da circulação do parasito na área estudada. Embora apenas uma amostra tenha apresentado amplificação compatível com *T. cruzi*, esse resultado não deve ser desconsiderado sob a

perspectiva epidemiológica. Em sistemas zoonóticos complexos, a detecção de um único animal positivo pode funcionar como indicador da circulação local do parasito, especialmente em áreas onde há registro de vetores, reservatórios silvestres e condições ambientais favoráveis à manutenção do ciclo de transmissão. Nesse contexto, bovinos podem atuar como sentinelas epidemiológicas, contribuindo para a identificação de áreas com potencial risco de exposição ao agente. Ainda que as taxas de infecção vetorial sejam consideradas baixas, a persistência desses insetos no ambiente, aliada à sua ampla distribuição, sustenta o risco de transmissão e reforça a necessidade de vigilância epidemiológica contínua.

Em âmbito nacional, dados do Sistema de Informação de Agravos de Notificação (SINAN) mostram que, entre 2012 e 2023, foram confirmados 3.571 casos de doença de Chagas aguda em humanos no Brasil, com média anual de aproximadamente 297 registros. Somente em 2023, contabilizaram-se 516 casos agudos, demonstrando a persistência da transmissão e a importância da vigilância epidemiológica, mesmo diante de níveis relativamente baixos de detecção nos animais avaliados (SINAN, 2025).

Corroborando esse cenário, no município de Castilho (**Figura 11**), uma amostra de sangue bovino proveniente do assentamento Rio Paraná (**Figura 12**) apresentou amplificação compatível com o fragmento esperado para *T. cruzi*, reforçando a circulação do parasito em nível local.

Figura 11. Localização do município de Castilho, situado na região Noroeste do Estado de São Paulo, local de procedência da amostra número 1, conforme indicado no mapa.

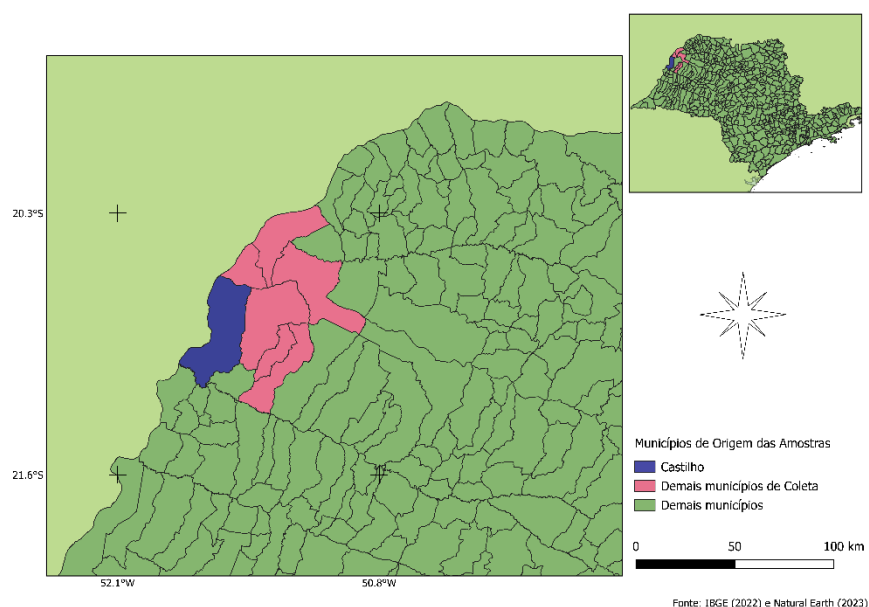
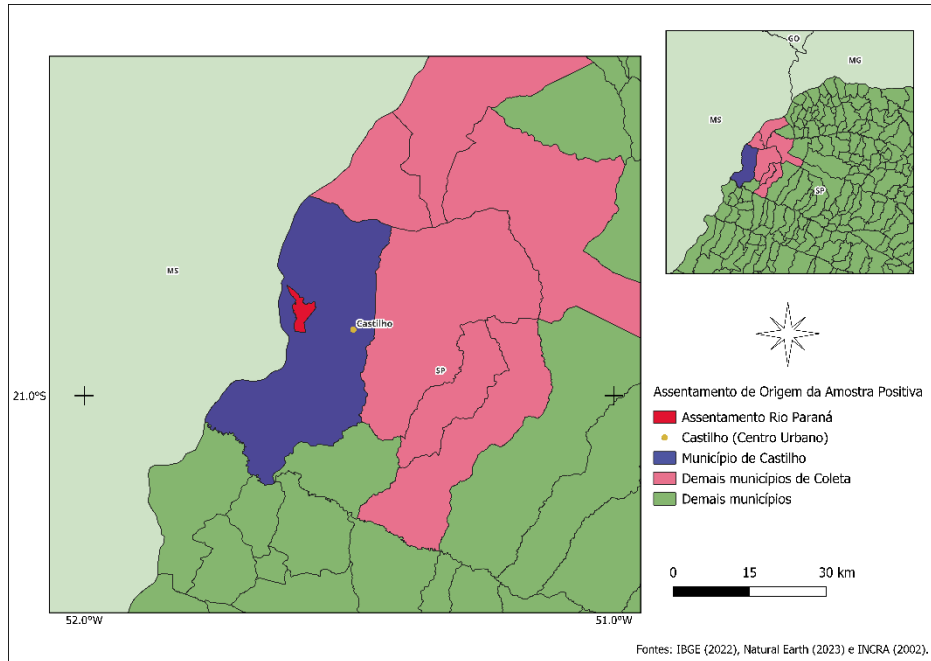


Figura 12. Delimitação aproximada do Assentamento Rio Paraná, local de coleta da amostra número 1. A distância estimada entre o assentamento Rio Paraná (delimitado na cor vermelha) e o centro urbano do município de Castilho (ponto em amarelo) é de 10 km. As dimensões e referências espaciais foram adaptadas a partir de IBGE (2022), Natural Earth (2023) e Arlindo (2021).



O município de Castilho está inserido na área de influência dos rios Paraná e Tietê e apresenta um mosaico ambiental composto por remanescentes de Floresta Estacional Semidecidual, vegetação ciliar, áreas de várzea e formações secundárias associadas a atividades agropecuárias, com cobertura de vegetação nativa estimada entre 15% e 20% (DataGeo, 2026). Além disso, o município apresenta clima tropical sazonal, caracterizado por estação chuvosa concentrada entre os meses de outubro e março e período seco durante o inverno.

A interação entre esses elementos ambientais favorece a manutenção de ambientes ripários e fragmentos florestais que podem sustentar populações de mamíferos silvestres e triatomíneos envolvidos no ciclo enzoótico de *T. cruzi*. Áreas úmidas, matas ciliares e várzeas geralmente apresentam elevada diversidade de fauna, incluindo quatis (*Nasua nasua*), roedores e outros mamíferos reconhecidos como potenciais reservatórios do parasito (Macedo *et al.*, 2026; DataGeo, 2026).

Adicionalmente, a coexistência de remanescentes florestais e áreas antropizadas pode ampliar a interface entre ambientes silvestres, animais domésticos e seres humanos, favorecendo a circulação do agente em áreas rurais. A presença de áreas classificadas com

elevado risco de incêndios florestais e a ocorrência recorrente de queimadas também podem promover alterações ambientais capazes de modificar a distribuição de hospedeiros e vetores, contribuindo para o deslocamento da fauna silvestre para ambientes modificados pelo ser humano (Kumar *et al.*, 2022; DataGeo, 2026).

Em relação aos animais de produção, Fujita *et al.* (1994) registraram bovinos soropositivos para *T. cruzi* em comunidades de Departamento de San Pedro (Paraguay), indicando que espécies domésticas podem integrar o ciclo epidemiológico do parasito. Essa hipótese é fortalecida pela detecção de sangue bovino no conteúdo intestinal de triatomíneos (Ibáñez-Cervantes *et al.*, 2013) no estado de Michoacán (México), evidenciando o contato direto entre vetores e animais de criação e, portanto, o potencial de exposição desses hospedeiros ao agente etiológico.

Triatomíneos de relevância médica podem invadir e colonizar domicílios humanos, estabelecendo ciclos domésticos de transmissão de *T. cruzi*. A degradação de habitats naturais causada por atividades antrópicas tem aproximado vetores, animais silvestres e populações humanas, favorecendo a circulação do parasito entre diferentes hospedeiros. Essa adaptação dos triatomíneos a ambientes urbanos amplia o risco de transmissão. Assim, considerando o caráter antroponozoonótico da doença de Chagas, sua persistência em regiões socioeconomicamente vulneráveis e com forte pressão ambiental constitui um desafio contínuo para a saúde pública (Kumar *et al.*, 2022; WHO, 2021).

No contexto epidemiológico, embora bovinos não sejam reservatórios primários de *T. cruzi*, evidências de soropositividade (Fujita *et al.*, 1994) e a detecção de sangue bovino em triatomíneos (Ibáñez-Cervantes *et al.*, 2013) indicam que esses animais participam do ecossistema de transmissão. A presença de animais de produção em áreas com atividade vetorial pode influenciar a dinâmica do ciclo parasitário, seja atuando como fontes alternativas de repasto sanguíneo, seja contribuindo para a manutenção do parasito em ambientes rurais. Considerando que triatomíneos podem colonizar ambientes domiciliares e peridomiciliares (Schaub, 2025) e que a doença de Chagas permanece como relevante problema de saúde pública na América Latina (PAHO, 2021), a vigilância integrada envolvendo animais domésticos, vetores e populações humanas é essencial dentro da perspectiva de Saúde Única.

6.2 *Trypanosoma evansi* e *Trypanosoma vivax*

Neste estudo, as amostras de sangue de vacas leiteiras foram negativas para *T. evansi* e *T. vivax*. Pesquisas epidemiológicas em diferentes regiões do Brasil mostram ampla variação

na ocorrência de tripanossomatídeos em bovinos, influenciada por fatores geográficos, ambientais e metodológicos. No Rio Grande do Sul, Samoel *et al.* (2023) observaram soroprevalência de anticorpos anti-*Trypanosoma* spp. de 24,6% (170/691) por RIFI, com variação regional de 0% a 37,3%, indicando heterogeneidade na exposição. De modo semelhante, Filgueira Alcindo *et al.* (2022) registraram discrepâncias expressivas entre técnicas diagnósticas para *T. vivax* na Zona da Mata Mineira: métodos parasitológicos detectaram 10,8% dos casos, enquanto ELISA identificou 89,2% e PCR 72,9%, com baixa concordância entre testes. Em Santa Catarina, Da Silva *et al.* (2022) encontraram maior positividade por sorologia (39% pela RIFI), sem detecção por PCR convencional, sugerindo exposição prévia mesmo sem confirmação molecular. Em conjunto, esses achados indicam que, em cenários de baixa parasitemia, métodos parasitológicos e moleculares podem apresentar sensibilidade reduzida, reforçando a importância da associação de técnicas para minimizar falsos negativos e aprimorar a acurácia epidemiológica.

Para *T. vivax* e *T. evansi*, a hemocultura é reconhecidamente pouco eficiente, com frequentes insucessos no isolamento devido à fragilidade das formas evolutivas no cultivo *in vitro* e à baixa parasitemia em fases subclínicas/crônicas (D'Archivio, 2011; Kamyngkird, 2022; Vieira *et al.*, 2017).

A disseminação de tripanossomatídeos em rebanhos bovinos pode ser favorecida pela movimentação de animais entre propriedades, uma vez que a compra e venda de indivíduos infectados, inclusive assintomáticos, contribui para a introdução silenciosa do parasito em novas áreas (Bastos *et al.*, 2017). Nesses contextos, a infecção pode permanecer subclínica e, ainda assim, impactar a produtividade, estando associada, por exemplo, à redução da produção de leite em vacas recém-infectadas (Kamyngkird *et al.*, 2020). Portanto, mesmo na ausência de manifestações clínicas evidentes, a tripanossomose representa um potencial prejuízo econômico, especialmente em sistemas leiteiros intensivos.

A magnitude dessa preocupação é ampliada quando se considera o expressivo efetivo bovino do Estado de São Paulo. Em 2021, a Secretaria de Agricultura e Abastecimento (SAA-SP), por meio do Instituto de Economia Agrícola (IEA) e da Coordenadoria de Desenvolvimento Rural Sustentável (CDRS), registrou 10.164.561 bovinos no estado, sendo 6.386.543 destinados ao abate, 1.139.004 à produção de leite e 2.643.139 a sistemas mistos (Ghobril *et al.*, 2021). Dados mais recentes indicam que o estado continua mantendo um rebanho superior a 10 milhões de cabeças, reforçando a relevância econômica da bovinocultura paulista (Cati, 2024). Nesse contexto, enfermidades capazes de comprometer a produtividade,

a sanidade animal ou o comércio pecuário representam potenciais impactos econômicos para o setor.

A manutenção de tripanossomatídeos em áreas de interface rural-silvestre envolve dinâmica ecológica complexa, com participação de diferentes mamíferos e vetores. Em assentamentos na fronteira Brasil–Bolívia, foi demonstrada a circulação de *T. cruzi*, *T. evansi* e *Leishmania* spp. em cães domésticos e mamíferos silvestres, evidenciando o papel de hospedeiros sinantrópicos na manutenção desses parasitos, mesmo quando a prevalência em animais de produção é baixa ou não detectada (Porfírio *et al.*, 2018). Assim, a ausência de detecção em bovinos não implica necessariamente ausência de circulação regional.

Na região Noroeste paulista, marcada por forte tradição agropecuária e por propriedades de corte e leite, inclusive assentamentos rurais (Prates, Sant’Ana & Silva, 2023), a elevada densidade animal e a constante movimentação entre propriedades podem favorecer tanto a introdução quanto a manutenção silenciosa desses patógenos. Dessa forma, mesmo diante de resultados negativos no presente estudo, a vigilância epidemiológica contínua para *T. vivax* e *T. evansi* é essencial para monitorar mudanças na dinâmica de transmissão, orientar medidas de biossegurança e mitigar impactos sanitários e econômicos.

6.3 *Leishmania infantum*

No presente estudo, não foi detectado DNA de *L. infantum* nas amostras sanguíneas analisadas. Contudo, a ausência de detecção não exclui infecção, especialmente porque *Leishmania* apresenta tropismo tecidual (fígado, baço e linfonodos), onde se concentram as formas amastigotas (Caldart *et al.*, 2021). Em bovinos, a parasitemia é tipicamente baixa ou ausente, razão pela qual o sangue periférico é uma matriz de baixa sensibilidade para o diagnóstico molecular de *L. infantum*.

Em áreas endêmicas para leishmaniose visceral, a intensa circulação do parasito tende a ampliar o espectro de espécies suscetíveis, incluindo bovinos (Killick-Kendrick, 1990). Apesar disso, os relatos envolvendo herbívoros ainda são escassos e a frequência descrita é baixa. Em São Paulo, Paixão-Marques *et al.* (2019) relataram o primeiro isolamento de *L. infantum* por hemocultura em bovino na área periurbana do município de Bauru-SP, área endêmica para leishmaniose visceral canina e humana; no mesmo estudo, foram identificados, por métodos moleculares, *Leishmania donovani* e *Trypanosoma theileri*. Posteriormente, Vioti *et al.* (2019) detectaram *L. infantum* em bovino de Pirassununga-SP, município classificado como não endêmico. Tais achados sugerem que o parasito pode estar presente em rebanhos

independentemente da situação epidemiológica oficial do município, indicando possível circulação silenciosa.

No contexto regional, o vetor *Lutzomyia longipalpis* foi previamente registrado na área rural de Ilha Solteira-SP, indicando risco de dispersão para municípios vizinhos (Venturini *et al.*, 2017). Ademais, Castilho, Itapura, Ilha Solteira e Murutinga do Sul apresentam transmissão canina e humana confirmada (Oliveira *et al.*, 2019), evidenciando circulação ativa de *L. infantum*. Entre 2017 e 2024, dados do Sinan Net indicam 662 casos humanos confirmados no Estado de São Paulo, com 66 óbitos, sendo 58 casos e 11 óbitos nos municípios de origem das amostras deste estudo, reforçando a relevância epidemiológica da região e necessidade de vigilância (Sinan Net, 2025).

Do ponto de vista ecológico, bovinos permanecem predominantemente em áreas rurais e produzem grande volume de matéria orgânica, o que favorece a manutenção de flebotomíneos, vetores que preferem locais com acúmulo desse substrato (OPAS, 2023). Durante o repasto, os rebanhos oferecem ampla superfície corporal exposta e condições ambientais atrativas à permanência dos vetores. A interface rural-silvestre, onde já foram descritos reservatórios naturais das leishmanioses (Dias *et al.*, 2003), pode ampliar oportunidades de transmissão. Embora flebotomíneos apresentem preferência por outros hospedeiros, a proximidade entre cães e bovinos em áreas rurais e periurbanas pode aumentar a exposição destes ao parasito. Nesse cenário, bovinos podem atuar como hospedeiros ocasionais e, potencialmente, contribuir para a manutenção do ciclo epidemiológico (Venturini *et al.*, 2017; Vioti *et al.*, 2019; Paixão *et al.*, 2019; Zafari *et al.*, 2024).

Assim, a investigação continuada, incluindo amostras teciduais e monitoramento molecular ampliado, mostra-se pertinente. Considerando o caráter zoonótico da enfermidade e o potencial envolvimento de animais de produção, abordagens regionais contribuem para o planejamento em Saúde Única, apoiando a vigilância, a identificação precoce de populações acometidas e o delineamento de estratégias de controle.

6.4 Métodos diagnósticos

A detecção de tripanossomatídeos em animais assintomáticos é um desafio epidemiológico relevante, pois esses hospedeiros podem atuar como fontes silenciosas de infecção e contribuir para a dispersão dos parasitos em áreas não endêmicas (Madruga, 2009; Kamyngkird *et al.*, 2020). Em infecções leves ou subclínicas, a parasitemia tende a ser baixa e, por vezes, intermitente, dificultando a identificação do agente por métodos convencionais.

Soma-se a isso o fato de que o sangue periférico pode ser uma matriz limitante para o diagnóstico em fases crônicas, dado o tropismo tecidual de alguns tripanossomatídeos, por exemplo, *T. cruzi* em miocárdio, fígado e baço, que podem persistir fora da circulação (Dyonisio *et al.*, 2021; Caldart *et al.*, 2021). Essas características biológicas reduzem a sensibilidade quando apenas sangue é analisado.

A composição racial dos rebanhos avaliados, predominantemente de bovinos zebuínos (*Bos indicus*) ou mestiços, pode influenciar a dinâmica das infecções por tripanossomatídeos no contexto estudado. Embora os zebuínos sejam frequentemente considerados mais adaptados a condições tropicais e apresentem maior resistência a parasitas e estresses ambientais, evidências experimentais indicam que essas raças não são as mais resistentes à tripanossomose quando comparadas a bovinos taurinos africanos trypanotolerantes, como a raça *N'Dama*, que apresentam menor parasitemia e menor comprometimento clínico após infecção (Roberts; Gray, 1973). Ainda assim, bovinos zebuínos demonstram capacidade de suportar infecções por *Trypanosoma* spp., mantendo níveis produtivos razoáveis mesmo em ambientes com pressão parasitária, o que pode estar relacionado à sua adaptação fisiológica e imunológica a regiões tropicais (Mulatu *et al.*, 1995; Somé *et al.*, 2024). Dessa forma, a predominância de animais desse grupo pode contribuir para a manutenção silenciosa de infecções no rebanho, sobretudo em sistemas extensivos, sem necessariamente manifestar sinais clínicos evidentes.

O isolamento em meio de cultura para *T. vivax* e *T. evansi* é tecnicamente desafiador, com dificuldades na manutenção das formas evolutivas e limitações do cultivo *in vitro* (D'Archivio, 2011; Kamyngkird, 2022), principalmente em de amostras de sangue. Em geral, métodos parasitológicos apresentam menor taxa de detecção do que técnicas moleculares em infecções por *T. cruzi*, *T. vivax* e *T. evansi*, sobretudo na fase crônica, devido à baixa parasitemia; por outro lado, podem ter desempenho superior na fase aguda (Vieira *et al.*, 2017). Nesse contexto, técnicas baseadas em PCR destacam-se pela elevada sensibilidade e especificidade, especialmente em situações de baixa parasitemia (Alves *et al.*, 2017; Bastos *et al.*, 2020), ao amplificarem sequências gênicas específicas do parasito, permitindo a confirmação da infecção em mamíferos e vetores (Dagnachew; Bezie, 2015). Ainda assim, a ausência de detecção de DNA no presente estudo pode decorrer da dinâmica parasitária, da baixa carga circulante e/ou da limitação inerente à matriz analisada.

Dessa forma, a interpretação dos resultados deve considerar, conjuntamente, o método empregado, o estágio da infecção, o tecido analisado e a biologia do parasito. A associação de técnicas parasitológicas, moleculares e sorológicas é estratégica para ampliar a acurácia diagnóstica e reduzir falsos negativos. A combinação entre hemocultura e métodos moleculares,

seguida de caracterização por sequenciamento, permite a identificação precisa das espécies e auxilia na diferenciação entre agentes como *T. cruzi* e *L. infantum* (Silva *et al.*, 2007; Rodrigues *et al.*, 2016), fortalecendo a vigilância baseada em Saúde Única.

No presente conjunto amostral, a presença de uma (01) amostra positiva (1/136) permitiu estimar, pela regra dos três, que a prevalência populacional dos agentes investigados esteja entre 0,02% a 4,0% (IC 95%). Embora esse resultado sugira baixa ocorrência na população estudada, ele não exclui circulação esporádica ou focal, especialmente considerando a parasitemia intermitente e a possibilidade de infecções subclínicas. Ademais, a detecção de uma amostra positiva dentre 136 amostras analisadas, inviabilizou análises de concordância diagnóstica e autocorrelação espacial, limitando inferências sobre padrões geográficos. Em cenários de baixa prevalência, amostragens ampliadas e monitoramentos periódicos são fundamentais para aumentar o poder estatístico e aprimorar a vigilância epidemiológica.

7. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Embora os resultados indiquem ausência de infecção ativa detectável para a maioria dos agentes investigados no momento da coleta, não excluem a possibilidade de circulação prévia ou silenciosa dos patógenos avaliados na área estudada, considerando a parasitemia intermitente, o tropismo tecidual de alguns tripanossomatídeos e as limitações do uso exclusivo de sangue periférico como amostra diagnóstica.

Ainda que bovinos não sejam reconhecidos como reservatórios primários para todos os agentes investigados, sua inserção nos sistemas produtivos e nos ecossistemas rurais os coloca como possíveis participantes da dinâmica de transmissão, seja como hospedeiros ocasionais, fontes de repasto sanguíneo para vetores ou sentinelas epidemiológicos. Assim, os achados reforçam a importância da vigilância contínua sob a perspectiva da Saúde Única, utilizando abordagens diagnósticas complementares para ampliar a sensibilidade de detecção. Mesmo diante de resultados predominantemente negativos, o estudo contribui para o monitoramento sanitário regional e para o planejamento de estratégias de biossegurança na bovinocultura paulista. Desta forma, a informação acerca das doenças compartilhadas entre os seres humanos e os animais (as zoonoses), contida em folders educativos para os produtores rurais, tem como propósito um modo de devolução do conhecimento gerado na universidade e o retorno à sociedade.

8. CONCLUSÕES

- Não foi detectado *Trypanosoma evansi*, *Trypanosoma vivax* e *Leishmania infantum* pelas provas de hemocultura e PCR convencional nas amostras de sangue de vacas leiteiras dos assentamentos rurais avaliados;
- A PCR convencional permitiu a identificação do DNA de *Trypanosoma cruzi* em uma amostra de sangue bovino em assentamento rural procedente do município de Castilho, inserido em uma área de influência dos rios Paraná e Tietê, com detecção vetorial previamente confirmada na região;
- A detecção de DNA de *Trypanosoma cruzi* no município de Castilho indica a circulação do parasito no assentamento Rio Paraná

9. REFERÊNCIAS¹

- ALARCON DE NOYA, B.; DÍAZ-BELLO, Z.; RUIZ-GUEVARA, R.; NOYA, O. Chagas disease expands its epidemiological frontiers from rural to urban areas. **Frontiers in Tropical Diseases**, Lausanne, v. 3, p. 799099, 2022. DOI: 10.3389/fitd.2022.799009. Disponível em: <https://www.frontiersin.org/journals/tropical-diseases/articles/10.3389/fitd.2022.799009/full>. Acesso em: 9 jun. 2026.
- ALCOVER, M. M.; RIERA, M. C.; FISA, R. Leishmaniosis in rodents caused by *Leishmania infantum*: a review of studies in the Mediterranean area. **Frontiers in Veterinary Science**, Lausanne, v. 8, p. 702687, 2021. DOI: 10.3389/fvets.2021.702687. Disponível em: <https://www.frontiersin.org/journals/veterinary-science/articles/10.3389/fvets.2021.702687/full>. Acesso em: 10 jun. 2026.
- ALCINDO, J. F.; VIEIRA, M. C. G.; ROCHA, T. V. P.; CARDINOT, C. B.; DESCHK, M.; AMARAL, G. G.; ARAUJO, R. F.; FRANCISCATO, C.; CASTILHO NETO, K. J. G. A.; MACHADO, R. Z.; ANDRÉ, M. R. Evaluation of techniques for diagnosis of *Trypanosoma vivax* infections in naturally infected cattle in the Zona da Mata Mineira. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, São Paulo, v. 31, n. 1, p. e018021, 2022. DOI: 10.1590/S1984-29612022007. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/35239859/>. Acesso em: 12 dez. 2025.
- AL MALKI, J. S.; HUSSIEN, N. A. Molecular characterization of *Trypanosoma evansi*, *Trypanosoma vivax* and *Trypanosoma congolense* in camels (*Camelus dromedarius*) of KSA. **BMC Veterinary Research**, London, v. 18, n. 1, p. 45, 2022. DOI: 10.1186/s12917-022-03148-0. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/35042521/>. Acesso em: 15 jun. 2025.
- ALCOVER, M. M.; RIERA, M. C.; FISA, R. Leishmaniosis in rodents caused by *Leishmania infantum*: a review of studies in the Mediterranean area. **Frontiers in Veterinary Science**, Lausanne, v. 8, p. 702687, 2021. DOI: 10.3389/fvets.2021.702687. Disponível em: <https://www.frontiersin.org/journals/veterinary-science/articles/10.3389/fvets.2021.702687/full>. Acesso em: 10 jun. 2026.
- ALVES, W. P.; CUGLOVICI, D. A.; FURTADO, L. F. V.; SILVEIRA, J. A. G.; FACURY-FILHO, E. J.; RIBEIRO, M. F. B.; RABELO, É. M. L. Comparison of three methods for diagnosis of *Trypanosoma (Duttonella) vivax* in cattle. **Genetics and Molecular Research**, Ribeirão Preto, v. 16, n. 4, p. gmr16039811, 2017. DOI: 10.4238/gmr16039811. Disponível em: https://www.researchgate.net/publication/340870934_Comparison_of_three_methods_for_diagnosis_of_Trypanosoma_Duttonella_vivax_in_cattle. Acesso em: 11 mar. 2026.
- ALEVI, K. C. C.; RODAS, L. A. C.; TARTAROTTI, E.; AZEREDO-OLIVEIRA, M. T. V.; GUIRADO, M. M. Entoepidemiology of Chagas disease in the Western region of the State of São Paulo from 2004 to 2008, and cytogenetic analysis in *Rhodnius neglectus* (Hemiptera, Triatominae). **Genetics and Molecular Research**, Ribeirão Preto, v. 14, n. 2, p. 5775-5784, 2015. DOI: 10.4238/2015.may.29.9. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/26125776/>. Acesso em: 10 dez. 2025.

¹ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE NORMAS TÉCNICAS. NBR 6023: informação e documentação: referências: elaboração. Rio de Janeiro: ABNT, 2018.

ARAÚJO, W. A. G.; CARVALHO, C. G. V.; MARCONDES, M. I.; SACRAMENTO, A. J. R.; PAULINO, P. V. R. Ocitocina exógena e a presença do bezerro sobre a produção e qualidade do leite de vacas mestiças. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, São Paulo, v. 49, n. 6, p. 465-470, 2012. DOI: 10.11606/issn.1678-4456.v49i6p465-470. Disponível em: https://www.researchgate.net/publication/276394243_Ocitocina_exogena_e_a_presenca_do_bezerro_sobre_a_producao_e_qualidade_do_leite_de_vacas_mesticas. Acesso em: 15 fev. 2026.

ARLINDO, M. A. S. Assentamentos rurais na região de Andradina: o ponto de partida para novas dinâmicas territoriais. In: ENCONTRO NACIONAL DE PÓS-GRADUAÇÃO E PESQUISA EM GEOGRAFIA, 14., 2021, evento online. **Anais [...]**. Campina Grande: Realize Editora, 2021. Disponível em: https://editorarealize.com.br/editora/anais/enanpege/2021/TRABALHO_COMPLETO_EV154_MD1_SA143_ID168208112021080447.pdf. Acesso em: 17 mar. 2026.

BAMBRA, C. Pandemic inequalities: emerging infectious diseases and health equity. **International Journal for Equity in Health**, London, v. 21, n. 1, p. 6, 2022. DOI: 10.1186/s12939-021-01611-2. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/35031078/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

BASTOS, T. S. A.; FARIA, A. M.; COUTO, L. F. M.; NICARETTA, J. E.; CAVALCANTE, A. S. A.; ZAPA, D. M. B.; FERREIRA, L. L.; HELLER, L. M.; MADRID, D. M. C.; CRUVINEL, L. B.; ROSSI, G. A. M.; SOARES, V. E.; CADIOLI, F. A.; LOPES, W. D. Z. Epidemiological and molecular identification of *Trypanosoma vivax* diagnosed in cattle during outbreaks in central Brazil. **Parasitology**, London, v. 147, n. 12, p. 1313-1319, 2017. DOI: 10.1017/s0031182020001006. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/32624014/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

BASTOS, T. S. A.; FARIA, A. M.; MADRID, M. C.; BESSA, L. C.; LINHARES, G. F. C.; JUNIOR, O. L. F.; SAMPAIO, P. H.; CRUZ, B. C.; CRUVINEL, L. B.; NICARETTA, J. E.; MACHADO, R. Z.; COSTA, A. J.; LOPES, W. D. Z. First outbreak and subsequent cases of *Trypanosoma vivax* in the state of Goiás, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, São Paulo, v. 26, n. 3, p. 366-371, 2017.

BATISTA, J. S.; BEZERRA, F. S. B.; LIRA, R. A.; CARVALHO, J. R. G.; NETO, A. M. R.; PETRI, A. A.; TEIXEIRA, M. M. G. Aspectos clínicos, epidemiológicos e patológicos da infecção natural em bovinos por *Trypanosoma vivax* na Paraíba. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, Rio de Janeiro, v. 28, n. 1, p. 63-69, 2008.

BHATTARAI, N. R.; VAN DER AUWERA, G.; RIJAL, S.; PICADO, A.; SPEYBROECK, N.; KHANAL, B.; DE DONCKER, S.; DAS, M. L.; OSTYN, B.; DAVIES, C.; COOSEMANS, M.; BERKVEN, D.; BOELAERT, M.; DUJARDIN, J. C. Domestic animals and epidemiology of visceral Leishmaniasis, Nepal. **Emerging Infectious Diseases**, Atlanta, v. 16, n. 2, p. 231-237, 2010. DOI: 10.3201/eid1602.090623. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/20113552/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

BAUM, M.; CASTRO, E. A.; PINTO, M. C.; GOULART, T. M.; BAURA, W.; KLISIOWICZ, D. R.; COSTA-RIBEIRO, M. C. V. Molecular detection of the blood meal source of sand flies (Diptera: Psychodidae) in a transmission area of American cutaneous Leishmaniasis, Paraná State, Brazil. **Acta Tropica**, Amsterdam, v. 143, p. 8-12, 2015. DOI:

10.1016/j.actatropica.2014.11.006. Disponível em:
<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/25530542/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

BRANDÃO, E. M. V.; XAVIER, S. C. C.; ROCHA, F. L.; LIMA, C. F. M.; CANDEIAS, I. Z.; LEMOS, F. G.; AZEVEDO, F. C.; JANSEN, A. M.; ROQUE, A. L. R. Wild and domestic canids and their interactions in the transmission cycles of *Trypanosoma cruzi* and *Leishmania* spp. in an area of the Brazilian Cerrado. **Pathogens**, Basel, v. 9, n. 10, p. 818, 2020. DOI: 10.3390/pathogens9100818. Disponível em: <https://www.mdpi.com/2076-0817/9/10/818>. Acesso em: 9 jun. 2026.

BEZERRA, C. M.; CAVALCANTI, L. P. G.; SOUZA, R. C. M.; BARBOSA, S. E.; XAVIER, S. C. C.; JANSEN, A. M.; RAMALHO, R. D.; DIOTAIUTI, L. Domestic, peridomestic and wild hosts in the transmission of *Trypanosoma cruzi* in the Caatinga area colonised by *Triatoma brasiliensis*. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 109, n. 7, p. 887-898, 2014. DOI: 10.1590/0074-0276140127.

BRASIL. Informações de saúde (TABNET) – DATASUS. **Doença de Chagas**: notificações registradas no Sistema de Informação de Agravos de Notificação (SINAN). Brasília, DF: Ministério da Saúde, [20--]. Disponível em: <http://tabnet.datasus.gov.br/>. Acesso em: 5 fev. 2026.

BRASIL. Ministério da Saúde. **Leishmaniose visceral**: vigilância e controle. Brasília, DF: Ministério da Saúde, 2014. Disponível em: <https://www.gov.br/saude/pt-br/assuntos/saude-de-a-a-z/l/leishmaniose-visceral>. Acesso em: 20 jan. 2025.

BUCHETON, B.; KHEIR, M. M.; EL-SAFI, S. H.; HAMMAD, A.; MERGANI, A.; MARY, C.; ABEL, L.; DESSEIN, A. The interplay between environmental and host factors during an outbreak of visceral Leishmaniasis in eastern Sudan. **Microbes and Infection**, Paris, v. 4, n. 14, p. 1449-1457, 2002. DOI: 10.1016/s1286-4579(02)00027-8. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/12475635/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

BURZA, S.; CROFT, S. L.; BOELART, M. Leishmaniasis. **The Lancet**, London, v. 392, n. 10151, p. 951-970, 2018. DOI: 10.1016/S0140-6736(18)31204-2. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/30126638/>. Acesso em: 10 mar. 2026.

CADIOLI, F. A.; BARNABÉ, P. A.; MACHADO, R. Z.; TEIXEIRA, M. C. A.; ANDRÉ, M. R.; SAMPAIO, P. H.; FIDÉLIS JÚNIOR, O. L.; TEIXEIRA, M. M. G.; MARQUES, L. C. First report of *Trypanosoma vivax* outbreak in dairy cattle in São Paulo state, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, Jaboticabal, v. 21, n. 2, p. 118-124, 2012. DOI: 10.1590/S1984-29612012000200009. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/rbpv/a/vQNZNmNyRJ5Lj5MT6Y8NBpN/?format=html&lang=en>. Acesso em: 11 mar. 2026.

CALDART, E. T.; PINTO-FERREIRA, F.; MATOS, A. M. R. N.; PASCOAL, A. T. P.; BERTÃO-SANTOS, A.; MITSUKA-BREGANÓ, R.; NAVARRO, I. T. Evaluation of an active and early surveillance methodology for visceral Leishmaniasis by molecular detection in road-killed wild fauna. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, Jaboticabal, v. 30, n. 2, p. e027920, 2021. DOI: 10.1590/s1984-29612021026. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/33978119/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

CANTANHÊDE, L. M.; CUPOLILLO, E. *Leishmania (Viannia) naiffi* Lainson & Shaw 1989. **Parasites & Vectors**, London, v. 16, p. 194, 2023. DOI: 10.1186/s13071-023-05814-0. Disponível em: <https://doi.org/10.1186/s13071-023-05814-0>. Acesso em: 11 mar. 2026.

CARVALHO, A. U.; ABRÃO, D. C.; FACURY FILHO, E. J.; PAES, P. R. O.; RIBEIRO, M. F. B. Ocorrência de *Trypanosoma vivax* no estado de Minas Gerais. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, v. 60, n. 3, p. 769-771, 2008.

CARVALHO, T. M. S. **Pesquisa molecular de tripanossomatídeos em amostras de sangue de equinos e bovinos no Brasil**. 2022. Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinárias) – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, 2022. Disponível em: https://bdtd.ibict.br/vufind/Record/UFRRJ-1_24f071a8a7a5fb177bfc69ba433db602. Acesso em: 9 jun. 2026.

CASTILHO. Prefeitura Municipal de Castilho. **Primeiro caso de leishmaniose em humano é registrado em Castilho**. Castilho: Prefeitura Municipal de Castilho, 2025. Disponível em: <https://www.castilho.sp.gov.br/portal/noticias/0/3/9906/primeiro-caso-de-leishmaniose-em-humano-e-registrado-em-castilho/>. Acesso em: 20 maio 2026.

CATI. Coordenadoria de Assistência Técnica Integral. **Produção animal e rebanho efetivo no Estado de São Paulo – 2023**. Campinas: Secretaria de Agricultura e Abastecimento do Estado de São Paulo, 2024. Disponível em: <https://pt.scribd.com/document/839258030/CT-148-PRODUC-A-O-ANIMAL-E-REBANHO-EFETIVO-9-2024-web-2>. Acesso em: 9 maio 2026.

CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION. **American trypanosomiasis** (*Trypanosoma cruzi*). Washington, DC: CDC; [20--]. Disponível em: <https://www.cdc.gov/dpdx/trypanosomiasisamerican/index.html>. Acesso em: 10 jun. 2026.

COCHRAN, W. G. **Sampling techniques**. 3rd ed. New York: John Wiley & Sons, 1977. 428 p.

CORTEZ, A. P.; RODRIGUES, A. C.; GARCIA, H. A.; NEVES, L.; BATISTA, J. S.; BENGALY, Z.; PAIVA, F.; TEIXEIRA, M. M. G. Cathepsin L-like genes of *Trypanosoma vivax* from Africa and South America – characterization, relationships and diagnostic implications. **Molecular and Cellular Probe**, London, v. 23, n. 1, p. 44-51, 2009. DOI: 10.1016/j.mcp.2008.11.003. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/19063960/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

COSTA, R. V. C. **Trypanosoma vivax em bovinos no estado do Rio de Janeiro**. 2018. 68 f. Tese (Doutorado em Medicina Veterinária, Patologia Animal) - Instituto de Veterinária, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, 2018.

DAGNACHEW, S.; BEZIE, M. Review on *Trypanosoma vivax*. **African Journal of Basic & Applied Sciences**, Pakistan, v. 7, n. 1, p. 41-64, 2015. DOI: 10.5829/idosi.ajbas.2015.7.1.92116.

DA SILVA, R. A.; PESSOA, G. C. D'. Á.; DIOTAIUTI, L. G. Monitoring the susceptibility of *Triatoma sordida* Stål, 1859 (Hemiptera: Reduviidae) populations to the insecticide deltamethrin, in the state of São Paulo, Brazil. **Journal of Tropical Pathology**, Goiânia, v. 54, n. 4, p. 1-14, 2025. DOI: 10.5216/rpt.v54i4.82724.

- DA SILVA, A. S.; MOLOSSE, V. L.; DEOLINDO, G. L.; CECERE, B. G.; VITT, M. G.; NASCIMENTO, L. F. N.; NEVES, G. B.; SARTOR, J.; SARTORI, V. H.; BALDISSERA, M. D.; MILETTI, L. C. *Trypanosoma vivax* infection in dairy cattle: Parasitological and serological diagnosis and its relationship with the percentage of red blood cells. **Microbial Pathogenesis**, London, v. 166, p. 105495, 2022. DOI: 10.1016/j.micpath.2022.105495. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/35351614/>. Acesso em: 10 out. 2025.
- D'ARCHIVIO, S.; MEDINA, M.; COSSON, A.; CHAMOND, N.; ROTUREAU, B.; MINOPRIO, P.; GOYARD, S. Genetic engineering of *Trypanosoma (Duttonella) vivax* and in vitro differentiation under axenic conditions. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, San Francisco, v. 5, n. 12, p. e1461, 2011. DOI: 10.1371/journal.pntd.0001461. Disponível em: <https://journals.plos.org/plosntds/article?id=10.1371/journal.pntd.0001461>. Acesso em: 11 mar. 2026.
- DATAGEO SÃO PAULO (Estado). Secretaria de Meio Ambiente, Infraestrutura e Logística. **DataGEO: Infraestrutura de Dados Espaciais Ambientais do Estado de São Paulo (IDEA-SP)**. São Paulo: DataGeo, 2026. Disponível em: <https://datageo.ambiente.sp.gov.br/>. Acesso em: 9 jun. 2026.
- DESQUESNES, M.; HOLZMULLER, P.; LAI, D.-H.; DARGANTES, A.; LUN, Z.-R.; JITTAPLAPONG, S. *Trypanosoma evansi* and surra: a review and perspectives on origin, history, distribution, taxonomy, morphology, hosts, and pathogenic effects. **Biomed Research International**, Hoboken, v. 2013, p. 194176, 2013. DOI: 10.1155/2013/194176. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/24024184/>. Acesso em: 11 mar. 2026.
- DIAS, F. O. P.; LOROSA, E. S.; REBÊLO, J. M. M. Fonte alimentar sanguínea e a peridomiciliação de *Lutzomyia longipalpis* (Lutz & Neiva, 1912) (Psychodidae, Phlebotominae). **Cadernos de Saúde Pública**, Rio de Janeiro, v. 19, n. 5, p. 1373-1380, 2003. DOI: 10.1590/S0102-311X2003000500015. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/csp/a/n7XWtHRD9MDrHkZ9xkRC74N/abstract/?lang=pt>. Acesso em: 11 mar. 2026.
- DURAN-REHBEIN, G. A.; VARGAS-ZAMBRANO, J. C.; CUÉLLAR, A.; PUERTA, C. J.; GONZALEZ, J. M. Mammalian cellular culture models of *Trypanosoma cruzi* infection: a review of the published literature. **Parasite**, Paris, v. 21, p. 38, 2014. DOI: 10.1051/parasite/2014040. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/25083732/>. Acesso em: 11 mar. 2026.
- DYONISIO, G. H. S.; BATISTA, H. R.; SILVA, R. E.; AZEVEDO, R. C. F.; COSTA, J. O. J.; MANHÃES, I. B. O.; TONHOSOLO, R.; GENNARI, S. M.; MINERVINO, A. H. H.; MARCILI, A. Molecular diagnosis and prevalence of *Trypanosoma vivax* (Trypanosomatida: Trypanosomatidae) in buffaloes and ectoparasites in the Brazilian Amazon region. **Journal of Medical Entomology**, Oxford, v. 58, n. 1, p. 403-407, 2021. DOI: 10.1093/jme/tjaa145. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/32696974/>. Acesso em: 11 mar. 2026.
- EDVINSSON, B. **Molecular diagnosis of infection with *Toxoplasma gondii* in immunocompromised patients**. 2006. 66 f. Tese (Clinical Bacteriology) – Department of Laboratory Medicine, Karolinska University Hospital Huddinge, Stockholm, 2006. Disponível em: <https://hdl.handle.net/10616/39302>. Acesso em: 11 mar. 2026.

EMPRESA BRASILEIRA DE PESQUISA AGROPECUÁRIA (EMBRAPA). **Abordagem de saúde única na pesquisa**. Brasília, DF: Embrapa, [2022]. Disponível em: <https://www.embrapa.br/visao-de-futuro/integracao-de-conhecimentos-e-de-tecnologias/sinal-e-tendencia/abordagem-de-saude-unica-na-pesquisa>. Acesso em: 9 jun. 2026.

EREQAT, S.; NASEREDDIN, A.; AL-JAWABREH, A.; AL-JAWABREH, H.; AL-LAHAM, N.; ABDEEN, Z. Prevalence of *Trypanosoma evansi* in livestock in Palestine. **Parasites & Vectors**, London, v. 13, n. 1, p. 21, 2020. DOI: 10.1186/s13071-020-3894-9. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/31931864/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

FETENE, E.; LETA, S.; REGASSA, F.; BÜSCHER, P. Global distribution, host range and prevalence of *Trypanosoma vivax*: a systematic review and meta-analysis. **Parasites & Vectors**, London, v. 14, n. 1, p. 80, 2021. DOI: 10.1186/s13071-021-04584-x. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/33494807/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS (FAO). **One Health**. Rome: FAO, [20--]. Disponível em: <https://www.fao.org/ectad/our-focus/one-health/en>. Acesso em: 9 jun. 2026.

FUJITA, O.; SANABRIA, L.; INCHAUSTTI, A.; DE ARIAS, A. R.; TOMIZAWA, Y.; OKU, Y. Animal reservoirs for *Trypanosoma cruzi* infection in an endemic area in Paraguay. **The Journal of Veterinary Medical Science**, Tokyo, v. 56, n. 2, p. 305-308, 1994. DOI: 10.1292/jvms.56.305. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/8075219/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

GHOBRIL, C. N.; PINATTI, E.; BINI, D. L. C.; BUENO, C. R. F. Previsões e estimativas do rebanho e produção animal do Estado de São Paulo, 2021. **Análises e Indicadores do Agronegócio**, São Paulo, v. 17, n. 10, p. 1-7, 2022. Disponível em: <https://iea.agricultura.sp.gov.br/out/TerTexto.php?codTexto=16079>. Acesso em: 10 maio 2025.

GONTIJO, B.; CARVALHO, M. L. R. Leishmaniose tegumentar americana. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, Brasília, DF, v. 36, n. 1, p. 71-80, 2003. DOI: 10.1590/S0037-86822003000100011. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/rsbmt/a/ZXND5L6KxmWJ8grGMsJMPDr/abstract/?lang=pt>. Acesso em: 11 mar. 2026.

HARIDY, F. M.; EL-METWALLY, M. T.; KHALIL, H. H. M.; MORSY, T. A. *Trypanosoma evansi* in dromedary camel: with a case report of zoonosis in Greater Cairo, Egypt. **Journal of the Egyptian Society of Parasitology**, Cairo, v. 41, n. 1, p. 65-76, 2011. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/21634243/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

HANLEY, J. A.; LIPPMAN-HAND, A. If nothing goes wrong, is everything all right? Interpreting zero numerators. **JAMA**, Chicago, v. 249, n. 13, p. 1743-1745, 1983. DOI: 10.1001/jama.1983.03330370053031. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/6827763/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

HAWKING, F. The resistance of *Trypanosoma congolense*, *T. vivax* and *T. evansi* to human plasma. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, Oxford, v. 72, n. 4, p. 405-407, 1978. DOI: 10.1016/0035-9203(78)90136-0. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/705847/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

- HERRERA, H. M.; AQUINO, L. P. C. T.; MENEZES, R. F.; MARQUES, L. C.; MORAES, M. A. V.; WERTHER, K.; MACHADO, R. Z. *Trypanosoma evansi* experimental infection in the South American coati (*Nasua nasua*): clinical, parasitological and humoral immune response. **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v. 102, n. 3, p. 209-216, 2001. DOI: 10.1016/s0304-4017(01)00532-5. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/11777600/>. Acesso em: 11 mar. 2026.
- HERRERA, H. M.; ROCHA, F. L.; LISBOA, C. V.; RADEMAKER, V.; MOURÃO, G. M.; JANSEN, A. M. Food web connections and the transmission cycles of *Trypanosoma cruzi* and *Trypanosoma evansi* (Kinetoplastida, Trypanosomatidae) in the Pantanal Region, Brazil. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, Oxford, v. 105, n. 7, p. 380-387, 2011. DOI: 10.1016/j.trstmh.2011.04.008. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/21600622/>. Acesso em: 11 mar. 2026.
- HOARE, C. A. **The Trypanosomes of Mammals**: A zoological monograph. Oxford and Edinburgh: Blackwell Scientific Publications, 1972. Disponível em: <https://www.cabidigitallibrary.org/doi/full/10.5555/19722902365>. Acesso em: 11 mar. 2026.
- HODO, C. L.; HAMER, S. A. Toward an ecological framework for assessing reservoirs of vector-borne pathogens: wildlife reservoirs of *Trypanosoma cruzi* across the southern United States. **ILAR Journal**, Oxford, v. 58, n. 3, p. 379-392, 2017. Disponível em: <https://pmc.ncbi.nlm.nih.gov/articles/PMC6019048/>. Acesso em: 10 jun. 2026.
- IBÁÑEZ-CERVANTES, G.; MARTÍNEZ-IBARRA, A.; NOGUEDA-TORRES, B.; LÓPEZ-ORDUÑA, E.; ALONSO, A. L.; PEREA, C.; MALDONADO, T.; HERNÁNDEZ, J. M.; LEÓN-AVILA, G. Identification by Q-PCR of *Trypanosoma cruzi* lineage and determination of blood meal sources in triatomine gut samples in México. **Parasitology International**, Amsterdam, v. 62, n. 1, p. 36-43, 2013. DOI: 10.1016/j.parint.2012.09.003. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/22995149/>. Acesso em: 11 mar. 2026.
- JIMENEZ, A.; WINOKUR, E. J. Chagas Disease Cardiomyopathy. **Dimensions of Critical Care Nursing**, Hagerstown, v. 42, n. 4, p. 202-210, 2023. DOI: 10.1097/dcc.0000000000000590. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/37219474/>. Acesso em: 11 mar. 2026.
- KAMYINGKIRD, K.; CHALERMWONG, P.; INPANKAEW, T.; NGASAMAN, R.; TATTIYAPONG, M.; TIWANANTHAGORN, S.; CHIMNOI, W.; CHOOCHERD, S.; KENGRADOMKIJ, C.; KLINKAEW, N.; DESQUESNES, M. Isolation and in vitro cultivation of *Trypanosoma evansi* Thai strains. **Experimental Parasitology**, Orlando, v. 239, p. 108289, 2022. DOI: 10.1016/j.exppara.2022.108289. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/35660530/>. Acesso em: 11 mar. 2026.
- KAMYINGKIRD, K.; CHALERMWONG, P.; SAECHAN, V.; KAEWNOI, D.; DESQUESNES, M.; NGASAMAN, R. Investigation of *Trypanosoma evansi* infection in bullfighting cattle in Southern Thailand. **Veterinary World**, Christchurch, v. 13, n. 8, p. 1674-1678, 2020. DOI: 10.14202/vetworld.2020.1674-1678. Disponível em: <https://pmc.ncbi.nlm.nih.gov/articles/PMC7522930/>. Acesso em: 11 mar. 2026.
- KILLICK-KENDRICK, R. Are cattle a reservoir host of kala-azar in India? **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, Oxford, v. 84, n. 5, p. 754, 1990.

DOI: 10.1016/0035-9203(90)90181-D. Disponível em:
<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/2278094/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

KUMAR, R.; GUPTA, S.; BHUTIA, W. D.; VAID, R. K.; KUMAR, S. Atypical human trypanosomosis: potentially emerging disease with lack of understanding. **Zoonoses and Public Health**, Berlin, v. 69, n. 4, p. 259-276, 2022. DOI: 10.1111/zph.12945. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/35355422/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

KUMAR, S.; STECHER, G.; TAMURA, K. MEGA7: Molecular Evolutionary Genetics Analysis Version 7.0 for Bigger Datasets. **Molecular Biology and Evolution**, New York, v. 33, n. 7, p. 1870-1874, 2016. DOI: 10.1093/molbev/msw054. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/27004904/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

LIMA, S. G. **Avaliação molecular para *Leishmania infantum* em bovinos de abate**. 2023. Trabalho de Conclusão de Residência (Residência em Medicina Veterinária) – Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2023. Disponível em: <https://repositorio.unesp.br/items/60b31008-2d27-4498-8a95-8abf9413bfe9>. Acesso em: 9 jun. 2026.

LINHARES, G. F. C.; DIAS FILHO, F. C.; FERNANDES, P. R.; DUARTE, S. C. Tripanossomíase em bovinos no município de Formoso do Araguaia, Tocantins (relato de caso). **Ciência Animal Brasileira**, Goiânia, v. 7, n. 4, p. 455-460, 2006. Disponível em: <https://revistas.ufg.br/vet/article/view/876>. Acesso em: 11 mar. 2026.

LOPES, S. T. P.; PRADO, B. S.; MARTINS, G. H. C.; BESERRA, H. E. A.; SOUSA FILHO, M. A. C.; EVANGELISTA, L. S. M.; CARDOSO, J. F. S.; MINEIRO, A. L. B. B.; SOUZA, J. A. T. *Trypanosoma vivax* em bovino leiteiro. **Acta Scientiae Veterinariae**, Porto Alegre, v. 46, p. 287, 2018. Suplemento 1.

LUZ, Z. M. P.; SILVA, A. R.; SILVA, F. O.; CALIGIORNE, R. B.; OLIVEIRA, E.; RABELLO, A. Lesion aspirate culture for the diagnosis and isolation of *Leishmania* spp. from patients with cutaneous Leishmaniasis. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, Rio de Janeiro, v. 104, n. 1, p. 62-66, 2009. DOI: 10.1590/s0074-02762009000100010. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/19274378/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

MACEDO, G. C.; BARRETO, W. G. T.; OLIVEIRA, C. E.; NASCIMENTO, L. F.; RUCCO, A. C.; PISTORI, J. G. B.; ASSIS, W. O.; SANTOS, G. S.; NANTES, W. A. G.; ANDRADE, G. B.; ROQUE, A. L. R.; HERRERA, H. M. *Trypanosomatidae* (Kinetoplastea: *Trypanosomatida*) diversity infecting the South American coati *Nasua nasua* (Carnivora: Procyonidae) in urban forest fragments in the Brazilian Midwest. **Frontiers in Cellular and Infection Microbiology**, Lausanne, v. 16, p. 1822974, 2026. DOI: 10.3389/fcimb.2026.1822974. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/42100664/>. Acesso em: 12 maio 2026.

MADRUGA, C. R. Epidemiologia do *Trypanosoma vivax* no Brasil. **Ciência Animal Brasileira**, Goiânia, v. 1, p. 1-10, 2009. DOI: 10.5216/cab.v1i0.7668. Disponível em: <https://revistas.ufg.br/vet/article/view/7668>. Acesso em: 11 mar. 2026.

MADUREIRA, A. C. C.; ISNARD, A. P.; LIMA, A. C. V. M. R.; CAPUCCI, D. C.; MARTINS, A. L. M.; ESTEVAM, L. G. T. M.; FREIRE, M. L.; SILVA, S. O.; KOERICH, L. B.; PESSOA, G. C. D.; GONTIJO, N. F.; AVELAR, D. M.; SOUZA, R. C. M.; DIOTAIUTI,

L. G.; ANDRADE FILHO, J. D.; DUTRA-RÊGO, F. Zoonotic *Trypanosomatids* in small mammals at a wildlife-urban interface in southeastern Brazil: implications for transmission risk. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, San Francisco, v. 20, n. 3, p. e0013455, 2026. Disponível em: <https://pmc.ncbi.nlm.nih.gov/articles/PMC13001946/>. Acesso em: 9 jun. 2026.

MAIA, E. M. B.; SANTOS, J. S. S.; SANTOS, M. E. C.; CORDEIRO, R. B. C.; FRANCO, V. F.; SILVA, F. S.; GURJAO, T. A.; FERREIRA, D. H.; SILVA, M. C. S.; HENNY, A.; MARACAJA, P. B.; MEDEIROS, A. C.; MEDEIROS, G. R. Leishmaniose visceral: uma visão sobre a importância epidemiológica entre cães domésticos e canídeos selvagens. **Revista Coopex**, Patos, v. 14, n. 1, p. 386-397, 2023. DOI: 10.61223/coopex.v14i1.128. Disponível em: <https://editora.unifip.edu.br/coopex/article/view/128>. Acesso em: 11 mar. 2026.

MAKOWIECKY, M. E.; MATTOS, M. S.; TORMEM, S. H.; GATTI, R. R.; BIZ, D. M.; PEREIRA, R. **Manual de orientação de LTA**. Santa Catarina: Vigilância Epidemiológica, 2020. Disponível em: <https://repositorio.unesp.br/server/api/core/bitstreams/5109aed8-bdfa-4936-ac91-54c952bb2a18/content>. Acesso em: 11 mar. 2026.

MALKI, J. S. A.; HUSSIEN, N. A. Molecular characterization of *Trypanosoma evansi*, *T. vivax* and *T. congolense* in camels (*Camelus dromedarius*) of KSA. **BMC Veterinary Research**, London, v. 18, n. 1, p. 45, 2022.

MELO, S. A.; BARROS, A. C. E.; COSTA, F. B.; CARVALHO NETA, A. V.; GUERRA, R. M. N. C.; ABREU-SILVA, A. L. Bovine Trypanosomiasis an Emerging Disease in Maranhão State–Brazil. **Vector-Borne and Zoonotic Diseases**, Thousand Oaks, v. 11, n. 7, p. 853-856, 2011.

MOLLINEDO, J. S.; MOLLINEDO, Z. A.; GIRONDA, W. J.; MOLLINEDO, R. E.; MOLLINEDO, P.; SALOMÓN, O. D. Visceral *Leishmaniasis* in Bolivia: Current Status. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, Uberaba, v. 53, p. e20190421, 2020. DOI: 10.1590/0037-8682-0421-2019. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/33111904/>. Acesso em: 30 mar. 2026.

MONTEIRO, S. G. **Parasitologia na Medicina Veterinária**. São Paulo: Roca, 2014.

MOREIRA, R. S.; CALOMENO, N. A.; NEVES, G. B.; NASCIMENTO, L. F. N.; BENETTI FILHO, V.; WAGNER, G.; MILETTI, L. C. *Trypanosoma evansi* secretome carries potential biomarkers for Surra diagnosis. **Journal of Proteomics**, Amsterdam, v. 272, p. 104789, 2023. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.jprot.2022.104789>. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/36464092/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

MOSSAAD, E.; SALIM, B.; SUGANUMA, K.; MUSINGUZI, P.; HASSAN, M. A.; ELAMIN, E. A.; MOHAMMED, G. E.; BAKHIET, A. O.; XUAN, X.; SATTI, R. A.; INOUE, N. *Trypanosoma vivax* is the second leading cause of camel trypanosomosis in Sudan after *Trypanosoma evansi*. **Parasites & Vectors**, London, v. 10, n. 1, p. 176, 2017.

MUITA, J. W.; BARGUL, J. L.; MAKWATTA, J. O.; NGATIA, E. M.; TAWICH, S. K.; MASIGA, D. K.; GETAHUN, M. N. Stomoxys flies are competent vectors of *Trypanosoma evansi* and *Trypanosoma vivax*. **PLOS Pathogens**, San Francisco, v. 21, n. 11, p. e1013712, 2025. Disponível em:

<https://journals.plos.org/plospathogens/article?id=10.1371/journal.ppat.1012570>. Acesso em: 10 jun. 2026.

MULATU, W.; ROWLANDS, G. J.; D'ETEREN, G. D. M.; NAGDA, S. M. **Effects of trypanosomiasis on productivity of East African Zebu cattle exposed to drug resistant trypanosomes**. 1995. Disponível em: <https://hdl.handle.net/10568/50464>. Acesso em: 10 jun. 2026.

OLIVEIRA, S. S.; HIRAMOTO, R. M.; RANGEL, O.; HENRIQUES, L. F.; VIVIANI JUNIOR, A.; TANIGUCHI, H. H.; BARBOSA, J. E. R.; CASANOVA, C.; SAMPAIO, S. M. P.; SPINOLA, R.; REHDER, S.; LINDOSO, J. Â. L.; TOLEZANO, J. E. Classificação epidemiológica dos municípios do Estado de São Paulo segundo o Programa de Vigilância e Controle da Leishmaniose Visceral, 2018. **Boletim Epidemiológico Paulista (BEPA)**, São Paulo, v. 16, n. 192, p. 29-46, 2019. Disponível em: https://docs.bvsalud.org/biblioref/2020/03/1052244/2019_p-034.pdf. Acesso em: 11 mar. 2026.

ORGANIZAÇÃO PAN-AMERICANA DA SAÚDE (OPAS). **Leishmanioses**: Informe Epidemiológico nas Américas. Washington, D.C.: OPAS, 2023. Disponível em: <https://iris.paho.org/handle/10665.2/59156> Acesso em: 21 mar. 2024.

ORGANIZAÇÃO PAN-AMERICANA DA SAÚDE (OPAS). **Saúde única**: um enfoque integral para abordar as ameaças à saúde na interface homem-animal-ambiente. Washington, DC: OPAS, 2021. Disponível em: <https://www.paho.org/sites/default/files/2021-08/CD59-9-p-saude-unica.pdf>. Acesso em: 9 jun. 2026.

ORTIZ, R. C.; ANVERSA, L. Epidemiology of visceral *Leishmaniasis* in Bauru, São Paulo, Brazil, 2004-2012: a descriptive study. **Epidemiologia e Serviços de Saúde**, Brasília, DF, v. 24, n. 1, p. 97-104, 2015. DOI: <https://doi.org/10.5123/S1679-49742015000100011> Disponível em: <https://www.scielo.br/j/ress/a/T4Xr8Xwwzv4psK9N9r8LQfR/?format=html&lang=pt>. Acesso em: 11 mar. 2026.

PAN AMERICAN HEALTH ORGANIZATION. **Leishmanioses**: Epidemiological Report of the Americas, December 2020. Washington, DC: PAHO, 2020. Disponível em: <https://www.paho.org/en/documents/Leishmaniasis-epidemiological-report-americas-december-2020>. Acesso em: 11 mar. 2026.

PAHO. **World Chagas Disease Day**. Washington, DC: OPAS, 2021. Disponível em: <http://www.paho.org/en/news/13-4-2021-70-people-chagas-dontknow-theyre-infected>. Acesso em: 10 fev. 2026.

PAIXÃO-MARQUES, M. S.; ALVES-MARTIN, M. F.; GUIRALDI, L. M.; SANTOS, W. J.; LEMOS, F. A.; SÁNCHEZ, G. P.; RICHINI-PEREIRA, V. B.; LUCHEIS, S. B. First isolation of *Leishmania infantum* by blood culture in bovines from endemic area for canine visceral *Leishmaniasis*. **Parasitology**, London, v. 146, n. 7, p. 911-913, 2019. DOI: 10.1017/S0031182019000088. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/30782228/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

PATERNINA, L. E.; VERBEL-VERGARA, D.; ROMERO-RICARDO, L.; PÉREZ-DORIA, A.; PATERNINA-GÓMEZ, M.; MARTÍNEZ, L.; BEJARANO, E. E. Evidence for

anthropophily in five species of phlebotomine sand flies (Diptera: Psychodidae) from northern Colombia, revealed by molecular identification of bloodmeals. **Acta Tropica**, Basel, v. 153, p. 86-92, 2016. DOI: 10.1016/j.actatropica.2015.10.005. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/26464046/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

PEREIRA, S. S.; CASTILHO NETO, K. J. G. A.; DUFFY, C. W.; RICHARDS, P.; NOYES, H.; OGUGO, M.; ANDRÉ, M. R.; BENGALY, Z.; KEMP, S.; TEIXEIRA, M. M. G.; MACHADO, R. Z.; JACKSON, A. P. Variant antigen diversity in *Trypanosoma vivax* is not driven by recombination. **Nature Communications**, London, v. 11, p. 844, 2020. DOI: 10.1038/s41467-020-14575-8. Disponível em: <https://www.nature.com/articles/s41467-020-14575-8>. Acesso em: 11 mar. 2026.

PÉREZ, H. A. G.; RODRIGUES, C. M. F.; PIVAT, I. H. V.; FUZATO, A. C. R.; CAMARGO, E. P.; MINERVINO, A. H. H.; TEIXEIRA, M. M. G. High *Trypanosoma vivax* infection rates in water buffalo and cattle in the Brazilian Lower Amazon. **Parasitology International**, Amsterdam, v. 79, p. 102162, 2020. DOI: 10.1016/j.parint.2020.102162. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/32565339/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

PIMENTEL, D. S.; RAMOS, C. A. N.; RAMOS, R. A. N.; ARAÚJO, F. R.; BORBA, M. L.; FAUSTINO, M. A. G.; ALVES, L. C. First report and molecular characterization of *Trypanosoma vivax* in cattle from state of Pernambuco, Brazil. **Veterinary Parasitology**, Amsterdam, v. 185, n. 2-4, p. 286-289, 2012.

PODLIPAEV, S. The more insect *Trypanosomatids* under study—the more diverse *Trypanosomatidae* appears. **International Journal for Parasitology**, Oxford, v. 31, n. 5-6, p. 648-652, 2001.

PORFIRIO, G. E. O.; SANTOS, F. M.; MACEDO, G. C.; BARRETO, W. T. G.; CAMPOS, J. B. V.; MEYERS, A. C.; ANDRÉ, M. R.; PERLES, L.; OLIVEIRA, C. E.; XAVIER, S. C. C.; ANDRADE, G. B.; JANSEN, A. M.; HERRERA, H. M. Maintenance of *Trypanosoma cruzi*, *T. evansi* and *Leishmania* spp. by domestic dogs and wild mammals in a rural settlement in Brazil-Bolivian border. **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**, Oxford, v. 7, n. 3, p. 398-404, 2018. DOI: 10.1016/j.ijppaw.2018.10.004. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/30370220/>. Acesso em: 10 jan. 2026.

PRATES, A. R.; SANT'ANA, A. L.; SILVA, D. P. Caracterização dos novos agricultores familiares de três assentamentos rurais de Castilho – SP. **Retratos de Assentamentos**, Araraquara, v. 25, n. 2, p. 134-166, 2022. DOI: 10.25059/2527-2594/retratosdeassentamentos/2022.v25i2.459. Disponível em: <https://retratosdeassentamentos.com/index.php/retratos/article/view/459>. Acesso em: 15 jun. 2024.

QUARESMA, P. F.; MARTINS-DUARTE, E. S.; SOARES MEDEIROS, L. C. One Health approach in zoonosis: strategies to control, diagnose and treat neglected diseases. **Frontiers in Cellular and Infection Microbiology**, Lausanne, v. 13, p. 1227865, 2023. Disponível em: <https://pmc.ncbi.nlm.nih.gov/articles/PMC10285666/>. Acesso em: 10 jun. 2026.

SAMOEL, G. V. A.; FERNANDES, F. D.; ROMAN, I. J.; RODRIGUES, B. T.; MILETTI, L. C.; BRÄUNIG, P.; GUERRA, R. R.; SANGIONI, L. A.; CARGNELUTTI, J. F.; VOGEL, F. S. F. Detection of anti-*Trypanosoma* spp. antibodies in cattle from southern Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, São Paulo, v. 33, n. 1, p. e013723, 2023. DOI:

10.1590/S1984-29612024002. Disponível em:
<https://pmc.ncbi.nlm.nih.gov/articles/PMC10782508/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

SAMON, S. M.; HAMMEL, S. C.; STAPLETON, H. M.; ANDERSON, K. A. Silicone wristbands as personal passive sampling devices: current knowledge, recommendations for use, and future directions. **Environment International, Amsterdam**, v. 169, p. 107339, 2022. DOI: 10.1016/j.envint.2022.107339. Disponível em:
<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1383576912001262>. Acesso em: 6 ago. 2026.

SCHNEIDER, M. C.; MUNOZ-ZANZI, C.; MIN, K.; ALDIGHERI, S. **Oxford Research Encyclopedia of Global Public Health**. “One Health” From Concept to Application in the Global World. 2019. Disponível em:
<https://oxfordre.com/publichealth/display/10.1093/acrefore/9780190632366.001.0001/acrefore-9780190632366-e-29>. Acesso em: 16 out. 2024.

SPADA, J. C. P. **Fatores de riscos associados à leishmaniose visceral canina na área de cinturão verde de Ilha Solteira, SP**. 2014. Dissertação (Mestrado em Ciência e Tecnologia Animal) – Faculdade de Engenharia de Ilha Solteira, Universidade Estadual Paulista, Ilha Solteira, 2014. Disponível em: <http://acervodigital.unesp.br/handle/11449/115623>. Acesso em: 17 maio 2026.

RADWANSKA, M.; VEREECKE, N.; DELEEuw, V.; PINTO, J.; MAGEZ, S. Salivarian Trypanosomosis: A Review of Parasites Involved, Their Global Distribution and Their Interaction With the Innate and Adaptive Mammalian Host Immune System. **Frontiers in Immunology**, Lausanne, v. 9, p. 2253, 2018. DOI: 10.3389/fimmu.2018.02253. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/30333827/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

RAMÍREZ-IGLESIAS, J. R.; ELEIZALDE, M. C.; REYNA-BELLO, A.; MENDOZA, M. Molecular diagnosis of cattle trypanosomes in Venezuela: evidences of *Trypanosoma evansi* and *Trypanosoma vivax* infections. **Journal of Parasitic Diseases**, New Dehli, v. 41, n. 2, p. 450-458, 2017. DOI: 10.1007/s12639-016-0826-x. Disponível em:
<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/28615858/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

REIS, M. O.; SOUZA, F. R.; ALBUQUERQUE, A. S.; MONTEIRO, F.; OLIVEIRA, L. F. S.; RAYMUNDO, D. L.; WOUTERS, F.; WOUTERS, A. T. B.; PECONICK, A. P.; VARASCHIN, M. S. Epizootic Infection by *Trypanosoma vivax* in Cattle from the State of Minas Gerais, Brazil. **The Korean Journal of Parasitology**, Soul, v. 57, n. 2, p. 191-195, 2019. DOI: 10.3347/kjp.2019.57.2.191. Disponível em:
<https://pmc.ncbi.nlm.nih.gov/articles/PMC6526221/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

ROBERTS, C. J.; GRAY, A. R. Studies on trypanosome-resistant cattle. II. The effect of trypanosomiasis on N'Dama, Muturu and Zebu cattle. **Tropical Animal Health and Production**, Heidelberg, v. 5, p. 220-233, 1973. Disponível em:
<https://link.springer.com/article/10.1007/BF02240423>. Acesso em: 10 jun. 2026.

RODRIGUES, R. P. S.; SANCHES, M. P.; SOARES, L. L. S.; BARBOSA, M. A. P. S.; MOURA, L. S.; SOUSA, R. P. R.; PESSOA, G. T. Aspectos epidemiológicos, patológicos e clínicos da tripanossomíase “Mal do coito”. **PubVet**, Londrina, v. 10, n. 4, p. 321-326, 2016. DOI: 10.22256/pubvet.v10n4.321-326. Disponível em:

https://ojs.pubvet.com.br/index.php/revista/pt_BR/article/view/1479. Acesso em: 11 mar. 2026.

ROQUE, A. L. R.; JANSEN, A. M. Reservatórios do *Trypanosoma cruzi* e sua relação com os vetores. In: GALVÃO, C. (org.). **Vetores da Doença de Chagas no Brasil**. Curitiba: Sociedade Brasileira de Zoologia, 2014. p. 75-87. (Zoologia: guias e manuais de identificação). Disponível em: <https://books.scielo.org/id/mw58j/pdf/galvao-9788598203096-07.pdf>. Acesso em: 11 mar. 2026.

SCHAUB, G. A. *Trypanosoma cruzi*/Triatomine interactions - a review. **Pathogens**, Basel, v. 14, n. 4, p. 392, 2025. DOI: 10.3390/pathogens14040392. Disponível em: <https://www.mdpi.com/2076-0817/14/4/392>. Acesso em: 14 fev. 2026.

SERAFIM, T. D.; INIGUEZ, E.; OLIVEIRA, F. *Leishmania infantum*. **Trends in Parasitology**, Oxford, v. 36, n. 1, p. 80-81, 2019. DOI: 10.1016/j.pt.2019.10.006. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/31757772/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

SHAW, J. J.; LAINSON, R. *Trypanosoma vivax* in Brazil. **Annals of Tropical Medicine & Parasitology**, Abingdon, v. 66, n. 1, p. 25-32, 1972.

SILVA, A. S.; OLIVEIRA, C. B.; ZANETTE, R. A.; SOARES, C. D. M.; CORADINI, G.; POLENZ, C. H.; SANTURIO, J. M.; MONTEIRO, S. G. Occurrence of *Trypanosoma evansi* in bovines from a dairy farm in the municipality of Videira - SC, Brazil. **Acta Scientiae Veterinariae**, Porto Alegre, v. 35, n. 3, p. 373-376, 2007. Disponível em: <https://www.redalyc.org/pdf/2890/289021852014.pdf>. Acesso em: 11 mar. 2026.

SILVA, R. C.; RICHINI-PEREIRA, V. B.; KIKUTI, M.; MARSON, P. M.; LANGONI, H. Detection of *Leishmania (L.) infantum* in stray dogs by molecular techniques with sensitive species-specific primers. **Veterinary Quarterly**, Abingdon, v. 37, n. 1, p. 23-30, 2017. DOI: 10.1080/01652176.2016.1252073. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/27774854/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

SILVA, T. M. F.; OLINDA, R. G.; RODRIGUES, C. M. F.; CÂMARA, A. C. L.; LOPES, F. C.; COELHO, W. A. C.; RIBEIRO, M. F. B.; FREITAS, C. I. A.; TEIXEIRA, M. M. G.; BATISTA, J. S. Pathogenesis of reproductive failure induced by *Trypanosoma vivax* in experimentally infected pregnant ewes. **Veterinary Research**, London, v. 44, n. 1, p. 1, 2013. DOI: 10.1186/1297-9716-44-1. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/23289625/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

SINAN. **Doença de Chagas**. Dados atualizados em 29/06/2021. Disponível em: <https://www.gov.br/saude/pt-br/assuntos/saude-de-a-a-z/d/doenca-de-chagas/arquivos/casos-de-doenca-de-chagas-aguda-dca-segundo-unidade-federada-de-infeccao-e-ano-de-inicio-de-sintomas-brasil-2010-a-2020.pdf>. Acesso em: 11 mar. 2026.

SINAN. **Leishmaniose visceral** – dados preliminares (até 2025). Sistema de Informação de Agravos de Notificação. Disponível em: <http://tabnet.datasus.gov.br/cgi/deftohtm.exe?sinanet/cnv/leishvbr.def>. Acesso em: 11 mar. 2026.

SOMÉ, F. G.; SÉRÉ, M.; SOMDA, B. M.; DAYO, G.-K.; OUÉDRAOGO, G. A.; BOULANGÉ, A.; MAARIFI, G.; CHANTAL, I.; BERTHIER-TEYSSÉDRE, D.; THÉVENON, S. Immune response in cattle trypanosomosis and trypanotolerance: main

findings and gaps. **Parasite Immunology**, Oxford, v. 46, p. e13075, 2024. Disponível em: <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/pim.13075>. Acesso em: 10 jun. 2026.

VAN GRIENSVEN, J.; DIRO, E. Visceral *Leishmaniasis*. **Infectious Disease Clinics of North America**, Philadelphia, v. 26, n. 2, p. 309-322, 2012. DOI: 10.1016/j.idc.2012.03.005. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/22632641/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

VAN GRIENSVEN, J.; DIRO, E. Visceral *Leishmaniasis*: recent advances in diagnostics and treatment regimens. **Infectious Disease Clinics of North America**, Philadelphia, v. 33, n. 1, p. 79-99, 2019. DOI: 10.1016/j.idc.2018.10.005 Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/30712769/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

VANHOLLEBEKE, B.; NIELSEN, M. J.; WATANABE, Y.; TRUC, P.; VANHAMME, L.; NAKAJIMA, K.; MOESTRUP, S. K.; PAYS, E. Distinct roles of haptoglobin-related protein and apolipoprotein L-I in trypanolysis by human serum. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, Washington, DC, v. 104, n. 10, p. 4118-4123, 2007. DOI: 10.1073/pnas.0609902104. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/17360487/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

VENTURINI, M. V.; RODRIGUES, A. C. M.; RODRIGUES, M. R. F.; CAVALCANTE, E. A.; ALENCAR, J. M. F.; MILES, M. A. Fatores de risco associados à leishmaniose visceral canina na área de cinturão verde de Ilha Solteira, SP. **Vigilância Epidemiológica em Revista**, [s.l.], v. 19, n. 1, p. 25-32, 2017. Disponível em: <http://acervodigital.unesp.br/handle/11449/115623>. Acesso em: 11 mar. 2026.

VIEIRA, O. L. E.; MACEDO, L. O.; SANTOS, M. A. B.; SILVA, J. A. B. A.; MENDONÇA, C. L.; FAUSTINO, M. A. G.; RAMOS, C. A. N.; ALVES, L. C.; RAMOS, R. A. N.; CARVALHO, G. A. Detection and molecular characterization of *Trypanosoma (Duttonella) vivax* in dairy cattle in the state of Sergipe, northeastern Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, São Paulo, v. 26, n. 4, p. 516-520, 2017. DOI: 10.1590/S1984-29612017048. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/29091120/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

VIETTRI, M.; HERRERA, L.; AGUILAR, C. M.; MOROCOIMA, A.; REYES, J.; LARES, M.; LOZANO-ARIAS, D.; GARCÍA-ALZATE, R.; CHACÓN, T.; FELICIANGELI, M. D.; FERRER, E. Molecular diagnosis of *Trypanosoma cruzi*/*Leishmania* spp. coinfection in domestic, peridomestic and wild mammals of Venezuelan co-endemic areas. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, Amsterdam, v. 14, p. 123-130, 2018. DOI: 10.1016/j.vprsr.2018.10.002. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/31014717/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

VIOTI, G.; LEONEL, J. A. F.; LEMES, K. M.; PEREIRA, V. F.; FERREIRA, H. L.; KEID, L. B.; MADUREIRA, E. H.; SOARES, R. M.; BENASSI, J. C.; OLIVEIRA, T. M. F. S. Molecular detection of *Leishmania* spp. in cattle from Brazil by means of PCR using internal transcribed spacer 1. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, São Paulo, v. 28, n. 2, p. 303-305, 2019. DOI: <https://doi.org/10.1590/s1984-29612019003>. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/31215604/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

DE VRIES, H. J. C.; SCHALLIG, H. D. Cutaneous *Leishmaniasis*: a 2022 updated narrative review into diagnosis and management developments. **American Journal of Clinical**

Dermatology, Auckland, v. 23, n. 6, p. 823-840, 2022. DOI: 10.1007/s40257-022-00726-8. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/36103050/>. Acesso em: 22 maio 2024.

WALDECK, B.; SCHAUB, G. A. "Natural infections" with *Trypanosoma cruzi* via the skin of mice: size of mouthparts of vectors and numbers of invading parasites. **Parasitology Research**, Berlin, v. 121, n. 7, p. 2033-2041, 2022. DOI: 10.1007/s00436-022-07516-5. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/35507065/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

WORLD HEALTH ORGANIZATION. **Chagas disease** (American trypanosomiasis). Geneva: WHO, [20--]. Disponível em: <https://www.who.int/health-topics/chagas-disease>. Acesso em: 11 mar. 2026.

WORLD HEALTH ORGANIZATION. **Chagas disease** (also known as American trypanosomiasis). Fact sheet. Geneva: WHO, 2021. Disponível em: [https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/chagas-disease-\(american-trypanosomiasis\)](https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/chagas-disease-(american-trypanosomiasis)). Acesso em: 11 mar. 2026.

WORLD HEALTH ORGANIZATION. **Grand challenges for the next decade in global health policy and programmes**. Geneva: WHO, 2017. Disponível em: <https://www.who.int/publications>. Acesso em: 11 mar. 2026.

WORLD HEALTH ORGANIZATION. **Monkeypox** (Mpox). Geneva: WHO, 2022. Disponível em: <https://www.who.int/news-room/fact-sheets/detail/monkeypox>. Acesso em: 11 mar. 2026.

WORLD HEALTH ORGANIZATION. **One Health**. Geneva: WHO, [20--]. Disponível em: <https://www.who.int/health-topics/one-health>. Acesso em: 9 jun. 2026.

ZAFARI, S.; MOTAVALLIHAGHI, S.; SALEHZADEH, A.; ZAHIRNIA, A.; SAZMAND, A.; MAGHSOOD, A. H. Molecular investigation of *Leishmania* in sandflies (Diptera: Psychodidae) and rodents (Mammalia: Rodentia) in Nahavand, west of Iran. **Parasitology Research**, Berlin, v. 123, n. 6, p. 253, 2024. DOI: 10.1007/s00436-024-08265-3. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/38922451/>. Acesso em: 11 mar. 2026.

ZETUN, C. B.; LUCHEIS, S. B.; TRONCARELLI, M. Z.; LANGONI, H. INFECÇÃO POR *Trypanosoma cruzi* EM ANIMAIS SILVESTRES PROCEDENTES DE ZOOLOGICOS DO ESTADO DE SÃO PAULO. **Veterinária e Zootecnia**, Botucatu, v. 21, n. 1, p. 139-147, 2014. Disponível em: <https://rvz.emnuvens.com.br/rvz/article/view/1374/888>. Acesso em: 30 mar. 2026.

10. ANEXOS

10.1 ANEXO 1 - Certificado Nº 1477/2025 – CEUA



unesp UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
"JÚLIO DE MESQUITA FILHO"



CERTIFICADO Nº 1477/2025 – CEUA

Comissão de Ética no Uso de Animais
Criada pela Portaria DFM nº 611 de 13/12/2012

Certificamos que o projeto intitulado: **"Isolamento e avaliação molecular para tripanosomatódeos emergentes em vacas leiteiras e análise espacial"** - conduzido pelo Pesquisador: **Marcos Vinícius Rangel – Orientador:** Profa. Simone Baldini Luchies, registrado com o **nº 1477/2025** para fins de pesquisa científica, encontra-se de acordo com os preceitos da Lei n. 11.794, de 08 de outubro de 2008, do Decreto n. 6.899 de 15 de julho de 2009, com as normas editadas pelo Conselho Nacional de Controle de Experimentação Animal (CONCEA), e foi **APROVADO** pela Comissão de Ética no Uso de Animais da Faculdade de Medicina de Botucatu, em reunião extraordinária no dia 05 de Junho de 2025.

Finalidade	() Ensino (X) Pesquisa Científica
Vigência da Autorização	04/06/2027
Espécie – Linhagem Raça	VACAS LEITEIRAS
Nº Total de animais	70 ANIMAIS (SERÁ COLETADO AMOSTRAS)
Idade/Peso	ADULTAS
Sexo	(FÊMEAS)

Profª. Dra. Débora Cristina Damasceno
Presidente da Comissão de Ética no Uso de Animais
Faculdade de Medicina de Botucatu/UNESP

Sara Rosa Stanley Sampaio
Secretária da Comissão de Ética no Uso de Animais
Faculdade de Medicina de Botucatu/UNESP

The research project registered by the number 1477/2025 is in agreement with the Ethical Principles for Animal Research established by the National Council for Control of Animal Experimentation (CONCEA) and was approved by the Committee on Ethics in the Use of Animals of Botucatu Medical School – Sao Paulo State University (UNESP) on June 05th, 2025.

Distrito Rubião Júnior, s/nº – Botucatu – SP. CEP: 18618-970 Fones: (14) 3880.1880 – E-mail Secretária: ceua@fmb.unesp.br/sara.sampaio@unesp.br

10.2 ANEXO 2 - Protocolo Kit De Extração de DNA

Protocolo de extração do DNA em sangue com kit comercial Illustra Blood GenomicPrep (Cytiva®):

1. Descongelar as amostras de sangue armazenadas em microtubos sob placas de gelo reciclável;
2. Em microtubos livres de DNAsas e RNAsas, acrescentar 20µL de proteinase K juntamente com 300µL da amostra de sangue;
3. Homogeneizar em vórtex durante 10 segundos;
4. Adicionar 400µL de solução de lise (Lysis buffer);
5. Homogeneizar no vórtex por mais 15 segundos;
6. Deixar os tubos em temperatura ambiente por um período de 10 minutos;
7. Transferir o conteúdo para um tubo coletor junto à uma coluna de extração;
8. Centrifugar à 11000rcf por um minuto;
9. Descartar o líquido do tubo coletor;
10. Acrescentar 500µL de solução de lise à coluna;
11. Centrifugar à 11000rcf por um minuto;
12. Descartar o líquido do tubo coletor;
13. Acrescentar 500µL de solução de lavagem (Wash Buffer) à coluna;
14. Centrifugar à 11000rcf por três minutos;
15. Desprezar o tubo coletor e o sobrenadante e colocar a coluna em um microtubo de 1,5mL estéril;
16. Adicionar 100µL de solução de eluição (Elution Buffer) previamente aquecido à 70°C;
17. Incubar por um minuto;
18. Centrifugar o microtubo à 11000rcf por um minuto;
19. Descartar a coluna de extração e armazenar a amostra de DNA extraída sob refrigeração à -20°C até o momento de uso.

10.3 ANEXO 3 - Pureza E Quantificação Do DNA

Quadro 1. Média dos valores mensurados durante a Quantificação de Ácidos Nucleicos.

Amostra	Média DNA (ng/ul)	Razão 260/280	Razão 260/230
1	25,28	1,61	0,51
2	43,63	1,69	0,64
3	38,16	1,77	0,85
4	18,40	1,76	0,57
5	24,47	1,79	0,74
6	24,38	1,67	0,63
7	35,76	1,71	0,78
8	37,86	1,84	0,99
9	60,30	1,68	0,85
10	62,35	1,80	1,20
11	42,93	0,88	0,19
12	71,55	1,49	0,55
13	61,21	1,56	0,60
14	63,11	1,70	0,83
15	66,62	1,09	0,28
16	48,45	1,08	0,26
17	54,71	1,40	0,47
18	87,76	1,40	0,51
19	69,81	1,12	0,30
20	29,41	0,71	0,14
21	55,54	1,89	1,21
22	59,72	1,86	1,39
23	42,91	1,87	0,99
24	37,50	1,81	1,00
25	44,12	1,83	1,08
26	39,88	1,82	0,90
27	26,44	1,71	0,66
28	43,93	1,77	0,87
29	20,41	1,87	0,76
30	49,21	1,90	1,34

31	24,35	1,94	0,74
32	46,71	0,90	0,20
33	27,72	0,90	0,18
34	29,44	0,98	0,21
35	22,96	1,08	0,21
36	31,75	0,77	0,15
37	38,41	0,80	0,16
38	55,30	0,80	0,21
39	29,36	1,06	0,22
40	38,46	1,01	0,22
41	30,89	0,76	0,14
42	31,87	0,99	0,19
43	19,22	1,02	0,19
44	24,88	0,76	0,14
45	66,54	0,85	0,17
46	95,70	0,68	0,17
47	43,39	0,88	0,18
48	26,93	0,76	0,14
49	29,00	0,772	0,13
50	126,20	0,87	0,22
51	41,75	1,52	0,52
52	24,67	0,93	0,18
53	31,00	0,96	0,20
54	38,00	1,27	0,33
55	22,68	0,94	0,17
56	69,10	1,32	0,38
57	35,05	1,03	0,21
58	74,35	1,20	0,33
59	41,34	1,06	0,23
60	60,85	0,98	0,23
61	45,69	0,85	0,18
62	22,36	1,73	0,67
63	61,02	1,18	0,32

64	29,36	1,73	0,85
65	14,14	1,58	0,43
66	13,54	1,67	0,43
67	42,57	1,62	0,67
68	18,02	1,77	0,64
69	22,21	1,46	0,44
70	30,35	1,53	0,48
71	72,06	1,53	0,68
72	40,28	1,63	0,52
73	31,47	1,40	0,36
74	54,30	1,49	0,49
75	36,29	1,53	0,46
76	42,67	1,23	0,29
77	50,30	1,20	0,35
78	51,68	1,52	0,56
79	38,63	1,41	0,39
80	21,24	1,00	0,21
81	56,70	1,10	0,31
82	29,48	0,86	0,17
83	67,96	1,61	0,73
84	28,90	1,67	0,58
85	11,97	1,32	1,11
86	64,57	1,84	1,15
87	47,69	1,78	1,03
88	39,16	1,78	1,03
89	39,97	1,74	0,81
90	27,23	1,79	0,90
91	46,54	1,66	0,68
92	58,76	1,78	0,93
93	54,06	1,75	0,99
94	45,09	1,66	0,73
95	48,01	1,83	1,04
96	14,07	1,86	0,52

97	23,42	1,22	0,27
98	17,01	1,86	0,48
99	24,46	1,69	0,56
100	45,44	1,88	0,99
101	27,51	1,31	0,31
102	60,51	1,80	1,01
103	33,60	1,75	0,84
104	41,35	1,49	0,54
105	24,64	1,65	0,55
106	17,96	1,68	0,56
107	32,44	1,16	0,29
108	41,73	1,80	1,05
109	51,81	1,78	1,18
110	44,06	1,75	0,77
111	71,88	1,57	0,68
112	40,48	1,83	1,04
113	38,39	1,79	0,94
114	34,66	1,75	0,83
115	45,58	1,84	1,08
116	30,52	1,84	0,88
117	31,11	1,49	0,48
118	27,19	1,70	0,56
119	25,42	1,68	0,53
120	35,34	1,51	0,16
121	39,99	1,54	0,23
122	38,08	1,51	0,20
123	49,13	1,52	0,25
124	37,61	1,53	0,30
125	27,52	1,54	0,19
126	21,88	1,46	0,17
127	37,65	1,54	0,25
128	41,64	1,54	0,25
129	15,95	1,56	0,19

130	76,50	1,46	0,55
131	41,00	1,59	0,57
132	38,07	1,30	0,36
133	36,17	1,05	0,25
134	56,17	1,53	0,55
135	53,21	1,49	0,55
136	61,07	1,49	0,56

10.4 ANEXO 4 - Compilado dos resultados por animal.

Quadro 2. Resultados de testes moleculares e presença ou ausência de formas parasitárias em hemocultura. Os animais que não apresentaram DNA amplificado pela prova de Reação em Cadeia de Polimerase (PCR) convencional foram representados como negativos por meio do símbolo “-” e em caso de positividade com o símbolo “+”. Todas as amostras foram negativas para isolamento em hemocultura sendo demarcadas com “-”.

Número da amostra	Município	Assentamento	Primer LC14 e LCH15	Primer TBR1 e TBR2	Primer 121 e 122	Primer DTO156 e Tvi2	Isolamento
1	Castilho	Rio Paraná	-	-	+	-	-
2	Castilho	Rio Paraná	-	-	-	-	-
3	Castilho	Rio Paraná	-	-	-	-	-
4	Castilho	Rio Paraná	-	-	-	-	-
5	Castilho	Rio Paraná	-	-	-	-	-
6	Castilho	Rio Paraná	-	-	-	-	-
7	Castilho	Rio Paraná	-	-	-	-	-
8	Castilho	Rio Paraná	-	-	-	-	-
9	Castilho	Rio Paraná	-	-	-	-	-
10	Castilho	Rio Paraná	-	-	-	-	-
11	Castilho	Rio Paraná	-	-	-	-	-
12	Castilho	Rio Paraná	-	-	-	-	-
13	Castilho	Rio Paraná	-	-	-	-	-
14	Castilho	Rio Paraná	-	-	-	-	-
15	Castilho	Rio Paraná	-	-	-	-	-
16	Castilho	Rio Paraná	-	-	-	-	-
17	Castilho	Rio Paraná	-	-	-	-	-
18	Castilho	Rio Paraná	-	-	-	-	-
19	Castilho	Rio Paraná	-	-	-	-	-
20	Castilho	Rio Paraná	-	-	-	-	-
21	Castilho	Pendengo	-	-	-	-	-
22	Castilho	Pendengo	-	-	-	-	-
23	Castilho	Pendengo	-	-	-	-	-
24	Castilho	Pendengo	-	-	-	-	-

25	Castilho	Pendengo	-	-	-	-	-
26	Castilho	Pendengo	-	-	-	-	-
27	Castilho	Pendengo	-	-	-	-	-
28	Castilho	Pendengo	-	-	-	-	-
29	Castilho	Pendengo	-	-	-	-	-
30	Castilho	Pendengo	-	-	-	-	-
31	Castilho	Nossa Senhora Aparecida II	-	-	-	-	-
32	Castilho	Nossa Senhora Aparecida II	-	-	-	-	-
33	Castilho	Nossa Senhora Aparecida II	-	-	-	-	-
34	Castilho	Nossa Senhora Aparecida II	-	-	-	-	-
35	Castilho	Nossa Senhora Aparecida II	-	-	-	-	-
36	Castilho	Nossa Senhora Aparecida II	-	-	-	-	-
37	Castilho	Nossa Senhora Aparecida II	-	-	-	-	-
38	Castilho	Nossa Senhora Aparecida II	-	-	-	-	-
39	Castilho	Nossa Senhora Aparecida II	-	-	-	-	-
40	Castilho	Nossa Senhora Aparecida II	-	-	-	-	-
41	Castilho	Terra Livre	-	-	-	-	-
42	Castilho	Terra Livre	-	-	-	-	-
43	Castilho	Terra Livre	-	-	-	-	-
44	Castilho	Terra Livre	-	-	-	-	-
45	Castilho	Terra Livre	-	-	-	-	-
46	Castilho	Terra Livre	-	-	-	-	-
47	Castilho	Terra Livre	-	-	-	-	-
48	Castilho	Terra Livre	-	-	-	-	-
49	Castilho	Terra Livre	-	-	-	-	-

50	Castilho	Terra Livre	-	-	-	-	-
51	Guaraçaí	Nova Vila	-	-	-	-	-
52	Guaraçaí	Nova Vila	-	-	-	-	-
53	Guaraçaí	Nova Vila	-	-	-	-	-
54	Guaraçaí	Nova Vila	-	-	-	-	-
55	Guaraçaí	Nova Vila	-	-	-	-	-
56	Guaraçaí	Moinho	-	-	-	-	-
57	Guaraçaí	Moinho	-	-	-	-	-
58	Guaraçaí	Moinho	-	-	-	-	-
59	Guaraçaí	Moinho	-	-	-	-	-
60	Guaraçaí	Moinho	-	-	-	-	-
61	Guaraçaí	São José 2	-	-	-	-	-
62	Guaraçaí	São José 2	-	-	-	-	-
63	Guaraçaí	São José 2	-	-	-	-	-
64	Guaraçaí	São José 2	-	-	-	-	-
65	Guaraçaí	São José 2	-	-	-	-	-
66	Guaraçaí	Aroeira	-	-	-	-	-
67	Guaraçaí	Aroeira	-	-	-	-	-
68	Guaraçaí	Aroeira	-	-	-	-	-
69	Guaraçaí	Aroeira	-	-	-	-	-
70	Ilha Solteira	Estrela da Ilha	-	-	-	-	-
71	Ilha Solteira	Estrela da Ilha	-	-	-	-	-
72	Ilha Solteira	Estrela da Ilha	-	-	-	-	-
73	Ilha Solteira	Estrela da Ilha	-	-	-	-	-
74	Ilha Solteira	Estrela da Ilha	-	-	-	-	-
75	Ilha Solteira	Estrela da Ilha	-	-	-	-	-
76	Ilha Solteira	Estrela da Ilha	-	-	-	-	-
77	Ilha Solteira	Estrela da Ilha	-	-	-	-	-
78	Ilha Solteira	Estrela da Ilha	-	-	-	-	-
79	Ilha Solteira	Estrela da Ilha	-	-	-	-	-
80	Itapura	Rosely Nunes	-	-	-	-	-
81	Itapura	Rosely Nunes	-	-	-	-	-

82	Itapura	Rosely Nunes	-	-	-	-	-
83	Itapura	Rosely Nunes	-	-	-	-	-
84	Itapura	Rosely Nunes	-	-	-	-	-
85	Itapura	Rosely Nunes	-	-	-	-	-
86	Itapura	Rosely Nunes	-	-	-	-	-
87	Itapura	Rosely Nunes	-	-	-	-	-
88	Itapura	Rosely Nunes	-	-	-	-	-
89	Itapura	Zumbi dos Palmares	-	-	-	-	-
90	Itapura	Zumbi dos Palmares	-	-	-	-	-
91	Itapura	Zumbi dos Palmares	-	-	-	-	-
92	Itapura	Zumbi dos Palmares	-	-	-	-	-
93	Itapura	Zumbi dos Palmares	-	-	-	-	-
94	Itapura	Zumbi dos Palmares	-	-	-	-	-
95	Itapura	Zumbi dos Palmares	-	-	-	-	-
96	Itapura	Zumbi dos Palmares	-	-	-	-	-
97	Itapura	Zumbi dos Palmares	-	-	-	-	-
98	Murutinga do Sul	Orlando Molina	-	-	-	-	-
99	Murutinga do Sul	Orlando Molina	-	-	-	-	-
100	Murutinga do Sul	Orlando Molina	-	-	-	-	-
101	Murutinga do Sul	Orlando Molina	-	-	-	-	-
102	Murutinga do Sul	Orlando Molina	-	-	-	-	-
103	Murutinga do Sul	Orlando Molina	-	-	-	-	-

104	Andradina	Josué de Castro	-	-	-	-	-
105	Andradina	Josué de Castro	-	-	-	-	-
106	Andradina	Josué de Castro	-	-	-	-	-
107	Andradina	Josué de Castro	-	-	-	-	-
108	Andradina	Josué de Castro	-	-	-	-	-
109	Andradina	Josué de Castro	-	-	-	-	-
110	Andradina	Josué de Castro	-	-	-	-	-
111	Murutinga do Sul	Santa Cristina	-	-	-	-	-
112	Murutinga do Sul	Santa Cristina	-	-	-	-	-
113	Murutinga do Sul	Santa Cristina	-	-	-	-	-
114	Murutinga do Sul	Santa Cristina	-	-	-	-	-
115	Murutinga do Sul	Santa Cristina	-	-	-	-	-
116	Murutinga do Sul	Dois Irmãos	-	-	-	-	-
117	Murutinga do Sul	Dois Irmãos	-	-	-	-	-
118	Murutinga do Sul	Dois Irmãos	-	-	-	-	-
119	Murutinga do Sul	Dois Irmãos	-	-	-	-	-
120	Murutinga do Sul	Dois Irmãos	-	-	-	-	-
121	Murutinga do Sul	Esmeralda	-	-	-	-	-
122	Murutinga do Sul	Esmeralda	-	-	-	-	-
123	Murutinga do Sul	Esmeralda	-	-	-	-	-
124	Murutinga do Sul	Esmeralda	-	-	-	-	-
125	Pereira Barreto	Terra é Vida	-	-	-	-	-

126	Pereira Barreto	Terra é Vida	-	-	-	-	-
127	Pereira Barreto	Terra é Vida	-	-	-	-	-
128	Pereira Barreto	Terra é Vida	-	-	-	-	-
129	Pereira Barreto	Terra é Vida	-	-	-	-	-
130	Pereira Barreto	Terra é Vida	-	-	-	-	-
131	Pereira Barreto	Terra é Vida	-	-	-	-	-
132	Pereira Barreto	Terra é Vida	-	-	-	-	-
133	Pereira Barreto	Terra é Vida	-	-	-	-	-
134	Pereira Barreto	Terra é Vida	-	-	-	-	-
135	Pereira Barreto	Terra é Vida	-	-	-	-	-
136	Pereira Barreto	Terra é Vida	-	-	-	-	-

Legenda: + = positivo

- = negativo

10.5 ANEXO 5 – Folder Educativo

TRIPANOSOMATÍDEOS: COMO PROTEGER SUA FAMÍLIA, SEUS ANIMAIS E SUA PROPRIEDADE

Informações sobre prevenção de doenças ocasionadas por tripanosomatídeos.



Uma iniciativa baseada nos princípios da Saúde Única.



DOENÇA DE CHAGAS

A doença de Chagas é causada pelo *Trypanosoma cruzi*, que pode afetar pessoas e animais, sendo portanto uma zoonose. Ela está relacionada à presença do barbeiro, um inseto que pode carregar o parasita causador da doença.

COMO A TRANSMISSÃO OCORRE?

- A principal forma de transmissão ocorre pelas fezes de barbeiros, durante sua alimentação em pessoas e animais domésticos e silvestres.
- Os barbeiros podem estar escondidos em locais escuros, frestas, pilhas de madeira e materiais acumulados.



COMO PREVENIR?

- ✓ Manter casas e arredores limpos.
- ✓ Evitar acúmulo de madeira, telhas e entulho.
- ✓ Fechar frestas em paredes e telhados.
- ✓ Comunicar às autoridades de saúde a presença de barbeiros.
- ✓ Manter vigilância sobre o ambiente domiciliar e peridomiciliar.

LEISHMANIOSE VISCERAL

A leishmaniose visceral é uma zoonose causada pela *Leishmania infantum*, que pode ser transmitida pela picada do mosquito-palha, um inseto que vive principalmente em locais úmidos e com matéria orgânica acumulada.

COMO A TRANSMISSÃO OCORRE?

- Pela picada de mosquito-palha infectado, podendo transmitir a doença para o ser humano e diferentes espécies animais.



COMO PREVENIR?

- ✓ Manter quintais limpos;
- ✓ Remover matéria orgânica acumulada, para não atrair o inseto;
- ✓ Evitar locais úmidos com folhas e resíduos;
- ✓ Manter abrigos de animais limpos;
- ✓ Procurar regularmente assistência veterinária para os animais;
- ✓ Utilizar coleira repelente nos cães.

PROTEJA SEU REBANHO

Algumas doenças causadas por outros tripanosomatídeos (*Trypanosoma vivax* e *Trypanosoma evansi*) podem passar de um animal para outro durante o manejo do rebanho.

Como perceber que um animal pode estar doente?

Fique atento aos sinais:

- ✓ Emagrecimento rápido
- ✓ Fraqueza ou cansaço
- ✓ Queda na produção de leite
- ✓ Mudanças no comportamento ou dificuldade para se movimentar

COMO PREVENIR?

- ✓ Nunca compartilhar agulhas entre animais.
- ✓ Observe animais recém comprados antes de misturá-los ao restante do rebanho.
- ✓ Sempre que possível, mantenha os novos animais separados por alguns dias.
- ✓ Procure assistência veterinária quando houver suspeita de doença.



UMA SÓ SAÚDE



SAÚDE ANIMAL

SAÚDE AMBIENTAL

SAÚDE HUMANA

PREVENIR É A MELHOR FORMA DE PROTEGER

Pequenas ações diárias ajudam a reduzir o risco de doenças e contribuem para uma comunidade mais saudável.

Material educativo elaborado a partir de pesquisa realizada em assentamentos rurais da região Noroeste do Estado de São Paulo.



Aluno: Marcos Vinicius Rangel
Orientador: Profa. Dra. Simone Baldini Lucchese

Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho" (UNESP)
Faculdade de Medicina de Botucatu - FMB
Programa de Pós-Graduação em Doenças Tropicais
2026