



UNIVERSIDADE  
ESTADUAL DO  
MARANHÃO



**PPGCA**  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO  
EM CIÊNCIA ANIMAL

UNIVERSIDADE ESTADUAL DO MARANHÃO  
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA ANIMAL

TESE DE DOUTORADO

Thaliane França Costa

**DETECÇÃO DE PARASITAS DO GÊNERO *Trypanosoma* EM  
PEQUENOS RUMINANTES NO NORTE MARANHENSE, BRASIL**

SÃO LUÍS – MA  
2025

**THALIANE FRANÇA COSTA**

**DETECÇÃO DE PARASITAS DO GÊNERO *Trypanosoma* EM  
PEQUENOS RUMINANTES NO NORTE MARANHENSE, BRASIL**

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal (PPGCA/UEMA), como parte das exigências para obtenção do título de Doutora em Ciência Animal.

Orientadora: Profa. Dra. Andréa Pereira da Costa

**SÃO LUÍS-MA**

**2025**

Costa, Thaliane França

Detecção de parasitas do gênero Trypanosoma em pequenos ruminantes no norte maranhense, Brasil. / Thaliane França Costa. – São Luis, MA, 2025.

103 f

Tese (Doutorado em Ciência Animal.) - Universidade Estadual do Maranhão, 2025.

Orientador: Prof. Dra. Andréa Pereira da Costa.

1.Caprino. 2.Diagnóstico. 3.Hemoparasita. 4.Ovino 5.Tripanossomose.  
I.Titulo.


CDU:616.937:636.3(812.1)



**Universidade Estadual do Maranhão**  
**PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA ANIMAL**


**ATA Nº 28**

Aos nove dias do mês de junho de dois mil vinte e cinco, às nove horas, compareceu à Sala de Aula I-PPGCA-LAMP/UEMA, a Pós-Graduanda Thaliane França Costa (CPF: 606.338.613-08), para apresentar e defender a Tese intitulada: "DETECÇÃO DE PARASITAS DO GÊNERO *Trypanosoma* EM PEQUENOS RUMINANTES NO ESTADO DO MARANHÃO, BRASIL", perante a Banca Examinadora de TESE abaixo relacionada. Após a apresentação e arguição pelos membros da Banca, a Pós-Graduanda foi considerada (Aprovada /Reprovada), **Aprovada**, conferindo-a o título de "Doutora em Ciência Animal", conforme as normas vigentes na Universidade Estadual do Maranhão-UEMA. Encerrados os trabalhos foi lavrado a presente ATA que, foi lida por mim, professora Dr.<sup>a</sup> Andréa Pereira da Costa (Orientadora), e após aprovada, recebeu a assinatura dos membros da Banca. A versão final da TESE, deverá ser entregue ao Programa, no prazo de 60 dias, contendo as modificações sugeridas pela banca examinadora e constantes na folha de correção anexa. Conforme o Art. 59º §3º do Regimento Interno do Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal-PPGCA/UEMA, a Pós-graduanda não terá o título, se não cumprir as exigências acima.

Documento assinado digitalmente  
 **DANILO RODRIGUES BARROS BRITO**  
Data: 26/06/2025 13:36:05-0300  
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>


**Dr. (a) DANILO RODRIGUES BARROS BRITO, IFMA**

Examinador(a) Externo à Instituição

Documento assinado digitalmente  
 **ROSANGELA ZACARIAS MACHADO**  
Data: 18/06/2025 13:32:18-0300  
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>


**Dr. (a) ROSÂNGELA ZACARIAS MACHADO, UNESP**

Examinador(a) Externo à Instituição

Documento assinado digitalmente  
 **THAIS BASTOS ROCHA SERRA**  
Data: 26/06/2025 22:16:26-0300  
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>


**Dr. (a) THAIS BASTOS ROCHA SERRA, UEMA**

Examinador(a) Externo ao Programa

Documento assinado digitalmente  
 **ALCINA VIEIRA DE CARVALHO NETA**  
Data: 07/07/2025 16:18:16-0300  
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

**Dr. (a) ALCINA VIEIRA DE CARVALHO NETA, UEMA**

Examinador(a) Interno

Documento assinado digitalmente  
 **ANDREA PEREIRA DA COSTA**  
Data: 13/06/2025 15:35:19-0300  
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

**Dr. (a) ANDREA PEREIRA DA COSTA, UEMA**

Presidente(a)

Documento assinado digitalmente  
 **THALIANE FRANCA COSTA**  
Data: 11/07/2025 09:52:49-0300  
Verifique em <https://validar.iti.gov.br>

Doutorando

## **AGRADECIMENTOS**

Primeiramente ao meu Deus, por me conceder sua maravilhosa graça dia após dia, por todas as bênçãos alcançadas, pela oportunidade de estudar, me formar e conquistar agora esse feito. Agradeço porque Ele traçou cada detalhe e utilizou os instrumentos que citarei a seguir.

À minha família, pelo amor e apoio incondicionais. Sempre estiveram ao meu lado, e me “calçaram” com aquilo que foi necessário em determinados momentos.

Aos meus cachorros Romeu e Russo, sim. Agradeço por eles existirem e serem meus companheiros em muitos dias em que fiquei sozinha em casa, principalmente durante os primeiros anos do doutorado.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES) pela concessão da bolsa de pesquisa.

À Universidade Estadual do Maranhão, à PPG e ao PPGCA pelo acolhimento e suporte para a realização de todo o projeto, especialmente no fornecimento de recursos administrativos, financeiros e de transporte.

À professora Dra. Andrea Pereira da Costa, que além de ter sido minha orientadora, foi minha amiga. Obrigada por me receber em sua casa, pelas caronas, pelas conversas, pela sua amizade e compreensão. Agradeço por contribuir pra que essa caminhada tenha sido mais leve! Agradeço sua parceira, seu incentivo ao meu desenvolvimento e crescimento como pesquisadora. Obrigada por cada momento de aprendizado e oportunidades que me deu nessa jornada. Sou imensamente grata.

Agradeço à professora Dra. Rita Seabra, que também muito me incentivou, acompanhou o projeto, se preocupou e também contribuiu para meu crescimento acadêmico! Obrigada pelos conselhos, pelos puxões de orelha, pelos momentos em que me fez refletir e por acreditar em mim e abrir portas de oportunidades.

Agradeço ao professor Dr. Francisco Borges por todos os ensinamentos no campo e no laboratório, pela disponibilidade em tirar dúvidas, de trocar ideias...

Agradeço a todos do Laboratório de Parasitologia Veterinária e Doenças Parasitárias, os técnicos, estagiários, BATIs, bolsistas de IC e extensão, mestrado, doutorado e pós-doutorado pela ajuda em algum momento da minha pesquisa. Destaco Danny e Renatinha, por todas as diluições de reagentes de PCR (risos).

Em especial agradeço aos amigos que fiz no laboratório, como Sidilene, Nayara Louzeiro, Jordeano (PDRU), Nágilla, Andrea, Carla Fernanda e Thais.

Agradeço especialmente à Lara Brandão (a da extensão), Juliana Pereira, Fernanda Yuka e Karol Simas pela ajuda nas coletas.

Agradeço ao meu colega de profissão e amigo Semaías Almeida, que se dispôs a fazer as últimas coletas comigo na Baixada.

Agradeço à minha parceira dos bodes, Alana Cardoso, por toda colaboração, compreensão, pelo respeito, conversas, trocas, e por podermos compartilhar juntas essa experiência do doutoramento.

Agradeço a cada produtor que abriu as porteiras das suas propriedades e permitiu o manejo com os animais e colheita das amostras. Agradeço os cafés, sucos, água de coco, e tudo que nos ofertaram enquanto estivemos em sua casa.

Agradeço ao pessoal do Laboratório de Patologia Molecular, coordenado pela Profa. Dra. Alcina Vieira, pela permissão na utilização dos equipamentos. As primeiras extrações de DNA, PCR e corridas de gel foram lá! Muito obrigada!

Agradeço aos meninos do Laboratório de Solos, em especial o Gabriel, por nos receber gentilmente e nos ensinar a utilizar os equipamentos de lá pra fazer quantificação de DNA.

Agradeço à Profa. Dra. Rosângela Zacarias por me receber em Jaboticabal/SP e pela oportunidade de realizar os ELISAs na Imunodot. Agradeço muito à Carla Freschi, por me ensinar e auxiliar na condução dos procedimentos. Agradeço também ao Luiz, Márcia e Simone, que estiveram lá esse período.

Agradeço aos meus pastores, meus irmãos e amigos da Igreja Batista Nacional em Vicente Fialho (minha comunidade de fé) por todo apoio, orações e incentivo na realização dessa conquista.

À secretária Francisca, nossa Frann, por toda atenção, cuidado e auxílio com as questões acadêmicas.

À banca examinadora pela avaliação do trabalho pela atenção, correção e sugestões.

## DEDICATÓRIA

*A Deus, aos meus pais Joselina e José Augusto, ao meu irmão Thallyson, à minha sobrinha Luna e aos meus cachorros Romeu e Russo, dedico.*

## DETECÇÃO DE PARASITAS DO GÊNERO *Trypanosoma* EM PEQUENOS RUMINANTES NO NORTE MARANHENSE, BRASIL

**RESUMO** – A tripanossomose é um importante problema sanitário e econômico na pecuária tropical, causando anemia grave e inflamação em ruminantes. No Brasil, *Trypanosoma vivax* é a espécie mais relevante em caprinos e ovinos, levando a alta morbidade, mortalidade e perdas produtivas, embora também possa ocorrer de forma assintomática. Embora *Trypanosoma evansi* e *Trypanosoma theileri* também infectem pequenos ruminantes, sua patogenicidade é considerada baixa para esses hospedeiros. No Maranhão, a ausência de estudos sobre tripanossomose em pequenos ruminantes representa uma lacuna epidemiológica importante, deixando os rebanhos vulneráveis a surtos não diagnosticados. Assim, objetivou-se detectar parasitas do gênero *Trypanosoma* em pequenos ruminantes no estado do Maranhão, utilizando métodos diretos e indiretos. Foram colhidas amostras sanguíneas de 84 caprinos e 210 ovinos em 14 propriedades rurais dos municípios de São Bento, Pinheiro e Itapecuru-Mirim, no período seco e chuvoso. Um questionário estruturado foi aplicado aos produtores para documentar os fatores de risco associados. Para cada animal amostrado, foi preenchida uma ficha de identificação individual com dados demográficos e sanitários. Esfregaços sanguíneos foram confeccionados e avaliados por microscopia óptica para pesquisa direta de tripanossomas. Utilizou-se o ensaio de imunoabsorção enzimática indireto (iELISA) para detecção de anticorpos anti-*T. vivax*. Para detecção molecular, foram realizadas reações em cadeia pela polimerase (PCRs) empregando iniciadores que amplificam fragmentos específicos do genoma de *T. vivax*, *T. evansi* e *T. theileri*. As amostras positivas por PCR foram sequenciadas, os nucleotídeos obtidos foram comparados com sequências depositadas no Genbank e posteriormente foram realizadas inferências filogenéticas. Os testes de associação Qui-quadrado e Exato de Fisher foram utilizados para análise estatística de fatores de risco. Não foram observados tripanossomas nos esfregaços sanguíneos. Obteve-se uma frequência de 14,28% (42/294) de animais sororeagentes, sendo 30 caprinos (10,20%) e 12 ovinos (4,08%). Duas amostras foram positivas para *T. vivax* por PCR (0,68%), sendo confirmadas as identidades em 100% com sequências do Genbank. O posicionamento filogenético demonstrou homologia das sequências obtidas com isolados de *T. vivax* em búfalos, bovinos, pequenos ruminantes e asininos do Brasil. Todas as amostras foram negativas para *T. evansi* e *T. theileri*. Os testes estatísticos revelaram associações significativas entre a infecção por *T. vivax* e as seguintes variáveis: espécie animal, aquisição recente de animais, assistência veterinária, infraestrutura da propriedade e tipo de alojamento. Os resultados evidenciam a presença de infecção por tripanossoma da espécie *T. vivax* em caprinos e ovinos no Maranhão. Este estudo adiciona dados relevantes ao cenário da tripanossomose animal no Brasil e alerta para a tomada de medidas de controle e prevenção da infecção em rebanhos de pequenos ruminantes no estado do Maranhão.

Palavras-chave: caprino, diagnóstico, hemoparasita, ovino, tripanossomose.

## DETECTION OF PARASITES OF *Trypanosoma* sp. IN SMALL RUMINANTS IN MARANHÃO STATE, BRAZIL

**ABSTRACT** – Animal trypanosomiasis represents a significant sanitary and economic challenge for tropical livestock production, causing severe anemia and systemic inflammation in ruminants. In Brazil, *Trypanosoma vivax* is the most clinically relevant species in goats and sheep, associated with high morbidity, mortality, and production losses, though infections may also occur asymptotically. While *T. evansi* and *T. theileri* can infect small ruminants, their pathogenicity in these hosts is considered low. In Maranhão state, the complete absence of studies on trypanosomiasis in small ruminants represents a critical epidemiological gap, leaving herds vulnerable to undiagnosed outbreaks. This study aimed to detect *Trypanosoma* spp. in small ruminants across Maranhão using direct and indirect diagnostic methods. Blood samples were collected from 84 goats and 210 sheep across 14 farms in São Bento, Pinheiro, and Itapecuru-Mirim municipalities during both dry and rainy seasons. A structured questionnaire documented risk factors, and individual animal records included demographic and health data. Diagnostic approaches included direct microscopy of blood smears, indirect ELISA for anti-*T. vivax* antibodies, species-specific PCR targeting *T. vivax*, *T. evansi*, and *T. theileri* genomic fragments, sequencing and phylogenetic analysis of PCR-positive samples (BLAST against GenBank), and statistical analysis using Chi-square and Fisher's exact tests for risk factors. No trypanosomes were detected by microscopy. Seroprevalence reached 14.28% (42/294), with 30 (10.20%) goats and 12 (4.08%) sheep testing positive. Two samples (0.68%) were PCR-positive for *T. vivax*, showing 100% identity with Brazilian isolates from buffaloes, cattle, small ruminants, and donkeys in GenBank. Phylogenetic analysis confirmed homology with these *T. vivax* strains. All samples tested negative for *T. evansi* and *T. theileri*. Significant risk factors ( $p < 0.05$ ) included host species (higher in goats), recent animal acquisitions, veterinary care availability, farm infrastructure quality, and housing type. This study provides the first molecular evidence of *T. vivax* infection in Maranhão's small ruminants, highlighting the need for control measures. The findings expand understanding of animal trypanosomiasis in Brazil and underscore the vulnerability of small ruminant production systems to this neglected disease.

**Keywords:** goat, diagnosis, hemoparasite, sheep, trypanosomiasis.

## SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO .....	12
2. REVISÃO DE LITERATURA .....	14
2.1 Gênero <i>Trypanosoma</i> .....	14
2.1.1 Classificação taxonômica dos tripanossomas .....	14
2.1.2 Morfologia e biologia .....	18
2.2 Tripanossomas em pequenos ruminantes domésticos .....	19
2.2.1 <i>T. vivax</i> .....	19
2.2.2 <i>T. evansi</i> .....	25
2.2.3 <i>T. theileri</i> .....	27
2.3 Métodos de diagnóstico de <i>Trypanosoma</i> spp. ....	30
2.3.1 Métodos parasitológicos .....	30
2.3.2 Métodos sorológicos .....	31
2.3.3 Métodos moleculares .....	31
2.4 Tratamento de tripanossomoses animais .....	33
2.5 Controle e profilaxia .....	35
2.6 Caprinovinocultura no Maranhão .....	35
3. OBJETIVOS .....	38
3.1 Geral .....	38
3.2 Específicos .....	38
4. MATERIAL E MÉTODOS .....	39
4.1 Aspectos éticos .....	39
4.2 Local do estudo .....	39
4.3 Tipo de estudo e amostragem .....	40
4.4 Coleta de dados e de material biológico .....	40
4.5 Detecção parasitológica .....	41
4.6 Detecção sorológica .....	41
4.7 Detecção molecular .....	41
4.7.1 Extração de DNA e Reação em Cadeia pela Polimerase (PCR) .....	42
4.7.2 Purificação e sequenciamento genético .....	43
4.7.3 Alinhamento de sequências e inferências filogenéticas .....	44
4.8 Análise estatística .....	44
5. RESULTADOS .....	45
5.1 Caracterização das propriedades .....	45
5.2 Caracterização dos animais .....	46
5.3 Diagnóstico parasitológico, sorológico e molecular .....	48
5.4 Análise estatística .....	51
6. DISCUSSÃO .....	53
7. CONCLUSÕES .....	63
REFERÊNCIAS .....	64
ANEXOS .....	97
APÊNDICES .....	101

## 1. INTRODUÇÃO

A criação de caprinos e ovinos representa uma importante atividade econômica e social no Brasil, com destaque para a região Nordeste, onde esses animais são fundamentais para a segurança alimentar e a geração de renda de famílias rurais (EMBRAPA, 2018). No estado do Maranhão, segundo o IBGE, (2023) essa atividade apresenta relevância crescente, posicionando-se entre os dez maiores efetivos nacionais, com rebanhos estimados em 383.563 caprinos e 348.062 ovinos, distribuídos principalmente nas regiões norte, leste e oeste.

Apesar do potencial produtivo, a sanidade dos rebanhos de caprinos e ovinos enfrenta desafios significativos, com doenças infecciosas e parasitárias causando perdas produtivas e econômicas (Azevedo et al., 2017; Bayne; Waters, 2025). Dentre estas, a tripanossomose por *Trypanosoma* spp. destaca-se por provocar quadros graves de anemia, distúrbios reprodutivos e neurológicos (Silva et al., 2013; Costa et al., 2020), levando a abortos, infertilidade e mortalidade, com impactos na sustentabilidade da produção (Brito et al., 2017; Batista et al., 2022; Couto et al., 2024).

No Brasil, *Trypanosoma vivax* é a principal espécie associada à tripanossomose em ruminantes, transmitida por vetores hematófagos e, em alguns casos, por via transplacentária ou iatrogênica (Batista et al., 2022). Além disso, outras espécies, como *T. evansi* e *T. theileri*, também circulam no país, podendo afetar diferentes espécies animais, incluindo pequenos ruminantes (Desquesnes, 2004; Campigotto et al., 2015).

Até o momento, a ocorrência de casos de *Trypanosoma* spp. em rebanhos de pequenos ruminantes no estado do Maranhão não é conhecida. No entanto, a espécie *T. vivax* já foi encontrada em bovinos nos municípios de Itapecuru-Mirim (Guerra et al., 2008), Pedreiras (Melo et al., 2011) e Timon (Pereira et al., 2018), além de bubalinos no município de Viana (Serra et al., 2024). Ademais, evidências recentes apontam a ocorrência de *T. evansi* em equinos no estado (Sousa et al., 2025).

A carência de dados sobre a circulação de *Trypanosoma* spp. em rebanhos de caprinos e ovinos do Maranhão limita o desenvolvimento de estratégias adequadas de vigilância e prevenção. Portanto, torna-se essencial o desenvolvimento de estudos regionais que caracterizem a circulação desses

parasitas, contribuindo não apenas para a sanidade animal, mas também para a sustentabilidade da cadeia produtiva da caprinovinocultura. Diante desse cenário, este trabalho objetivou investigar a presença de parasitas do gênero *Trypanosoma* em caprinos e ovinos no estado do Maranhão, por meio de método parasitológico, sorológico e molecular.

Este estudo está alinhado aos Objetivos de Desenvolvimento Sustentável (ODS) n.º 2 – Fome Zero e Agricultura Sustentável, e n.º 15 – Vida Terrestre, ao contribuir para o diagnóstico de enfermidades negligenciadas que comprometem a produção animal.

## 2. REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1 Gênero *Trypanosoma*

O gênero *Trypanosoma* inclui numerosas espécies de tripanossomas distribuídas mundialmente e que causam enfermidades em humanos e animais. As espécies patogênicas mais importantes e estudadas são responsáveis pelas tripanossomíases africanas e sul-americanas, tanto em animais quanto em humanos (Magri *et al.*, 2021). O gênero foi descrito por Gruby (1843) como pertencente ao Reino Protista, Filo Euglenozoa, Classe Kinetoplastea, ordem Trypanosomatida e família Trypanosomatidae (Hoare, 1972).

Os protozoários tripanossomas são organismos unicelulares flagelados que parasitam todas as classes de vertebrados: mamíferos, peixes, aves, répteis e anfíbios (Stevens *et al.*, 2001; Simpson *et al.*, 2006). Assim como todos os protozoários da Classe Kinetoplastea, esses organismos possuem a característica peculiar de uma grande e complexa rede de material genético circular denominado DNA cinetoplástico ou kDNA. Esse kDNA é composto por uma rede circular de maxicírculos e minicírculos dentro de sua única mitocôndria, o cinetoplasto (Lukes; Hashimi; Ziková, 2005).

#### 2.1.1 Classificação taxonômica dos tripanossomas

A classificação clássica dos tripanossomas foi proposta por Hoare (1964), que agrupou as espécies de acordo com o local de desenvolvimento e diferenciação morfológica no hospedeiro invertebrado e a via de eliminação das formas infectantes. Dessa maneira, a partir do gênero *Trypanosoma*, duas seções foram criadas – seção Salivaria e seção Stercoraria – cada uma com seus subgêneros (Tabela 1).

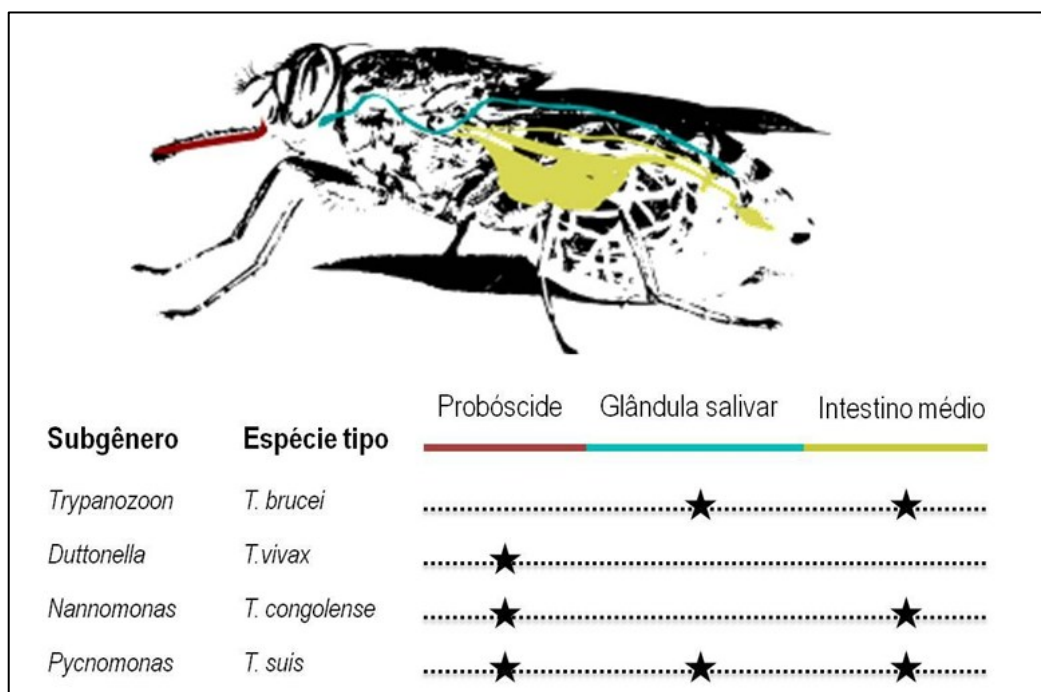
Tabela 1 – Taxonomia geral de tripanossomas.

Classificação clássica de Hoare (1964)			Classificação em clados
Seção	Subgênero	Espécies e subespécies	
Salivaria	<i>Trypanozoon</i>	<i>T. brucei brucei</i>	Clado <i>T. brucei</i> ( <i>T. brucei</i> e espécies relacionadas, majoritariamente transmitidas por moscas tsé-tsé)
		<i>T. brucei gambiense</i>	
		<i>T. brucei rhodesiense</i>	
		<i>T. evansi</i>	
		<i>T. equiperdum</i>	
-	<i>Nannomonas</i>	<i>T. congolense</i>	
		<i>T. simiae</i>	
		<i>T. godfreyi</i>	
-	<i>Duttonella</i>	<i>T. vivax</i>	
		<i>T. uniforme</i>	
-	<i>Pycnomonas</i>	<i>T. suis</i>	
Stercoraria	<i>Schizotrypanum</i>	<i>T. cruzi</i>	Clado <i>T. cruzi</i> ( <i>T. cruzi</i> e espécies relacionadas transmitidas por triatomíneos)
		<i>T. cruzi marinkellei</i>	
		<i>T. vespertilionis</i>	
		<i>T. dionisii</i>	
		<i>T. rangeli</i>	
	<i>Herpetosoma</i>	<i>T. lewisi</i>	Roedores (presumivelmente transmitidos por pulgas)
		<i>T. musculi</i>	
		<i>T. nabiasi</i>	
		<i>T. microti</i>	
		<i>T. theileri</i>	
<i>Megatrypanum</i>	<i>T. melophagium</i>	Outros clados de <i>Trypanosoma</i>	
	<i>T. conorhini</i>		
	<i>T. minasense</i>		
	<i>T. pestanai</i>		
	<i>T. cyclops</i>		
	<i>T. theodori</i>		
-	-	<i>T. carassi, T. cobitis, T. granulosum, T. siniperca, T. ophiocephali, T. chelodinae, T. nudigobii, T. blennidini, T. haploblephari, T. boissoni, T. capigobii, T. semegalense, T. murmanense, T. pleuronectidium, T. triglae, T. rotatorium, T. ranarum, T. chattoni, T. binneyi, T. therezieni, T. mega, T. neveu le mairei, T. fallisi</i>	Clado aquático (transmitidos por insetos e sanguessugas; também inclui tripanossomas de ornitorrincos e tartarugas aquáticas)
-	-	<i>T. avium, T. bennetti, T. corvi, T. culicavium, T. gallinarum, T. polygranularis, T. anguiformis</i>	Clado das aves (transmitidos principalmente por moscas pretas e moscas hipobóscidas)

Adaptado de Fraga et al., 2016.

Nesse arranjo, os tripanossomas agrupados na seção Salivaria são os de origem africana e se desenvolvem na porção anterior do tubo digestivo e/ou nas glândulas salivares do hospedeiro invertebrado (Figura 1). As formas infectantes são transmitidas aos hospedeiros vertebrados por meio da picada de moscas tsé-tsé (*Glossina* spp.), caracterizando a transmissão do tipo inoculativa (Hoare, 1964). Nessa seção foram incluídos cinco subgêneros: *Endotrypanum*, *Duttonella*, *Nannomonas*, *Trypanozoon* e *Pycnomonas* (Hoare, 1964). Anos mais tarde, Hoare (1972) revisou essa taxonomia e extinguiu o subgênero *Endotrypanum*.

Figura 1 – Representação esquemática do local de desenvolvimento de tripanossomas africanos (seção Salivaria) na mosca tsé-tsé.



Fonte: Rodrigues, 2016.

No subgênero *Nannomonas* foram agrupadas as espécies *Trypanosoma congolense*, *Trypanosoma simiae* e *Trypanosoma godfreyi*, caracterizadas pelo seu ciclo de desenvolvimento no intestino médio e probóscide das moscas tsé-tsé (McNamara; Mohammed; Gibson, 1994). O subgênero *Trypanozoon* abriga *T. brucei* (*T. b. gambiense* e *T. b. rhodesiense*), *T. evansi* e *Trypanosoma equiperdum*. As espécies *T. b. gambiense* e *T. b. rhodesiense* se desenvolvem exclusivamente nas glândulas salivares das moscas, enquanto *T. evansi* e *T. equiperdum* são transmitidos somente de forma mecânica e venérea, respectivamente (Hoare,

1972; Stevens *et al.*, 2001; Simpson *et al.*, 2006; Hamilton *et al.*, 2007). As demais espécies de Salivaria se desenvolvem somente na probóscide, como *Trypanosoma vivax* (subgênero *Dutonella*) ou na probóscide e na glândula salivar, como *Trypanosoma suis* (subgênero *Pycnomonas*) (Hoare, 1972; Stevens *et al.*, 2001; Simpson *et al.*, 2006; Hamilton *et al.*, 2007).

Dentro da seção Stercoraria foram agrupados os tripanossomas que se desenvolvem na porção posterior do tubo digestivo do hospedeiro invertebrado, onde as formas infectantes são eliminadas pelas fezes. Assim, penetram em solução de continuidade e mucosas do hospedeiro vertebrado, caracterizando a transmissão do tipo contaminativa (Hoare, 1972).

De acordo com Hoare (1964), essa seção comporta três subgêneros: *Megatrypanum*, *Herpetosoma* e *Schizotrypanum*. O subgênero *Megatrypanum* compreende os grandes tripanossomas e inclui, entre outras, espécies mundialmente distribuídas: *Trypanosoma melophagium* em ovinos; *T. theileri* e o complexo *T. theileri*-like em bovinos, caprinos e ovinos. O subgênero *Herpetosoma* inclui as espécies *T. lewisi* e *Trypanosoma rangeli* (Guhl; Vallejo, 2003; Lun *et al.*, 2009; Desquesnes *et al.*, 2016). No subgênero *Schizotrypanum* foi agrupada espécie *T. cruzi*, a qual é patogênica para humanos e cães (Eloy; Lucheis, 2009).

Em termos evolutivos baseados em filogenia, o gênero *Trypanosoma* é considerado um grupo monofilético, compartilhando um ancestral comum que remonta há cerca de 100 milhões de anos (Stevens; Gibson, 1999; Barrett *et al.*, 2003). Estudos de filogenia molecular baseados nos marcadores subunidade menor do RNA ribossomal (SSU rRNA) e gliceraldeído-3-fosfato desidrogenase glicossomal (gGAPDH) demonstraram que os tripanossomas evoluíram a partir de um parasita de inseto ancestral, que se adaptou a um ciclo de transmissão vertebrado-inseto (Hamilton *et al.*, 2004).

Inicialmente, foi demonstrada a divisão do grupo em três grandes clados: clado *Trypanosoma brucei*, clado *Trypanosoma cruzi* e clado aquático. Posteriormente, em uma análise mais robusta e em consonância com os principais habitats de seus hospedeiros vertebrados, Hamilton *et al.* (2007) demonstraram uma divisão em dois grandes agrupamentos de espécies: um clado aquático e um clado terrestre.

De acordo com essa análise, no clado aquático estão reunidos os tripanossomas de sanguessugas aquáticas (Lemos *et al.*, 2015), de peixes

(Gibson *et al.*, 2005; Fermino *et al.*, 2015; Lemos *et al.*, 2015), de quelônios (Jakes *et al.*, 2001; Dvořáková *et al.*, 2015), de anuros (Ferreira *et al.*, 2007; 2008), de jacarés (Fermino *et al.*, 2015, 2019), de ornitorrincos (Noyes *et al.*, 1999; Jakes *et al.*, 2001) e de camaleão (Hamilton *et al.*, 2007).

No clado terrestre foram agrupados os tripanossomas de mamíferos, cobras, lagartos, crocodilos e aves. Esse clado foi ainda dividido em subclados: clado de lagartos e serpentes (Viola *et al.*, 2008, 2009a), clado de crocodilos (Viola, 2009b; Fermino *et al.*, 2019), clado de aves (Hamilton *et al.*, 2007; Sehgal; Jones; Smith, 2001) e clados dos mamíferos (clado *T. brucei*, clado *T. cruzi*, clado *T. theileri*, clado *Trypanosoma lewisi* e clado *Trypanosoma cyclops*) (Stevens *et al.*, 2001; Hamilton *et al.*, 2005; Rodrigues *et al.*, 2006; Tang *et al.*, 2012; Lima *et al.*, 2015; Ortiz *et al.*, 2018).

### 2.1.2 Morfologia e biologia

Os tripanossomas são organismos unicelulares, flagelados e se desenvolvem em três estágios de desenvolvimento morfometricamente distintos: amastigota, epimastigota e tripomastigota. Essas formas são caracterizadas de acordo com a posição do cinetoplasto em relação ao núcleo e distinguidas em cada etapa do ciclo de vida no hospedeiro (Wallace, 1966).

Os ciclos de vida das espécies de *Trypanosoma* spp. são, em geral, dixênicos, com uma parte do seu desenvolvimento ocorrendo no hospedeiro invertebrado, que atua como vetor, e uma parte em um hospedeiro vertebrado, onde os parasitas podem ser encontrados na corrente sanguínea e em outros tecidos (Stevens; Brisse, 2004). Contudo, podem surgir variações nesse modelo tradicional entre as espécies, particularmente no cenário epidemiológico da América do Sul, exigindo uma abordagem diferenciada quanto à dinâmica de transmissão (Desquesnes *et al.*, 2013).

Em termos de ciclo biológico, os tripanossomas podem ser transmitidos de duas maneiras distintas, a depender da espécie: transmissão cíclica e transmissão não cíclica. Na primeira, há transformação e replicação das formas de desenvolvimento do parasita no hospedeiro invertebrado, e este atua como vetor biológico, a exemplo das moscas, insetos reduvídeos (incluindo triatomíneos) e mutucas. Por outro lado, na transmissão não cíclica, não ocorre o desenvolvimento do parasita no invertebrado. A transmissão não cíclica, pode ocorrer pela via

mecânica, com participação de artrópodes (moscas e mutucas) ou mamíferos (morcegos); pela via venérea; pela via oral, por meio de carnivorismo entre vertebrados (carcaça fresca ou órgão de animais mortos) e ingestão de alimentos contaminados; pela via iatrogênica e pela via congênita (Desquesnes, 2004a).

## 2.2 Tripanossomas em pequenos ruminantes domésticos

Caprinos e ovinos representam um reservatório de biodiversidade para protozoários do gênero *Trypanosoma*. De maneira geral, a ocorrência de tripanossomas nesses animais é frequentemente registrada na África (Gutierrez *et al.*, 2006; Birhanu *et al.*, 2015; Hassan-Kadle *et al.*, 2020; Maganga *et al.*, 2020; Mossaad *et al.*, 2020; Mewamba *et al.*, 2023;), onde a tripanossomose animal é endêmica. Também há relatos em países asiáticos (Talat *et al.*, 2005; Elata *et al.*, 2020; Ereqat *et al.*, 2020), na Europa (Rodríguez *et al.*, 2012), nas Américas (Costa *et al.*, 1983; Gutierrez *et al.*, 2006; Batista *et al.*, 2022) e na Oceania (Hoare, 1972; Mackerras, 1959; Turner; Murnane, 1930).

### 2.2.1 *T. vivax*

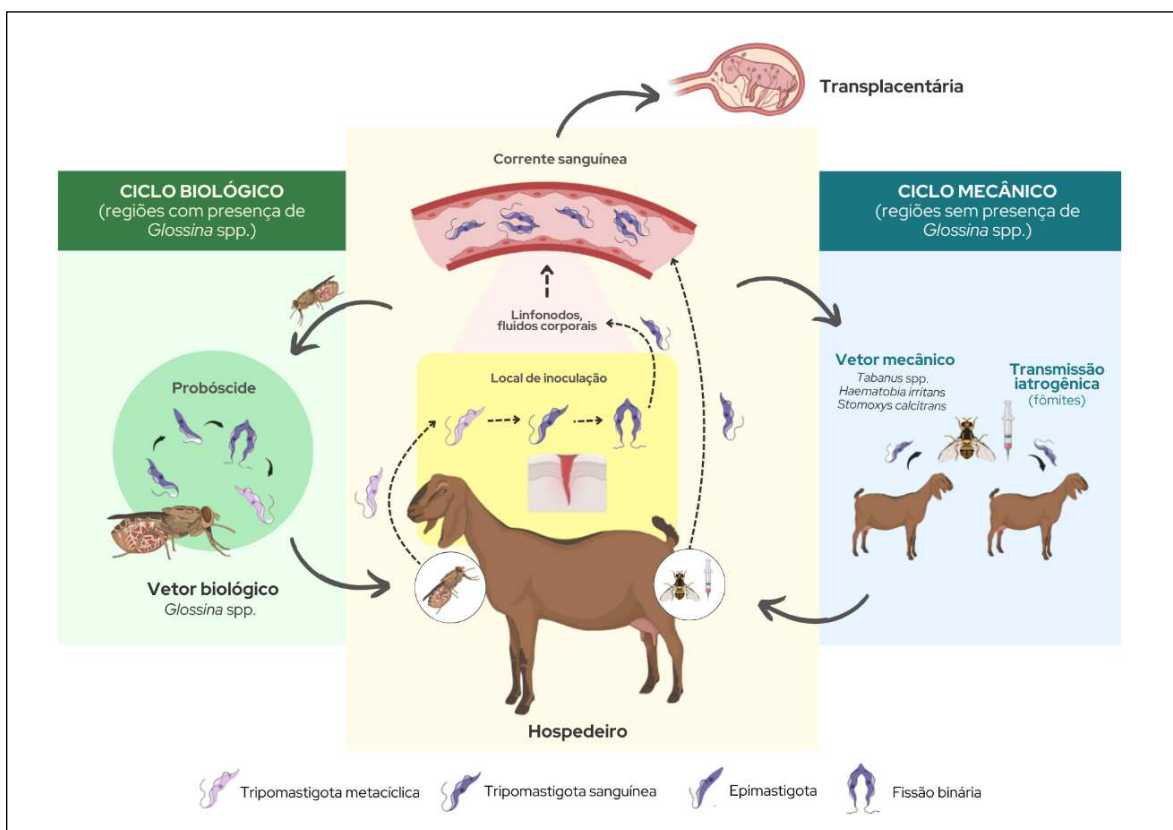
O protozoário *T. vivax* é um dos mais importantes tripanossomas conhecidos por infectar animais domésticos e silvestres e, particularmente, por causar uma doença crítica em bovinos, bubalinos, caprinos e ovinos – a tripanossomose (Hoare, 1972; Gonzatti *et al.*, 2014). A espécie foi descrita pela primeira vez na África por Ziemann em 1905 (Desquesnes, 2004). É um parasita pleomórfico cuja morfologia varia durante o ciclo biológico. A forma tripomastigota é encontrada na corrente sanguínea dos hospedeiros vertebrados e a forma epimastigota é encontrada nos dípteros do gênero *Glossina* (Martins *et al.*, 2008a).

Morfológicamente, na corrente sanguínea *T. vivax* possui tamanho médio, com um comprimento total que varia de 18 a 26  $\mu\text{m}$ , e largura 1,5-3  $\mu\text{m}$ . Contudo, as formas sanguíneas encontradas na América do Sul são ligeiramente menores (16-26,5  $\mu\text{m}$ ). O parasita possui um flagelo livre (~7  $\mu\text{m}$ ), uma membrana ondulante geralmente atrofiada e um grande cinetoplasto (1  $\mu\text{m}$ ) frequentemente posicionado na porção posterior, que é arredondada (Hoare, 1972; Desquesnes, 2004; Osório *et al.*, 2008; Gonzatti *et al.*, 2014).

No continente africano, *T. vivax* está presente nas áreas habitadas pela mosca tsé-tsé, na qual se desenvolve na probóscide e é transmitido de forma inoculativa, durante o repasto sanguíneo. É somente nesses dípteros que o parasita é capaz de se multiplicar e permanecer viável durante todo o ciclo de vida do inseto (Osório *et al.*, 2008). Pelo menos nove espécies de tsé-tsé estão envolvidas na transmissão cíclica, especialmente *Glossina morsitans* spp., *Glossina longipalpis*, *Glossina palpalis*, *Glossina tachinoides* e *Glossina pallidipes* (Gardiner; Wilson, 1987; FAO, 2015).

O ciclo biológico de *T. vivax* consiste em uma fase que ocorre no hospedeiro vertebrado e outra na mosca tsé-tsé. Durante o repasto sanguíneo, o inseto adquire as formas tripomastigotas presentes na corrente sanguínea do hospedeiro vertebrado infectado (Figura 1). Na probóscide da mosca, os tripanossomas ingeridos diferenciam-se para formas epimastigotas. Essas últimas se multiplicam por fissão binária e se diferenciam em tripomastigotas metacíclicas, que são as formas infectantes a serem inoculadas em um novo hospedeiro vertebrado (Gardiner, 1989).

Figura 1 – Ciclo de vida e formas de transmissão de *T. vivax*.



Fonte: Elaborado pelo autor.

Em áreas livres de tsé-tsé, como em alguns países da África (Delafosse *et al.*, 2006; Suh *et al.*, 2017), América Central (Oliveira *et al.*, 2009; Bonilla *et al.*, 2021) e América do Sul (Vieira *et al.*, 2017), *T. vivax* é transmitido de forma mecânica, transportado na forma de tripomastigotas sanguíneas por outras moscas hematófagas, especialmente *Tabanus* spp. e *Haematobia irritans* (Desquesnes, 2004) (Figura 1). Nessa modalidade, o parasita tem menor tempo de sobrevivência no aparelho bucal do inseto e o nível de parasitemia dos hospedeiros vertebrados influencia diretamente na eficiência da transmissão (Gonzatti *et al.*, 2014).

Além da transmissão mecânica, ocorre a transmissão iatrogênica por meio do reaproveitamento de seringas e agulhas entre os animais durante aplicações de medicamentos, que é uma prática comum na bovinocultura (De Melo Júnior *et al.*, 2021). Um experimento conduzido por De Melo Júnior *et al.* (2021) demonstrou que, ao reutilizar a mesma seringa e agulha de um animal com infecção aguda por *T. vivax* em um animal sadio, a chance de transmissão é de 80%, pela via intravenosa. A possibilidade de transmissão transplacentária de *T. vivax* também já foi comprovada (Mélendez *et al.*, 1993; Silva *et al.*, 2013; Batista *et al.*, 2022).

Mais recentemente, pela primeira vez, um estudo conduzido no Brasil confirmou que *T. vivax* pode ser transmitido por palpação retal ao reutilizar a mesma luva (Leal *et al.*, 2025). Verificou-se que a partir de um animal com infecção aguda, dois a cinco outros bovinos poderiam ser infectados, dependendo da quantidade de sangue na luva usada durante a palpação

Na América Latina, acredita-se que *T. vivax* tenha sido introduzido por meio de bovinos e equinos importados da África, possivelmente no século XVI, e se espalhou para diferentes países, incluindo o Brasil, Colômbia, Guiana Francesa, Guadalupe, Guiana, Martinica, Panamá, Suriname e Venezuela (Desquesnes, 2004). Atualmente, está disseminado na América do Sul, com exceção dos países Chile, Suriname e Uruguai (Fetene *et al.*, 2021). Nesse continente, a literatura relata que *T. vivax* foi disseminado por mutucas tabanídeas (Hoare, 1972) e moscas dos estábulos (*Stomoxys* spp.) (Levine, 1973).

No Brasil, a primeira menção de *T. vivax* foi em bovinos no estado do Pará, feita por Bulhosa em 1946 (Shaw; Lainson, 1972). Contudo, o registro oficial de ocorrência do parasita ocorreu somente em 1972, por Shaw e Lainson (1972), em que foi detectado em esfregaços de sangue de búfalos da Ilha de Marajó, estado

do Pará (Shaw; Lainson, 1972). Em seguida, houve relatos em búfalos nesse mesmo estado (Lanhan *et al.*, 1981) e no Amapá (Serra-Freire, 1981).

Atualmente, *T. vivax* está presente principalmente em regiões de agricultura extensiva, onde as condições climáticas permitem a convivência de mutucas junto aos animais. Dessa maneira, está difundido em todas as regiões geográficas do país, sendo a maior parte dos relatos oriundos da região Nordeste (Silva *et al.*, 2009; Rodrigues *et al.*, 2015; Bastos *et al.*, 2017; Batista *et al.*, 2018; Pereira *et al.*, 2018; Reis *et al.*, 2019; Pérez *et al.*, 2020; Castilho-Neto *et al.*, 2021; Gomes *et al.*, 2021; Jesus; Moraes, 2023; Samoel *et al.*, 2023; Rodrigues *et al.*, 2024).

A primeira detecção de *T. vivax* no estado do Maranhão ocorreu no ano de 2003, no município de Itapecuru-Mirim, quando Guerra *et al.* (2008) encontraram formas tripomastigotas do parasita no esfregaço sanguíneo de um bezerro. O animal apresentava anemia, com palidez das mucosas oral e conjuntiva, letargia e fraqueza, e veio a óbito em poucos dias (Guerra *et al.*, 2008). Posteriormente, o parasita foi relatado nos municípios da Bacia de Pedreiras (Melo *et al.*, 2011), no município de Timon (Pereira *et al.*, 2018) e, por último, em um búfalo da Baixada Maranhense (Serra *et al.*, 2024).

Especificamente em pequenos ruminantes, a infecção natural por *T. vivax* é frequentemente relatada nos países africanos e asiáticos (Sanni *et al.*, 2013; Birhanu *et al.*, 2015; N'Djetchi *et al.*, 2017; Hassan-Kadle *et al.*, 2020; Maganga *et al.*, 2020; Mossaad *et al.*, 2020; Mewamba *et al.*, 2023). Dados de meta-análise demonstraram que a prevalência global da infecção nesses animais é 3,8% (Fetene *et al.*, 2021). Fora da África, os registros concentram-se em países latino-americanos, como Nicarágua (Mora-Sánchez; Castro-Rodríguez, 2015; Bonilla *et al.*, 2021), Guiana (Applewaite, 1990; Vokaty *et al.*, 1993), Venezuela (García *et al.*, 2002) e Brasil (Batista *et al.*, 2009, 2022; Galiza *et al.*, 2011; Fávero *et al.*, 2015).

A primeira ocorrência de *T. vivax* em pequenos ruminantes no Brasil foi realizada na região Nordeste, quando houve um surto de tripanossomose em rebanhos de caprinos e ovinos nos municípios de Belém do Brejo do Cruz, Catolé do Rocha e Brejo dos Santos, estado da Paraíba (Batista *et al.*, 2009), mesmo estado onde houve surtos em bovinos anteriormente (Batista *et al.*, 2007, 2008). Depois o parasita foi diagnosticado em um rebanho ovino em São João do Rio do Peixe, outro município da Paraíba (Galiza *et al.*, 2011) e em um caprino no estado de Santa Catarina, no Sudeste brasileiro (Fávero *et al.*, 2015). O último relato

documentado em caprinos e ovelhas foi no estado do Rio Grande do Norte (Batista *et al.*, 2022).

Assim como em bovinos, em pequenos ruminantes da África e da América do Sul, a infecção por *T. vivax* pode resultar em diversas manifestações clínicas, variando de doença aguda a crônica ou subclínica. O curso da infecção varia a depender da forma de transmissão, da cepa do parasita, da endemicidade, da espécie, da raça do hospedeiro ruminante e o estado imunológico individual (Desquesnes, 2004; Batista *et al.*, 2008, 2009; García *et al.*, 2009; Auty *et al.*, 2015).

Diferenças na virulência e patogenicidade foram reconhecidas entre as cepas de *T. vivax* da África Oriental e Ocidental, sendo as cepas da África Ocidental geralmente mais patogênicas para os ungulados (Gardiner, 1989). Nesse continente, a suscetibilidade dos pequenos ruminantes à infecção por *T. vivax* varia de raças tripanotolerantes a altamente suscetíveis (Akinwale *et al.*, 2006). Além disso, o status enzoótico das tripanossomoses estabelecido em determinadas regiões produz um certo grau de imunidade entre os animais (Desquesnes, 2004).

Nos rebanhos latino-americanos, a tripanossomose é geralmente crônica e leve, com raros surtos de doença grave, principalmente no semiárido brasileiro (Osório *et al.*, 2008; Galiza *et al.*, 2011; Batista *et al.*, 2022). Isso pode estar relacionado ao pequeno número de parasitas transmitidos pelos vetores mecânicos (Gonzatti *et al.*, 2014). A congruência entre essa realidade e as pequenas variações antigênicas expressas por *T. vivax* transmitido mecanicamente permitiu que se estabelecesse um controle natural da infecção, bem como desencadeou a estabilidade enzoótica do protozoário em regiões endêmicas da América do Sul, por exemplo (Jones; Dávila, 2001; Desquesnes, 2004).

Segundo Batista *et al.* (2009), os ovinos desenvolvem doença mais severa que caprinos. De acordo com estudos experimentais realizados na América do Sul em pequenos ruminantes, o período pré-patente entre a inoculação do parasita e o aparecimento dos tripanossomas no sangue é de três dias, e os animais permaneceram assintomáticos nesse intervalo (Silva *et al.*, 2013; Ramires-Barrios *et al.*, 2015; 2019). Em seguida, observa-se um período agudo caracterizado por alta parasitemia, que se torna persistente e flutuante. Os sinais clínicos observados nessa fase estão diretamente associados aos picos parasitêmicos (Batista *et al.*, 2009; Galiza *et al.*, 2011).

Os sinais clínicos relacionados à infecção incluem apatia, palidez das mucosas, anemia grave, febre recorrente, linfonodos aumentados, fraqueza, falta de apetite com conseqüente emagrecimento progressivo, pelagem áspera, edema submandibular, secreção nasal, diarreia e decúbito. A temperatura retal na fase aguda é, em média, de 41°C (Almeida *et al.*, 200; Batista *et al.*, 2009, 2022; Galiza *et al.*, 2011; Rodrigues *et al.*, 2013; Silva *et al.*, 2013; Ramires-Barrios *et al.*, 2015; 2019). Em alguns casos, são manifestados sinais neurológicos como *head pressing* (pressão da cabeça contra uma superfície sólida), decúbito lateral, movimentos de remada e tremores musculares (Almeida *et al.*, 2010; Galiza *et al.*, 2011). Em ovelhas e cabras prenhes é comum a ocorrência de aborto completo ou parcial, metrite e altas taxas de natimortalidade junto com baixa produção de leite (Batista *et al.*, 2022; Desquesnes, 2004; Galiza *et al.*, 2011; Lopes *et al.*, 2016).

Infecções experimentais em ovinos sugerem que *T. vivax* seja responsável por ocorrência de lesões cardíacas, insuficiência cardíaca, alterações eletrocardiográficas e mortalidade dos animais infectados (Batista *et al.*, 2019). Em relação aos parâmetros hematológicos, há principalmente redução progressiva do hematócrito e na contagem de hemácias, podendo persistir durante todo o curso agudo da enfermidade (Batista *et al.*, 2009, 2022; Galiza *et al.*, 2011; Rodrigues *et al.*, 2013; Silva *et al.*, 2013; Ramires-Barrios *et al.*, 2015; 2019).

Em alguns casos, é observada a diminuição os níveis celulares do leucograma, principalmente de neutrófilos (Valera *et al.*, 2005; Ramires-Barrios *et al.*, 2019). Em caprinos, *T. vivax* produz imunossupressão além de induzir trombocitopenia com formação de microtrombos e hemorragia sugestiva de coagulação intravascular disseminada (Van Dam *et al.*, 1981; Van den Ingh *et al.*, 1976; Veenendaal *et al.*, 1976). A bioquímica sérica da tripanossomose por *T. vivax* em pequenos ruminantes pode ser marcada por hipoproteinemia, hipoalbuminemia e hipoglicemia (Silva *et al.*, 2013; Lopes *et al.*, 2016).

Após o período agudo, os animais passam a desenvolver doença subaguda com parasitemia menor e flutuante, diminuição gradual dos sintomas, mas com persistência do hematócrito baixo (Batista *et al.*, 2009; Ramires-Barrios *et al.*, 2019). Em aproximadamente cinco meses após um surto agudo, os caprinos e ovinos tornam-se portadores assintomáticos e constituem importante fonte de infecção para outros ruminantes (Batista *et al.*, 2009).

Os animais que entram em cronicidade após recuperação da infecção aguda, na ausência de qualquer tratamento específico, podem permanecer sem manifestações clínicas por muito tempo. Contudo, essas infecções subclínicas podem ser reativadas por outros agentes patogênicos e por estresse nutricional ou físico (Batista *et al.*, 2009). Mesmo após tratamento ou autocura os animais ainda estão suscetíveis, possibilitando a ocorrência de surtos epizooticos (Otte *et al.*, 1994; Vos *et al.*, 1998; Desquesnes, 2004). Na fase de parasitemia ausente, os tripanossomas podem ser encontrados em locais fora da corrente sanguínea, como em linfonodos, humor aquoso ocular e no líquido cefalorraquidiano (Whitelaw *et al.*, 1988; Osório *et al.*, 2008).

### 2.2.2 *T. evansi*

Dentre os tripanossomas patogênicos, *T. evansi* é conhecido por parasitar uma diversidade de hospedeiros mamíferos (Hoare, 1972; Herrera *et al.*, 2004). Esse parasita é o agente etiológico de uma doença aguda grave em cavalos e cães conhecida como “surra” no Velho Mundo (África, Ásia e Europa), e como “mal das cadeiras”, “quebra-bunda” ou “derrengadera” na América do Sul (Desquesnes *et al.*, 2013).

A espécie *T. evansi* foi descoberta na Índia por Griffith Evans, no sangue de equinos e camelos indianos (Hoare, 1972). É considerado como o primeiro tripanossoma patogênico de mamíferos a ser descrito no mundo. Na África e Ásia, seu principal hospedeiro é o camelo, mas também infecta dromedários, cavalos e outros equídeos (Desquesnes *et al.*, 2013). Morfologicamente, as formas tripomastigotas (únicas existentes na biologia da espécie) apresentam morfologia fusiforme (17-30×2,8 µm), com uma membrana ondulante desenvolvida (3-5 dobras), flagelo anterior livre, núcleo central, cinetoplasto pequeno subterminal e extremidade posterior afilada (Desquesnes *et al.*, 2017).

Evolutivamente, supõe-se que *T. evansi* tenha derivado de *T. brucei*, que é transmitido de forma cíclica por dípteros *Glossina* spp., mas deixou de realizar seu ciclo nesse hospedeiro invertebrado devido à perda dos maxicírculos do seu kDNA (Borst *et al.*, 1987; Lun; Desser, 1995; Lai *et al.*, 2008). Assim, passou a ser transmitido exclusivamente de forma mecânica por moscas sugadoras de sangue e espalhou-se para fora da faixa de ocorrência das moscas tsé-tsé na África, em

direção ao Oriente Médio e ao Sul da Ásia, e exportado com bovinos para a América Latina, Austrália e Europa (Hoare, 1972; Desquesnes *et al.*, 2013).

Dessa maneira, nos países sul-americanos a infecção nos hospedeiros vertebrados pode ocorrer de três formas: (i) por meio da picada de moscas hematófagas, principalmente do gênero *Tabanus* sp.; (ii) por via oral, por meio da ingestão de carne ou sangue de animais infectados; (iii) pela mordedura de morcegos hematófagos (*Desmodus rotundus*) (Hoare, 1965, 1972; Losos, 1980; Rojas, 2005).

De acordo com Hoare (1972), *T. evansi* foi introduzido na América do Sul, mais especificamente na Colômbia, no século XVI, junto com os cavalos árabes dos colonizadores espanhóis. No Brasil, os primeiros registros ocorreram em 1847, na ilha de Marajó, depois em 1850 na região do Pantanal, em 1860, no Mato Grosso (Desquesnes, 2004). Desquesnes *et al.* (2013) afirmam que sua extensão geográfica e estabelecimento em novas localidades dependem da movimentação de equinos infectados para áreas indenes e da presença de outros hospedeiros, tanto silvestres quanto domésticos, especialmente ruminantes e carnívoros.

A espécie já foi encontrada no sangue de equídeos, bovinos, caprinos, suínos, cães, búfalos, elefantes, capivaras, quatis, antas, veados e pequenos roedores silvestres de regiões endêmicas, como o Pantanal Matogrossense, na região Centro-Oeste (Silva *et al.*, 2002). Há relatos em equinos (Rodrigues *et al.*, 2005; Zanette *et al.*, 2008; Golombieski *et al.*, 2023), bovinos (Da Silva *et al.*, 2007; Santos *et al.*, 2009; Fiorin *et al.*, 2023) e cães (Franciscato *et al.*, 2007; Echeverria *et al.*, 2019) no sul do Brasil; e em equinos na Bahia (Costa *et al.*, 2019), em Minas Gerais (Nunes *et al.*, 2012) e no Maranhão (Sousa *et al.*, 2025).

Em caprinos e ovinos, a infecção é mais frequentemente relatada nos países africanos (Birhanu *et al.*, 2015; Hassan-Kadle *et al.*, 2020; Maganga *et al.*, 2020;; Mossaad *et al.*, 2020; Mewamba *et al.*, 2023; Ata *et al.*, 2024), contudo há ocorrências na Ásia (Elata *et al.*, 2020; Ereqat *et al.*, 2020; Macalanda *et al.*, 2024), Europa (Rodríguez *et al.*, 2012) e América do Sul (Vokaty *et al.*, 1993).

Em termos de patologia, a infecção causada por *T. evansi* produz sinais clínicos clássicos das tripanossomoses de mamíferos, tais como febre, anemia, perda de apetite e peso, perda de condição e produtividade, sinais nervosos, aborto, caquexia e morte, com ou sem demais sinais peculiares relacionados à espécie hospedeira (Habla *et al.*, 2012).

Na espécie ovina, os sinais clínicos observados em estudos experimentais consistem principalmente em febre, falta de apetite, mucosas pálidas, anemia, alterações de comportamento, como exaustão ou agressividade súbita, lacrimejamento, emagrecimento, pelagem áspera e óbitos em poucas semanas (Audu *et al.*, 1999; Desquesnes, 1997). A parasitemia é geralmente baixa e diminui até o parasita não ser detectável por vários meses (Desquesnes, 1997). Um estudo experimental conduzido por Sadek (2020) demonstrou parasitemia indetectável do início até quatro meses após infecção. No Brasil, um experimento realizado em ovelhas prenhes demonstrou transmissão congênita levando ao nascimento de cordeiros mortos (Campigotto *et al.*, 2015).

Assim como os ovinos, os caprinos apresentam baixa suscetibilidade (Jacquet *et al.*, 1993). As infecções experimentais originam sintomas leves com alguns episódios de febre no início da infecção, artrite, parasitemia baixa e persistente, emagrecimento progressivo, anemia, tosse, aumento dos testículos e diarreia (Dargantes *et al.*, 2005; Gutierrez *et al.*, 2004). Em casos mais graves, há lacrimejamento, lesões oculares, salivação, perda de apetite e sintomas nervosos (tremores e convulsões) seguidos de hipotermia e morte (Morales *et al.*, 2006; Ngeranwa *et al.*, 1993; Youssif *et al.*, 2008).

Embora incomuns, casos de *T. evansi* foram relatados em humanos, algumas vezes assintomáticos, levantando preocupações sobre seu potencial zoonótico em regiões endêmicas, sobretudo em países da Ásia, como Índia (Joshi *et al.*, 2005; Powar *et al.*, 2006; Sengupta *et al.*, 2022), Vietnã (Van Vinh Chau *et al.*, 2007) e Indonésia (Sawitri *et al.*, 2019).

### 2.2.3 *T. theileri*

A espécie *T. theileri* é uma das primeiras espécies de tripanossomas descritas em mamíferos (Podlipaev, 1990). Foi descoberta em bovinos na atual República da África do Sul e mais tarde documentada em bovinos em várias regiões do mundo, muitas vezes sob nomes diferentes, que posteriormente foram sinonimizados com *T. theileri* (Hoare, 1972).

Hoare (1972) considerou como *T. theileri* todos os tripanossomas dos bovinos e dos búfalos. Porém, Wells (1976) afirmou que somente os isolados de bovinos devem ser considerados sinônimos de *T. theileri*. Assim, os isolados de *Megatrypanum* de espécies de ungulados (ordem Artiodactyla) que não sejam

bovinos, incluindo os de outros bovídeos, devem ser classificados como *T. theileri*-like, com exceção de *T. theodori* de caprinos e *T. melophagium* de ovelhas. Em consonância, estudos realizados no Brasil demonstraram a separação de *T. theileri* de bovinos e *T. theileri*-like de búfalos e propuseram duas linhagens filogenéticas principais de *Megatrypanum*, denominadas linhagem TthI e linhagem TthII (Rodrigues *et al.*, 2003).

A espécie possui distribuição global, com registros confirmados em países europeus (Alemanha, Bélgica, Escócia, Espanha, França, Inglaterra, Irlanda, Polônia e Itália), americanos (Canadá, Estados Unidos, Brasil, Colômbia e Venezuela) e asiáticos (Bangladesh, Sri Lanka, Vietnã, Filipinas, Japão e Tailândia) (Garcia *et al.*, 2006; 2011; Jaimes-Dueñez *et al.*, 2018; Amato *et al.*, 2019).

No Brasil, *T. theileri* já foi documentado em bovinos e búfalos nos estados de São Paulo (Amaral *et al.*, 2022), Mato Grosso do Sul (Nunes *et al.*, 1983; Da Silveira *et al.*, 1984;), Rondônia (Rodrigues *et al.*, 2010a; Pacheco *et al.*, 2018), Pará (Garcia *et al.*, 2011), Rio de Janeiro (Abreu *et al.*, 2024) e Rio Grande do Sul (Brum *et al.*, 2012).

Em pequenos ruminantes, até o momento há apenas um relato de infecção por *T. theileri* em um ovino, na África Central (Maganga *et al.*, 2020), estando o animal infectado também com *T. simiae*. Embora seja conhecida como específica de ruminantes, recentemente, um relato inédito de *T. theileri* infectando um equino foi documentado por Tan *et al.* (2022) na Malásia.

Morfologicamente, *T. theileri* é um tripanossoma de grandes dimensões, variando entre 25 e 120 µm de comprimento, caracterizado por uma extremidade posterior alongada e afilada. O cinetoplasto é de tamanho considerável, associado a uma membrana ondulante bem desenvolvida e a um flagelo livre (Hoyte, 1972). No sangue, podem ser observadas tanto formas tripomastigotas quanto epimastigotas. O corpo apresenta-se levemente curvado, terminando em uma ponta fina na extremidade posterior (Hoyte *et al.*, 1972).

Este parasita exibe um ciclo de vida indireto, sendo transmitido de forma cíclica (estercorária) por vetores da família Tabanidae. O desenvolvimento dos tripanossomas ocorre especificamente no intestino posterior das moscas (Böse; Heister, 1993; Latif *et al.*, 2004) A infecção nos animais ocorre principalmente por meio da contaminação das membranas mucosas com fezes de tabanídeos contendo as tripomastigotas metacíclicas pequenas (Böse; Heister, 1993). Estudos

de infecção *in vitro* demonstraram que a transmissão ocorre pela excreção das formas metacíclicas nas fezes do vetor, as quais penetram no novo hospedeiro através de soluções de continuidade na pele. Adicionalmente, a ingestão acidental das fezes ou do próprio vetor pelo hospedeiro pode resultar em infecção (Böse; Friedhoff, 1987).

No hospedeiro vertebrado, as epimastigotas se multiplicam assexuadamente por fissão binária nos linfonodos e em vários órgãos internos, sendo sua detecção na corrente sanguínea particularmente difícil (Lee *et al.*, 2010). Tanto epimastigotas quanto grandes tripomastigotas podem ser encontrados no sangue periférico, sendo que também são observadas em locais extravasculares como linfonodos, rins, baço e cérebro (Braun *et al.*, 2002)

A transmissão de *T. theileri* se dá, classicamente, de forma contaminativa por moscas da família Tabanidae. No entanto, o parasita já foi detectado em outros grupos de invertebrados como moscas-keds (*Melophagus ovinus*) (Werszko *et al.*, 2020), mosquitos (Brotánková *et al.*, 2022), flebotomíneos (Calzolari *et al.*, 2018; Brotánková *et al.*, 2022), além de carrapatos das espécies *Hyalomma anatolicum*, *Amblyomma americanum*, *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* e *Ornithodoros moubata* (Krinsky; Burgdorfer, 1976; Shastri; Deshpande, 1981; Morzaria *et al.*, 1986; Latif *et al.*, 2004; Martins; Leite; Doyle, 2008), embora o papel desses artrópodes não tenha sido estabelecido com clareza.

Após ultrapassar pele e mucosas, *T. theileri* alcança a corrente sanguínea do hospedeiro. O período pré-patente da infecção varia de 4 a 20 dias e a parasitemia diminui após 2 a 4 semanas (Mansfield, 1977). Embora *T. theileri* seja considerado não-patogênico há evidências de sinais clínicos em bovinos infectados (Seifi, 1995; Sood *et al.*, 2011), algumas vezes associados à desnutrição, anemia e morte neonatal bovina (Matsumoto *et al.*, 2011; Bittner *et al.*, 2021), além de já terem sido relatadas manifestações clínicas levando a óbito um filhote de bisão (Lanevski-Pietersma; Ogunremi; Desrochers, 2004).

Na maioria dos casos, *T. theileri* é isolado em infecções mistas com outros microrganismos, como o vírus da leucemia bovina (Matsumoto *et al.*, 2011). Esse tripanossoma pode estabelecer infecções persistentes de caráter subclínico, mantendo níveis de parasitemia extremamente reduzidos em hospedeiros imunocompetentes. Isso sugere a existência de sofisticados mecanismos de

evasão da resposta imune do hospedeiro e/ou um controle populacional parasitário altamente eficiente (Doherty *et al.*, 1993; Seifi, 1995).

## **2.3 Métodos de diagnóstico de *Trypanosoma* spp. (*T. vivax*, *T. evansi* e *T. theileri*)**

### 2.3.1 Métodos parasitológicos

Para *T. vivax* e *T. evansi*, os métodos parasitológicos, a técnica de centrifugação do hematócrito, conhecida como técnica de Woo ou HCT (Woo, 1970; Betancourt *et al.*, 1979), é uma das mais utilizadas, na qual os tripanossomas móveis são visualizados entre a camada de leucócitos e o plasma (Osório *et al.*, 2008). Essa técnica permite a detecção de tripanossomas em seis a dez dias antes de serem detectados em uma gota fresca ou em esfregaços espessos (Molyneux, 1975). Apesar de fácil execução, a técnica de Woo apresenta baixa sensibilidade quando aplicada na fase crônica da doença, e a sensibilidade diminui consideravelmente quando a parasitemia está abaixo de 200 parasitas/ml (Desquesnes; Tresse, 1996).

Outros meios de detecção direta incluem: (i) exame microscópico de esfregaços de sangue fresco; (ii) esfregaço fino de sangue corado com Giemsa, que permite a identificação ao nível do subgênero com base na morfologia dos parasitas, diferenciando-os quanto possível e pode facilitar o diagnóstico diferencial para outros hemoparasitas, por exemplo, *Babesia* sp., *Theileria* sp. e *Anaplasma* sp. e; (iii) capa leucocitária, também chamada de método de *buffy coat* (BCM) ou método Murray (Murray, 1977; Desquesnes *et al.*, 2022b).

Dentre as técnicas supracitadas, o *buffy coat* e a técnica de Woo são consideradas as mais sensíveis. Por outro lado, o resultado negativo em um exame parasitológico não significa ausência de infecção pelos tripanossomas, uma vez que a parasitemia é altamente flutuante e um baixo número de parasitas estão presentes na corrente sanguínea (Luckins *et al.*, 1992).

A respeito de *T. theileri*, o diagnóstico direto desta espécie requer isolamento por hemocultura, a partir de sangue total ou desfibrinado de bovinos infectados e pode ser realizada em diversos meios de cultura (Rodrigues *et al.* 2003; Sukanuma, 2019).

### 2.3.2 Métodos sorológicos

As técnicas sorológicas mais utilizadas para o diagnóstico das tripanossomoses causadas por *T. vivax* são o ensaio imunoenzimático indireto (iELISA), a reação de imunofluorescência indireta (RIFI) e o teste imunocromatográfico (Batista *et al.*, 2007; Cuglovici *et al.*, 2010; Boulangé *et al.*, 2017; Pereira *et al.*, 2018; Fidelis-Júnior *et al.*, 2019; Alcindo *et al.*, 2022;). Esses testes visam detectar anticorpos a partir do soro, e constituem instrumentos valiosos para realizar levantamentos epidemiológicos e para detecção de animais com suspeita da tripanossomose (Cuglovici *et al.*, 2010; De Wall, 2012; Desquesnes *et al.*, 2022b).

No entanto, ocorre considerável reação cruzada antigênica entre as espécies de *Trypanosoma* sp., especialmente entre *T. vivax* e *T. evansi* (Uczanga *et al.*, 2004; De Waal, 2012; Velázquez *et al.*, 2014), e ainda não há técnica sorológica disponível que confirme a identificação das espécies. Por outro lado, isto pode ser benéfico em regiões onde ambas as espécies ocorrem no rebanho, podendo servir como teste de triagem. Antígenos diagnósticos para *T. vivax*, especialmente proteínas recombinantes, vêm sendo desenvolvidos para melhorar a detecção do parasita em rebanhos bovinos, como a proteína recombinante denominada MyxoTlm (Pinheiro *et al.*, 2021) e as glicoproteínas de superfície invariantes (ISGs) (Bontempi *et al.*, 2024).

Para *T. evansi*, os testes sorológicos baseados no antígeno RoTat 1.2 incluindo o teste de aglutinação em cartão (CATT/*T. evansi*), o teste de aglutinação em látex e o ELISA, são métodos eficazes para detecção de anticorpos específicos no soro de animais infectados (Verloo; Magnus; Büscher, 2001; Lejon *et al.*, 2005; Kim *et al.*, 2024). Além do antígeno RoTat 1.2, um estudo demonstrou que o antígeno denominado “BA/Te” utilizado em teste rápido de soro-aglutinação mostrou potencial para ser um método de triagem prático e rápido para a detecção de anticorpos anti-*T. evansi* em equinos (Reck *et al.*, 2021). Até o momento, não há testes sorológicos desenvolvidos para *T. theileri*.

### 2.3.3 Métodos moleculares

As ferramentas de diagnóstico molecular permitem a detecção de infecções por tripanossomas quando os números de parasitas são muito baixos, tanto no hospedeiro vertebrado quanto nos insetos vetores (Desquesnes *et al.*, 2001). A de

reação em cadeia pela polimerase (PCR) é uma técnica altamente sensível e específica que visa identificar os parasitas no nível da espécie (Desquesnes; Dávila, 2002). O método apresenta ampla aplicabilidade em diferentes tipos de amostras biológicas contendo material genético de tripanossomas, incluindo sangue, líquido cefalorraquidiano, aspirado de linfonodo, lesões ulcerativas, fragmentos de biópsia e material histopatológico (Fentahum, 2020). Notavelmente, mesmo em preparações histológicas fixadas e coradas em lâminas de microscopia, é possível realizar a extração de DNA para posterior análise por PCR (Geysen; Delespau; Geerts, 2003; Deborggraeve, 2012).

Numerosos genes são empregados para diagnosticar tripanossomas. Para *T. evansi*, os genes-alvo mais utilizados são sequências repetidas de *T. brucei* (TBR1/2), genes associados ao sítio de expressão (ESAGs 6 e 7) e regiões do espaçador transcrito interno (ITS) do RNA ribossômico (rRNA) (Pruvot *et al.*, 2010; Ahmed *et al.*, 2013).

Assim como para *T. evansi*, há diferentes genes-alvo para detecção de *T. vivax* por PCR, como regiões do mini-exon do DNA genômico (Ventura *et al.*, 2001), genes ITS (Desquesnes *et al.*, 2001), genes semelhantes à catepsina L (CatL-like) (Cortez *et al.*, 2009; Rodrigues *et al.*, 2010b) e genes de prolina racemase (Fikru *et al.*, 2014).

A existência de múltiplas cópias de genes semelhantes a catepsina L (CatL) nos genomas das espécies de tripanossomas sugeriu que sequências desses genes poderiam fornecer marcadores para métodos de diagnóstico sensíveis e específicos. Tais sequências proporcionam alvos úteis para estudos genéticos epidemiológicos e populacionais (Dagnachew; Bezie, 2015b). Assim, uma PCR específica, designada TviCatL-PCR foi desenvolvida para a amplificação de DNA genômico de *T. vivax*, usando iniciadores específicos (TviCatL1 e DTO155) (Cortez *et al.*, 2009) e vem sendo amplamente utilizada no diagnóstico molecular de *T. vivax*. Acerca de *T. theileri*, a espécie pode ser diferenciada molecularmente por PCR de marcadores como ITS-rDNA, genes SL (*spliced leader*), CatL (Garcia *et al.*, 2011), gene V7V8-SSU do DNA ribossômico (rDNA) (Maia da Silva *et al.*, 2004) e gGAPDH (Pacheco *et al.*, 2018).

A técnica de PCR pode ser combinada com marcadores fluorescentes para obtenção de dados mais precisos sobre infecções parasitárias. Especificamente, a qPCR (PCR quantitativa em tempo real) utilizando SYBR Green permite a

quantificação da carga parasitária, diferentemente da PCR convencional que apenas detecta a presença ou ausência do patógeno (Fentahum, 2020). Adicionalmente, a técnica inovadora de HRM-qPCR (*High Resolution Melting* qPCR) pode ser empregada para discriminação eficiente entre diferentes espécies do gênero *Trypanosoma* (Muñoz-Calderon *et al.*, 2020).

Outra técnica molecular, denominada código de barras por comprimento de fragmentos fluorescente (FFLB), baseada na amplificação por PCR de quatro segmentos parciais dentro da subunidade menor (SSU) e subunidade maior (LSU) do rRNA foi testada para tripanossomas africanos (Adams; Hamilton, 2008; Hamilton *et al.*, 2008) e tripanossomas sul-americanos (Hamilton *et al.*, 2011). Essa técnica se apresenta muito útil na identificação e caracterização de *T. vivax* na América do Sul (Pérez *et al.*, 2020; Florentin *et al.*, 2022). Além dessa, foi desenvolvido um método que combina amplificação gênica com digestão por enzimas de restrição, a PCR-RFLP, a qual fornece diagnóstico específico para *T. vivax*, *T. evansi* e *T. theileri*, demonstrando boa resolução e sensibilidade sem reatividade cruzada (García *et al.*, 2014).

Um desenvolvimento promissor foi a amplificação isotérmica mediada por loop (LAMP) para detecção de *Trypanosoma*, adaptado para detectar tripanossomas africanos, incluindo *T. vivax* e *T. evansi* (Njiru *et al.*, 2011). A LAMP consiste na amplificação do DNA sob condições isotérmicas (Notomi *et al.*, 2015). Esse método, validado pela Food and Drug Administration (FDA), baseia-se nos mesmos princípios conceituais da reação em cadeia da polimerase (PCR), exigindo coleta e adequada preservação de amostras sanguíneas para garantir a confiabilidade dos resultados analíticos (Lobato; O'Sullivan, 2018).

No Brasil, a LAMP foi testada em bovinos, onde demonstrou ter maior capacidade de detectar DNA de *T. vivax* em relação à PCR convencional (Cadioli *et al.*, 2015). Apesar do potencial demonstrado pela LAMP – frequentemente divulgada um como método portátil para uso em campo – sua aplicação permanece restrita aos laboratórios de pesquisa responsáveis por seu desenvolvimento inicial, sem ter alcançado ainda uma adoção generalizada em contextos práticos (Desquesnes *et al.*, 2022).

Em suma, as técnicas parasitológicas como a técnica de Woo e esfregaços sanguíneos são muito úteis durante surtos, porém apresentam baixa capacidade de identificar animais infectados em fase crônica (Osório *et al.*, 2008;

Desquesnes *et al.*, 2022; Alcindo *et al.*, 2022). Por outro lado, os ensaios sorológicos apresentam-se como valiosa ferramenta para avaliar a situação epidemiológica do rebanho (Osório *et al.*, 2008; Cuglovici *et al.*, 2010) e os testes moleculares são bastante úteis em períodos de baixa parasitemia ou mesmo aparasitêmicos (Cadioli *et al.*, 2015; Alves *et al.*, 2017a; Bastos *et al.*, 2020).

## 2.4 Tratamento de tripanossomoses animais

Os três compostos tripanocidas dos quais o tratamento e a profilaxia da tripanossomose animal dependem são cloreto de isometamidium, brometo de etídio (sais de homídio) e aceturato de diminazeno, administrados via intramuscular ou intravenosa (Giordani *et al.*, 2016). O isometamidium tem propriedades igualmente profiláticas e terapêuticas, enquanto o aceturato de diminazeno tem propriedades exclusivamente curativas. Embora seja usado como medicamento curativo, o brometo de etídio também possui propriedades quimioprofiláticas, mas menos pronunciadas em relação ao isometamidium (Giordani *et al.*, 2016; Kasozi *et al.*, 2022).

No Brasil, o aceturato de diminazeno e o cloreto de isometamidium são os dois tripanocidas licenciados pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) para o tratamento de tripanossomose nos ruminantes. Contudo, há relatos de cepas sul-americanas de *T. vivax* refratárias ao diminazeno na Guiana Francesa (Desquesnes *et al.*, 1995) e evidências de resistência no Brasil (Cadioli *et al.*, 2012; Bastos *et al.*, 2017), bem como ao isometamidium (Castilho Neto *et al.*, 2021).

As desvantagens do isometamidium incluem baixos índices terapêuticos e podem causar irritação no local da injeção. A utilização extensiva no passado induziu o aparecimento de parasitas resistentes no campo, e o fato de muitos desses tripanocidas serem quimicamente semelhantes potencializou a situação com início de resistência cruzada (Peregrine, 1994).

## 2.5 Controle e profilaxia

O controle da doença deve combinar movimento limitado de animais doentes, tratamento de animais infectados por *T. vivax*, monitoramento epidemiológico da distribuição e gravidade da doença e controle vetorial (Dwinger; Hall, 2000; Holmes, 2004; Holmes *et al.*, 2013; Dagnachew; Bezie, 2015a). A aplicação de drogas tripanocidas tem sido o meio mais amplamente praticado de controlar a tripanossomose em rebanhos domésticos desde o início da década de 1950, seja como drogas curativas ou profiláticas (Dagnachew; Bezie, 2015a; Giordani *et al.*, 2016).

Na América do Sul, controle de *T. vivax* depende muito da terapia medicamentosa, baseada principalmente no aceturato de diminazene e no isometamidium. O aparecimento de populações resistentes a medicamentos associado aos movimentos irrestritos dos animais são fatores complicadores para o controle (Dagnachew; Bezie, 2015a).

Atualmente, não há vacinas disponíveis para esse patógeno. Contudo, pesquisas têm sido feitas nesse sentido, como a de Autheman *et al.* (2021), que identificaram uma proteína conservada da superfície celular localizada na membrana do flagelo (antígeno invariante do flagelo do *T. vivax*) como candidata a vacina. Os dados forneceram evidências de que vacinas altamente protetoras contra infecções por tripanossomas podem ser desenvolvidas.

## 2.6 Caprinovinocultura no Maranhão

A produção de caprinos e ovinos no estado do Maranhão é bem estabelecida devido às boas condições dos solos e do clima regional, à produção constante de alimentos para consumo animal, ao interesse dos produtores familiares e empresários, bem como à articulação de instituições públicas e privadas. Além disso, as características inerentes aos caprinos e ovinos, como a docilidade, porte pequeno e relativa rusticidade favorecem a exploração, por meio do emprego de mão de obra familiar e instalações pequenas, simples e de baixo custo (Teixeira *et al.*, 2015).

De acordo com o último censo agropecuário do Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística (IBGE), o estado do Maranhão ocupa o 7º lugar no ranking nacional de criação de caprinos e o 11º na criação de ovinos, com efetivos de 383.563 e 348.062 cabeças, respectivamente (IBGE, 2023). Esses efetivos estão concentrados principalmente nas regiões norte, leste e oeste do estado.

Em geral, nas propriedades rurais há criação de caprinos e ovinos em conjunto, com um número médio de animais variando entre 30 e 50 cabeças (Moreira; Guimarães Filho, 2011; Teixeira *et al.*, 2015; Brandão *et al.*, 2022). As principais raças de caprinos usadas na exploração são as mestiças, seguidas das raças Boer, Anglo-Nubiano e Saanen. Quanto aos ovinos, as raças Santa Inês e Dorper são as mais frequentemente exploradas no estado (Teixeira *et al.*, 2015; Brandão *et al.*, 2022).

A caprinovinocultura em todo o Maranhão pauta-se primordialmente em sistemas semi-intensivos, onde os animais permanecem soltos no pasto durante o dia e são recolhidos ao final da tarde (Teixeira *et al.*, 2015; Silva *et al.*, 2015; Alves *et al.*, 2017b; Brandão *et al.*, 2022). Na maioria dos sistemas de produção maranhenses, a criação de pequenos ruminantes é uma atividade pecuária de subsistência, com uso reduzido de técnicas de manejo reprodutivo, nutricional e sanitário, o que resulta em baixos índices produtivos (Teixeira *et al.*, 2015; Alves *et al.*, 2017b).

As instalações das criações são variadas, mas os apriscos rústicos e de chão batido são os mais encontrados (Silva *et al.*, 2015; Brandão *et al.*, 2022; Teixeira *et al.*, 2015). Geralmente os apriscos são cercados com varas de bambu provenientes de fontes arbóreas da própria propriedade (Alves *et al.*, 2017b), mas também há produtores que criam os animais soltos (Brandão *et al.*, 2022).

Em relação à finalidade das criações, os estudos mostram que a caprinovinocultura no Maranhão é um empreendimento que visa a obtenção de renda principal em algumas regiões (Silva *et al.*, 2015) ou como forma de renda complementar em outras (Brandão *et al.*, 2022), sendo que a exploração é principalmente destinada para corte (Silva *et al.*, 2015; Alves *et al.*, 2017b; Brandão *et al.*, 2022). Na região metropolitana da capital São Luís, alguns criadores relatam que têm as criações desses animais como um *hobby* (Brandão *et al.*, 2022).

No que refere ao aspecto sanitário, os sinais clínicos e enfermidades frequentemente relatadas pelos produtores são diarreia e verminoses, além de

linfadenite caseosa, miíase, abortos, pododermatites, ectoparasitoses, mastite, artrite, ectima contagioso, ceratoconjuntivite, pneumonia, alterações nervosas e podridão de cascos (Teixeira *et al.*, 2015; Mourão *et al.*, 2016; Pires-Filho *et al.*, 2020; Brandão *et al.*, 2022; Pereira *et al.*, 2023). Na maioria das propriedades a compra e troca de animais é uma prática muito comum, o que proporciona a transmissão de agentes patogênicos e introdução de novas doenças nos rebanhos (Teixeira *et al.*, 2015). Além disso, a falta de qualquer treinamento e assistência técnica, seja zootécnica ou veterinária, voltada à produção de ovinos e caprinos é predominante (Silva *et al.*, 2015; Teixeira *et al.*, 2015; Brandão *et al.*, 2022).

### **3. OBJETIVOS**

#### **3.1 Geral**

Determinar a ocorrência de protozoários do gênero *Trypanosoma* pequenos ruminantes no estado do Maranhão.

#### **3.2 Específicos**

- Verificar a presença de formas tripomastigotas de tripanossomas em esfregaços sanguíneos de caprinos e ovinos no estado do Maranhão.
- Detectar material genético das espécies *T. vivax*, *T. evansi* e *T. theileri* em amostras sanguíneas de pequenos ruminantes no Maranhão.
- Conhecer a frequência de anticorpos anti-*T. vivax* em amostras sorológicas de pequenos ruminantes do Maranhão.
- Identificar fatores de risco associados às infecções por tripanossomas detectadas em pequenos ruminantes do Maranhão.
- Compreender se há influência do período climático na ocorrência de infecções por tripanossomas em caprinos e ovinos do estado do Maranhão.
- Estabelecer o posicionamento filogenético a partir de sequências gênicas obtidas das espécies de tripanossomas identificadas em amostras sanguíneas de caprinos e ovinos do Maranhão.

## 4. MATERIAL E MÉTODOS

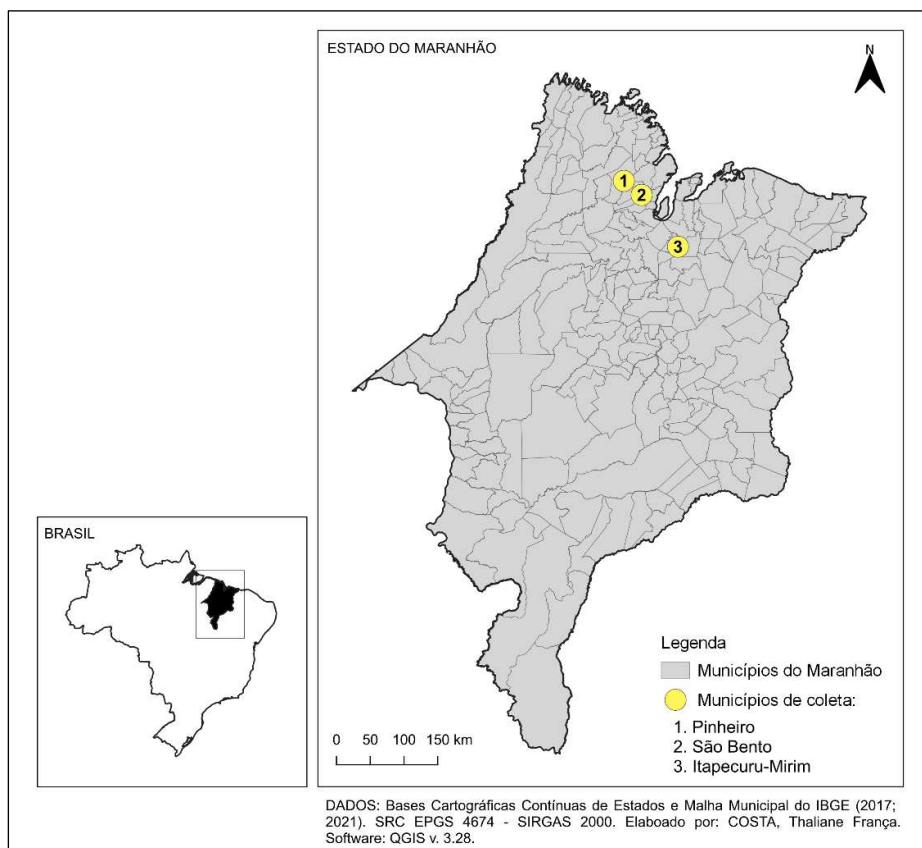
### 4.1 Aspectos éticos

Este estudo foi aprovado pelo Comitê de Ética e Experimentação Animal (CEEA) do Curso de Medicina Veterinária da Universidade Estadual do Maranhão, sob o número de protocolo 03/2022 (Anexo 1) e pelo Comitê de Ética em Pesquisa do Centro de Estudos Superiores de Caxias da Universidade Estadual do Maranhão (CEP/CESC/UEMA), via Plataforma Brasil (CAAE: 59151622.6.0000.5554) (Anexo 2).

### 4.2 Local do estudo

A pesquisa foi realizada em propriedades de criação de caprinos e ovinos nos municípios de São Bento (Latitude -2.697502, Longitude -44.840423), Pinheiro (Latitude -2.507528, Longitude -45.081583) e Itapecuru-Mirim (Latitude -3.398201, Longitude -44.348230) (Figura 2).

Figura 2 – Localização dos municípios de coleta no estado do Maranhão.



Os municípios de São Bento, Pinheiro e Itapecuru-Mirim estão localizados ao Norte do estado e pertencem à região intermediária de São Luís, de acordo com última divisão regional do Brasil (IBGE, 2017a). As atividades econômicas dos municípios são similares e estão ligadas principalmente ao setor primário, destacando-se a agricultura e a pecuária (IMESC, 2013).

As cidades de São Bento e Pinheiro localizam-se dentro da área conhecida como Baixada Maranhense. Essa região abriga uma diversidade de ecossistemas interligados, incluindo áreas de manguezais, extensas formações de babaçuais, campos abertos inundáveis, além de um conjunto de bacias lacustres. A paisagem é composta por um sistema estuarino e lagunar, e por matas ciliares que acompanham os cursos d'água (Araújo *et al.*, 2019).

De acordo com os dados do último censo agropecuário, São Bento conta com um efetivo de 1.033 caprinos e 610 ovinos. Em Pinheiro, o efetivo caprino é estimado em 2.871 cabeças e o de ovinos, em 1.357 cabeças. Os efetivos de caprinos e ovinos de Itapecuru-Mirim são estimados em 1.235 e 128 cabeças, respectivamente (IBGE, 2023).

#### **4.3 Tipo de estudo e amostragem**

Este estudo possui um desenho descritivo, com uma abordagem quantitativa e de amostragem não probabilística. A escolha dos municípios ocorreu de acordo com o histórico de ocorrência de *T. vivax* em rebanhos bovinos das regiões. As propriedades e as amostras foram obtidas por conveniência, de acordo com o efetivo dos rebanhos em cada localidade. Dessa maneira, o universo amostral foi composto por caprinos e ovinos, machos e fêmeas, e independentemente de condição clínica.

#### **4.4 Coleta de dados e de amostras sanguíneas**

A coleta de dados epidemiológicos e de amostras sanguíneas foram realizados em dois períodos distintos: o primeiro entre os meses de janeiro e março de 2022 (estação chuvosa), e o segundo no mês de novembro de 2023 (estação seca). Antes dos procedimentos, os produtores assinaram um Termo de Consentimento Livre e Esclarecido (TCLE) (Apêndice 1), e foram entrevistados utilizando-se um formulário com questões acerca de variáveis epidemiológicas (Apêndice 2).

Após a contenção física dos animais, foram colhidos aproximadamente 5 ml de sangue venoso por meio de punção da veia jugular externa. As amostras sanguíneas foram distribuídas para tubos de coleta do tipo convencional com e sem anticoagulante (EDTA). De cada amostra colhida, também foram utilizadas lâminas de microscopia para confecção de esfregaços sanguíneos. Os dados de cada animal amostrado foram catalogados em fichas de identificação individuais (Apêndice 3), contendo informações sobre idade, sexo, estado geral, histórico de doenças e presença de ectoparasitas.

#### **4.5 Detecção parasitológica**

Para pesquisa direta de formas tripomastigotas de tripanossomas, em lâminas de microscopia de ponta fosca, foram confeccionados esfregaços sanguíneos *in locu*, os quais foram secos ao ar, fixados com metanol e corados com Giemsa. As lâminas foram observadas em microscópio óptico, percorridas por completo, nas objetivas de 40x e 100x de aumento.

#### **4.6 Detecção sorológica**

Como método sorológico para detecção de anticorpos anti-*T. vivax* utilizou-se a técnica de ELISA, que foi realizada de acordo com o procedimento descrito por Machado *et al.* (1997) e Aquino *et al.* (1999). Placas de polipropileno do tipo Nunc MaxiSorp™ com 96 poços de fundo plano (Thermo Fisher Scientific, Massachusetts, EUA) foram sensibilizadas com 0,1 µg/ml do antígeno TvY, constituído de uma proteína recombinante de *T. vivax* produzida pela Immunodot®. Essa proteína consiste em uma molécula de superfície expressa e purificada, caracterizada por uma estrutura de domínio ISG (glicoproteína de superfície invariante) (Donadon, 2023).

Os soros controles e testes foram diluídos na proporção de 1:100. O conjugado utilizado foi imunoglobulina G (IgG) de coelho, anti-IgG caprino/ovino, acoplada à fosfatase alcalina (AB062, Sigma-Aldrich,) na diluição de 1:50.000. Foram calculados a média e o desvio padrão das densidades ópticas (DO) obtidas dos controles negativos de todas as placas. A partir desses resultados, foi estabelecido o ponto de corte de acordo com a seguinte equação, descrita por Gomes *et al.* (2008): ponto de corte = média dos controles negativos x 2,5.

## 4.7 Detecção molecular

### 4.7.1 Extração de DNA e Reação em Cadeia pela Polimerase (PCR)

O DNA foi extraído a partir do sangue total utilizando-se o kit comercial Bio Gene Extração de DNA/RNA Viral (Quibasa-Bioclin®, Minas Gerais, Brasil), de acordo com o protocolo estabelecido pelo fabricante. Para amplificação de DNA, foram performadas reações em cadeia pela polimerase (PCR) convencional, utilizando os iniciadores discriminados no Quadro 1 abaixo, com seus respectivos alvos em cada espécie de *Trypanosoma* spp..

Quadro 1 – Iniciadores utilizados para amplificação de fragmentos de DNA das espécies *T. vivax*, *T. theileri* e *T. evansi*.

Espécie/Gene Alvo/Fragmento	Iniciadores (sequência nucleotídica)	Referência
<i>T. vivax</i> Cathepsina L-like ~177 pb	TviCatL (5'-GCCATCGCCAAGTACCTCGCCGA-3') DTO 155 (5'-TTAAAGCTTCCACGAGTTCTTGATGATCCAGTA-3')	Cortez <i>et al.</i> (2009)
<i>T. theileri</i> Cathepsina L-like ~273 bp	TthCATL1 (5'-CGTCTCTGGCTCCGGTCAAAC-3') DTO 155 (5'-TTAAAGCTTCCACGAGTTCTTGATGATCCAGTA-3')	Rodrigues <i>et al.</i> (2010b)
<i>T. evansi</i> Minicículos do kDNA ~164 pb	TBR1 (5'-GAATATTAACAATGCGCAG-3') TBR2 (5'-CCATITATTAGCITTGTIGC-3')	Masiga <i>et al.</i> (1992)

As reações foram conduzidas em termociclador SimpliAmp™ Thermal Cycler (Thermo Fisher Scientific, EUA), de acordo com os programas de ciclagem específicos elencados no Quadro 2 abaixo.

Quadro 2 – Programas de ciclagem utilizados para amplificação de fragmentos de DNA das espécies *T. vivax*, *T. theileri* e *T. evansi*.

Nº de Ciclos	Programa de ciclagem				1x
	1x	35x			
Iniciadores/ Etapas	Desnaturação inicial	Desnaturaç ão	Anelamento	Extensão	Extensão final
TviCatL DTO 155	94 °C por 3'	94 °C por 1'	56 °C por 1'	72 °C por 1'	72 °C por 10'
TthCatL DTO 155	94 °C por 5'	94 °C por 1'	58 °C por 1'	72 °C por 1'	72 °C por 10'
TBR1 TBR2	95 °C por 5'	95 °C por 1'	49 °C por 1'	72°C por 10''	72°C por 4'

Como controles positivos, utilizou-se DNAs extraídos de amostra de campo sabidamente positiva para *T. vivax* (acesso GenBank: OR339796), de isolados de *T. evansi* (TeETc Camel Ethiopia - pDNA doado por Théo Baltz, University of Bordeaux, France) e *T. theileri* (Coleção Brasileira de Tripanossomatídeos – CBT 115). Para controle negativo da reação utilizou-se água ultrapura.

Os produtos amplificados foram submetidos à eletroforese horizontal em gel de agarose a 1,5%, em tampão Tris-Acetato-EDTA (TAE), corado com Sybr Safe (Invitrogen), por 30 minutos a 60V/100mA. As bandas foram visualizadas e fotografadas em transiluminador de luz azul (Loccus, Brasil).

#### 4.7.2 Purificação e sequenciamento genético

Os produtos amplificados foram purificados utilizando o produto comercial ExoSAP-IT (USB Corporation), que consiste em Exonuclease I (ExoI) para digerir excesso de *primers* e fosfatase alcalina de camarão (Shrimp Alkaline Phosphatase - SAP) para degradar excesso de nucleotídeos provenientes da PCR.

Depois de purificados foram submetidos a reações de sequenciamento genético de Sanger (SGS), utilizando o kit Big Dye Terminator (Perkin Elmer) de acordo com especificações do fabricante, em sequenciador automático ABI PRISM 3100 Genetic Analyzer (Perkin Elmer). As sequências obtidas foram analisadas e editadas no programa BioEdit versão 7.0 (Hall, 1999). Em seguida, foram submetidas à análise de similaridade por meio do *Basic Local Alignment Search Tool* (BLAST®) e comparadas com sequências nucleotídicas disponíveis na plataforma do GenBank.

#### 4.7.3 Alinhamento de sequências e inferências filogenéticas

As sequências consenso foram obtidas a partir da análise de eletroferogramas utilizando o software FinchTV (Geospiza, Inc.). Para a análise filogenética, foram selecionadas sequências do gene catepsina L-*like* de *T. vivax* depositadas no Genbank. O alinhamento das sequências de *T. vivax* e do grupo externo foi realizado e ajustado manualmente no software BioEdit (versão 7.0.2.5) (Hall, 1999). Para a inferência filogenética, foram empregados os métodos de Máxima Verossimilhança (ML) e Neighbor-Joining (NJ), e as árvores resultantes foram geradas no software MEGA-X (Kumar *et al.*, 2018). A seleção do modelo mais adequado para substituição de nucleotídeos foi realizada com base no critério de informação de Akaike (AIC), disponível no MEGA-X. O modelo Kimura de dois parâmetros (K2) foi identificado como o mais apropriado para a análise filogenética das sequências alinhadas.

#### 4.8 Análise dos fatores de risco

Os dados foram analisados por meio de tabelas de contingência (2x2) com as seguintes variáveis epidemiológicas: sexo, idade, espécie animal, sistema de criação, aquisição recente de animais, assistência veterinária, coleção de água no entorno da propriedade, período climático, estrutura da propriedade e tipo de instalação.

A associação entre as variáveis e os resultados do diagnóstico sorológico foi analisada por meio dos testes Qui-quadrado ( $X^2$ ) e Exato de Fisher, com cálculo das odds ratios (OR) e respectivos intervalos de confiança, utilizando o programa Epi Info versão 3.4.3 (2007). Considerou-se significância estatística para valores de  $p < 0,05$ .

## 5. RESULTADOS

### 5.1 Caracterização das propriedades

Foram visitadas 14 propriedades de criação de caprinos e/ou ovinos, sendo duas do município de Itapecuru-Mirim, sete de Pinheiro e cinco de São Bento (Tabela 2). Destas, três eram propriedades de criação conjunta de caprinos e ovinos, sete de criação somente de ovinos e quatro somente de caprinos. A maior parte das propriedades não era tecnicada (n=10; 71,42%), tinham apriscos suspensos (n=10; 71,42%) (Figura 3), não tinham assistência veterinária (n=10; 71,42%) e não faziam controle de vermifugação (n=8; 57,14%). Em uma propriedade de São Bento (7,14%) foi relatado histórico de aborto. Em nove propriedades (n=9; 64,28%) havia criação de outros animais como bovinos, equídeos e aves. A presença de coleções de água na região periférica foi observada em oito propriedades (n=8; 57,14%) e as demais eram cercadas somente por áreas de mata ou áreas de mata com residências.

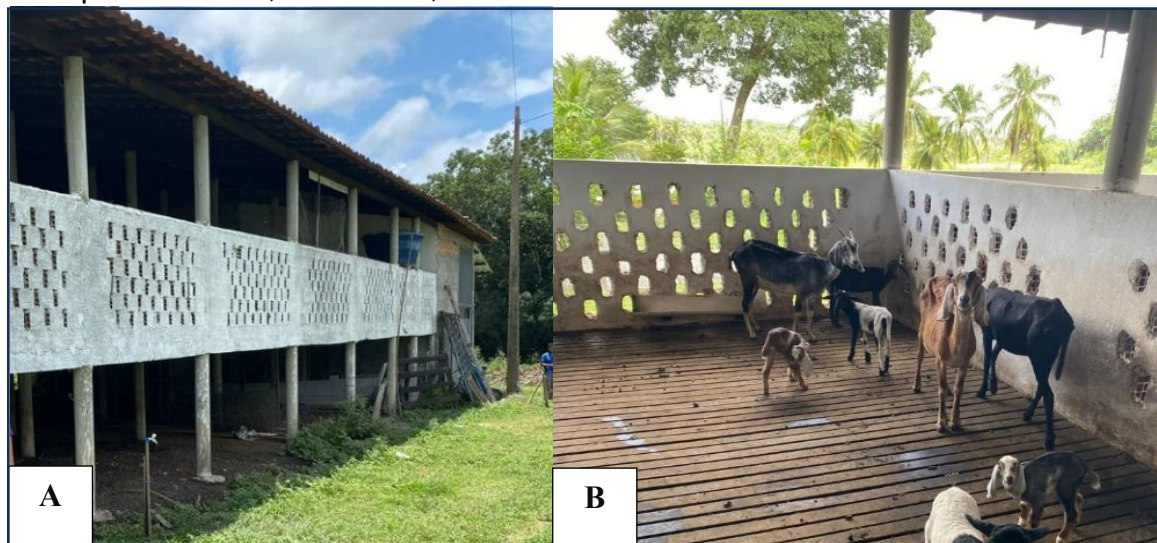
Tabela 2 – Caracterização das propriedades de pequenos ruminantes amostradas nos municípios de Itapecuru-Mirim, Pinheiro e São Bento, estado do Maranhão, Brasil.

	Municípios			
	Itapecuru-Mirim	Pinheiro	São Bento	Total
<b>Espécie(s) de criação</b>	n	n	n	n (%)
Caprinos e ovinos	1	2	0	3 (21,42)
Somente caprinos	0	1	3	4 (28,57)
Somente ovinos	1	4	2	7 (50,00)
<b>Tipo de propriedade</b>				
Tecnicada	1	1	2	4 (28,57)
Não tecnicada	1	6	3	10 (71,42)
<b>Tipo de instalação</b>				
Aprisco suspenso	2	4	4	10 (71,42)
Aprisco de chão batido	0	3	1	4 (28,57)
<b>Assistência veterinária</b>				
Sim	1	1	2	4 (28,57)
Não	1	6	3	10 (71,42)
<b>Controle de vermifugação</b>				
Sim	1	1	4	6 (42,85)
Não	1	6	1	8 (57,14)
<b>Histórico de aborto</b>				
Sim	0	0	1	1 (7,14)
Não	2	7	4	13 (92,85)
<b>Área periférica com coleção de água*</b>				
Sim	2	4	2	8 (57,14)

Não	0	3	3	6 (42,85)
<b>Criação de outros animais</b>				
Sim	2	3	4	9 (64,28)
Não	0	4	1	5 (35,71)

\*rio, riachos, lagos ou açudes.

Figura 3 – Fotografias de um aprisco suspenso de caprinos e ovinos no município de Itapecuru-Mirim, Maranhão, Brasil.



## 5.2 Caracterização dos animais

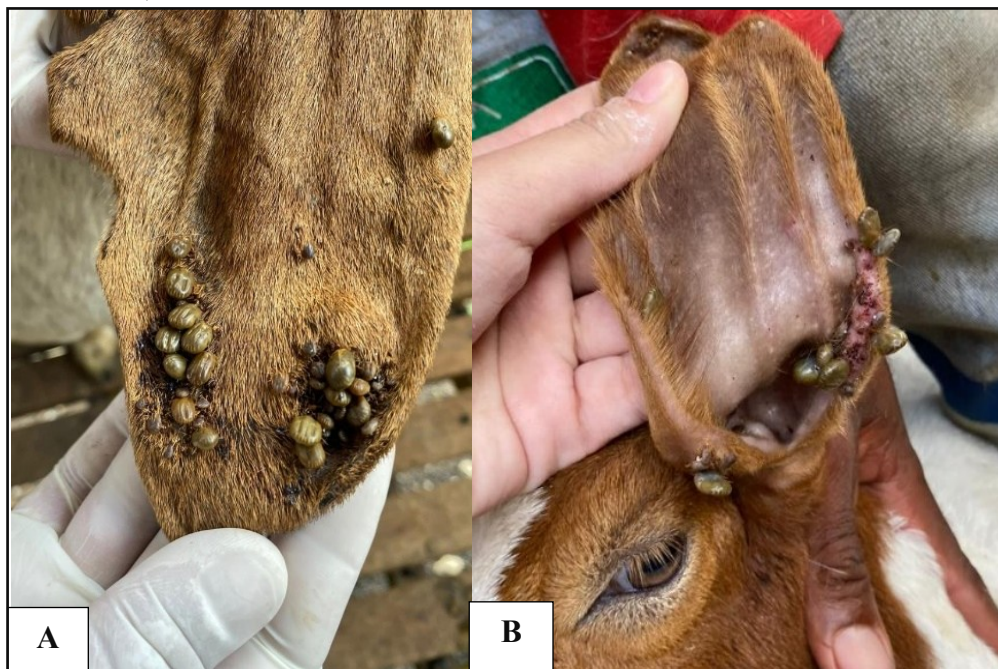
Os dados descritivos dos pequenos ruminantes estão discriminados na Tabela 3. Foram amostrados 84 caprinos e 210 ovinos, totalizando 294 animais. Destes, 73,46% (n=216) eram fêmeas, 26,53% (n=78) eram machos e 82,65% (n=243) eram animais adultos. A maioria dos animais estavam com escore corporal normal (n=200; 68,02%) e magros (n=71; 24,14%). Foram observadas mucosas hipocoradas em 22,14% (n=66) dos pequenos ruminantes. Foram encontrados carrapatos, todos da espécie *Rhipicephalus (B.) microplus*, em 7,48% (n=22) dos animais, parasitando principalmente o ouvido externo e pavilhão auricular (Figura 4).

Tabela 3 – Caracterização dos pequenos ruminantes amostrados nos municípios de Itapecuru-Mirim, Pinheiro e São Bento, estado do Maranhão, Brasil.

Parâmetro	Espécie		Total
	Caprinos	Ovinos	
	n (%)	n (%)	n (%)
<b>Sexo</b>			
Machos	18 (23,07)	60 (79,92)	78 (26,53)
Fêmeas	66 (30,55)	150 (64,44)	216 (76,43)
<b>Idade</b>			
Jovens*	22 (43,13)	29 (56,86)	51 (17,34)
Adultos	62 (25,51)	181 (74,48)	243 (82,65)
<b>Escore corporal</b>			
Caquético	2 (40,00)	3 (60,00)	5 (1,70)
Magro	19 (26,76)	52 (73,23)	71 (24,14)
Normal	63 (31,50)	137 (68,50)	200 (68,02)
Gordo	0 (0,00)	18 (100,00)	18 (6,12)
<b>Presença de carrapatos</b>			
Sim	14 (63,63)	8 (36,36)	22 (7,48)
Não	70 (25,73)	202 (81,40)	272 (92,51)
<b>Mucosas</b>			
Normocoradas	57 (25,00)	171 (75,00)	228 (77,55)
Hipocoradas	27 (40,90)	39 (59,09)	66 (22,44)

\*6 meses a 1 ano

Figura 4 – Fotografia de parasitismo por carrapatos *Rhipicephalus (B.) microplus* em orelha de um ovino no município de Itapecuru-Mirim, Maranhão, Brasil.



A – Parasitismo na região dorsal do pavilhão auricular; B – Parasitismo na região ventral do pavilhão auricular.

### 5.3 Diagnóstico parasitológico, sorológico e molecular

Nos esfregaços sanguíneos não foram observadas formas tripomastigotas de tripanossomas. Os testes sorológicos indicaram que 42 animais (14,28%) apresentaram anticorpos anti-*T. vivax*, sendo 30 caprinos (10,20%) e 12 ovinos (4,08%). A Tabela 4 apresenta a frequência de animais reagentes no teste de ELISA. No município de Itapecuru-Mirim, observou-se uma frequência de reagentes de 66,67% (10/15) em caprinos, enquanto em ovinos a frequência foi significativamente menor, de 4,85% (5/103). O total de animais reagentes no município foi de 12,71% (15/118). Em Pinheiro, a frequência de reagentes em caprinos foi de 20,69% (6/29), e em ovinos, de 4,88% (2/41), com um total de 11,42% (8/70). Já em São Bento, a frequência foi de 35,00% (14/40) em caprinos e 7,58% (5/66) em ovinos, totalizando 17,92% (19/106) de animais reagentes.

Das 14 propriedades, em nove (64,42%) houve animais reagentes, assim distribuídas: as duas do município de Itapecuru-Mirim, três de Pinheiro e quatro de São Bento.

Tabela 4 – Frequência de animais reagentes no teste de ELISA, em uma população de pequenos ruminantes nos municípios de Itapecuru-Mirim, Pinheiro e São Bento, estado do Maranhão, Brasil.

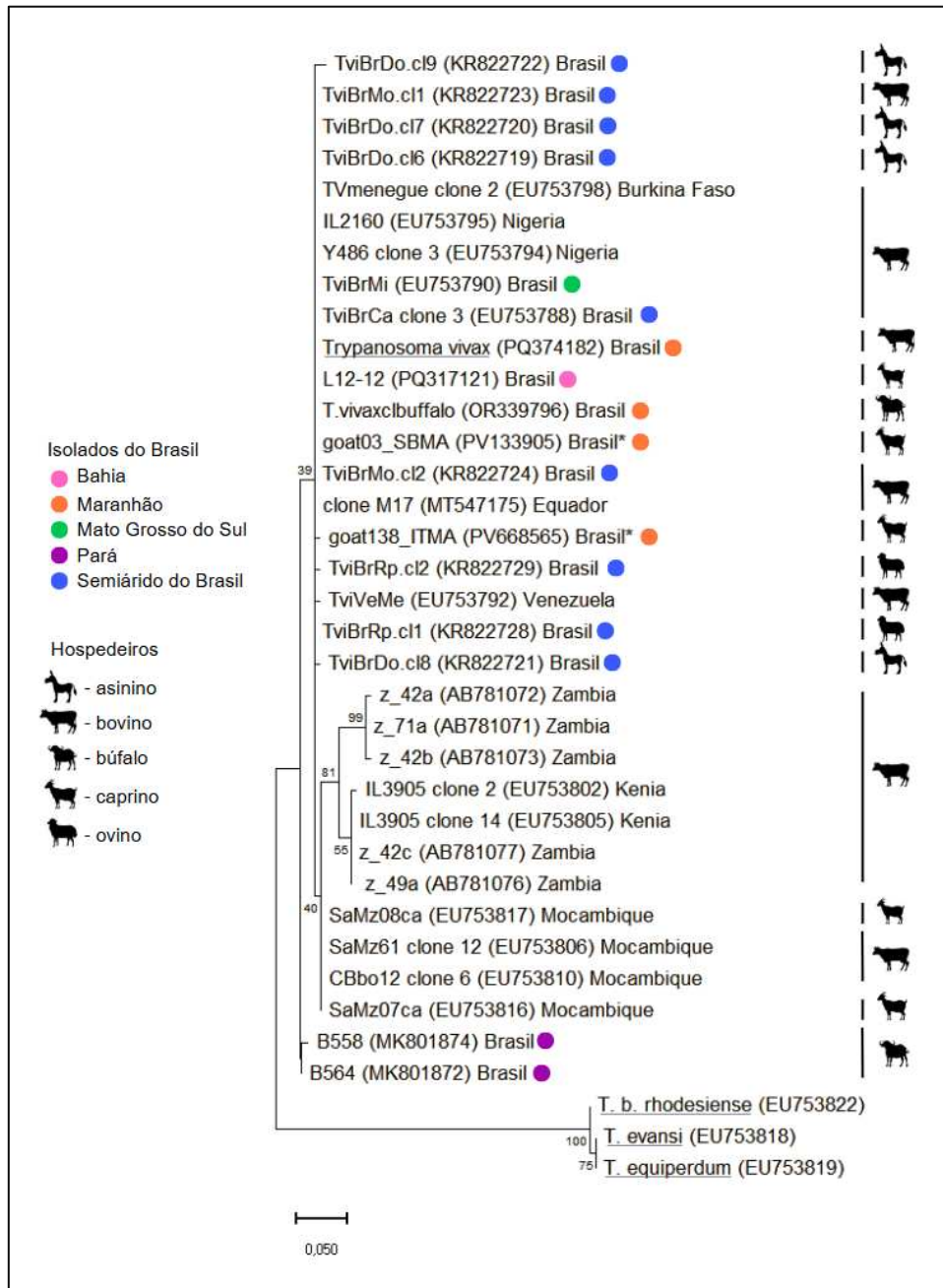
Município	Espécie					
	Caprino		Ovino		Total	
	n/N	%	n/N	%	n/N	%
Itapecuru-Mirim	10/15	66,67	5/103	4,85	15/118	12,71
Pinheiro	6/29	20,69	2/41	4,88	8/70	11,42
São Bento	14/40	35,00	5/66	7,58	19/106	17,92
Total	30/84	35,71	12/210	5,71	42/294	14,28

n = número de reagentes; N = número de amostras colhidas no município.

Na análise molecular, duas amostras (n=2/294; 0,68%) apresentaram produtos amplificados com aproximadamente 177 pb, correspondente ao tamanho do fragmento-alvo utilizado para *T. vivax*. Ambas as amostras eram de animais da espécie caprina, sendo uma do município de São Bento e outra de Itapecuru-Mirim. Após sequenciamento genético e análise de similaridade pelo banco de dados Genbank, as sequências nucleotídicas revelaram 100% de identidade (acessos PV133905 e PV668565) com isolados de *T. vivax* identificados no Brasil. Com relação a *T. evansi* e *T. theileri*, as reações de PCR realizadas não resultaram na amplificação dos fragmentos-alvo esperados em nenhuma das amostras analisadas.

A análise filogenética baseada no gene *CatL-like* de *T. vivax*, utilizando sequências de isolados da América do Sul e da África recuperadas do Genbank, revelou que as sequências obtidas no presente estudo (PV133905 e PV668565) agruparam-se fortemente com outras sequências do Brasil, incluindo isolados de caprino da Bahia (PQ317121) e de ovino do semiárido nordestino (KR822729). Além disso, observou-se estreita relação com isolados de bovino (PQ374182) e búfalo do estado do Maranhão (OR339796) (Figura 6).

Figura 6 - Relações filogenéticas entre sequências de *T. vivax* baseadas no gene catepsina L-like. Árvore filogenética inferida utilizando os métodos de Máxima Verossimilhança e *Neighbor Joining*, com o modelo Kimura 2 parâmetros. As sequências detectadas no presente estudo estão destacadas com um asterisco (\*). Os círculos coloridos indicam isolados do Brasil. Os números nos nós correspondem a valores *bootstrap* superiores a 35%, acessados com 1.000 réplicas. *T. b. rhodesiense*, *T. equiperdum* e *T. evansi* foram utilizados como grupo externo.



#### 5.4 Análise dos fatores de risco

Os testes estatísticos demonstraram associações estatisticamente significativas entre a infecção por *T. vivax* e as seguintes variáveis epidemiológicas:

espécie animal, aquisição recente de animais, assistência veterinária, infraestrutura da propriedade e tipo de alojamento (Tabela 5).

Comparando as espécies, os caprinos exibiram maior suscetibilidade à infecção por *T. vivax* do que os ovinos (OR = 0,12; IC95%: 0,06 – 0,24;  $p < 0,0001$ ), ou seja, os ovinos apresentaram menor chance de infecção por *T. vivax* em relação aos caprinos (OR = 0,12), indicando que a espécie ovina se comporta como um fator de proteção no contexto estudado.

A introdução recente de animais no rebanho foi identificada como um fator de risco relevante. Animais de propriedades que realizaram aquisições de novos animais recentemente apresentaram uma chance 3,32 vezes maior de estarem infectados por *T. vivax* em comparação às que não realizaram aquisições (OR = 3,32; IC95%: 1,70 – 6,48;  $p = 0,0003$ ).

A assistência veterinária mostrou-se um fator de proteção, uma vez que rebanhos com acompanhamento veterinário tiveram menor frequência de animais positivos (OR = 0,43; IC95%: 0,22 – 0,83;  $p = 0,0102$ ).

A infraestrutura da propriedade mostrou associação significativa com a ocorrência da infecção. Propriedades com sistemas de produção tecnificados registraram menor probabilidade de animais infectados (OR = 0,34; IC95%: 0,17–0,67;  $p = 0,0014$ ), configurando-se como um fator de proteção.

Além disso, o tipo de alojamento também influenciou o risco de infecção, onde animais mantidos em apriscos de chão batido apresentaram maior chance de infecção em comparação àqueles alojados em estruturas suspensas (OR = 2,64; IC95%: 1,08 – 6,45;  $p = 0,0281$ ).

Em relação ao período climático, a análise estatística não revelou associação significativa com as amostras soro-reagentes (Tabela 5), ou seja, o período do ano em que foram colhidas as amostras não influenciou na soro-reatividade dos animais.

Tabela 5 – Testes de associação (Qui-quadrado e Exato de Fisher) entre variáveis independentes e a infecção por *Trypanosoma vivax* determinada por ELISA em uma população de pequenos ruminantes no estado do Maranhão.

Variável	Categoria	Positivo/ Exposto	%	Negativo/ Exposto	%	Valor de p	OR (lower- upper)
Aquisição recente de animais	Sim	21/77	27.27	56/77	72.73	0.0003*	3.32(1.70–6.48)
	Não	22/217	10.14	195/217	89.86		
Assistência veterinária	Sim	21/194	10.82	173/194	89.18	0.0102*	0.43 (0.22–0.83)
	Não	22/100	22.00	78/100	78.00		
Coleção de água no entorno	Sim	30/186	16.13	156/186	83.87	0.3385	1.41 (0.70–2.83)
	Não	13/108	12.04	95/108	87.96		
Espécie animal	Caprina	30/84	35.71	54/84	64.29	<0.0001*	0.12 (0.06–0.24)
	Ovina	13/210	6.19	197/210	93.81		
Idade	6 meses a 1 ano	6/51	11.76	45/51	88.24	0.5248	1.35 (0.54–3.38)
	Acima de 1 ano	37/243	15.23	206/243	84.77		
Outros animais na propriedade	Sim	38/256	14.84	218/256	85.16	0.7838	1.15 (0.42–3.13)
	Não	5/38	13.16	33/38	86.84		
Período climático	Chuvoso	19/138	13.77	119/138	86.23	0.6955	1.14 (0.59–2.18)
	Seco	24/156	15.38	132/156	84.62		
Estrutura da propriedade	Tecnificada	15/168	8.93	153/168	91.07	0.0014*	0.34 (0.17–0.67)
	Não tecnificada	28/126	22.22	98/126	77.78		
Sexo	Macho	33/216	15.28	183/216	84.72	0.5986	0.82 (0.38–1.74)
	Fêmea	10/78	12.82	68/78	87.18		
Sistema de criação	Intensivo	5/26	19.23	21/26	80.77	0.4864	0.69 (0.25–1.95)
	Semi-intensivo	38/268	14.18	230/268	85.82		
Tipo de instalação	Aprisco suspenso	35/266	13.16	231/266	86.84	0.0281*	2.64 (1.08–6.45)
	Aprisco de chão batido	8/28	28.57	20/28	71.43		

\* valor estatisticamente significativo (<0,05).

## 6. DISCUSSÃO

A tripanossomose animal representa um importante problema na agropecuária, notadamente devido às significativas perdas econômicas associadas (FAO, 2015). Embora a espécie bovina seja a mais frequentemente relatada, tanto na África quanto na América Latina – especialmente no Brasil – os caprinos e ovinos também são afetados (Fetene *et al.*, 2021).

Na América do Sul, ainda são escassos os estudos sobre a infecção natural ou exposição desses pequenos ruminantes aos tripanossomas, deixando lacunas no entendimento de seu real papel epidemiológico. No Brasil, os relatos disponíveis concentram-se principalmente no semiárido nordestino, sob a forma de surtos (Batista *et al.*, 2009, 2022; Galiza *et al.*, 2011). Neste estudo, foram analisadas amostras sanguíneas de caprinos e ovinos em propriedades rurais do estado do Maranhão, região Nordeste do Brasil, com o objetivo de detectar a presença de tripanossomas (*T. vivax*, *T. evansi* e *T. theileri*) em pequenos ruminantes. Os resultados encontrados adicionam dados relevantes ao cenário brasileiro, contribuindo para um panorama mais amplo da epidemiologia dos tripanossomas em caprinos e ovinos.

A análise dos esfregaços sanguíneos não revelou a presença de formas tripomastigotas, mesmo nas amostras de animais positivos pela análise molecular. Esses achados estão em consonância com observações prévias, como as de Batista *et al.* (2009), que, mesmo durante um surto de tripanossomose no semiárido brasileiro, relataram animais positivos na PCR, mas negativos em exames parasitológicos, inclusive no *buffy coat* (BCT), técnica mais sensível que o esfregaço sanguíneo.

Uma das particularidades das infecções por tripanossomas, principalmente os salivares como *T. vivax*, é a flutuação da parasitemia, decorrente de mecanismos de evasão do sistema imune, como a variação antigênica (Horn, 2014), e da afinidade do parasita por tecidos e fluidos corporais (Whitelaw *et al.*, 1988; Silva Pereira *et al.*, 2019). Enquanto infecções agudas apresentam alta parasitemia, nas crônicas ela é reduzida e irregular, podendo ser indetectável em casos subclínicos (Desquesnes *et al.*, 2022a).

Em pequenos ruminantes, a tendência é que a infecção por *T. vivax* evolua para um estágio subclínico, com quantidades mínimas do parasita na circulação

periférica, dificultando sua detecção em amostras sanguíneas por métodos parasitológicos (Batista *et al.*, 2009). Isto reforça, portanto, de acordo com (Andrade Neto *et al.*, 2019; Alcindo *et al.*, 2022) as limitações do esfregaço sanguíneo como método diagnóstico único em estudos epidemiológicos de tripanossomose, especialmente em fases crônicas ou subclínicas.

A exposição dos pequenos ruminantes ao *T. vivax* foi avaliada por ELISA e obteve-se 14,62% de animais reagentes, indicando contato prévio dessa população com o parasita. Até onde se sabe, trata-se da primeira investigação sorológica contra *T. vivax* em pequenos ruminantes naturalmente infectados no Brasil. A literatura sobre a detecção sorológica desse parasita em caprinos e ovinos na América Latina, em geral, ainda é escassa e justifica a comparação restrita aos dois trabalhos a seguir, ambos realizados com a espécie ovina.

A frequência de soropositivos observada neste estudo apresenta valores intermediários. Na Guiana, Vokaty *et al.* (1993) observaram em ovinos soropositivos na RIFI, em uma população de animais assintomáticos, valor inferior ao encontrado no Maranhão. Por outro lado, na Nicarágua, Mora-Sanchez e Castro-Rodríguez (2015) relataram uma taxa de soropositividade de 85% em ovinos sintomáticos utilizando a mesma técnica. Essa diferença pode estar relacionada a fatores como a densidade vetorial das regiões, a frequência de introdução de novos animais, a coinfeção com outros agentes e manejo sanitário dos rebanhos. Além disso, diferenças de sensibilidade e especificidade entre os tipos de testes diagnósticos (RIFI e ELISA), podem contribuir para a variação nas frequências observadas entre os estudos.

A distribuição geográfica dos animais soropositivos, abrangendo nove das 14 propriedades analisadas, evidencia a circulação do parasita em diferentes municípios do estado do Maranhão. Além disso, a presença de animais sororeagentes sugere ampla exposição dessa população ao parasita, o que corrobora a hipótese de que a espécie *T. vivax* está disseminada pelo território maranhense. Esses dados complementam registros anteriores da presença de *T. vivax* em outras espécies hospedeiras no estado, como bovinos nos municípios de Itapecuru-Mirim (Guerra *et al.*, 2008), Pedreiras (Melo *et al.*, 2011) e Timon (Pereira *et al.*, 2018), além de búfalos no município de Viana, também na região da Baixada Maranhense (Serra *et al.*, 2024). Este último, detectou 79,31% dos bubalinos com anticorpos

anti-*T. vivax* e 76,72% das amostras apresentaram reações positivas no teste imunocromatográfico.

A introdução recente de animais no rebanho foi identificada como um fator de risco relevante na infecção por *T. vivax* nos pequenos ruminantes, indicando que a incorporação de novos indivíduos pode facilitar a entrada e propagação do parasita. De fato, a aquisição e a troca de animais são práticas frequentes na caprinovinocultura do Maranhão (Alves *et al.*, 2017b; Castro *et al.*, 2021). Essa dinâmica comercial contribui para a circulação de agentes infecciosos, principalmente quando os indivíduos infectados, mas assintomáticos, não são previamente testados (Dagnachew; Bezie, 2015a; Teixeira *et al.*, 2015). Além disso, alguns produtores transportam seus animais para outros municípios a fim de participarem de eventos agropecuários, muitas vezes sem qualquer controle sanitário, o que aumenta a exposição aos agentes patogênicos.

Estudos realizados em bovinos no Brasil corroboram a associação encontrada no presente estudo, evidenciando que a aquisição de animais sem exames prévios pode introduzir *T. vivax* em rebanhos originalmente livres da infecção (Batista *et al.*, 2018; Andrade Neto *et al.*, 2019). Um caso notável ocorreu no estado de Goiás, onde um surto foi diretamente associado à incorporação de matrizes bovinas adquiridas em leilões interestaduais (Bastos *et al.*, 2017; 2020). Além disso, há dados sorológicos do Nordeste brasileiro descritos por Batista *et al.* (2018), onde 88,1% dos bovinos positivos para *T. vivax* foram associados estatisticamente à introdução recente de animais nos rebanhos.

Tais evidências, quando consideradas em conjunto, reforçam a necessidade de implementação de protocolos sanitários, particularmente a quarentena sistemática e a triagem sorológica de animais introduzidos, configurando uma medida epidemiológica fundamental para contenção da transmissão de *T. vivax*. Paralelamente, destaca-se a imperativa necessidade de capacitação técnico-científica dos produtores rurais, pois o conhecimento e a adesão a esses protocolos são essenciais para o controle efetivo da infecção pelo parasita, especialmente em regiões com constante movimentação animal.

O sistema de defesa agropecuária do Maranhão, alinhado ao sistema nacional, conta com programas sanitários para bovinos, caprinos, ovinos, entre outros animais (AGED, 2013). Contudo, as diretrizes e critérios estabelecidos para trânsito intermunicipal para as referidas espécies são direcionados principalmente

para doenças como a febre aftosa. Nesse sentido, considerando os dados prévios de infecção por *T. vivax* em bovinos, búfalos, caprinos e ovinos no estado, sugere-se a inclusão urgente da tripanossomose nas estratégias de controle sanitário estadual e interestadual.

A assistência veterinária mostrou-se um fator de proteção, uma vez que rebanhos com acompanhamento veterinário tiveram menor frequência de animais positivos. Em consonância com esses dados, no estudo de Weny *et al.* (2017) com bovinos e caprinos, os animais tiveram aproximadamente treze vezes mais probabilidade de estarem infectados por tripanossomas em propriedades que não prestavam cuidados veterinários a seus animais do que naquelas que o faziam rotineiramente. De fato, a assistência médico-veterinária desempenha um papel crucial no gerenciamento da exposição ao *T. vivax*, pois os profissionais podem atuar na implementação de medidas preventivas, diagnosticando infecções precocemente e fornecendo tratamentos eficazes

A frequência de pequenos ruminantes soro-reagentes foi significativamente maior em caprinos do que em ovinos. Esse achado pode refletir diferenças na suscetibilidade entre as espécies, embora sejam comumente criados de forma conjunta e sob as mesmas condições de manejo nutricional e zootécnico. De acordo com estudos experimentais, a resposta imune contra *T. vivax* em ovinos tende a ser mais variável e pode levar à imunossupressão, enquanto caprinos mostram uma resposta de anticorpos mais intensa e consistente (Vos; Gardiner, 1990; Ramírez-Barrios *et al.*, 2014). Isso sugere que caprinos podem ter um mecanismo imunológico mais eficaz contra o parasita em comparação com ovinos, o que facilita a detecção de anticorpos.

Em relação ao manejo das criações, as propriedades com sistemas tecnificados registraram menor proporção de animais infectados. Esse fato era esperado, uma vez que uma melhor infraestrutura se correlaciona com a menor prevalência de doenças parasitárias e infecciosas, como visto em fazendas maiores com melhor manejo (Gutiérrez *et al.*, 2024). De acordo com Kalwani (2023), sistemas mais tecnificados tendem a reduzir o estresse dos caprinos e ovinos, melhorando sua resposta imunológica e diminuindo a suscetibilidade às infecções. Vale ressaltar que produtores com maior acesso a recursos financeiros e conhecimento técnico investem mais em infraestrutura e saúde animal, ao passo que Nuvey *et al.* (2020) demonstram que pequenos produtores com limitações

econômicas e educacionais frequentemente enfrentam maiores desafios no controle e prevenção de doenças nos animais.

A análise estatística demonstrou que os animais mantidos em apriscos de chão batido tiveram maior chance de infecção em comparação aos alojados em estruturas suspensas. Isto pode ser explicado pelo fato de que os apriscos de chão batido favorecem a proliferação de moscas devido ao acúmulo de matéria orgânica contendo resíduos de fezes e urina dos animais, aumentando o risco de infecção. Por outro lado, apriscos suspensos minimizam esse risco ao dificultar o desenvolvimento dos vetores. Essa relação está alinhada com estudos que associam melhorias no manejo de instalações à redução de doenças transmitidas por vetores em ruminantes (Baldacchino *et al.*, 2013; Desquesnes *et al.*, 2013). Contudo, não há como confirmar esta correlação no caso do presente estudo, uma vez que não se conhece ainda a real dinâmica de transmissão do *T. vivax* no estado do Maranhão.

Era esperado que período climático pudesse influenciar na ocorrência de *T. vivax* nos animais estudados, no entanto, nossos dados não resultaram em associação estatisticamente significativa entre a soropositividade e as estações seca ou chuvosa. Esse achado contrasta com estudos prévios que apontam a estação climática como um fator determinante na epidemiologia da tripanossomose.

Na literatura, o período de chuvas é frequentemente associado a maior transmissão de *T. vivax*, principalmente devido ao aumento da população de vetores primários, como as moscas tabanídeas (Silva, 2006), uma vez que o ambiente úmido favorece a proliferação desses insetos, elevando as taxas de infecção. Por outro lado, surtos durante a estação seca também foram relatados, sugerindo a participação de vetores alternativos, como *H. irritans*, que podem manter a transmissão mesmo em condições menos favoráveis (Cadioli *et al.*, 2011). Outro aspecto a ser considerado é que, de acordo com Al-Dawood, (2017) e Mascarenhas *et al.* (2023), no período seco os animais ficam submetidos a fatores estressantes como calor e baixa disponibilidade de alimentos e água, o que resulta em diminuição imunidade natural, tornando-os mais suscetíveis a doenças. Estudos como o de Batista *et al.* (2011) destacam que o período chuvoso tende a apresentar maior prevalência e morbidade por *T. vivax* no Brasil, reforçando a relação entre clima úmido e transmissão ativa. Contudo, resultados divergentes

foram observados por Rodrigues *et al.* (2015), que reportaram maior prevalência em asininos errantes durante a estação seca (15,5%) comparada à chuvosa (1,1%), indicando que a dinâmica de transmissão pode variar conforme a região, espécie animal e condições locais. Ademais, a presença de bovinos, também hospedeiros do parasita, convivendo com os pequenos ruminantes estudados, constitui outro elemento importante. Essa interface entre espécies pode manter o parasita em circulação contínua no rebanho, sustentando a transmissão mesmo durante períodos tradicionalmente considerados menos favoráveis à atividade dos vetores.

Neste estudo, a análise molecular por PCR detectou 0,68% (2/294) dos pequenos ruminantes amostrados, um valor significativamente menor do que os relatados em pesquisas anteriores realizadas no Nordeste brasileiro. É importante destacar que esses estudos, como os de Batista *et al.* (2022), no Rio Grande do Norte, e Galiza *et al.* (2011), na Paraíba, foram conduzidos durante surtos ativos de tripanossomose, com relatos de sinais clínicos graves como abortos e alta parasitemia. Em contraste, nossa pesquisa foi realizada por conveniência, sem a ocorrência de surtos declarados na região estudada, o que pode explicar a menor frequência observada. Horn (2014) também descreve outro aspecto importante relacionado a baixa taxa de positividade molecular podendo ser atribuída à baixa parasitemia típica das infecções crônicas.

Conforme observado em estudos anteriores, na análise filogenética realizada com sequências do gene *CatL-like* do presente estudo, os isolados brasileiros mostraram maior proximidade genética com aqueles provenientes do oeste africano, reforçando a hipótese de origem comum (Nakayima *et al.*, 2013; Rodrigues *et al.*, 2015; Serra *et al.*, 2024). A topologia da árvore filogenética mostrou uma estreita relação entre as sequências de caprinos obtidas neste estudo com isolados de caprinos e ovinos do Brasil, além de isolados de bovino e bubalino no estado do Maranhão. O agrupamento filogenético encontrado adiciona inferências na epidemiologia de *T. vivax* no estado, suportando a hipótese da circulação cruzada do mesmo genótipo do parasita entre diferentes espécies de ruminantes domésticos na região. Ademais, essa pouca variação genética observada pode facilitar o controle sanitário se medidas sanitárias forem aplicadas de forma integrada nas criações de ruminantes.

As amostras positivas por PCR eram de municípios distintos, mas ambas eram de cabras adultas com baixo escore corporal, não parasitadas por carrapatos, sendo que uma delas apresentava mucosas hipocoradas. A cabra positiva do município de São Bento era criada em ambiente insalubre, caracterizado pela presença de esgoto a céu aberto e acúmulo de matéria orgânica, além da convivência com aves domésticas e um asinino.

O outro caso positivo, proveniente de Itapecuru-Mirim, apresenta relevância epidemiológica significativa, considerando o histórico do município onde Guerra *et al.* (2008) haviam relatado anteriormente um caso de *T. vivax* em um bezerro com manifestações clínicas incluindo anemia, palidez de mucosa e fraqueza. Durante nossa visita, foi observado que a maioria dos animais no aprisco aparentavam desidratação acentuada, mucosas pálidas e escore corporal muito baixo. A presença de diarreia e intensa infestação por carrapatos em vários animais, somada à ausência de assistência veterinária e controle parasitário, configuravam um cenário de alta vulnerabilidade sanitária.

De fato, as más condições de manejo nas produções pecuárias são um fator determinante para o surgimento e disseminação de doenças (Costa *et al.*, 2011). Especialmente no caso da tripanossomose, as infecções subclínicas podem ser reativadas por coinfeções e por estresse nutricional ou físico (Desquesnes, 2004; Batista *et al.*, 2009). Infere-se, portanto, que as cabras positivas deste estudo, possivelmente, estavam imunossuprimidas devido às condições precárias de criação, o que pode ter facilitado a persistência do parasita na corrente sanguínea.

Para além dos fatores sanitários e de condição individual dos animais, as condições ambientais dos municípios de São Bento e Pinheiro, localizados na Baixada Maranhense, configuram um cenário altamente favorável à manutenção e proliferação dos vetores mecânicos de *T. vivax*. De acordo com Araújo *et al.* (2019), a região da Baixada Maranhense apresenta uma complexa rede de ecossistemas interconectados, compreendendo manguezais, extensas formações de babaçuais, campos inundáveis e um sistema lacustre em forma de “rosário”, complementado por matas ciliares que margeiam os cursos d’água.

Essa composição ambiental proporciona condições ideais para o estabelecimento de tabanídeos, incluindo espécies como *Tabanus importunus* e *Tabanus nebulosus*, amplamente documentadas no estado do Maranhão (Limeira-de-Oliveira, 2003), além de *H. irritans* (Silva *et al.*, 2023). Estudos sugerem que

estas espécies atuam como vetores mecânicos de *T. vivax* em bovinos em diversas regiões da América do Sul (Otte; Abuabara, 1991; Otte *et al.*, 1994), inclusive em ecossistemas úmidos como o Pantanal brasileiro (Martins *et al.*, 2008a). A disponibilidade de água abundante nas bacias lacustres da Baixada Maranhense durante os meses de janeiro a julho mantém a umidade necessária para o ciclo de vida desses insetos.

As amostras positivas na análise molecular também foram reagentes na sorologia. A concordância entre os testes nas duas amostras positivas por PCR demonstra que o ELISA pode ser uma boa ferramenta de triagem, embora não seja capaz de distinguir infecções ativas de exposições passadas. Ressalta-se também que houve disparidade entre os resultados sorológicos e moleculares, com maior número de positivos no ELISA, sugerindo um cenário de exposição dos animais ao parasita, onde muitos desenvolveram resposta imunológica, mas mantêm baixas parasitemias, abaixo do limite de detecção da PCR.

Vale destacar que o percentual de positivos na PCR encontrado em nosso estudo (0,68%) poderia potencialmente ser maior se tivéssemos empregado uma técnica ainda mais sensível, como a LAMP. No estudo de Cadioli *et al.* (2015), a LAMP demonstrou uma taxa de detecção de *T. vivax*, em bovinos significativamente maior de 95,24% (20 de 21 amostras positivas) em comparação com a PCR, que detectou 66,67% (14 de 21 amostras positivas). Essa diferença é especialmente importante em infecções crônicas ou subclínicas, sobretudo nos casos de animais soro-reagentes e negativos na análise molecular. Portanto, embora nossos dados indiquem uma frequência relativamente baixa no ensaio molecular, a comparação com estudos prévios que utilizaram técnicas mais sensíveis sugere que a real magnitude da infecção pelo tripanossoma na região possa estar subestimada. Dessa forma, estudos futuros utilizando métodos como a LAMP seriam valiosos para confirmar essa hipótese.

Não houve detecção de *T. evansi* nos caprinos e ovinos amostrados neste estudo. A maioria dos dados da literatura revelam um padrão de menor suscetibilidade dos pequenos ruminantes à infecção por *T. evansi* quando comparados a outros hospedeiros. Reitera-se o que fato da escassez dos relatos com tripanossomas em pequenos ruminantes na América Latina, portanto serão considerados achados dos continentes africano e asiático para efeitos de comparação. No caso de *T. evansi*, permite-se essa analogia, uma vez que, até

onde se sabe, em qualquer lugar onde ocorra esta espécie, a forma de transmissão se dá de forma mecânica.

Birhanu *et al.* (2015) relataram prevalências de 2,2% em ovinos e 3,8% em caprinos na Etiópia, valores significativamente inferiores aos observados em camelos e bovinos na mesma região. Esta tendência foi confirmada por Ereqat *et al.* (2020) na Palestina, que encontraram taxas de infecção de 4% em ovinos e 13% em caprinos. Entretanto, no Egito, Ata *et al.*, 2024 registraram um padrão distinto, com maior porcentagem de infecção em ovinos e ausência em caprinos, enquanto búfalos e asininos apresentaram taxas intermediárias.

No contexto brasileiro, assim como em nosso estudo, Herrera *et al.* (2004) também não detectaram a infecção em ovinos no Pantanal, uma região endêmica onde *T. evansi* é comumente encontrado em equídeos e canídeos selvagens. Isso sugere que mesmo em áreas de alta prevalência em outras espécies, os pequenos ruminantes podem permanecer livres da infecção. Por fim, as variações encontradas na literatura revelam aspectos peculiares ainda não esclarecidos acerca da epidemiologia de *T. evansi* em cada área geográfica, considerando o contexto ecológico, presença de reservatórios e suscetibilidade ou adaptação das espécies de hospedeiros.

No Maranhão, embora Sousa *et al.* (2025) tenham confirmado a ocorrência do parasita em equinos (33,49% de animais soro-reagentes e 1,00% de positividade por PCR), nossos resultados demonstram que esta presença não se traduz em infecção significativa em caprinos e ovinos no estado. Contudo, também não se pode inferir que os animais do presente estudo não tiveram contato com *T. evansi*, uma vez que não foi realizado ensaio sorológico que evidenciasse essa exposição.

Assim como para *T. evansi*, também não houve animais positivos para *T. theileri*. Este último é reconhecidamente um parasita com alta afinidade por bovinos, sendo considerado um tripanossoma de baixa ou nenhuma patogenicidade (Rodrigues *et al.*, 2005; Oldrieve, 2022). No Brasil, estudos indicam taxas de prevalências variáveis em bovinos, com relatos no estado de São Paulo, Mato Grosso do Sul, Rondônia, Pará e Rio Grande do Sul (Amaral *et al.*, 2022, Brum *et al.*, 2012; Da Silveira *et al.*, 1984; Nunes *et al.*, 1983; Pacheco *et al.*, 2018; Rodrigues *et al.*, 2010a; Garcia *et al.*, 2011), destacando sua ampla presença nos rebanhos.

Além disso, estudos filogenéticos demonstram que *T. theileri* pertence a um clado monofilético associado a artiodáctilos, com marcada especificidade por bovinos (Rodrigues *et al.*, 2005). Dessa maneira, a não detecção observada neste estudo pode refletir uma real ausência de adaptação do parasita a hospedeiros alternativos, tais como os pequenos ruminantes. A ausência de relatos prévios dessa espécie em caprinos e ovinos no Brasil e os relatos escassos no mundo corroboram essa hipótese.

## 7. CONCLUSÕES

Os resultados obtidos neste estudo permitiram concluir que caprinos e ovinos nos municípios avaliados no estado do Maranhão estão expostos à infecção pela espécie *T. vivax*. A sorologia empregada indicou esta exposição e a análise molecular confirmou a presença do material genético de *T. vivax*. Este é o primeiro estudo que detectou a espécie *T. vivax* em pequenos ruminantes no estado do Maranhão e o primeiro a realizar investigação sorológica contra esse parasita nesses hospedeiros no Brasil. Considerando que não foram identificados *T. evansi* e *T. theileri*, infere-se que esses agentes podem não representar, atualmente, um problema na população analisada.

Conclui-se, também, que caprinos apresentam maior exposição do que ovinos no contexto estudado, dadas as frequências de soro-reagentes e positividade molecular para essa espécie. Além disso, fatores relacionados às práticas de manejo, como animais mantidos em aprisco de chão batido, propriedades não tecnificadas, ausência de assistência veterinária e aquisição de novos animais tiveram forte associação estatística com a infecção *T. vivax*. Por outro lado, o período climático não influenciou na presença de animais soro-reagentes ao parasita.

Esse conjunto de dados sugerem que *T. vivax* circula, talvez silenciosamente, entre pequenos ruminantes na região estudada. Portanto, é premente que haja monitoramento da tripanossomose por *T. vivax* em rebanhos caprinos e ovinos no Maranhão, visando à implementação de medidas sanitárias adequadas para o controle da doença. Por fim, ressalta-se que estudos futuros são necessários para avaliar tanto a dinâmica de transmissão de *T. vivax* no estado, a presença de vetores mecânicos competentes, quanto o real papel epidemiológico dos pequenos ruminantes na tripanossomose animal.

## REFERÊNCIAS

- ABREU, A. P. M., SANTOS, H. A., PAULINO, P. G., HENRIQUE, T., COSTA, R. V. C., FERNANDES, T. A., FONSECA, J. S., SILVA, C. B., PEIXOTO, M. P., & MASSARD, C. L. Unveiling *Trypanosoma* spp. diversity in cattle from the state of Rio de Janeiro: A genetic perspective. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 44, p. e07467, 2024.
- ADAMS, E. R.; HAMILTON, P. B. New molecular tools for the identification of trypanosome species. **Future Microbiology**, v. 3, n. 2. p. 167-6. 2008.
- AGED-MA. Agência Estadual de Defesa Agropecuária do Maranhão. **Sanidade Animal: Defesa Animal**. São Luís, 3 de maio de 2013. Disponível em: <https://aged.ma.gov.br/sanidade-animal/>. Acesso em: 14 de abril de 2025.
- AHMED, H. A.; PICOZZI, K.; WELBURN, S. C.; MACLEOD, E. T. A comparative evaluation of PCR- based methods for species- specific determination of African animal trypanosomes in Ugandan cattle. **Parasites & vectors**, v. 6, n. 1, p. 316, 2013. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1186/1756-3305-6-316>.
- AKINWALE, O. P.; NOCK, I. H.; ESIEVO, K. A.; EDEGHERE, H. U.; OLUKOSI, Y. A. Study on the susceptibility of Sahel goats to experimental *Trypanosoma vivax* infection. **Vet. Parasitol.**, v. 137, p. 210-3. 2006.
- ALCINDO, J. F.; VIEIRA, M. C. G.; ROCHA, T. V. P.; CARDINOT, C. B.; DESCHK, M.; AMARAL, G. G.; ARAUJO, R. F.; FRANCISCATO, C.; NETO, K. J. G. A. C.; 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**, v. 31, n. 1, p. 1-7. 2022.
- AL-DAWOOD, A. Towards Heat Stress Management in Small Ruminants – A Review. **Annals of Animal Science**, [s. l.], v. 17, n. 1, p. 59–88, 2017. Disponível em: <https://sciendo.com/pdf/10.1515/aoas-2016-0068>.
- ALMEIDA, K. S.; FREITAS, F. L. da C.; JORGE, R. L. N.; NOGUEIRA, C. A. da S.; MACHADO, R. Z.; NASCIMENTO, A. A. do. Aspectos hematológicos da infecção experimental por *Trypanosoma vivax* em ovinos. **Ciência Animal Brasileira/Brazilian Animal Science**, v. 9, n. 4, p. 1121-1127, 2008.
- ALMEIDA, K. S.; FREITAS, F. L. C.; TEBALDI, J. H.; ALESSI, A. C.; MACHADO, R. Z.; NASCIMENTO, A. A. Alterações clínicas, histopatológicas e enzimáticas em ovinos infectados experimentalmente por *Trypanosoma vivax*. **Ciência Animal Brasileira / Brazilian Animal Science**, v. 11, n. 3, p. 669-76, 2010.
- ALVES, A. R.; VILELA, M. S.; ANDRADE, M. V. M.; PINTO, L. S.; LIMA, D. B.; LIMA, L. L. L. Caracterização do sistema de produção caprino e ovino na região sul do Estado do Maranhão, Brasil. **Veterinária e Zootecnia**, v. 24, n. 3, p. 515-24. 2017b.

- ALVES, W. P.; ABRÃ, D.; FERN, L.; FACURY-FILHO, E. J. Comparison of three methods for diagnosis of *Trypanosoma (Duttonella) vivax* in cattle. **Genetics and Molecular Research**, v. 16, n. 4, p. 1-7, 2017a.
- AMARAL, D.; SILVA, R. E. de; NIERI-BASTOS, F. A.; MARCILI, A. Parasitological and molecular diagnosis of *Trypanosoma theileri* in cattle sampled in the extreme south of São Paulo, SP, Brazil. **Brazilian Journal of Global Health**, v. 1, n. 3, p. 32-34, 2021.
- AMATO, B., MIRA, F., DI MARCO, L.O., PRESTI, V., GUERCIO, A., RUSSOTTO, L., GUCCIARDI, F., VITALE, M., LENA, A., LORIA, G.R., PULEIO, R., CANNELLA, V. A case of bovine trypanosomiasis caused by *Trypanosoma theileri* in Sicily, Itália. *Parasitol. Res.*, 118(9): 2723-2727. Jul 13. 2019.
- ANDRADE NETO, A.Q. de AFONSO, J.A.B.; MENDONÇA, C.L. de; SOUTO, R.J.C.; ANDRÉ, M.R.; MACHADO, R.Z. Surtos de tripanossomíase em bovinos leiteiros no agreste dos estados de Pernambuco e Alagoas. **Biológico, São Paulo**, v. 77, Suplemento 2, p. 1-234, 2015.
- ANDRADE NETO, A. Q.; DE MENDONÇA, C. L.; SOUTO, R. J. C.; SAMPAIO, P. H.; JUNIOR, O. L. F.; ANDRÉ, M. R.; AFONSO, J. A. B. Diagnóstico, aspectos clínicos e epidemiológicos de bovinos leiteiros naturalmente infectados por *Trypanosoma vivax* nos estados de Pernambuco e Alagoas, Brasil. **Brazilian Journal of Veterinary Medicine**, v. 41, n. 1, p. e094319, 2019.
- APPLEWHAITE, L. M. Small ruminant trypanosomiasis in Guyana – a report. **British Veterinary Journal**, v. 146, n. 1, p. 93-4, 1990.
- AQUINO, L. P. C. T.; MACHADO, R. Z.; ALESSI, A. C.; MARQUES, L. C.; CASTRO, M. B.; MALHEIROS, E. B. Clinical, parasitological and immunological aspects of experimental infection with *Trypanosoma evansi* in dogs. **Mem Inst Oswaldo Cruz**, v. 94, n. 2, p. 255–60, 1999.
- ARAÚJO, E. C. E.; SOUSA, V. F.; FERREIRA, J. D. M. Características edafoclimáticas da Baixada Maranhense. In: SOUSA, V. F.; NUNES, G. M. V. C.; ZONTA, J. B.; ARAÚJO, E. C. E. (Ed.). **Tecnologias para a produção de melancia irrigada na Baixada Maranhense**. São Luís: Embrapa Cocais, 2019. p. 23-26.
- ATA, E. B.; ABDEL-AZIZ, T. H.; ABDEL-GHANY, H. S.; ELSAWY, B. S.; ABDULLAH, H. H.; ABOUELSOUED, D.; ABDEL-SHAFY, S. Molecular and serological diagnosis of the circulating *Trypanosoma evansi* in Egyptian livestock with risk factors assessment. **Microbial Pathogenesis**, v. 197, e107073, 2024.
- AUDU, P. A.; ESIEVO, K. A. N.; MOHAMMED, G.; AJANUSI, O. J. Studies of infectivity and pathogenicity of an isolate of *Trypanosoma evansi* in Yankasa sheep, **Veterinary Parasitology**, vol. 86, n. 3, p. 185–90, 1999.
- AUTHEMAN, D.; CROSNIER, C.; CLARE, S.; GOULDING, D. A.; BRANDT, C.; HARCOURT, K.; WRIGHT, G. J. An invariant *Trypanosoma vivax* vaccine antigen induces protective immunity. **Nature**, v. 595, n. 7865, p. 96-100, 2021.

- AUTY, H.; TORR, S. J.; MICHOEL, T.; JAYARAMAN, S.; MORRISON, L. J. Cattle trypanosomosis: the diversity of trypanosomes and implications for disease epidemiology and control. **Rev. Sci. Tech.**, v. 34, p. 587-98, 2015.
- AZEVEDO, D. A. A. D.; SANTOS, V. W. S. D.; SOUSA, A. L. M. D.; PEIXOTO, R. M.; PINHEIRO, R. R.; ANDRIOLI, A.; Teixeira, M. F. D. S. Small ruminant lentiviruses: economic and productive losses, consequences of the disease. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 84, p. 1-10, 2017.
- BALDACCHINO, F.; MUENWORN, V.; DESQUESNES, M.; DESOLI, F.; CHAROENVIRIYAPHAP, T.; DUVALLET, G. Transmission of pathogens by *Stomoxys flies* (Diptera, Muscidae): a review. **Parasite (Paris, France)**, v. 20, e26, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1051/parasite/2013026>. Acesso em: 30 maio 2025.
- BALDACCHINO, F.; PUECH, L.; MANON, S.; HERTZOG, L. R.; JAY-ROBERT, P. Biting behaviour of Tabanidae on cattle in mountainous summer pastures, Pyrenees, France, and effects of weather variables. **Bulletin of entomological research**, v. 104, n. 4, p. 471-79, 2014.
- BARRETT, M. P.; BURCHMORE, R. J.; STICH, A.; LAZZARI, J. O.; FRASCH, A. C.; CAZZULO, J. J.; KRISHNA, S. The trypanosomiasis. **Lancet**, v. 362, p. 1469–80. 2003.
- BASTOS, T. S. A.; FARIA, A. M.; MADRID, D. M. D. C.; BESSA, L. C. D.; LINHARES, G. F. C.; FIDELIS, O. L.; LOPES, W. D. Z. First outbreak and subsequent cases of *Trypanosoma vivax* in the state of Goiás, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 26, p. 366-71, 2017.
- BASTOS, T. S. S.; FARIA, A. M.; CAVALCANTE, A. S. A.; MADRID, Q. M. C.; ZAPA, D. M. B.; NICARETTA, J. E.; CRUVINEL, L. B.; HELLER, L. M.; COUTO, L. F. M.; SOARES, V. E.; CADIOLI, F. A.; LOPES, W. D. Z. Comparison of therapeutic efficacy of different drugs against *Trypanosoma vivax* on experimentally infected cattle. **Prev Vet Med**, v. 181, p. 1-9, 2020. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.prevetmed.2020.105040>>.
- BATISTA, J. S., ARAÚJO JÚNIOR, H. N., MOURA, G. H. F., GÓIS, R. C. S., PAIVA, K. A. R., SILVA, J. B. D., COSTA, W. P., MENEZES, M. C., NUNES, F. V. A., COSTA, K. M. F. M., MEDEIROS, G. V. D. Cardiac involvement in trypanosomiasis in sheep experimentally infected by *Trypanosoma vivax* (Ziemman, 1905). **Experimental Parasitology**, v. 205, p. 107714, 2019. <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2019.05.008>.
- BATISTA, J. S.; BEZERRA, F. S. B.; LIRA, R. A.; CARVALHO, J. R. G.; ROSADO NETO, A. M.; 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**, v. 28, n. 1, p. 63-9, 2008. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S0100-736X2008000100010>.
- BATISTA, J. S.; DOS SANTOS, W. L. A.; DE SOUSA, A. C. F. C.; DA SILVA, T. T.; BEZERRA, A. C. D. S.; RODRIGUES, V. H. V.; DA SILVA FILHO, J. A.; CAVALCANTE, T. V.; DE FREITAS M. C. K. M.; VIANA, G. A. Abortion and

congenital transmission of *Trypanosoma vivax* in goats and ewes in semiarid northeastern Brazil. **Res Vet Sci.**, v. 149, p. 125-27, 2022. Disponível em: doi: 10.1016/j.rvsc.2022.06.009.

BATISTA, J. S.; MOURA, G. H. F.; LOPES, F. C.; PAIVA, K. A. R. DE.; ARAÚJO JÚNIOR, H. N. DE.; GÓIS, R. C. DE S.; COSTA, K. M. DE F. M.; COELHO, W. A. C.; FREITAS, C. I. A. Risk factors for trypanosomiasis by *Trypanosoma vivax* in cattle raised in Rio Grande do Norte state. **Arquivos do Instituto Biológico**, v. 85, p. 1-6, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/1808-1657000232016>.

BATISTA, J. S.; OLIVEIRA, A. F.; RODRIGUES, C. M. F.; DAMASCENO, C. A. R.; OLIVEIRA, I. R. S.; ALVES, H. M.; PAIVA, E. S.; BRITO, P. D.; MEDEIROS, J. M. F.; RODRIGUES, A. C.; TEIXEIRA, M. M. G. Infection by *Trypanosoma vivax* in goats and sheep in the Brazilian semiarid region: from acute disease outbreak to chronic cryptic infection. **Vet. Parasitol.**, v. 165, p. 131-35, 2009.

BATISTA, J. S.; RIET-CORREA, F.; TEIXEIRA, M. M. G.; MADRUGA, C. R.; SIMÕES, S. D. V.; MAIA, T. F.; Trypanosomosis by *Trypanosoma vivax* in cattle in the Brazilian semiarid: description of an outbreak and lesions in the nervous system. **Vet. Parasitol.**, v. 143, p. 174-81, 2007.

BAYNE, J. E.; WATERS, K. M. Biosecurity for reproductive disease prevention in sheep and goats. **The Veterinary Clinics of North America. Food Animal Practice**, v. 41, n. 1, p. 71-82, 2025. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.cvfa.2024.11.009>. Acesso em: 30 maio 2025.

BETANCOURT, A.; RAMÍREZ, L. E.; WELLS, E. A.; BAZALAR, H. LA técnica de centrifugación en tubo capilar en el diagnóstico de tripanosomiasis experimental. **Revista ICA**, v. 14, n. 2, p. 97-104, 1979.

BIRHANU, H; FIKRU, R.; SAID, M.; KIDANE, W.; GEBREHIWOT, T.; HAGOS, A.; ALEMU, T.; DAWIT, T.; BERKVEN, D.; GODDEERIS, B. M.; BÜSCHER, P. Epidemiology of *Trypanosoma evansi* and *Trypanosoma vivax* in domestic animals from selected districts of Tigray and Afar regions, Northern Ethiopia. **Parasites Vectors**, v. 8, n. 212, p. 1-11, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.1186/s13071-015-0818-1>

BITTNER, L.; KRÄMER, K.; WÖCKEL, A.; SNEDEC, T.; DELLING, C.; BÖTTCHER, D.; KÖLLER, G.; BAUMGARTNER, W.; RICHARDT, W.; STARKE, A. Malnutrition as the cause of recumbency in suckler cows associated with *Trypanosoma theileri* infection. **Acta Vet Scand.**, v. 63, n. 2, p. 1-8, 2021. Disponível em: doi:10.1186/s13028-020-00567-7.

BONILLA, J. L.; OLIVEIRA, J. B.; FLORES, B.; JIRÓN, W.; SHELEBY-ELÍAS, J. First report of *Trypanosoma vivax* infection in sheep from Nicaragua. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 25, p. 1-3, 2021.

BONTEMPI, I.; ARIAS, D.; CASTRO, G.; PEVERENGO, L.; DÍAZ, G.; ALLASSIA, M.; GREIF, G.; MARCIPAR, I. Improved serodiagnosis of *Trypanosoma vivax* infections in cattle reveals high infection rates in the livestock regions of Argentina. **PLOS Neglected Tropical Diseases**, v. 18, 2024. Disponível em: <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0012020>. Acesso em: 30 maio 2025.

- BORST, P.; FASE-FOWLER, F.; GIBSON, W. C. Kinetoplast DNA of *Trypanosoma evansi*. **Molecular and Biochemical Parasitology**, v. 23, n. 1, p. 31-8, 1987.
- BÖSE, R.; HEISTER, N. C. Development of *Trypanosoma (M.) theileri* in Tabanids. **Journal of Eukaryotic Microbiology**, [s. l.], v. 40, n. 6, p. 788–792, 1993. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/J.1550-7408.1993.TB04475.X>
- BÖSE, R.; FRIEDHOFF, K. T.; OLBRICH, S.; BÜSCHER, G.; DOMEYER, I. Transmission of *Trypanosoma theileri* to cattle by Tabanidae. **Parasitology Research**, v. 73, n. 5, p. 421-424, 1987. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/BF00538199>. Acesso em: 30 maio 2025.
- BÖSE, R.; PETERSEN, K.; POSPICHAL, H.; BUCHANAN, N.; TAIT, A. Characterization of *Megatrypanum* trypanosomes from European Cervidae. **Parasitology**, v. 107, p. 55–61, 1993
- BOULANGÉ, A.; PILLAY, D.; CHEVTZOFF, C.; BITEAU, N.; COMÉ DE GRAÇA, V.; REMPETERS, L.; THEODORIDIS, D.; BALTZ, T. Development of a rapid antibody test for point-of-care diagnosis of animal African trypanosomosis. **Veterinary Parasitology**, v. 233, p. 32-38, 2017. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2016.11.017>. Acesso em: 30 maio 2025.
- BRANDÃO, R. M.; CANDEIRA, R. P.; DE MORAES, R. S. B.; DOS SANTOS, D. F.; DIAS, H. L. C.; BEZERRA, N. P. C.; DOS SANTOS, A. C. G. Caracterização dos sistemas de criação de caprinos e ovinos da Ilha de São Luís no estado do Maranhão, Brasil. **Revista Brasileira de Ciência Veterinária**, v. 29, n. 2, 2022.
- BRAUN, U; ROGG, E; WALSER, M; NEHRBASS, D; GUSCETTI, F; MATHIS, A; DEPLAZES, P. *Trypanosoma theileri* in the cerebrospinal fluid and brain of a heifer with suppurative meningoencephalitis. **The Veterinary Record**, v. 150, n. 1, p. 18–19, 2002. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1136/vr.150.1.18>>.
- BRITO, P. L.; FREITAS, T.; FAÇANHA, A.; FREITAS, D.; BRAGA, C.; BATISTA, A. Evaluation of animal performance, feed intake, and economic losses in sheep experimentally infected with *Trypanosoma vivax*. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 38, n. 3, p. 1323-33, 2017.
- BROTÁNKOVÁ, A.; FIALOVÁ, M.; ČEPIČKA, I.; BRZOŇOVÁ, J.; SVOBODOVÁ, M. Trypanosomes of the *Trypanosoma theileri* Group: Phylogeny and New Potential Vectors. **Microorganisms**, v. 10, n. 294, p. 1-17, 2022. Disponível em: <<https://doi.org/10.3390/microorganisms10020294>>.
- BRUM, I.; DA SILVA, A. S.; OLIVEIRA, C. B.; BASTIANI, F. T.; ROSA, L. D.; SILVIA G.; MONTEIRO, S. G. *Trypanosoma theileri* in cattle herd of Rio Grande do Sul State, Brazil. **Comp Clin Pathol.**, v. 21, p. 197–9, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s00580-011-1261-0>.
- CADIOLI, F. A.; BARNABÉ, P. A.; MACHADO, R. Z.; TEIXEIRA, M. C.; ANDRÉ, M. R.; SAMPAIO, P. H.; JUNIOR, O. L. F.; TEIXEIRA, M. M. G.; MARQUES, L. C. First report of *Trypanosoma vivax* outbreak in dairy cattle in São Paulo state, Brazil. **Rev Bras Parasitol Vet.**, v. 21, n. 2, p. 118-24, 2012. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1590/S1984-29612012000200009>.

CADIOLI, F. A.; JUNIOR, O. L. F.; SAMPAIO, P. H.; DOS SANTOS, G. N.; ANDRÉ, M. R.; DE ALMEIDA CASTILHO, K. J. G.; MACHADO, R. Z. Detection of *Trypanosoma vivax* using PCR and LAMP during aparasitemic periods. **Veterinary Parasitology**, v. 214, n. 2, p. 174-7, 2015.

CALZOLARI, M.; RUGNA, G.; CLEMENTI, E.; CARRA, E.; PINNA, M.; BERGAMINI, F. F.; ABBI, M.; DOTTORI, M.; SACCHI, L.; VOTÝPKA, J. Isolation of a Trypanosome Related to *Trypanosoma theileri* (Kinetoplastea: Trypanosomatidae) from *Phlebotomus perfiliewi* (Diptera: Psychodidae). **Biomed Res Int.**, p. 1-8, 2018. Disponível em: doi: 10.1155/2018/2597074.

CÂMARA, A. C. L.; GADELHA-LELIS, I. C. N.; DALCIN, L.; BEZERRA, M. B.; SOTO-BLANCO, B. Prevalência dos principais agentes infecciosos envolvidos em abortos em caprinos no nordeste brasileiro. **Acta Veterinaria Brasilica**, v. 6, n. 4, p. 243-8, 2012.

CAMPIGOTTO, G.; DA SILVA, A. S.; VOLPATO, A.; BALZAN, A.; RADAVELLI, W. M.; SOLDÁ, N. M.; GROSSKOPF, H. M.; STEFANI, L. M.; BIANCHI, A. E.; MONTEIRO, S. G.; TONIN, A. A. WEISS, P. H.; MILETTI, L. C.; LOPES, S. T. Experimental infection by *Trypanosoma evansi* in sheep: Occurrence of transplacental transmission and mice infection by parasite present in the colostrum and milk of infected ewes. **Vet Parasitol.**, v. 212, n. 3-4, p. 123-9, 2015. Disponível em: doi: 10.1016/j.vetpar.2015.07.007.

CASTILHO-NETO, K. J. G. DE A.; GARCIA, A. B. DA C. F.; FIDELIS JUNIOR, O. L.; NAGATA, W. B.; ANDRÉ, M. R.; TEIXEIRA, M. M. G.; MACHADO, R. Z.; CADIOLI, F. A. Follow-up of dairy cattle naturally infected by *Trypanosoma vivax* after treatment with isometamidium chloride. **Revista Brasileira De Parasitologia Veterinária**, v. 30, n. 1, p. 1-12, 2021. Disponível em: <<https://doi.org/10.1590/S1984-29612021019>>.

CASTRO, R. L. P.; BRITO, D. R. B.; RIBEIRO, M. C.; DA COSTA, J. V.; PIRES FILHO, P. C. S. Caracterização de pequenas criações de caprinos e ovinos da Ilha de São Luís. **Revista Sítio Novo**, v. 6, n. 1, p. 30-41, 2022.

COELLO-PERALTA, R. D.; SOLÓRZANO, N. C. C.; PEÑAFIEL, K. A. R.; MAZAMBA, M. D. L. S.; ECHEVERRIA, E. O. R. First report of sheep naturally infected with *Trypanosoma* sp. in Ecuador. **Ciência Rural**, v. 51, n. 1, p. 1-6, 2020. Disponível em: <<https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20200223>>.

CORTEZ, A. P.; RODRIGUES, A. C.; GARCIA, H. A.; NEVES, L.; BATISTA, J. S.; BENGALY, Z.; TEIXEIRA, M. M. Cathepsin L-like genes of *Trypanosoma vivax* from Africa and South America—characterization, relationships and diagnostic implications. **Molecular and Cellular probes**, v. 23, n. 1, p. 44-51, 2009.

COSTA, R. V. C.; ABREU, A. P. M.; MACHADO, M. N.; THOMÉ, S. M. G.; MASSARD, C. L.; SANTOS, H. Á.; BRITO, M. F. Tripanossomíase em bovinos no estado do Rio de Janeiro. **Pesqui. Veterinária Bras.**, v. 36, p. 161-3, 2016.

COSTA, R. V.; ABREU, A. P. M.; THOMÉ, S. M.; MASSARD, C. L.; SANTOS, H. A.; UBIALI, D. G.; BRITO, M. F. Parasitological and clinical-pathological findings in twelve outbreaks of acute trypanosomiasis in dairy cattle in Rio de Janeiro state,

Brazil. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 22, e100466, 2020.

COSTA, S. C. L.; FREITAS, J. D. S.; SILVA, A. N. D.; LACERDA, L. C.; CRUZ, R. D. S.; CARVALHO, F. S.; PEREIRA, M. J. S.; MUNHOZ, A. D. Frequency and factors associated with *Theileria equi*, *Babesia caballi* and *Trypanosoma evansi* in equids from Bahia (Northeast Brazil). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 28, n. 1, p. 47–58, 2019.

COSTA, V. M. M.; SIMÕES, S. V. D.; RIET-CORREA, F. Controle das parasitoses gastrintestinais em ovinos e caprinos na região semiárida do Nordeste do Brasil. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v.31, n.1, p. 65-71, 2011.

COUTO, L. F. M.; BASTOS, T. S. A.; MORAIS, I. M. L.; SALVADOR, V. F.; LEAL, L. L. L.; FALAVIGNA, R. B.; SPRICIGO, J. F. W.; MOTA, R. A.; CRUZ, B. C.; COLLI, M. H. A.; SCARPA, A. B.; SOARES, V. E.; FERREIRA, L. L.; LOPES, W. D. Z. Reproductive, productive and financial consequences of chronic *Trypanosoma vivax* infection in a dairy cattle herd in a region without a cyclic vector. **Veterinary Parasitology**, v. 330, e110221, 2024. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2024.110221>. Acesso em: 30 maio 2025.

CUGLOVICI, D. A.; BARTHOLOMEU, D. C.; REIS-CUNHA, J. L.; CARVALHO, A. U.; RIBEIRO, M. F. B. Epidemiologic aspects of an outbreak of *Trypanosoma vivax* in a dairy cattle herd in Minas Gerais state, Brazil. **Vet Parasitol.**, v. 169, n. 3-4, p. 320-326, 2010. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.12.041>.

DA SILVA, A. S.; OLIVEIRA, C. B.; ZANETTE, R. A.; SOARES, C. D. M.; CORADINI, G.; POLENZ, C. H.; SANTURIO, J. M.; MONTEIRO, S. G. Ocorrência de *Trypanosoma evansi* em bovinos de uma propriedade leiteira no município de Videira-SC, Brasil. **Acta Scientiae Veterinariae**, v. 35, n. 3, p. 373-6, 2007.

DA SILVEIRA, J. M.; DE MELO, H. J. H.; PAIVA, F.; RIBEIRO, O. C. *Trypanosoma* em bovinos, no Estado de Mato Grosso do Sul. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 19, n. 11, p. 1433-6, 1984.

DAGNACHEW, S.; BEZIE, M. Review on *Trypanosoma vivax*. **Afr J Basic Appl Sci**, v. 7, n. 1, p. 41-64, 2015a.

DAGNACHEW, S.; BEZIE, M.; GODDEERIS, B. M. Molecular Diagnosis of *Trypanosoma vivax* Infections. **Global Journal of Molecular Sciences**, v. 10, n. 1, p. 1-9, 2015b.

DARGANTES, A. P.; REID, S. A.; COPEMAN, D. B. Experimental *Trypanosoma evansi* infection in the goat. I. Clinical signs and clinical pathology. **Journal of Comparative Pathology**, v. 133, n. 4, p. 261-6, 2005.

DE MELO JUNIOR, R. D.; AZEREDO BASTOS, T. S.; HELLER, L. M.; COUTO, L. F. M.; ZAPA, D. M. B.; DE ASSIS CAVALCANTE, A. S.; CRUVINEL, L. B.; NICARETTA, J. E.; IUASSE, H. V.; FERREIRA, L. L.; SOARES, V. E.; DE SOUZA, G. R. L.; CADIOLI, F. A.; LOPES, W. D. Z. How many cattle can be infected by *Trypanosoma vivax* by reusing the same needle and syringe, and what is the

viability time of this protozoan in injectable veterinary products? **Parasitology**, v. 149, n. 2, p. 270-282, 2022. DOI: 10.1017/S003118202100175X.

DE WAAL, T. Advances in diagnosis of protozoan diseases. **Veterinary Parasitology**, v. 189, p. 65-74, 2012.

DEBORGGRAEVE, S.; BUSCHER, P. Recent progress in molecular diagnosis of sleeping sickness. **Expert Review of Molecular Diagnostics**, v. 12, n. 6, p. 719-730, 2012. DOI: 10.1586/erm.12.72

DELAFOSSE, A.; THÉBAUD, E.; DESQUESNES, M.; MICHAUX, Y. Epidemiology of *Trypanosoma vivax* infection in cattle in the tse-tse free area of Lake Chad. **Prev Vet Med.**, v. 74, p. 108–19, 2006.

DESQUESNES M.; DE LA ROCQUE, S.; PEREGRINE, A. S. French Guyanan stock of *Trypanosoma vivax* resistant to diminazene aceturate but sensitive to isometamidium chloride. **Acta Trop.**, v. 60, n. 2, p. 133-6, 1995. Disponible em: <[http://dx.doi.org/10.1016/0001-706X\(95\)00117-W](http://dx.doi.org/10.1016/0001-706X(95)00117-W)>.

DESQUESNES, M. 2017. **Compendium of standard Diagnostic protocols for Animal trypanosomoses of african origin**. Montpellier : CIRAD-OIE, 106 p. [http://www.oie.int/nttat/Attached%20files/A16-REC-COMPENDIUM\\_PROTOCOLES\\_TRYPANO-En.pdf](http://www.oie.int/nttat/Attached%20files/A16-REC-COMPENDIUM_PROTOCOLES_TRYPANO-En.pdf)

DESQUESNES, M. **Les trypanosomoses du bétail en Amérique Latine, étude spéciale dans le Plateau des Guyanes**. Lille II University, 1997. Ph.D. thesis, 409 p.

DESQUESNES, M. **Livestock trypanosomoses and their vectors in Latin America**. World Organization for Animal Health (OIE). Paris. V. 8, 2004a, p. 186. ISBN: 92-9044-634-X.

DESQUESNES, M.; DARGANTES, A.; LAI, D. H.; LUN, Z. R.; HOLZMULLER, P.; JITTAPALAPONG, S. *Trypanosoma evansi* and surra: a review and perspectives on transmission, epidemiology and control, impact, and zoonotic aspects. **BioMed research international**, p. 1-20, 2013. Disponible em: <<https://doi.org/10.1155/2013/321237>>.

DESQUESNES, M.; DIA, M. L. Mechanical transmission of *Trypanosoma vivax* in cattle by the African tabanid *Atylotus fuscipes*. **Veterinary parasitology**, v. 119, n. 1, p. 9-19, 2004b.

DESQUESNES, M.; GONZATTI, M.; SAZMAND, A.; THÉVENON, S.; BOSSARD, G.; BOULANGÉ, A.; GIMONNEAU, G.; TRUC, P.; HERDER, S.; RAVEL, S.; SERENO, D.; JAMONNEAU, V.; JITTAPALAPONG, S.; JACQUIET, P.; SOLANO, P.; SOLANO, P.; BERTHIER, D. A review on the diagnosis of animal trypanosomoses. **Parasit Vectors**, v. 15, n. 1, p. 1-24. 2022b. Disponible em: <[doi: 10.1186/s13071-022-05190-1](https://doi.org/10.1186/s13071-022-05190-1)>.

DESQUESNES, M.; MCLAUGHLIN, G.; ZOUNGRANA, A.; DÁVILA, A. M. Detection and identification of *Trypanosoma* of African livestock through a single PCR based on internal transcribed spacer 1 of rDNA. **International journal for parasitology**, v. 31, n. 5-6, p. 610-4, 2001.

- DESQUESNES, M.; TRESSE, L. Evaluation de la sensibilité du test de Woo pour la détection de *Trypanosoma vivax*, **Revue Élev. Méd. vét. Pays trop.**, v.49, n. 4, p. 315-21, 1996.
- DESQUESNES, M.; YANGTARA, S.; KUNPHUKHIEO, P.; CHALERMWONG, P.; JITTAPALAPONG, S.; HERDER, S. Zoonotic trypanosomes in South East Asia: Attempts to control *Trypanosoma lewisi* using veterinary drugs. **Exp. Parasitol.**, v. 165, p. 35–42, 2016. Disponível em: <doi: 10.1016/j.exppara.2016.03.009>.
- DOHERTY, M. L.; WINDLE, H.; VOORHEIS, H. P.; LARKIN, H.; CASEY, M.; CLERY, D.; MURRAY, M. Clinical disease associated with *Trypanosoma theileri* infections in a calf in Ireland. **Vet Rec**, v. 132, n. 26, p.653-6, 1993.
- DONADON, Angelo Estevão Sant'Anna. **Levantamento soroepidemiológico de Trypanosoma vivax em bovinos no Brasil**. 2023. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária) – Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista (Unesp), Jaboticabal, 2023. Disponível em: <https://repositorio.unesp.br/handle/11449/242341>. Acesso em: 21 abr. 2025.
- DVOŘÁKOVÁ, N.; ČEPIČKA, I.; QABLAN, M. A.; GIBSON, W.; BLAŽEK, R.; ŠIROKÝ, P. Phylogeny and Morphological Variability of Trypanosomes from African Pelomedusid Turtles with Redescription of *Trypanosoma mocambicum* Pienaar. **Protist.**, v. 166, n. 6, p. 599-608, 2015. Disponível em: <doi:10.1016/j.protis.2015.10.002>.
- DWINGER, R. H.; HALL, M. J. R. Trypanosomiasis due to *Trypanosoma vivax* in ruminants in Latin America - a review. In International Atomic Energy Agency, Vienna, Austria (eds), **Animal Trypanosomiasis: Diagnosis and Epidemiology**, Backhuys Publishers, p. 50-5, 2000.
- ECHEVERRIA, J. T.; SOARES, R. L.; CREPALDI, B. A.; DE OLIVEIRA, G. G.; PEREIRA DA SILVA, P. M.; PUPIN, R. C.; MARTINS, T. B; CLEVELAND, H. P. K.; RAMOS, C. A. N.; BORGES, F. A. Clinical and therapeutic aspects of an outbreak of canine trypanosomiasis. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 28, n. 2, p. 320-4, 2019.
- ELATA, A.; GALON, E. M.; MOUMOUNI, P. F. A.; YBANEZ, R. H. D.; MOSSAAD, E.; SALCES, C. B.; BAJENTING, G. P.; YBANEZ, A. P.; XUAN, X.; INOUE, N.; SUGANUMA, K. First molecular detection and identification of *Trypanosoma evansi* in goats from Cebu, Philippines using a PCR-based assay. **Vet Parasitol Reg Stud Reports.**, v. 21, p. 1-13, 2020. Disponível em: <doi: 10.1016/j.vprsr.2020.100414>.
- ELOY, L.; LUCHEIS, S. Canine trypanosomiasis: etiology of infection and implications for public health. **Journal of Venomous Animals and Toxins including Tropical Diseases**, v. 15, n. 4, p. 589–611, 2009.
- EMBRAPA. **Boletim do Centro de Inteligência e Mercado de Caprinos e Ovinos** [recurso eletrônico] - n. 5, 2018, – Dados eletrônicos. Sobral, CE: Embrapa Caprinos e Ovinos.

EREQAT, S.; NASEREDDIN, A.; AL-JAWABREH, A.; AL-JAWABREH, H.; AL-LAHAM, N.; ABDEEN, Z. Prevalence of *Trypanosoma evansi* in livestock in Palestine. **Parasit Vectors**, v. 13, n. 1, p. 1-8, 2020. Disponível em: <doi:10.1186/s13071-020-3894-9>.

FAO. 2006. Corporate Document Repository. **A field guide for the diagnosis, treatment and prevention of African animal trypanosomosis**. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Disponível em: <www.fao.org/DOCREP/2006>, acesso em 13 de janeiro de 2023.

FAO. 2015. **Programme Against African Trypanosomosis (PAAT)** [Online]. Disponível em: <http://www.fao.org/ag/againfo/programmes/en/paat/disease.html>, acesso em 13 de janeiro de 2023.

FÁVERO, J. F.; DA SILVA, A. S.; BIAZUS, A. H.; VOLPATO, A. *Trypanosoma vivax* infection in goat in west of Santa Catarina state, Brazil. **Comparative Clinical Pathology**, v. 25, p. 497-9, 2016.

FENTAHUN, 2020. Molecular detection of *Trypanosoma theileri* and a new Trypanocidal drug, a review. *Journal of Life Science and Biomedicine*, v. 10, n. 3, p. 29–43, 25 maio 2020.

FERMINO, B. R.; PAIVA, F.; SOARES, P.; TAVARES, L. E.; VIOLA, L. B.; FERREIRA, R. C.; BOTERO-ARIAS, R.; DE-PAULA, C. D.; CAMPANER, M.; TAKATA, C. S.; TEIXEIRA, M. M.; CAMARGO, E. P. Field and experimental evidence of a new caiman trypanosome species closely phylogenetically related to fish trypanosomes and transmitted by leeches. **Int J Parasitol Parasites Wildl.**, v. 4, n. 3, p.368-78. 2015. Disponível em: <doi:10.1016/j.ijppaw.2015.10.005>.

FERMINO, B. R.; PAIVA, F.; VIOLA, L. B.; RODRIGUES, C. M. F.; GARCIA, H. A.; CAMPANER, M.; TAKATA, C. S. A.; SHEFERAW, D.; KISAKYE, J. J.; KATO, A.; JARED, C. A. G. S.; TEIXEIRA, M. G.; CAMARGO, E. P. Shared species of crocodylian trypanosomes carried by tabanid flies in Africa and South America, including the description of a new species from caimans, *Trypanosoma kaiowa* n. sp.. **Parasites Vectors**, v. 12, n. 225, p. 1-17, 2019.

FERREIRA, R. C.; CAMPANER, M.; VIOLA, L. B.; TAKATA, C. S.; TAKEDA, G. F.; TEIXEIRA, M. M. Morphological and molecular diversity and phylogenetic relationships among anuran trypanosomes from the Amazonia, Atlantic Forest and Pantanal biomes in Brazil. **Parasitology**, v. 134, n. 11, p. 1623-38, 2007. Disponível em: <doi: 10.1017/S0031182007003058>.

FERREIRA, R. C.; DE SOUZA, A. A.; FREITAS, R. A.; CAMPANER, M.; TAKATA, C. S.; BARRETT, T. V.; SHAW, J. J.; TEIXEIRA, M. M. A phylogenetic lineage of closely related trypanosomes (Trypanosomatidae, Kinetoplastida) of anurans and sand flies (Psychodidae, Diptera) sharing the same ecotopes in Brazilian Amazonia. **J Eukaryot Microbiol.**, v. 55, n. 5, p. 427-35, 2008. Disponível em: <doi:10.1111/j.1550-7408.2008.00342.x>.

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**, v. 14, n. 1, p. 80, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1186/s13071-021-04584-x>.

FIDELIS JUNIOR, O. L.; SAMPAIO, P. H.; GONÇALVES, L. R.; ANDRÉ, M. R.; MACHADO, R. Z.; WIJFFELS, G.; CADIOLI, F. A. Comparison of conventional and molecular techniques for *Trypanosoma vivax* diagnosis in experimentally infected cattle. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**: v. 28, n. 2, p. 203-209, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S1984-29612019034>.

FIDELIS JUNIOR, O. L.; SAMPAIO, P. H.; MACHADO, R. Z.; ANDRÉ, M. R.; MARQUES, L. C.; CADIOLI, F. A. Evaluation of clinical signs, parasitemia, hematologic and biochemical changes in cattle experimentally infected with *Trypanosoma vivax*. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 25, p. 69-81, 2016.

FIKRU, R.; HAGOS, A.; ROGE, S.; REYNA-BELLO, A.; GONZATTI, M. I.; BEKANA, M.; GODDEERIS, B. M.; BÜSCHER, P. A Proline Racemase Based PCR for Identification of *Trypanosoma vivax* in Cattle Blood. **Plos One**, v. 9, p. 1-7, 2014.

FIORIN, F. E.; DA SILVA CASA, M.; GRIEBELER, L. B.; GOEDEL, M. F.; DO NASCIMENTO, L. F. N.; DAS NEVES, G. B.; FONTEQUE, J. H. Prevalence of natural infection by *Trypanosoma evansi* in Crioula LAGEANA cattle. **Microbial Pathogenesis**, v. 180, e106143, 2023.

FLORENTIN, A. S.; GARCIA PEREZ, H. A.; RODRIGUES, C. M.; DUBOIS, E. F.; MONZÓN, C. M.; TEIXEIRA, M. M. Percepções epidemiológicas moleculares do *Trypanosoma vivax* na Argentina: do endêmico Gran Chaco aos surtos nos Pampas. **Transboundary and Emerging Diseases**, v. 69, n. 3, p. 1364-74, 2022.

FRAGA, J.; FERNÁNDEZ-CALIENES, A.; MONTALVO, A. M.; MAES, I.; DEBORGGRAEVE, S.; BÜSCHER, P.; DUJARDIN, J. C.; VAN DER AUWERA, G. Phylogenetic analysis of the *Trypanosoma* genus based on the heat-shock protein 70 gene. **Infection, Genetics and Evolution**, v. 43, p. 165-172, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2016.05.016>.

FRANCISCATO, C.; LOPES, S. T. D. A.; TEIXEIRA, M. M.; MONTEIRO, S. G.; WOLKMER, P.; GARMATZ, B. C.; PAIM, C. B. Cão naturalmente infectado por *Trypanosoma evansi* em Santa Maria, RS, Brasil. **Ciência Rural**, v. 37, p. 288-291, 2007. [doi.org/10.1590/S0103-84782007000100049](https://doi.org/10.1590/S0103-84782007000100049).

GALIZA, G. J.; GARCIA, H. A.; ASSIS, A. C.; OLIVEIRA, D. M.; PIMENTEL, L. A.; DANTAS, A. F.; SIMÕES, S. V.; TEIXEIRA, M. M.; RIET-CORREA, F. High mortality and lesions of the central nervous system in trypanosomiasis by *Trypanosoma vivax* in Brazilian hair sheep. **Veterinary Parasitology**, v. 182, n. 2-4, p. 359-363, 2011. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2011.05.016>.

GARCIA, H., GARCIA, M.E., PEREZ, G., BETHENCOURT, A., ZERPA, E., PÉREZ, H., MENDONZA-LEÓN. Trypanosomiasis in Venezuelan water buffaloes: association of packed-cell volumes with seroprevalence and current trypanosome infection. **Ann. Trop. Med. Parasitol**, 100: 297–305. 2006.

- GARCÍA, M.; CONTRERAS, A.; GONZÁLEZ, R.; DÁVILA, P.; PERALTA, J.; GARCÍA, J.; RODRÍGUEZ, N.; MOLINA, J. Brotes causados por *Trypanosoma vivax* en rebaños de caprinos y ovinos del estado Falcón, Venezuela. In: JORNADAS CIENTÍFICAS Y INTERNACIONALES DE SOCIEDAD ESPAÑOLA DE OVINOTECNIA Y CAPRINOTECNIA, 27., 2002, Valencia. **Producción ovina y caprina**. Valencia: SEOC, 2002. p. [número da página]. Disponível em: [https://seoc.eu/wp-content/uploads/2016/06/27\\_jornadas\\_seoc.pdf#page=591](https://seoc.eu/wp-content/uploads/2016/06/27_jornadas_seoc.pdf#page=591).
- GARCÍA, L. T.; ARDILA, Y. A.; RINCÓN, D.; DURÁN, C.; AGUILAR, J. R. A new PCR-RFLP for species-specific diagnosis of South American Animal Trypanosomiasis. **American Journal of Animal and Veterinary Sciences**, v. 9, n. 2, p. 128-136, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.3844/ajavsp.2014.128.136>
- GARDINER, P. R. Recent studies of the biology of *Trypanosoma vivax*. **Advances in Parasitology**, v. 28, p. 229-317, 1989. [https://doi.org/10.1016/S0065-308X\(08\)60334-6](https://doi.org/10.1016/S0065-308X(08)60334-6).
- GARDINER, P. R.; WILSON, A. J. *Trypanosoma (Duttonella) vivax*. **Parasitology Today**, v. 3, n. 2, p. 49–52, 1987. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/0169-4758\(87\)90213-4](https://doi.org/10.1016/0169-4758(87)90213-4).
- GEYSEN, D.; DELESPAUX, V.; GEERTS, S. PCR-RFLP using Ssu-rDNA amplification as an easy method for species-specific diagnosis of *Trypanosoma* species in cattle. **Veterinary Parasitology**, v. 110, p. 171–180, 2003. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/S0304-4017\(02\)00313-8](https://doi.org/10.1016/S0304-4017(02)00313-8)
- GIBSON, W. C.; LOM, J.; PECKOVÁ, H.; FERRIS, V. R.; HAMILTON, P. B. Phylogenetic analysis of freshwater fish trypanosomes from Europe using SSU rRNA gene sequences and random amplification of polymorphic DNA. **Parasitology**, v. 130, p. 405–412, 2005. Disponível em: [doi:10.1017/s0031182004006778](https://doi.org/10.1017/s0031182004006778)
- GIORDANI, F.; MORRISON, L. J.; ROWAN, T. G.; KONING, H. P.; BARRETT, M. P. The animal trypanosomiasis and their chemotherapy: a review. **Parasitology**, v. 143, n. 14, p. 1862-89, 2016. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1017/S0031182016001268>.
- GOLOMBIESKI, L.; DAS NEVES, G. B.; DA SILVA CASA, M.; DE SOUZA COSTA, G. C.; MILETTI, L. C.; SAITO, M. E.; FONTEQUE, J. H. Prevalence and Risk Factors Associated With Natural Infection by *Trypanosoma evansi* in Campeiro Horses. **J Equine Vet Sci**, v. 126, p. 104300, 2023.
- GOMES, H. C. S. F.; GENIPAPEIRO, I. L. DE J.; ANDRADE, F. T.; BARBOSA, D. DE C. V.; PACHECO, L. R.; SILVA, R. P. B.; PATROCÍNIO, E. D.; BARBOSA, C. DE J.; RIBAS, J. R. L.; BARBOSA, L. V. Primeira detecção de *Trypanosoma vivax* em bovinos no estado da Bahia, Brasil baseada em análises citológica e molecular. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 42, n. 3, p. 2065-72. 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2021v42n3Supl1p2065>.

- GONÇALVES, L. M. T.; LIMA, F. C. Outline of goat farming in the municipality of Anajatuba, Maranhão, Brazil. **Scientia Agraria Paranaensis**, v. 21, n. 2, 2022. doi: <https://doi.org/10.18188/sap.v21i2.29325>.
- GONZATTI, M. I.; GONZÁLEZ-BARADAT, B.; ASO, P. M.; REYNA-BELLO, A. *Trypanosoma (Duttonella) vivax* and trypanosomosis in Latina America: Secadera/Huequera/Cacho Hueco. In: MAGEZ, S.; RADWANSKA, M. (1) **Trypanosomes and Trypanosomiasis**. Springer-Verlag Wien, London, UK. 2014, p. 261-85. Disponível em: <[https://doi.org/10.1007/978-3-7091-1556-5\\_11](https://doi.org/10.1007/978-3-7091-1556-5_11)>.
- GRUBY, D. Recherches et observations sur une nouvelle espece d'hematozoaire, *Trypanosoma sanguinis*. **C.R. Acad. Sci.**, v. 17, p. 1134–36, 1843.
- GUERRA, R. DE M. S. N. DE C.; FEITOSA JÚNIOR, A. B.; SANTOS, H. P.; ABREU-SILVA, A. L.; SANTOS, A. C. G. Biometry of *Trypanosoma vivax* found in a calf in the state of Maranhão, Brazil. **Cienc Rural.**, v. 38, n. 3, p. 833-5, 2008. Disponível em: <<https://doi.org/10.1590/S0103-84782008000300041>>.
- GUHL, F.; VALLEJO, G. A. *Trypanosoma (Herpetosoma) rangeli* Tejera, 1920: an updated review. **Memórias Do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 98, n. 4, p. 435–42, 2003. Disponível em: <<https://doi.org/10.1590/S0074-02762003000400001>>.
- GUTIERREZ, C.; CORBERA, J. A.; MORALES, M.; BÜSCHER, P. Performance of serological tests for *Trypanosoma evansi* in experimentally inoculated goats. **Annals of the New York Academy of Sciences**, v. 1026, p. 152-3, 2004.
- GUTIERREZ, C.; CORBERA, J. A.; MORALES, M.; BÜSCHER, P. Trypanosomosis in goats: current status. **Ann N Y Acad Sci.**, v. 1081, p. 300-10, 2006. Disponível em: <doi: 10.1196/annals.1373.040>.
- GUTIÉRREZ, L.; ALVA, G.; GODOY, D. J.; FRÍAS, H.; ARISTA-RUIZ, M. A.; BARDALES, W.; ENCINA, R.; PORTOCARRERO-VILLEGAS, S. M.; SAUCEDO-URIARTE, J. A.; CRUZ, J.; MURGA VALDERRAMA, N. L. Impact of production practices and sanitary management on the prevalence of Neospora caninum and bluetongue virus in Creole goats from the tropical dry forest of Utcubamba, Peru. **American Journal of Veterinary Research**, p. 1–8, 4 nov. 2024.
- HABILA, N.; INUWA, M. H.; AIMOLA, I. A.; UDEH, M. U.; HARUNA, E. Pathogenic mechanisms of *Trypanosoma evansi* infections. **Res Vet Sci.**, v. 93, n. 1, p. 13-7, 2012. Disponível em: <doi: 10.1016/j.rvsc.2011.08.011>.
- HALL, T. A. BioEdit: A User-Friendly Biological Sequence Alignment Editor and Analysis Program for Windows 95/98/NT. **Nucleic Acids Symposium Series**, v. 41, p. 95-8, 1999.
- HAMILTON, P. B.; ADAMS, E. R.; MALELE, I. I.; GIBSON, W. C. A novel, high-throughput technique for species identification reveals a new species of tsetse-transmitted trypanosome related to the *Trypanosoma brucei*, subgenus *Trypanozoon*. **Infection, Genetics and Evolution: Journal of Molecular Epidemiology and Evolutionary Genetics in Infectious Diseases.**, v. 8, n. 1, p. 26-33, 2008.

- HAMILTON, P. B.; GIBSON, W. C.; STEVENS, J. R. Patterns of co-evolution between trypanosomes and their hosts deduced from ribosomal RNA and protein-coding gene phylogenies. **Mol Phylogenet Evol.**, v. 44, n. 1, p. 15-25, 2007. Disponível em: <doi: 10.1016/j.ympev.2007.03.023>.
- HAMILTON, P. B.; LEWIS, M. D.; CRUICKSHANK, C.; GAUNT, M. W.; YEO, M.; LLEWELLYN, M. S.; VALENTE, S. A.; MAIA DA SILVA, F.; STEVENS, J. R.; MILES, M.A.; TEIXEIRA, M. M.; Identification and lineage genotyping of South American trypanosomes using fluorescent fragment length barcoding. Infection, Genetics and Evolution. **Journal of Molecular Epidemiology and Evolutionary Genetics in Infectious Diseases**, v. 11, n. 1, p. 44-51, 2011.
- HAMILTON, P. B.; STEVENS, J. R.; GAUNT, M. W.; GIDLEY, J.; GIBSON, W. C. Trypanosomes are monophyletic: evidence from genes for glyceraldehyde phosphate dehydrogenase and small subunit ribosomal RNA. **International Journal for Parasitology**, v. 34, n. 12, p. 1393–404, 2004. Disponível em: <doi:10.1016/j.ijpara.2004.08.011>.
- HAMILTON, P. B.; STEVENS, J. R.; GIDLEY, J.; HOLZ, P.; GIBSON, W. C. A new lineage of trypanosomes from Australian vertebrates and terrestrial bloodsucking leeches (Haemadipsidae). **International Journal for Parasitology**, v. 35, n. 4, p. 431-43, 2005. Disponível em: <doi: 10.1016/j.ijpara.2004.12.005>.
- HASSAN-KADLE, A. A.; IBRAHIM, A. M.; NYINGILILI, H. S.; YUSUF, A. A.; VIEIRA, R. F. C. Parasitological and molecular detection of *Trypanosoma* spp. in cattle, goats and sheep in Somalia. **Parasitology**, v. 147, p. 1786–91, 2020. Disponível em: <https:// doi.org/10.1017/S003118202000178X>.
- HERRERA, H. M.; DÁVILA, A. M. R.; NOREK, A.; ABREU, U. G.; SOUZA, S. S.; D'ANDREA, P. S.; JANSEN, A. M. Enzootiology of *Trypanosoma evansi* in pantanal, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 125, n. 3-4, p. 263-75, 2004.
- HOARE, C. A. Morphological and taxonomic studies on Mammalian Trypanosomes. X. Revision of the Systematics. **J. Protozool.**, v. 11, p. 200-7, 1964.
- HOARE, C. A. **The trypanosomes of mammals: a zoological monograph**, Blackwell, Oxford, 1972, p. 749.
- HOARE, C. A. Vampire bats as vectors and hosts of equine and bovine trypanosomes. **Acta tropica**, v. 22, n. 3, p. 204-16, 1965.
- HOLMES, P. H.; EISLER, M. C.; GEERTS, S. Current chemotherapy of animal trypanosomiasis. In: **The Trypanosomiases** (Ed. MAUDLIN I., HOLMES P. H. AND MILES M. A.), CAB International: Wallingford, UK, , 2004. p. 431–444.
- HOLMES, P. Tsetse-transmitted trypanosomes – their biology, disease impact and control. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 112 (Suppl.), S11–S14, 2013. doi: 10.1016/j.jip.2012.07.014.
- HORN, D. Antigenic variation in African trypanosomes. **Molecular and Biochemical Parasitology**, v. 195, n. 2, p. 123–129, jul. 2014. doi: 10.1016/j.molbiopara.2014.05.001.

HOYTE, H. M. D. The morphology of *Trypanosoma theileri* in the blood of cattle, and the rediscovery of *Theileria mutans* in England. **Parasitology Research**, v. 38, n. 3, p. 183–199, 1972. doi.org/10.1007/BF00329597.

IBGE. **Divisão regional do Brasil em regiões geográficas imediatas e regiões geográficas intermediárias**. Coordenação de Geografia, Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Rio de Janeiro: IBGE, 2017a. 82p.

IBGE. Portal Cidades e Estados. Maranhão. **Censo Agropecuário 2023 – Resultados Definitivos**. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística, 2023. Disponível em: <https://cidades.ibge.gov.br/brasil/ma/sao-bento/pesquisa/18/16459>. Acesso em 10 de fevereiro de 2025.

IMESC. **As Dinâmicas Climáticas do Estado do Maranhão entre 1989 e 2018: precipitações, umidade atmosférica e evapotranspiração potencial**. Instituto Maranhense de Estudos Socioeconômicos Cartográficos, IMESC. – São Luís: IMESC, 2021.

IMESC. **Enciclopédia dos Municípios Maranhenses: microrregião geográfica da Baixada Maranhense**. Instituto Maranhense de Estudos Socioeconômicos e Cartográficos. – São Luís: IMESC, 2013.

IMESC. **Enciclopédia dos Municípios Maranhenses: microrregião geográfica do Itapecuru-Mirim**. Instituto Maranhense de Estudos Socioeconômicos e Cartográficos. – São Luís: IMESC, 2014.

JACQUIET, P. D.; CHEILH, A.; THIAM; DIA, M. L. La trypanosomose à *Trypanosoma evansi* (Steel 1985), Balbiani 1988, chez les ruminants de Mauritanie. Résultats d'inoculations expérimentales et d'enquêtes sur le terrain. **Revue d'Elevage et de Medecine Veterinaire des Pays Tropicau**, v. 46, p. 574–578, 1993.

JAIMES-DUEÑEZ, J.; TRIANA-CHÁVEZ, O.; MEJIA-JARAMILLO, A. M. Spatial-temporal and phylogeographic characterization of *Trypanosoma* spp. in cattle (*Bos taurus*) and buffaloes (*Bubalus bubalis*) reveals transmission dynamics of these parasites in Colombia. **Veterinary Parasitology**, v. 249, p. 30–42, 2018. doi: 10.1016/j.vetpar.2017.11.004.

JAKES, K. A.; O'DONOGHUE, P. J.; ADLARD, R. D. Phylogenetic relationships of *Trypanosoma chelodina* and *Trypanosoma binneyi* from Australian tortoises and platypuses inferred from small subunit rRNA analyses. **Parasitology**, v.123, n. 5, p.483-7, 2001. doi: 10.1017/s0031182001008721.

JESUS, T. R. dos S. de; MORAES, M. M. *Trypanosoma vivax* em bovino: relato de caso. **Revista Ibero-Americana de Humanidades, Ciências e Educação**, v. 9, n. 5, p. 3145–3153, 2023. <https://doi.org/10.51891/rease.v9i5.9655>.

JONES, T. W.; DÁVILA, A. M. R. *Trypanosoma vivax* - Out of Africa. **Trends in Parasitology**. v. 17, n. 2, p. 99-101, 2001. doi: 10.1016/s1471-4922(00)01777-3.

JOSHI, P. P.; SHEGOKAR, V. R.; POWAR, R. M.; HERDER, S.; KATTI, R.; SALKAR, H. R.; DANI, V. S.; BHARGAVA, A.; JANNIN, J.; TRUC, P. Human trypanosomiasis caused by *Trypanosoma evansi* in India: the first case report. **The**

**American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 73, n. 3, p. 491–495, 2005. PMID: 16172469.

KALU, A. U.; EDEGHERE, H. U.; LAWANI, F. A. Comparison of diagnostic techniques during subclinical single infections of trypanosomiasis in goats. **Veterinary Parasitology**, v. 22, n. 1-2, p. 37–47, 1986. doi:10.1016/0304-4017(86)90005-1.

KALWANI, D. Management strategies for improving production and reproduction performance of sheep and goat. **International Journal of Veterinary Sciences and Animal Husbandry**, v. 8, n. 5S, p. 155-160, 2023. DOI: 10.22271/veterinary.2023.v8.i5Sc.

KASOZI, K. I., MACLEOD, E. T., NTULUME, I.; WELBURN, S. C. An update on African trypanocide pharmaceuticals and resistance. **Frontiers in Veterinary Science**, v. 9, 828111, 2022. <https://doi.org/10.3389/fvets.2022.828111>.

KAYANG, B. B.; BOSOMPEM, K. M.; ASSOKU, R. K.; AWUMBILA, B. Detection of *Trypanosoma brucei*, *T. congolense* and *T. vivax* infections in cattle, sheep and goats using latex agglutination. **International Journal for Parasitology**, v. 27, n. 1, p. 83–87, 1997. [https://doi.org/10.1016/s0020-7519\(96\)00160-9](https://doi.org/10.1016/s0020-7519(96)00160-9).

KEBEDE, N.; FETENE, T.; ANIMUT, A. Prevalence of Trypanosomosis of small ruminants in Guangua district of Awi Zone, northwestern Ethiopia. **Journal of Infection in Developing Countries**, v. 3, n. 3, p. 245–246, 2009. <https://doi.org/10.3855/jidc.45>.

KIM, J.; ÁLVAREZ-RODRÍGUEZ, A.; LI, Z.; RADWANSKA, M.; MAGEZ, S. Recent Progress in the Detection of Surra, a Neglected Disease Caused by *Trypanosoma evansi* with a One Health Impact in Large Parts of the Tropic and Sub-Tropic World. **Microorganisms**, v. 12, n. 1, p. 44, 2024. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/microorganisms12010044>.

KRINSKY, A. W. L.; BURGDORFER, W. Trypanosomes in *Amblyomma americanum* from Oklahoma. **Journal of Parasitology**, v. 62, p. 824–825, 1976.

KUMAR, S.; STECHER, G.; LI, M.; KNYAZ, C.; TAMURA, K. MEGA X: Molecular Evolutionary Genetics Analysis across Computing Platforms. **Molecular Biology and Evolution**, v. 35, n. 6, p. 1547–1549, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1093/molbev/msy096>.

LAI, D. H.; HASHIMI, H.; LUN, Z. R.; AYALA, F. J.; LUKES, J. Adaptations of *Trypanosoma brucei* to gradual loss of kinetoplast DNA: *Trypanosoma equiperdum* and *Trypanosoma evansi* are petite mutants of *T. brucei*. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v. 105, n. 6, p. 1999–2004, 2008. <https://doi.org/10.1073/pnas.0711799105>.

LANEVSKI-PIETERSMA, A.; OGUNREMI, O.; DESROCHERS, A. Parasitemia in a neonatal bison calf. **Veterinary Clinical Pathology**, v. 33, n. 3, p. 173–176, 2004. doi:10.1111/j.1939-165x.2004.tb00370.x

LANHAM, S. M.; MILES, M. A.; SHAW, J. J.; LAINSON, R. *Trypanosoma vivax* in water buffalo (*Bubalus bubalis*) of the Amazon basin and the diagnosis of

subpatent infection by anion exchange separation. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 75, n. 3, p. 471–473, 1981. [https://doi.org/10.1016/0035-9203\(81\)90124-3](https://doi.org/10.1016/0035-9203(81)90124-3).

LATIF, A. A., BAKHEIT, M. A., MOHAMED, A. E., ZWEYGARTH, E. High infection rates of the tick *Hyalomma anatolicum anatolicum* with *Trypanosoma theileri*. **The Onderstepoort Journal of Veterinary Research**, v. 71, n. 4, p. 251–256, 2004.

LEAL, L. L. L. L.; DE CASTRO NETO, A. L.; OLIVEIRA, R. C.; MOURA, M. F. S.; MOURA, A. B.; TEIXEIRA, M. M. G.; ALVES, L. C. First study confirming the transmission of *Trypanosoma vivax* in cattle through rectal palpation: how many animals can be infected by reusing the same procedure glove, and what role does iodine play as a disinfectant?. **Veterinary Research Communications**, v. 49, n. 2, p. 93, 2025. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s11259-025-10657-4>

LEE, Y. F.; CHEN, C. C.; LEE, C. Y.; LIN, W. H.; CHEN, J. H.; SHYU, C. L. Isolation of *Trypanosoma (Megatrypanum) theileri* from dairy cattle in Taiwan. **Journal of Veterinary Medical Science**, v. 72, n. 4, p. 417-424, 2010.

LEJON, V.; ROGE, S.; JAMONEAU, V.; BÜSCHER, P. Recombinant RoTat 1.2 Variable Surface Glycoprotein as Antigen for Diagnosis of *Trypanosoma evansi* in Dromedary Camels. **International Journal of Parasitology**, v. 35, p. 455–460, 2005.

LEMOS, M.; CAMARGO, E. P.; OKINO, G. T.; TAKATA, C. S. A.; SOUZA, W.; TEIXEIRA, M. M. G. Phylogenetic and morphological characterization of trypanosomes from Brazilian armoured catfishes and leeches reveal high species diversity, mixed infections and a new fish trypanosome species. **Parasites & Vectors**, v. 8, p. 573, 2015. Disponível em: <https://doi.org/10.1186/s13071-015-1193-7>.

LEONARD, G.; SOANES, D. M.; STEVENS, J. R. Resolving the question of trypanosome monophyly: a comparative genomics approach using whole genome data sets with low taxon sampling. **Infection, Genetics and Evolution: Journal of Molecular Epidemiology and Evolutionary Genetics in Infectious Diseases**, v. 11, n. 5, p. 955–959, 2011. <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2011.03.005>.

LEVINE, N. D. The hemoflagellates. In: LEVINE, N. D. **Protozoan parasites of domestic animals and of man**, 2nd ed., Burgess Publishing, Minneapolis, p. 36-78, 1973.

LEVINE, N. D., WATRACH, A. M.; KANTOR, S.; HARDENBROOK, H. J. A case of bovine trypanosomiasis due to *Trypanosoma theileri* in Illinois. **The Journal of Parasitology**, v. 42, n. 5, p. 553-553, 1956.

LIMA, L.; ESPINOSA-ÁLVAREZ, O.; PINTO, C. M.; CAVAZZANA, M. J. R.; PAVAN, A. C.; CARRANZA, J. C.; LIM, B. K.; CAMPANER, M.; TAKATA, C. S.; CAMARGO, E. P.; HAMILTON, P. B.; TEIXEIRA, M. M. New insights into the evolution of the *Trypanosoma cruzi* clade provided by a new trypanosome species tightly linked to Neotropical *Pteronotus* bats and related to an Australian lineage of

trypanosomes. **Parasites and Vectors**, v. 23, n. 8, p. 657, 2015. doi: 10.1186/s13071-015-1255-x.

LIMEIRA-DE-OLIVEIRA, F. **Taxonomia de adultos de mutucas (Diptera: Tabanidae) do estado do Maranhão, Brasil**. Manaus, Programa de Pós-Graduação em Biologia Tropical e Recursos Naturais – INPA/UFAM, 2003. Tese de Doutorado, 356p.

LOBATO, I. M.; O’SULLIVAN, C. K. Recombinase Polymerase Amplification: Basics, Applications and Recent Advances. **Trends in Analytical Chemistry**, v. 98, p. 19–35, 2018. doi: 10.1016/j.trac.2017.10.015.

LOPES STP, DA PRADO BS, MARTINS GHC, BESERRA HEA, DE SOUSA FILHO MAC, DE EVANGELISTA LSM, DE CARDOSO JFS, MINEIRO ALBB AND DE SOUZA JAT (2018) *Trypanosoma vivax* em bovino leiteiro. **Acta Scientific Veterinary**, 46, 1–5.

LOPES, F. C.; DE PAIVA, K. A.; COELHO, W. A.; NUNES, F. V.; DA SILVA, J. B.; PINHEIRO, C. de G.M. da E.; DE MACÊDO PRAÇA, L.; SILVA, J. B.; ALVES FREITAS, C. I.; BATISTA, J. S. Lactation curve and milk quality of goats experimentally infected with *Trypanosoma vivax*. **Experimental parasitology**, v. 167, p. 17–24, 2016. <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2016.04.006>.

LOSOS, G. J. Diseases caused by *Trypanosoma evansi*, a review. **Veterinary Research Communications**, v. 4, p. 165-181, 1980.

LUCKINS, A. G. Methods for diagnosis of trypanosomiasis in livestock. **World Animal Review**, v. 70, n. 71, p. 15-20, 1992.

LUKES, J.; HASHIMI, H.; ZÍKOVÁ, A. Unexplained complexity of the mitochondrial genome and transcriptome in kinetoplastid flagellates. **Current Genetics**,

LUN, Z.R.; DESSER, S. S. Is the broad range of hosts and geographical distribution of *Trypanosoma evansi* attributable to the loss of maxicircle kinetoplast DNA? **Parasitology Today**, v. 11, n. 4, p. 131–133, 1995. [https://doi.org/10.1016/0169-4758\(95\)80129-4](https://doi.org/10.1016/0169-4758(95)80129-4).

LUN, Z.R.; REID, S.A.; LAI, D.H.; LI, F.J. Atypical human trypanosomiasis: A neglected disease or just an unlucky accident? **Trends in Parasitology**, v. 25, p. 107–108, 2009. doi: 10.1016/j.pt.2008.12.001.

MABILLE, D., ILBEIGI, K., HENDRICKX, S., UNGOGO, M. A., HULPIA, F., LIN, C., MAES, L., DE KONING, H. P., VAN CALENBERGH, S., CALJON, G. Nucleoside analogues for the treatment of animal trypanosomiasis. *International journal for parasitology*. **Drugs and Drug Resistance**, v. 19, p. 21–30, 2022. <https://doi.org/10.1016/j.ijpddr.2022.05.001>.

MACALANDA, A. M. C.; KAWASAKI, J. K.; BALDOVINO-SANTOS, G. J.; BERGONIO, E. A. T.; SALCEDO-TRINIDAD, P. A.; FERNANDEZ, T. M. Molecular detection and internal transcribed spacer-1 sequence diversity of *Trypanosoma evansi* in goats from Cavite, Philippines. **Journal of Veterinary Medical Science**, v. 86, n. 1, p. 35-38, 2024. Disponível em: <https://doi.org/10.1292/jvms.23-0416>.

- MACHADO, R. Z., MONTASSIER, H. J., PINTO, A. A., LEMOS, E. G., MACHADO, M. R., VALADÃO, I. F., BARCI, L. G., MALHEIROS, E. B. An enzyme-linked immunosorbent assay (ELISA) for the detection of antibodies against *Babesia bovis* in cattle. **Veterinary Parasitology**, v. 71, n. 1, p. 17–26, 1997. [https://doi.org/10.1016/s0304-4017\(97\)00003-4](https://doi.org/10.1016/s0304-4017(97)00003-4).
- MACKERRAS, M. J. The haematozoa of Australian mammals. **Australian Journal of Zoology**, v. 7, n. 2, p. 105-135, 1959. <https://doi.org/10.1071/ZO9590105>.
- MADRUGA, C. R.; ARAÚJO, F. R.; CAVALCANTE-GOES, G.; MARTINS, C.; PFEIFER, I. B.; RIBEIRO, L. R.; KESSLER, R. H.; SOARES, C. O.; MIGUITA, M.; MELO, E. P.; ALMEIDA, R. F.; LIMA JR., M. M. The development of an enzyme-linked immunosorbent assay for *Trypanosoma vivax* antibodies and its use in epidemiological surveys. **Memórias Do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 101, n. 7, p. 801–807. <https://doi.org/10.1590/S0074-02762006000700016>.
- MAGANGA, G. D.; BOUNDENGA, L.; OLOGUI-MINKUE-EDZO, E. J., KOMBILA, L. B., MEBALEY, T. G. N., KUMULUNGUI, B., & MAVOUNGOU, J. F. Frequency and diversity of trypanosomes in sheep and goats from Mongo County in South Gabon, Central Africa. **Veterinary World**, v.13; n.11, p. 2502-2507, 2020. <https://doi.org/10.14202/vetworld.2020.2502-2507>.
- MAGRI, A.; GALUPPI, R.; FIORAVANTI, M. Autochthonous *Trypanosoma* spp. in European Mammals: A Brief Journey amongst the Neglected Trypanosomes. **Pathogens**, v. 10, p. 334, p. 2021. <https://doi.org/10.3390/pathogens10030334>.
- MANSFIELD, J.M. **Nonpathogenic Trypanosomes of mammals**. In Parasitic Protozoa, Taxonomy, Kinetoplastids and Flagellates of Fish; Kreier, J.P., Ed.; Academic Press, Inc.: New York, NY, USA, 1977, v. 1, p. 297–327.
- MARTINS, C. F.; MADRUGA, C. R.; KOLLER, W. W.; ARAÚJO, F. R.; SOARES, C. O.; KESSLER, R. H.; MELO, E. S. P.; RIOS, L. R.; ALMEIDA, R. C. F.; LIMA Jr, M. S. C.; BARROS, A. T. M.; MARQUES, L. C. *Trypanosoma vivax* infection dynamics in a cattle herd maintained in a transition area between Pantanal lowlands and highlands of Mato Grosso do Sul, Brazil. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 28, p. 51-56, 2008a. <https://doi.org/10.1590/S0100-736X2008000100008>.
- MARTINS, J. R.; LEITE, R. C.; DOYLE, R. L. Tripanosomatídeos like *Trypanosoma theileri* in the cattle tick *Boophilus microplus*. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 17, n. 2, p. 113–114, 2008. <https://doi.org/10.1590/s1984-29612008000200010>.
- MASCARENHAS, N. M. H. *et al.* Thermal gradient of local sheep and goats reared in the Brazilian semi-arid region. **Agrária**, [s. l.], v. 18, n. 2, p. 1–6, 2023. Disponível em: <https://doi.org/10.5039/agraria.v18i2a3020>.
- MASIGA, D. K.; SMITH, H. V.; KOBAYASHI, Y.; WILSON, A. Sensitive detection of trypanosomes in tsetse flies by DNA amplification. **International Journal of Parasitology**, v. 22, p. 909–918, 1992.

MATSUMOTO, Y.; SATO, A.; HOZUMI, M.; OHNISHI, H.; KABEYA, M.; SUGAWARA, M.; TAKAISHI, H. A case of a Japanese Black cow developing trypanosomosis together with enzootic bovine leukosis. **Journal of the Japan Veterinary Medical Association**, v. 64, n. 12, p. 941-945, 2011.

McNAMARA, J. J.; MOHAMMED, G.; GIBSON, W. C. *Trypanosoma (Nannomonas) godfreyi* sp. nov. from tsetse flies in The Gambia: biological and biochemical characterization. **Parasitology**, v. 109, n. 4, p. 497, 1994. doi:10.1017/s0031182000080756

MELÉNDEZ, R. D.; FORLANO, M.; FIGUEROA, W. Perinatal infection with *Trypanosoma vivax* in a calf in Venezuela. **The Journal of Parasitology**, v. 79, n. 2, p. 293–294, 1993.

MELO, S. DE A.; BARROS, A. C. E.; COSTA, F. B.; DE CARVALHO NETA, A. V.; DE CANDANEDO GUERRA, R. M.; ABREU-SILVA, A. L. Bovine trypanosomiasis an emerging disease in Maranhão state-Brazil. **Vector Borne Zoonosis Diseases**, v. 11, p.853-6, 2011.

MEWAMBA, E. M., MAGANG, E. M. K., TIOFACK, A. A. Z., WOGUIA, G. F., BOUAKA, C. U. T., KAMGA, R. M. N.; SIMO, G. Trypanosome infections in animals from tsetse infected areas of Cameroon and their sensitivity and resistance molecular profiles for diminazene aceturate and isometamidium chloride. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 41, p. 100868, 2023. doi: 10.1016/j.vprsr.2023.100868.

MORALES, I., DE LEÓN, M., MORALES, M., DALLA, F.; GUTIERREZ, C. Ocular lesions associated with *Trypanosoma evansi* in experimentally infected goats. **Veterinary Parasitology**, v. 141, n. 3-4, p. 325-329, 2006. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2006.06.007>.

MORA-SÁNCHEZ, B. DEL S; CASTRO-RODRIGUEZ, K. A. Infección por *Trypanosoma* spp. en ovinos sintomáticos en el Municipio de León, Nicaragua. Universitas (León): **Revista Científica de la Unan-León**, v. 6, n. 1, p. 1-10, 2015.

MOREIRA, J.N.; GUIMARÃES FILHO, C. **Sistemas tradicionais para a produção de caprinos e ovinos**. In: VOLTOLINI, T.V. (Ed.). Produção de caprinos e ovinos no Semiárido. Petrolina: Embrapa Semiárido, 2011.

MORZARIA, S. P., LATIF, A. A.; JONGEJAN, F.; WALKER, A. R. Transmission of a *Trypanosoma* sp. to cattle by the tick *Hyalomma anatolicum anatolicum*. **Veterinary Parasitology**, v. 19, p. 13–21, 1986. [https://doi.org/10.1016/0304-4017\(86\)90026-9](https://doi.org/10.1016/0304-4017(86)90026-9).

MOSSAAD, E.; ISMAIL, A. A.; IBRAHIM, A. M.; MUSINGUZI, P.; ANGARA, T. E. E.; XUAN, X.; INOUE, N.; SUGANUMA, K. Prevalence of different trypanosomes in livestock in Blue Nile and West Kordofan States, Sudan. **Acta Tropica**, v. 203, p. 105302, 2020.

MOURÃO, P. A.; LAMARK, L.; DE OLIVEIRA, M. M. M.; SILVA, A. L. A. Estudo epidemiológico das lentiviroses de pequenos ruminantes na Mesorregião do Oeste Maranhense, Brasil. **PUBVET**, v. 10, p. 513-579, 2016.

MUÑOZ-CALDERÓN, A.; FERNÁNDEZ-PÉREZ, F.; MAJÁN, M.; BECERRA, J. C.; PÉREZ-ACOSTA, A.; LÓPEZ, M. C. Real-time polymerase chain reaction based algorithm for differential diagnosis of Kinetoplastidean species of zoonotic relevance. **Infection, Genetics and Evolution**, v. 83, p. 104328, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2020.104328>.

MURRAY, M.; MURRAY, P. K.; MCINTYRE, W. I. An improved parasitological technique for the diagnosis of African trypanosomiasis. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, v. 71, n. 4, p. 325–326, 1977. [https://doi.org/10.1016/0035-9203\(77\)90110-9](https://doi.org/10.1016/0035-9203(77)90110-9).

NAKAYIMA, J.; NAKAO, R.; ALHASSAN, A.; BABA, M.; FUKUSHIMA, K.; NAMANGALA, B.; MOHAMMED, R.; KANEKO, O.; SUGIMOTO, C.; INOUE, N. Genetic diversity among *Trypanosoma (Duttonella) vivax* strains from Zambia and Ghana, based on cathepsin L-like gene. **Parasite (Paris, France)**, v. 20, p. 24, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1051/parasite/2013024>.

NASCIMENTO, F. DAS C. A. DO.; BRAGA, C. C.; ARAÚJO, F. R. DA C. D.. Análise Estatística dos Eventos Secos e Chuvosos de Precipitação do Estado do Maranhão. **Revista Brasileira de Meteorologia**, v. 32, n. 3, p. 375–386, jul. 2017. <https://doi.org/10.1590/0102-77863230005>.

N'DJETCHI, M. K.; ILBOUDO, H.; KOFFI, M.; KABORÉ, J.; KABORÉ, J. W.; KABA, D.; COURTIN, F.; COULIBALY, B.; FAURET, P.; KOUAKOU, L.; RAVEL, S.; DEBORGGRAEVE, S.; SOLANO, P.; DE MEEÛS, T.; BUCHETON, B.; JAMONNEAU, V. The study of trypanosome species circulating in domestic animals in two human African trypanosomiasis foci of Côte d'Ivoire identifies pigs and cattle as potential reservoirs of *Trypanosoma brucei gambiense*. **Plos Neglected Tropical Diseases**, v. 11, n. 10, e0005993, 2017. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0005993>

NGAYO, M.O.; NJIRU, Z. K.; KENYA, E. U.; MULUVI, G. M; OSIR, E. O.; MASIGA, D. K. Detection of trypanosomes in small ruminants and pigs in western Kenya: Important reservoirs in the epidemiology of sleeping sickness? **Kinetoplastid Biology and Disease**, v. 4, p. 5. <https://doi.org/10.1186/1475-9292-4-5>.

NGERANWA, J. J.; GATHUMBI, P. K.; MUTIGA, E. R.; AGUMBAH, G. J. Pathogenesis of *Trypanosoma (brucei) evansi* in small east African goats. **Research in Veterinary Science**, v. 54, n. 3, p. 283–289, 1993. [https://doi.org/10.1016/0034-5288\(93\)90124-x](https://doi.org/10.1016/0034-5288(93)90124-x).

NICHOLAS, K. K., NICHOLAS, H. B. J. R. **GeneDoc: a tool for editing and annotating multiple sequence alignments**. GeneDoc, Multiple sequence alignment editor & shading utility (version 2.6.001). Copyright 2000, 1997.

NJIRU, Z. K.; OUMA, J. O.; BATETA, R.; NJERU, S. E.; NDUNGU, K.; GITONGA, P. K.; TRAUB, R. Loop-mediated isothermal amplification test for *Trypanosoma vivax* based on satellite repeat DNA. **Veterinary Parasitology**, v. 180, n. 3-4, p. 358-362, 2011. doi: 10.1016/j.vetpar.2011.03.021.

NÖLLER, W. A Study of the Sheep Trypanosome. Preliminary Communication. **Archiv fur Schiffs-und Tropenhygiene**, v. 23, n. 5, 1919.

NOTOMI, T.; MORI, Y.; TOMITA, N.; KANDA, H. Loop-mediated isothermal amplification (LAMP): principle, features, and future prospects. **Journal of Microbiology (Seoul Korea)**, v. 53, n. 1, p. 1-5, 2015. <https://doi.org/10.1007/s12275-015-4656-9>

NOYES, H. A., STEVENS, J. R., TEIXEIRA, M., PHELAN, J., HOLZ, P. A nested PCR for the *ssrRNA* gene detects *Trypanosoma binneyi* in the platypus and *Trypanosoma* sp. in wombats and kangaroos in Australia. **International Journal For Parasitology**, v. 29, n. 2, p. 331–339, 1999. [https://doi.org/10.1016/s0020-7519\(98\)00167-2](https://doi.org/10.1016/s0020-7519(98)00167-2)

NUNES, J. T. S., DA SILVA, A. S., DE SOUZA DORNELES, F., TONIN, A. A., LAZZAROTTO, C., MILETTI, L. C., MONTEIRO, S. G. Occurrence of *Trypanosoma evansi* in Horses in the State of Minas Gerais, Brazil. **Journal of Equine Veterinary Science**, v. 32, n. 4, p. 205–207, 2012. [doi:10.1016/j.jevs.2011.08.023](https://doi.org/10.1016/j.jevs.2011.08.023)

NUNES, V. L. B., DA SILVA, R. P., TAKEDA, G. K. F., ESPÍNDOLA, M. A., & CAVALHEIROS, M. E. M. Ocorrência de tripanossomos em bovinos na região de campo grande, mato grosso do Sul, Brasil. **Revista da Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade de São Paulo**, v. 20, n. 2, p. 183-183, 1983. <https://doi.org/10.11606/issn.2318-3659.v20i2p183>

NUVEY, F. S.; KREPPPEL, K.; NORTEY, P. A.; ADDO-LARTEY, A.; SARFO, B.; FOKOU, G.; AMEME, D. K.; KENU, E.; SACKKEY, S.; ADDO, K. K.; AFARI, E.; CHIBANDA, D.; BONFOH, B. Poor mental health of livestock farmers in Africa: a mixed methods case study from Ghana. **BMC Public Health**, London, v. 20, n. 1, p. 825, 1 June 2020. DOI: 10.1186/s12889-020-08949-2.

ODENIRAN, P. O., MACLEOD, E. T., ADEMOLA, I. O., & WELBURN, S. C. Molecular identification of bloodmeal sources and trypanosomes in *Glossina* spp., *Tabanus* spp. and *Stomoxys* spp. trapped on cattle farm settlements in southwest Nigeria. **Medical and Veterinary Entomology**, v. 33, n. 2, p. 269-281, 2019. <https://doi.org/10.1111/mve.12358>.

OLDRIEVE, G. R.; MALACART, B.; LÓPEZ-VIDAL, J.; MATTHEWS, K. R. The genomic basis of host and vector specificity in non-pathogenic trypanosomatids. **Biology Open**, v. 11, n. 4, p. bio059237, 2022. DOI: 10.1242/bio.059237.

OLIVEIRA, J.B., HERNANDEZ-GAMBOA, J., JIMENEZ-ALFARO, C., ZELEDON, R., BLANDON, M., URBINA, A. First report of *Trypanosoma vivax* infection in dairy cattle from Costa Rica. **Veterinary Parasitology**, v. 163, p. 136–139, 2009. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.07.001>

ORTIZ, P. A., GARCIA, H. A., LIMA, L., DA SILVA, F. M., CAMPANER, M., PEREIRA, C. L., JITTAPALAPONG, S., NEVES, L., DESQUESNES, M., CAMARGO, E. P., TEIXEIRA, M. M. G. Diagnosis and genetic analysis of the worldwide distributed Rattus-borne *Trypanosoma (Herpetosoma) lewisi* and its allied species in blood and fleas of rodents. **Infection, Genetics and Evolution**:

**Journal of Molecular Epidemiology and Evolutionary Genetics in Infectious Diseases**, v. 63, p. 380–390, 2018. <https://doi.org/10.1016/j.meegid.2017.09.001>.

OSÓRIO, A. L., MADRUGA, C. R., DESQUESNES, M., SOARES, C. O., RIBEIRO, L. R., COSTA, S. C. *Trypanosoma (Duttonella) vivax*: its biology, epidemiology, pathogenesis, and introduction in the New World—a review.

**Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 103, n. 1, p. 1–13, 2008. <https://doi.org/10.1590/s0074-02762008000100001>.

OTTE, M. J., ABUABARA, J. Y., WELLS, E. A. *Trypanosoma vivax* in Colombia: epidemiology and production losses. **Tropical Animal Health and Production**, v. 26, n. 3, p. 146–156, 1994. <https://doi.org/10.1007/BF02241071>.

OTTE, M. J.; ABUABARA, J. Y. Transmission of South American *Trypanosoma vivax* by the neotropical horsefly *Tabanus nebulosus*. **Acta Tropica**, v. 49, n. 1, p. 73–76, 1991. doi:10.1016/0001-706x(91)90033-g.

PACHECO, T. D. A., MARCILI, A., COSTA, A. P. D., WITTER, R., MELO, A. L. T., BOAS, R. V., CHITARRA, C. S., DUTRA, V., NAKAZATO, L., PACHECO, R. C. Genetic diversity and molecular survey of *Trypanosoma (Megatrypanum) theileri* in cattle in Brazil's western Amazon region. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 27, n. 4, p. 579–583, out. 2018. <https://doi.org/10.1590/S1984-296120180049>.

PATHAK, K. M. L.; SINGH, Y.; RATHOR, S. S.; KAPOOR, M.; SINGH, R.; SAHNI, J. S. Evaluation of various diagnostic techniques for *Trypanosoma evansi* infections in naturally infected camels. **Veterinary Parasitology**, v. 69, p. 49–54, 1997.

PEREGRINE, A. S. Chemotherapy and delivery systems: haemoparasites. **Veterinary Parasitology**, v. 54, p. 223–248, 1994. [https://doi.org/10.1016/0304-4017\(94\)90092-2](https://doi.org/10.1016/0304-4017(94)90092-2).

PEREIRA, H. D. M., DE OLIVEIRA, K. J. M., DE MELO SANTANA, L. H., SILVA, T. R. V., PINHEIRO, N. C., DE SOUSA, L. H. V., CARVALHO, B. D. Acompanhamento de casos clínicos em rebanhos caprinos e ovinos no município de Araióses, Maranhão. **Revista Práticas em Extensão**, v. 7, n. 1, e-7314101, 2023.

PEREIRA, H. D., SIMÕES, S. V., SOUZA, F. A., SILVEIRA, J. A., RIBEIRO, M. F., CADIOLI, F. A., SAMPAIO, P. H. Aspectos clínicos, epidemiológicos e diagnóstico da infecção por *Trypanosoma vivax* em rebanho bovino no estado do Maranhão. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 38, p. 896-901, 2018. <https://doi.org/10.1590/1678-5150-PVB-5303>.

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**, v. 102162, 2020. doi:10.1016/j.parint.2020.102162.

PIMENTEL, D. DES., RAMOS, C. A., RAMOS, R. A., DE ARAÚJO, F. R., BORBA, M. L., FAUSTINO, M. A., ALVES, L. C. First report and molecular characterization

of *Trypanosoma vivax* in cattle from state of Pernambuco, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 185, p. 286–289, 2012. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2011.10.019>.

PINHEIRO, G.; RAMOS, C. A. N.; VILELA, E. F.; MORAES, J. M.; TEIXEIRA, M. M. G.; SANTOS, H. A.; HERRERA, H. M. A recombinant protein (MyxoTLM) for the serological diagnosis of acute and chronic *Trypanosoma vivax* infection in cattle. **Veterinary Parasitology**, v. 296, p. 109495, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2021.109495>.

PIRES FILHO, P. C. S.; BRITO, D. R. B.; COSTA, J. V. da; CHAVES, D. P.; CAVALCANTE, E. C. C.; CASTRO, R. L. P.; SILVA, E. C. V.; SILVA, M. da C. S. C. e. Occurrence of infectious and parasitary diseases in goats and sheep in the metropolitan region of São Luís, State of Maranhão, Brazil. **Research, Society and Development**, [S. l.], v. 9, n. 9, p. e695997713, 2020. DOI: 10.33448/rsd-v9i9.7713.

PODLIPAEV, S. A. Catalogue of the world fauna of protozoa of the family Trypanosomatidae. **Catalogue of the world fauna of protozoa of the family Trypanosomatidae**, 217, 1990.

POWAR, R. M., SHEGOKAR, V. R., JOSHI, P. P., DANI, V. S., TANKHIWALE, N. S., TRUC, P., JANNIN, J., BHARGAVA, A. A rare case of human trypanosomiasis caused by *Trypanosoma evansi*. **Indian Journal of Medical Microbiology**, v. 24, n. 1, p. 72–74, 2006. <https://doi.org/10.4103/0255-0857.19904>.

PRUVOT, M.; KAMYINGKIRD, K.; DESQUESNES, M.; SINGHAPUNYO, S.; JITTAPALAPONG, S.; TEIXEIRA, M. M. G.; RODRIGUES, A. C.; GARCIA, H. A. A comparison of six primer sets for detection of *Trypanosoma evansi* by polymerase chain reaction in rodents and Thai livestock. **Veterinary Parasitology**, v. 171, p. 185–193, 2010.

PULGARÍN, L. S.; ACEVEDO RESTREPO, A.; JURADO GUEVARA, J. A.; POLANCO ECHEVERRY, D.; VELÁSQUEZ VÉLEZ, R.; ZAPATA SALAS, R. Infecção por hemoparasitas em caprinos e ovinos de granjas localizadas em cinco municípios do norte e nordeste de Antioquia. **CES Medicina Veterinaria y Zootecnia**, v. 8, n. 1, p. 11-21, 2013.

RAINA, A. K., KUMAR, R., RAJORA, V. S., SRIDHAR, SINGH, R. P. Oral transmission of *Trypanosoma evansi* infection in dogs and mice. **Veterinary Parasitology**, v. 18, n. 1, p. 67–69, 1985. [https://doi.org/10.1016/0304-4017\(85\)90009-3](https://doi.org/10.1016/0304-4017(85)90009-3).

RAMIRES-BARRIOS, R., REYNA-BELLO, A., PARRA, O., VALERIS, R., TAVARES-MARQUES, L., BRIZARD, J. P., HOLZMULLER, P. *Trypanosoma vivax* infection in sheep: Different patterns of virulence and pathogenicity associated with differentially expressed proteomes. **Veterinary Parasitology**, v. 276, 100014, 2019. <https://doi.org/10.1016/j.vpoa.2019.100014>.

RAMÍREZ-BARRIOS, R. A.; ANGULO-CUBILLÁN, F.; GIL, M.; PARRA, O.; TAVARES-MARQUES, L.; HOLZMÜLLER, P.; MARTÍNEZ-MORENO, Á.; REYNA-BELLO, A. Respuesta inmunitaria de ovinos (*Ovis aries*) frente a dos aislados

venezolanos de *Trypanosoma vivax*. **Revista Científica FCV-LUZ**, Maracaibo, v. 25, n. 5, p. 361–367, 2015. Disponível em:  
<https://helvia.uco.es/xmlui/bitstream/handle/10396/14664/alvaro1.pdf?sequence=1&isAllowed=y>.

RAYMOND, H. L. *Tabanus importunus*, vecteur mécanique expérimental de *Trypanosoma vivax* en Guyane Française [*Tabanus importunus*, experimental mechanical vector of *Trypanosoma vivax* in French Guiana]. **Annales de Parasitologie Humaine et Comparee**, v. 65, n. 1, p. 44–46.  
<https://doi.org/10.1051/parasite/1990651044>.

RECK, C.; VILLELA, H. S.; ALMEIDA, M. B.; LEAL, A. T.; PEREIRA, A. F.; ALMEIDA, R. P.; VASCONCELLOS, R. S.; SANGIONI, L. A. Evaluation of buffered *Trypanosoma evansi* antigen and rapid serum agglutination test (BA/Te) for the detection of anti-*T. evansi* antibodies in horses in Brazil. **Current Research in Parasitology & Vector-Borne Diseases**, v. 1, p. 100024, 2021.

REIS, M.; SOUZA, F. R.; ALBUQUERQUE, A. S.; MONTEIRO, F.; DOS SANTOS OLIVEIRA, L. F.; 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**, v. 57, n. 2, p. 191-5, 2019.

RODRIGUES A.C., CAMPANER M., TAKATA C.S.A., DELL' PORTO A., MILDER R.V., TAKEDA G.F., TEIXEIRA M.M.G. Brazilian isolates of *Trypanosoma (Megatrypanum) theileri*: Diagnosis and differentiation of isolates from cattle and water buffalo based on biological characteristics and randomly amplified DNA sequences. **Veterinary Parasitology**, v. 116, 185-207, 2003. doi: 10.1016/S0304-4017(03)00236-X.

RODRIGUES, A. C.; CAMPANER, M.; TAKATA, C. S. A.; DELL'PORTO, A.; MILDER, R. V.; TAKEDA, G. F.; TEIXEIRA, M. M. G. Brazilian isolates of *Trypanosoma (Megatrypanum) theileri*: diagnosis and differentiation of isolates from cattle and water buffalo based on biological characteristics and randomly amplified DNA sequences. **Veterinary Parasitology**, v. 116, p. 185–207, 2003.

RODRIGUES, A. C., GARCIA, H. A., BATISTA, J. S., MINERVINO, A. H., GÓES-CAVALCANTE, G., MAIA DA SILVA, F., FERREIRA, R. C., CAMPANER, M., PAIVA, F., TEIXEIRA, M. M. Characterization of spliced leader genes of *Trypanosoma (Megatrypanum) theileri*: phylogeographical analysis of Brazilian isolates from cattle supports spatial clustering of genotypes and parity with ribosomal markers. **Parasitology**, v. 137, n. 1, p. 111–122, 2010a.  
<https://doi.org/10.1017/S0031182009991053>.

RODRIGUES, A. C., GARCIA, H. A., ORTIZ, P. A., CORTEZ, A. P., MARTINKOVIC, F., PAIVA, F., BATISTA, J. S., MINERVINO, A. H., CAMPANER, M., PRAL, E. M., ALFIERI, S. C., & TEIXEIRA, M. M. Cysteine proteases of *Trypanosoma (Megatrypanum) theileri*: cathepsin L-like gene sequences as targets for phylogenetic analysis, genotyping diagnosis. **Parasitology**

**International**, v. 59, n. 3, p. 318–325, 2010b.

<https://doi.org/10.1016/j.parint.2010.03.002>.

RODRIGUES, A. C., PAIVA, F., CAMPANER, M., STEVENS, J. R., NOYES, H. A., TEIXEIRA, M. M. Phylogeny of *Trypanosoma (Megatrypanum) theileri* and related trypanosomes reveals lineages of isolates associated with artiodactyl hosts diverging on SSU and ITS ribosomal sequences. **Parasitology**, v. 132, pt. 2, p. 215–224, 2006. <https://doi.org/10.1017/S0031182005008929>.

RODRIGUES, A.; FIGHERA, R. A.; SOUZA, T. M.; SCHILD, A. L.; BARROS, C. S. Neuropathology of naturally occurring *Trypanosoma evansi* infection of horses.

**Veterinary Pathology**, v. 46, n. 2, p. 251–258, 2009. Disponível em:

<https://doi.org/10.1354/vp.46-2-251>.

RODRIGUES, A., FIGHERA, R. A., SOUZA, T. M., SCHILD, A. L., SOARES, M. P., MILANO, J., BARROS, C. S. Surtos de tripanossomíase por *Trypanosoma evansi* em equinos no Rio Grande do Sul: aspectos epidemiológicos, clínicos, hematológicos e patológicos. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 25, p. 239-249, 2005. <https://doi.org/10.1590/S0100-736X2005000400010>

RODRIGUES, C. M., BATISTA, J. S., LIMA, J. M., FREITAS, F. J., BARROS, I. O., GARCIA, H. A., RODRIGUES, A. C., CAMARGO, E. P., TEIXEIRA, M. M. Field and experimental symptomless infections support wandering donkeys as healthy carriers of *Trypanosoma vivax* in the Brazilian Semiarid, a region of outbreaks of high mortality in cattle and sheep. **Parasites & Vectors**, v. 8, p. 564, 2015.

<https://doi.org/10.1186/s13071-015-1169-7>

RODRIGUES, C. M.; OLINDA, R. G.; SILVA, T. M.; VALE, R. G.; DA SILVA, A. E.; LIMA, G. L.; GARCIA, H. A.; TEIXEIRA, M. M.; BATISTA, J. S. Follicular degeneration in the ovaries of goats experimentally infected with *Trypanosoma vivax* from the Brazilian semi-arid region. **Veterinary Parasitology**, v. 191, n. 1-2, p. 146–153, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2012.08.001>.

RODRIGUES, G. P.; FERNANDES, B. D.; ARAÚJO, B. V. S.; COSTA, J. O. J.; SILVA, M. M.; MEDEIROS, A. M.; MARCILI, A.; BRAGA, J. F. V.; MACEDO, M. F. Molecular diagnosis of the main hemoparasites of dairy cows in the State of Ceará. **Genes**, v. 15, n. 11, p. 1369, 2024. Disponível em:

<https://doi.org/10.3390/genes15111369>.

RODRÍGUEZ, N. F., TEJEDOR-JUNCO, M. T., GONZÁLEZ-MARTÍN, M., SANTANA DEL PINO, A., GUTIÉRREZ, C. Cross-sectional study on prevalence of *Trypanosoma evansi* infection in domestic ruminants in an endemic area of the Canary Islands (Spain). **Preventive Veterinary Medicine**, v. 105, n. 1-2, p. 144–148, 2012. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2012.02.006>.

ROJAS, A. *Desmodus rotundus* (Chiroptera: Phyllostomidae) como vector y reservorio de *Trypanosoma evansi* y *Trypanosoma equiperdum* en America Latina. **Revista De La Asociación de Veterinarios de Vida Silvestre**, v. 1, n. 1, p. 10-14, 2005.

- RONQUIST, F., HUELSENBECK, J. P. MrBayes 3: Bayesian phylogenetic inference under mixed models. **Bioinformatics**, v. 19, n. 12, p. 1572-1574, 2003. <https://doi.org/10.1093/bioinformatics/btg180>.
- RUBENS DIAS DE MELO JUNIOR, R. D.; BASTOS, T. S. A.; HELLER, L. M.; COUTO, L. F. M.; ZAPA, D. M. B.; CAVALCANTE, A. S. A.; CRUVINEL, L. B.; NICARETTA, J. E.; IUASSE, H. V.; FERREIRA, L. P. How many cattle can be infected by *Trypanosoma vivax* by reusing the same needle and syringe, and what is the viability time of this protozoan in injectable veterinary products? **Parasitology**, v. 120, n. 4, p. 355-63, 2000. Disponível em: <<https://doi.org/10.1017/S003118202100175X>>.
- SADEK, A. S. M. A comparative study on susceptibility, course of parasitemia, and pattern of infection with *Trypanosoma evansi* between different laboratory animals. **Journal of Taibah University for Science**, v. 14, n. 1, p. 1302–1307, 2020. doi:10.1080/16583655.2020.1816323.
- SAMOEL GVA, FERNANDES FD, ROMAN IJ, RODRIGUES BT, MILETTI LC, BRÄUNIG P, GUERRA RR, SANGIONI LA, CARGNELUTTI JF, VOGEL FSF. Detection of anti-*Trypanosoma* spp. antibodies in cattle from southern Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**. 2023 Dec 22;33(1):e013723. doi: 10.1590/S1984-29612024002. PMID: 38126573.
- SANNI, T. M., ONASANYA, G. O., ADEFENWA, M. A., YAKUBU, A., IKEOBI, C. O., ADEBAMBO, O. A., IMUMORIN, I. G. Molecular diagnosis of subclinical African *Trypanosoma vivax* infection and association with physiological indices and serum metabolites in extensively managed goats in the tropics. **Open Journal of Veterinary Medicine**, v. 3, n. 1, p. 39-45, 2013. doi: 10.4236/ojvm.2013.31007.
- SANTOS, C. E. P. D., MARQUES, L. C., MACHADO, R. Z., TEIXEIRA, M. C. A. Isolamento de *Trypanosoma evansi* em *Bos taurus indicus* no Pantanal Norte, Brasil. **Ciência Animal Brasileira**, v. 1, p. 625-630, 2009.
- SAWITRI, D. H., WARDHANA, A. H., SADIKIN, M., WIBOWO, H. Detection of Surra (trypanosomiasis) positivity in humans in an outbreak area of Indonesia. **Medical Journal of Indonesia**, v. 28, n. 2, p. 196-202, 2019. <https://doi.org/10.13181/mji.v28i2.1767>.
- SEHGAL, R. N., JONES, H. I., SMITH, T. B. Host specificity and incidence of *Trypanosoma* in some African rainforest birds: a molecular approach. **Molecular Ecology**, v. 10, n. 9, p. 2319–2327, 2001. <https://doi.org/10.1046/j.1365-294x.2001.01339.x>
- SEIFI, H. A. Clinical trypanosomosis due to *Trypanosoma theileri* in a cow in Iran. **Tropical Animal Health and Production**, v. 27, p. 93-94, 1995.
- SENGUPTA, P. P., JACOB, S. S., CHANDU, A. G. S., DAS, S. Silent *Trypanosoma evansi* infection in humans from India revealed by serological and molecular surveys and characterized by variable surface glycoprotein gene sequences. **Acta Tropica**, v. 229, 106369, 2022. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2022.106369>.

- SERRA, T. B. R.; REIS, A. T. D.; SILVA, C. F. D. C.; SOARES, R. F. S.; FERNANDES, S. J.; GONÇALVES, L. R.; COSTA, A. P. D.; MACHADO, R. Z.; NOGUEIRA, R. M. S. Serological and molecular diagnosis of *Trypanosoma vivax* on buffalos (*Bubalus bubalis*) and their ectoparasites in the lowlands of Maranhão, Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, v. 33, n. 4, e003424, 2024. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612024066>.
- SERRA-FREIRE, N. M. Oiapoque-outro foco de *Trypanosoma vivax* no Brasil. **Revista Brasileira de Medicina Veterinária**, v. 4, p. 30–31, 1981.
- SHASTRI, U. V.; DESHPANDE, P. D. *Hyalomma anatolicum anatolicum* (Koch, 1844) as a possible vector for transmission of *Trypanosoma theileri*, Laveran, 1902 in cattle. **Veterinary Parasitology**, v. 9, p. 151–155, 1981.
- SHAW, J. J.; LAINSON, R. *Trypanosoma vivax* in Brasil. **Annals of Tropical Medicine & Parasitology**, v. 66, n. 1, p. 25-32, 1972. <https://doi.org/10.1080/00034983.1972.11686794>.
- SILVA PEREIRA, S., TRINDADE, S., DE NIZ, M., FIGUEIREDO, L. M. Tissue tropism parasitic diseases. **Open Biology**, v. 9, n. 5, 190036, 2019. <https://doi.org/10.1098/rsob.190036>
- SILVA, A. S. D., COSTA, M. M., POLENZ, M. F., POLENZ, C. H., TEIXEIRA, M. M. G., LOPES, S. T. D. A., MONTEIRO, S. G. Primeiro registro de *Trypanosoma vivax* em bovinos no Estado do Rio Grande do Sul, Brasil. **Ciência Rural**, v. 39, p. 2550-2554, 2009. <https://doi.org/10.1590/S0103-84782009005000189>.
- SILVA, I. C. S., BRITO, D. R. B., SOARES, E. D. S., BRITO, A. M. V., COELHO, A. P., PINHEIRO, A. A. Caracterização zootécnica e econômica dos criadores de caprinos em área de assentamento rural no estado do Maranhão. **Revista Brasileira de Agropecuária Sustentável**, v. 5, n. 1, 2015. <https://doi.org/10.21206/rbas.v5i1.313>.
- SILVA, J. O. de A.; CÂMARA, J. T.; CARVALHO-FILHO, F. da S. Muscídios (Diptera, Muscidae) de importância forense visitantes de carcaças de suínos em áreas de Cerradão no Nordeste do Brasil. **Revista Brasileira de Criminalística**, [S. l.], v. 12, n. 5, p. 113–117, 2023. DOI: 10.15260/rbc.v12i5.707. Disponível em: <https://revista.rbc.org.br/index.php/rbc/article/view/707>. Acesso em: 7 maio. 2025.
- SILVA, R. A. M. S., RIVERA DAVILA, A. M., SEIDL, A., RAMIREZ, L. *Trypanosoma evansi* e *Trypanosoma vivax*: biologia, diagnóstico e controle. Corumbá: **Embrapa Pantanal**, 2002. Recuperado de: <http://www.alice.cnptia.embrapa.br/alice/handle/doc/810940>
- SILVA, R. A. M. Approach on risk factors of bovine trypanosomosis due to *Trypanosoma vivax* in the Bolivian and Brazilian pantanals. **Veterinária e Zootecnia**, v. 13, n. 2, p. 153-162, 2006.
- SILVA, T. M., OLINDA, R. G., RODRIGUES, C. M., CÂMARA, A. C., LOPES, F. C., COELHO, W. A., RIBEIRO, M. F., FREITAS, C. I., TEIXEIRA, M. M., BATISTA, J. S. Pathogenesis of reproductive failure induced by *Trypanosoma vivax* in

experimentally infected pregnant ewes. **Veterinary Research**, v. 44, n. 1, 1, 2013. <https://doi.org/10.1186/1297-9716-44-1>

SIMPSON, A. G., STEVENS, J. R., LUKEŠ, J. The evolution and diversity of kinetoplastid flagellates. **Trends in Parasitology**, v. 22, n. 4, p. 168-174, 2006. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.pt.2006.02.006>.

SOOD, N. K., SINGLA, L. D., SINGH, R. S., UPPAL, S. K. (2011). Association of *Trypanosoma theileri* with peritonitis in a pregnant cross-bred cow: a case report. **Veterinárni Medicína**, v. 56, n. 2, p. 82. <https://doi.org/17221/1580-VETMED>.

SOUSA, J. A.; MIRANDA, L. M.; COUTINHO, D. J. B.; COSTA, T. F.; COSTA, S. P.; FREITAS, U. S.; COSTA, F. B.; MACHADO, R. Z.; NOGUEIRA, R. M. S.; COSTA, A., P. New Insights into *Trypanosoma evansi* in Brazil: First Evidence of Infection in Equines from Brazil's Northeast Region. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology** (no prelo), 2025.

STAMATAKIS, A., LUDWIG, T., MEIER, H. RAxML-III: a fast program for maximum likelihood-based inference of large phylogenetic trees. **Bioinformatics** (Oxford, England), v. 21, n. 4, p. 456–463, 2005. <https://doi.org/10.1093/bioinformatics/bti191>.

STEVENS, J. R., GIBSON, W. The molecular evolution of trypanosomes. **Parasitology Today**, v. 15, n. 11, p. 432–437, 1999. [https://doi.org/10.1016/s0169-4758\(99\)01532-x](https://doi.org/10.1016/s0169-4758(99)01532-x).

STEVENS, J. R., NOYES, H. A., SCHOFIELD, C. J., GIBSON, W. The molecular evolution of Trypanosomatidae. **Advances in Parasitology**, v. 48, p. 1–56. [https://doi.org/10.1016/s0065-308x\(01\)48003-1](https://doi.org/10.1016/s0065-308x(01)48003-1).

STEVENS, J. R.; BRISSE, S. Systematics of trypanosomes of medical and veterinary importance. In: **The trypanosomiases**. Wallingford UK: Cabi Publishing, 2004. p. 1-23. doi: 10.1079/9780851994758.0001.

SUGANUMA, K.; KONDOH, D.; SIVAKUMAR, T.; MIZUSHIMA, D.; ELATA, A. T. M.; THEKISOE, O. M. M.; YOKOYAMA, N.; INOUE, N. Molecular characterization of a new *Trypanosoma (Megatrypanum) theileri* isolate supports the two main phylogenetic lineages of this species in Japanese cattle. **Parasitology Research**, v. 118, n. 6, p. 1927–1935, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s00436-019-06313-x>

SUH, P. F., NJIOKOU, F., MAMOUDOU, A., AHMADOU, T. M., MOUHAMAN, A., GARABED, R. Bovine trypanosomiasis in tsetse-free pastoral zone of the Far-North region, Cameroon. **Journal of Vector Borne Diseases**, v. 54, n. 3, p. 263-269, 2017.

SWOFFORD, D. L. 2002. **PAUP: phylogenetic analysis using parsimony and other methods**. Version 4. Sunderland: Sinauer.

TALAT, R., KHANUM, T. HAYAT, A. Studies on mammalian haematozoan parasites of NWFP Pakistan. **Pakistan Journal of Biological Sciences**, v. 8, n. 5, p. 726–729, 2005.

- TAMASAUKAS, R.; RUIZ, H.; AGUIRRE, A.; ROA, N.; COBO, M.; ASO, P. M. Agriecoepidemiology of Trypanosomosis due to *Trypanosoma vivax* in ruminants of some farms located in Venezuela: Technical note. **Revista Científica FCV-LUZ**, [S. l.], v. 10, n. 6, 2000. Disponível em: <https://produccioncientificaluz.org/index.php/cientifica/article/view/14735>. Acesso em: 1 abr. 2025.
- TAN, L. P., MOHD RAJDI, N. Z. I., MOHAMAD, M. A., MOHAMED, M., HAMDAN, R. H., GORIMAN KHAN, M. A. K., AHMAD SYAZWAN, S., & SENG HUA, L. First report of *Trypanosoma theileri* in equine host and *Tabanus* sp. in Malaysia. **Journal of Equine Veterinary Science**, v. 108, 103807, 2022. <https://doi.org/10.1016/j.jevs.2021.103807>.
- TANG, H. J., LAN, Y. G., WEN, Y. Z., ZHANG, X. C., DESQUESNES, M., YANG, T. B., HIDE, G., LUN, Z. R. Detection of *Trypanosoma lewisi* from wild rats in Southern China and its genetic diversity based on the ITS1 and ITS2 sequences. **Infection, Genetics and Evolution: Journal of Molecular Epidemiology and Evolutionary Genetics in Infectious Diseases**, v. 12, n. 5, p. 1046–1051, 2012. doi: 10.1016/j.meegid.2012.02.018.
- TEIXEIRA, W. C., SANTOS, H. P., DA SILVA, J. C. R., RIZZO, H., MARVULO, M. F. V., DE CASTRO, R. S. Perfil zoonosológico dos rebanhos caprinos e ovinos em três mesorregiões do estado do Maranhão, Brasil. **Acta Veterinaria Brasilica**, v. 9, n. 1, p. 34-42, 2015. <https://doi.org/10.21708/avb.2015.9.1.4438>.
- THOMPSON, J. D., GIBSON, T. J., PLEWNIAK, F., JEANMOUGIN, F., HIGGINS, D. G. The CLUSTAL\_X windows interface: flexible strategies for multiple sequence alignment aided by quality analysis tools. **Nucleic Acids Research**, v. 25, n. 24, p. 4876–4882, 1997. <https://doi.org/10.1093/nar/25.24.4876>.
- TOMASSI, M., AMARILLA, H., FILIPPI, J., SZWAKO, A., TOMASSI, M., AMARILLA, H., FILIPPI, J., SZWAKO, A. Reporte de caso clínico: tripanosomiasis en ovino. **Compendio de Ciencias Veterinarias**, v. 8, p. 39–42, 2018. <https://doi.org/10.18004/compend.cienc.vet.2018.08.01.39-42>.
- UZCANGA, G. L., PERRONE, T., NODA, J. A., PÉREZ-PAZOS, J., MEDINA, R., HOEBEKE, J., BUBIS, J. Variant surface glycoprotein from *Trypanosoma evansi* is partially responsible for the cross-reaction between *Trypanosoma evansi* and *Trypanosoma vivax*. **Biochemistry**, v. 43, n. 3, p. 595-606, 2004. <https://doi.org/10.1021/bi0301946>.
- VALERA, Z., PARRA, O., ALVARADO, M., BARBOZA, G., ESCALONA, F., RAMÍREZ, R. Efecto de la infección experimental con *Trypanosoma vivax* sobre parámetros hematológicos en ovinos. **Revista Científica**, v. 15, n. 5, 412-420, 2005. Recuperado de: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=95915504>.
- VAN DAM, R. H., VAN KOOTEN, P. J. S., BOSMAN-KOOYMAN, C. A. M., NIEUWENHUIJS, J., PERIE, N. M., ZWART, D. Trypanosome mediated suppression of humoral and cell-mediated immunity in goats. **Veterinary Parasitology**, v. 8, n. 1, p. 1-11, 1981. [https://doi.org/10.1016/0304-4017\(81\)90012-1](https://doi.org/10.1016/0304-4017(81)90012-1).

- VAN DEN INCH, T. S. G. A. M., ZWART, D., SCHOTMAN, A. J. H., VAN MIERT, A. S. J. P. A. M., VEENENDAAL, G. H. The pathology and pathogenesis of *Trypanosoma vivax* infection in the goat. **Research in Veterinary Science**, v. 21, n. 3, p. 264-270, 1976. [https://doi.org/10.1016/S0034-5288\(18\)33334-4](https://doi.org/10.1016/S0034-5288(18)33334-4).
- VAN VINH CHAU, N., BUU CHAU, L., DESQUESNES, M., HERDER, S., PHU HUONG LAN, N., CAMPBELL, J. I., VAN CUONG, N., YIMMING, B., CHALERMWONG, P., JITTAPALAPONG, S., RAMON FRANCO, J., TRI TUE, N., RABAA, M. A., CARRIQUE-MAS, J., PHAM THI THANH, T., TRAN VU THIEU, N., BERTO, A., THI HOA, N., VAN MINH HOANG, N., CANH TU, N.; BAKER, S. A Clinical and Epidemiological Investigation of the First Reported Human Infection With the Zoonotic Parasite *Trypanosoma evansi* in Southeast Asia. **Clinical Infectious Diseases: An Official Publication Of The Infectious Diseases Society Of America**, v. 62, n. 8, p. 1002–1008, 2016. <https://doi.org/10.1093/cid/ciw052>.
- VEENENDAAL, G. H., VAN MIERT, A. S., VAN DEN INGH, T. S., SCOTMAN, A. J., ZWART, D. A comparison of the role of kinins and serotonin in endotoxin induced fever and *Trypanosoma vivax* infections in the goat. **Research in Veterinary Science**, v. 21, n. 3, v. 271–279, 1976.
- VELÁSQUEZ, N. P., CAMARGO, R. E., UZCANGA, G. L., BUBIS, J. Partial purification of integral membrane antigenic proteins from *Trypanosoma evansi* that display immunological cross-reactivity with *Trypanosoma vivax*. **Journal of Parasitology Research**, v. 2014, 2014.
- VENTURA, R. M., PAIVA, F., SILVA, R. A., TAKEDA, G. F., BUCK, G. A., TEIXEIRA, M. M. *Trypanosoma vivax*: characterization of the spliced-leader gene of a Brazilian stock and species-specific detection by PCR amplification of an intergenic spacer sequence. **Experimental Parasitology**, v. 99, n. 1, p. 37-48, 2001. <https://doi.org/10.1006/expr.2001.4641>.
- VERLOO, D.; MAGNUS, E.; BÜSCHER, P. General expression of RoTat 1.2 variable antigen type in *Trypanosoma evansi* isolates from different origin. **Veterinary Parasitology**, v. 97, n. 3, p. 183–189, 2001. Disponível em: [https://doi.org/10.1016/s0304-4017\(01\)00412-5](https://doi.org/10.1016/s0304-4017(01)00412-5).
- VIEIRA, O. L. E., MACEDO, L. O. D., SANTOS, M. A. B., SILVA, J. A. B. A., MENDONÇA, C. L. D., FAUSTINO, M. A. D. G., CARVALHO, G. A. D. Detection and molecular characterization of *Trypanosoma (Duttonella) vivax* in dairy cattle in the state of Sergipe, northeastern Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 26, p. 516-520, 2017. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612017048>.
- VIOLA, L. B., ALMEIDA, R. S., FERREIRA, R. C., CAMPANER, M., TAKATA, C. S. A., RODRIGUES, A. C., TEIXEIRA, M. M. G. Evolutionary history of trypanosomes from South American caiman (*Caiman jacare*) and African crocodiles inferred by phylogenetic analyses using SSU rDNA and GAPDH genes. **Parasitology**, v. 136, n. 1, p. 55-65, 2009b. <https://doi.org/10.1017/S003118200800512X>
- VIOLA, L. B., ATTIAS, M., TAKATA, C. S., CAMPANER, M., DE SOUZA, W., CAMARGO, E. P., TEIXEIRA, M. M. Phylogenetic analyses based on small subunit rRNA and glycosomal glyceraldehyde-3-phosphate dehydrogenase genes

and ultrastructural characterization of two snake Trypanosomes: *Trypanosoma serpentis* n. sp. from *Pseudoboa nigra* and *Trypanosoma cascavelli* from *Crotalus durissus terrificus*. **Journal of Eukaryotic Microbiology**, v. 56, n. 6, p. 594-602, 2009a. doi: 10.1111/j.1550-7408.2009.00444.x.

VIOLA, L. B., CAMPANER, M., TAKATA, C. S., FERREIRA, R. C., RODRIGUES, A. C., FREITAS, R. A. D., DUARTE, M. R., GREGO, K. F., BARRETT, T. V., CAMARGO, E. P., TEIXEIRA, M. M. G. Phylogeny of snake trypanosomes inferred by SSU rDNA sequences, their possible transmission by phlebotomines, and taxonomic appraisal by molecular, cross-infection and morphological analysis. **Parasitology**, v. 135, n. 5, p. 595-605, 2008. doi: 10.1017/S0031182008004253.

VOKATY, S., MCPHERSON, V. O., CAMUS, E., APPLEWHAITE, L. Ovine trypanosomosis: a seroepidemiological survey in coastal Guyana. **Revue D'elevage Et De Medecine Veterinaire des Pays Tropicaux**, v. 46, n. 1-2, p. 57-59, 1993.

VOS, G.J., MOLOO, S.K., GARDINER, P.R. Susceptibility of goats to tsetse transmitted challenge with *Trypanosoma vivax* from East and West Africa. **Parasitology**, v. 96, p. 25-36, 1998. <https://doi.org/10.1017/s0031182000081634>.

VOS, G.J.; GARDINER, Peter R. Parasite-specific antibody responses of ruminants infected with *Trypanosoma vivax*. **Parasitology**, v. 100, n. 1, p. 93-100, 1990. Disponível em: <<https://europepmc.org/article/MED/2314930>>.

WALLACE, F. G. The trypanosomatid parasites of insects and arachnids. **Experimental Parasitology**, v. 18, n. 1, p. 124-193, 1966. [https://doi.org/10.1016/0014-4894\(66\)90015-4](https://doi.org/10.1016/0014-4894(66)90015-4)

WARD, W. H., HILL, M. W., MAZLIN, I. D., FOSTER, C. K. Anaemia associated with a high parasitaemia of *Trypanosoma theileri* in a dairy cow. **Australian Veterinary Journal**, v. 61, n. 10, p. 324, 1984. <https://doi.org/10.1111/j.1751-0813.1984.tb07140.x>.

WELLS, E. A. **Subgenus Megatrypanum**. In: Biology of the Kinetoplastida. Academic Press. London. p.257-275, 1976.

WENY, G.; OKWEE-ACAI, J.; OKECH, S. G.; TUMWINE, G.; NDYANABO, S.; ABIGABA, S.; GOLDBERG, T. L. Prevalence and Risk Factors Associated with Hemoparasites in Cattle and Goats at the Edge of Kibale National Park, Western Uganda. **Journal of Parasitology**, v. 103, n. 1, p. 69-74, fev. 2017. DOI: 10.1645/16-33.

WERSZKO, J., STEINER-BOGDASZEWSKA, Ż., JEŻEWSKI, W., SZEWCZYK, T., KURYŁO, G., WOŁKOWYCKI, M.; KARBOWIAK, G. Molecular detection of *Trypanosoma* spp. in *Lipoptena cervi* and *Lipoptena fortisetosa* (Diptera: Hippoboscidae) and their potential role in the transmission of pathogens. **Parasitology**, v. 147, n. 14, p. 1629-1635, 2020. doi:10.1017/s0031182020001584 10.1017/s0031182020001584

WHITELAW, D. D., GARDINER, P. R., MURRAY, M. Extravascular foci of *Trypanosoma vivax* in goats: the central nervous system and aqueous humor of

the eye as potential sources of relapse infections after chemotherapy.

**Parasitology**, v. 97, n. 1, p. 51-61, 1988.

<http://dx.doi.org/10.1017/S0031182000066737>. 7

WOO, P. T. K. The haematocrit centrifuge technique for the diagnosis of African Trypanosomiasis. **Acta Tropica**, v. 27, p. 384-386, 1970.

YOUSSIF, F., MOHAMMED, O., HASSAN, T. Efficacy and toxicity of cymelarsan in Nubian goats infected with *Trypanosoma evansi*. **Journal of Cell and Animal Biology**, v. 2, n. 7, p. 140–149, 2008.

ZANETTE, R. A., SILVA, A. S. DA ., COSTA, M. M. DA ., MONTEIRO, S. G., SANTURIO, J. M., LOPES, S. T. DOS A. Ocorrência de *Trypanosoma evansi* em eqüinos no município de Cruz Alta, RS, Brasil. **Ciência Rural**, v. 38, n. 5, p. 1468–1471, 2008. <https://doi.org/10.1590/S0103-8478200800050004>

## ANEXO 1

### PARECER DO COMITÊ DE ÉTICA E EXPERIMENTAÇÃO ANIMAL (CEEAA/UEMA)



UNIVERSIDADE  
ESTADUAL DO  
MARANHÃO

Centro de Ciências Agrárias  
Curso de Medicina Veterinária  
Comissão de Ética e Experimentação Animal (CEEAA)  
Credenciamento Provisório - CONCEA/MCT  
Processo 01200.002200/2015-06 (449) - Emissão 19/06/2015

---

#### DECLARAÇÃO – PROTOCOLO Nº 03/2022

Declaramos aos devidos fins, para atividade de pesquisa, que o projeto intitulado “**Detecção de parasitas do gênero Trypanosoma em pequenos ruminantes e artrópodes em três mesorregiões do Estado do Maranhão**” tem aprovação da Comissão de Ética e Experimentação Animal-CEEAA do Curso de Medicina Veterinária da UEMA, conforme protocolo nº 03/2022 e será executado pela Pós-Graduada, a médica veterinária, **Thaliane França Costa**, doutoranda do Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal, sob a orientação da **Profa. Dra. Andrea Pereira da Costa**, docente do Departamento de Patologia/CCA/UEMA e do PPGCA, tendo como membros da equipe técnica o Prof. Dr. Francisco Borges Costa e os Pós-Graduandos Ana Karolinne Simas e Alana dos Santos Cardoso. O projeto submetido atende as normas de Bem-Estar Animal da Resolução do CFMV nº 1000/2012 e a Lei Brasileira 11.794/2008 e normas do CONCEA. A pesquisa será executada pelo período de 24 meses (01/06/2022 a 01/06/2024) para um número amostral de 240 ovinos e 240 caprinos, havendo coleta de sangue pela veia jugular externa, com contenção física.

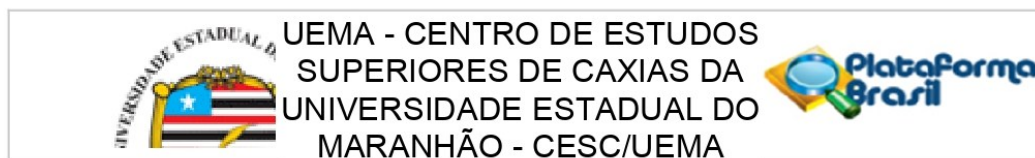
São Luís, 01 de junho de 2022.

---

Profa. Dra. Alana Lislea de Sousa  
Presidente do CEEAA/CMV/UEMA

## ANEXO 2

### PARECER DO COMITÊ DE ÉTICA EM PESQUISA (CEP/CESC/UEMA)



#### PARECER CONSUBSTANCIADO DO CEP

##### DADOS DO PROJETO DE PESQUISA

**Título da Pesquisa:** Detecção de parasitas do gênero Trypanosoma em pequenos ruminantes e artrópodes de três mesorregiões do estado do Maranhão

**Pesquisador:** THALIANE FRANCA COSTA

**Área Temática:**

**Versão:** 1

**CAAE:** 59151622.6.0000.5554

**Instituição Proponente:** UNIVERSIDADE ESTADUAL DO MARANHÃO

**Patrocinador Principal:** FUNDAÇÃO DE AMPARO A PESQUISA DO ESTADO DO MARANHÃO - FAPEMA

##### DADOS DO PARECER

**Número do Parecer:** 5.489.143

##### Apresentação do Projeto:

O projeto de pesquisa cujo título Detecção de parasitas do gênero Trypanosoma em pequenos ruminantes e artrópodes de três mesorregiões do estado do Maranhão, nº de CAAE 59151622.6.0000.5554 e Pesquisador(a) responsável THALIANE FRANCA COSTA. Trata-se de um estudo descritivo e quantitativo dos dados.

O cenário da realização desse estudo será composto por 40 propriedades de 3 (três) regiões maranhenses (São Bento e Itapecuru-mirim, Pedreiras e Timon)

Os participantes desta pesquisa serão 40 proprietários de propriedades rurais destas localidades.

Os critérios de inclusão da pesquisa são: proprietários rurais que criem caprinos e/ou ovinos, maiores de 18 anos e alfabetizados.

Serão excluídos do estudo: quem não for o proprietário, analfabeto e menor de 18 anos

Coleta Dados será realizada com o auxílio de um questionário sócio-demográfico e do perfil epidemiológico.

##### Objetivo da Pesquisa:

Objetivo Primário:

- Determinar a ocorrência de protozoários do gênero Trypanosoma sp. em pequenos ruminantes e

**Endereço:** Rua Quinhinha Pires, 746 ramal 6382

**Bairro:** Centro

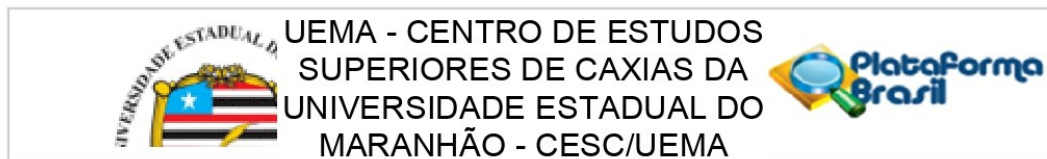
**CEP:** 65.600-000

**UF:** MA

**Município:** CAXIAS

**Telefone:** (98)2016-8175

**E-mail:** cepe@cesc.uema.br



Continuação do Parecer: 5.489.143

artrópodes de três mesorregiões do estado do Maranhão.

Objetivos Secundários:

- Verificar a presença de formas tripomastigotas de *Trypanosoma* sp. por meio de técnicas de detecção direta em amostras sanguíneas de pequenos ruminantes em diferentes regiões do Maranhão.
- Detectar material genético de *Trypanosoma* sp. em amostras sanguíneas de pequenos ruminantes, e de ectoparasitas e dípteros de diferentes regiões do Maranhão.
- Discriminar espécies de *Trypanosoma* sp. a partir de material genético detectado em amostras sanguíneas de caprinos e ovinos e em artrópodes.
- Identificar fatores de risco associados à positividade dos animais

**Avaliação dos Riscos e Benefícios:**

Os riscos para os participantes da pesquisa aparecem tanto no projeto de pesquisa quanto no Termo de Consentimento Livre e Esclarecido e ainda de maneira completa:

-Quebra de sigilo; divulgação de dados pessoais e/ou da propriedade; aborrecimento ao responder às perguntas.

Quanto aos Benefícios da Pesquisa, foram apresentados para os participantes da pesquisa, para ciência, a sociedade ou para a pesquisa científica, os quais:

-Realização de exames diagnósticos da tripanossomíase no(s) animal(is), sendo os resultados disponibilizados para o conhecimento do tutor.

Contribuição voluntária e indireta para a produção de conhecimento científico

**Comentários e Considerações sobre a Pesquisa:**

A pesquisa é relevante, apresenta interesse público e o(a) pesquisador(a) responsável tem experiências adequadas para a realização do projeto.

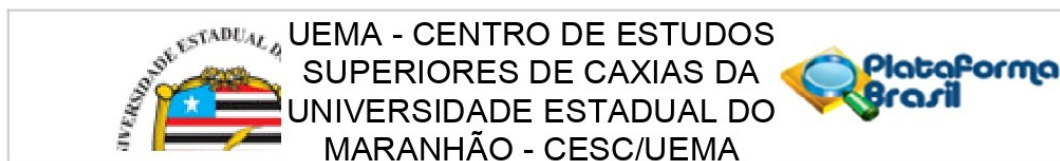
A metodologia é consistente e descreve os procedimentos para realização da coleta e análise dos dados.

O protocolo de pesquisa não apresenta conflitos éticos estabelecidos na Resolução nº 466/12 do Conselho Nacional de Saúde.

**Considerações sobre os Termos de apresentação obrigatória:**

Os Termos de Apresentação obrigatória tais como Termos de Consentimento e/ou Assentimento, Ofício de Encaminhamento ao CEP, Autorização Institucional, Utilização de Dados, bem como os Riscos e Benefícios da pesquisa estão claramente expostos e coerentes com a natureza e formato

**Endereço:** Rua Quinhinha Pires, 746 ramal 6382  
**Bairro:** Centro **CEP:** 65.600-000  
**UF:** MA **Município:** CAXIAS  
**Telefone:** (98)2016-8175 **E-mail:** cepe@cesc.uema.br



Continuação do Parecer: 5.489.143

da pesquisa em questão.

**Recomendações:**

O (A) parecerista não expôs nenhuma recomendação

**Conclusões ou Pendências e Lista de Inadequações:**

O projeto está APROVADO e pronto para iniciar a coleta de dados e as demais etapas referentes ao mesmo.

**Considerações Finais a critério do CEP:**

Este parecer foi elaborado baseado nos documentos abaixo relacionados:

Tipo Documento	Arquivo	Postagem	Autor	Situação
Informações Básicas do Projeto	PB_INFORMAÇÕES_BÁSICAS_DO_PROJETO_1889578.pdf	18/05/2022 10:13:23		Aceito
Orçamento	ORCAMENTO.pdf	18/05/2022 10:11:38	THALIANE FRANCA COSTA	Aceito
Outros	Oficio_Para_Encaminhamento_ProjetoCEP.pdf	18/05/2022 10:09:36	THALIANE FRANCA COSTA	Aceito
TCLE / Termos de Assentimento / Justificativa de Ausência	TCLE.pdf	18/05/2022 10:09:02	THALIANE FRANCA COSTA	Aceito
Declaração de Pesquisadores	Declaracao_de_Pesquisadores.pdf	18/05/2022 10:08:18	THALIANE FRANCA COSTA	Aceito
Projeto Detalhado / Brochura Investigador	Projeto_CEP.pdf	18/05/2022 10:06:34	THALIANE FRANCA COSTA	Aceito
Cronograma	CRONOGRAMA.pdf	18/05/2022 10:04:02	THALIANE FRANCA COSTA	Aceito
Folha de Rosto	Folha_de_Rosto_CEP.pdf	18/05/2022 10:00:58	THALIANE FRANCA COSTA	Aceito

**Situação do Parecer:**

Aprovado

**Necessita Apreciação da CONEP:**

Não

**Endereço:** Rua Quinhinha Pires, 746 ramal 6382  
**Bairro:** Centro **CEP:** 65.600-000  
**UF:** MA **Município:** CAXIAS  
**Telefone:** (98)2016-8175 **E-mail:** cepe@cesc.uema.br

## APÊNDICE 1

### TERMO DE CONSENTIMENTO LIVRE E ESCLARECIDO

Prezado (a) produtor (a),

Convidamos o (a) Sr. (a) para participar da pesquisa intitulada "**Detecção de *Trypanosoma* sp. em pequenos ruminantes e artrópodes de três mesorregiões do estado do Maranhão**", sob responsabilidade das pesquisadoras Profa. Dra. Andrea Pereira da Costa e doutoranda Thaliane França Costa, do Programa de Pós-graduação em Ciência Animal, da Universidade Estadual do Maranhão. Este estudo tem como objetivo verificar a ocorrência de um protozoário que afeta a produção de caprinos e ovinos, a fim de conhecer a situação da tripanossomíase em pequenos ruminantes destas regiões.

Sua participação é voluntária e consiste em responder a um formulário epidemiológico; permitir a instalação de armadilhas no terreno da sua propriedade, para captura de moscas, e; autorizar a colheita de sangue dos caprinos e ovinos de sua propriedade. Sua participação terá como benefício a realização de exames diagnósticos da tipanossomose no(s) seu(s) animal(is), sendo os resultados disponibilizados para seu conhecimento. Ainda, você contribuirá indiretamente para a produção de conhecimento científico.

Você não terá nenhuma despesa e não receberá nenhuma remuneração. Os resultados da pesquisa serão analisados e publicados, mas sua identidade não será divulgada, sendo guardada em sigilo.

### CONSENTIMENTO PÓS-INFORMAÇÃO

Eu, \_\_\_\_\_, declaro que fui devidamente informado(a) sobre os objetivos e procedimentos do projeto de pesquisa de responsabilidade das pesquisadoras Profa. Dra. Andréa Pereira da Costa e doutoranda Thaliane França Costa e sobre a importância da minha colaboração. Por isto, consinto em participar desta pesquisa, sabendo que não terei nenhum gasto e remuneração.

\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_/\_\_\_\_\_  
Assinatura do participante

Data: \_\_\_\_/\_\_\_\_/\_\_\_\_

\_\_\_\_\_  
Assinatura do pesquisador responsável

## APÊNDICE 2

### FORMULÁRIO

Data: \_\_\_/\_\_\_/\_\_\_

#### **I. DADOS DA PROPRIEDADE**

Nome: \_\_\_\_\_ ID: \_\_\_\_\_

Município: \_\_\_\_\_

GPS: \_\_\_\_\_

Referência: \_\_\_\_\_

Nº de animais amostrados: (\_\_\_) Caprinos (\_\_\_) Ovinos Per. climático: ( ) Chuvoso ( ) Seco

Armadilhamento (redes): ( )

#### **II. ASPECTOS PESSOAIS (Produtor)**

1. Nome: \_\_\_\_\_ 2. Idade: \_\_\_\_\_ 3. Gênero: ( )

M ( ) F

4. Escolaridade:

( ) Analfabeto ( ) Fundamental incompleto ( ) Fund. Completo ( ) Médio incompleto

( ) Médio completo ( ) Superior incompleto ( ) Superior completo

#### **III. ASPECTOS DA ZOOSANITÁRIOS E AMBIENTAIS**

1. Tipo de propriedade: ( ) Tecnificada ( ) Não tecnificada

2. Quantidade de animais: (\_\_\_) Caprinos (\_\_\_) Ovinos

3. Outras espécies: ( ) Bovinos ( ) Equídeos ( ) Porcos ( ) Aves domésticas

Outros:

4. Tipo de criação dos caprinos e ovinos: ( ) Extensivo ( ) Semi-extensivo ( ) Intensivo

5. Criação conjunta: ( ) Sim ( ) Não

6. Finalidade de exploração: ( ) Leite ( ) Carne

7. Tipo de instalação: ( ) Chão ( ) Suspensa

8. Alimentação: ( ) Pasto ( ) Concentrado

9. Aquisição dos animais: ( ) Sim ( ) Não

10. Assistência técnica-veterinária: ( ) Sim ( ) Não

11. Controle de vermifugação: ( ) Sim ( ) Não

12. Compartilhamento de agulhas/seringas: ( ) Sim ( ) Não

13. Histórico de doenças nos animais:

\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

14. Histórico de aborto: ( ) Sim ( ) Não Espécie(s) envolvida(s):

Há quanto tempo: \_\_\_\_\_

15. Área periférica: ( ) Mata/vegetação ( ) Rios ( ) Açudes ( ) Campos alagados

16. Presença de moscas: ( ) Sim ( ) Não

OBSERVAÇÕES:

\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

### APÊNDICE 3

**FICHA DE IDENTIFICAÇÃO INDIVIDUAL**     Caprino     Ovino    Data: \_\_\_/\_\_\_/\_\_\_

ID. amostra:	ID. Propriedade:	Sexo: <input type="checkbox"/> M <input type="checkbox"/> F	Idade:
Raça:	Pelagem:	Aptidão: <input type="checkbox"/> Leite <input type="checkbox"/> Carne	
Score corporal: <input type="checkbox"/> Caquético <input type="checkbox"/> Magro <input type="checkbox"/> Normal <input type="checkbox"/> Gordo			
Estado geral:			
Mucosas: <input type="checkbox"/> normocoradas <input type="checkbox"/> hipocoradas <input type="checkbox"/> hipercoradas			
Histórico de doenças:			
Presença de ectoparasitas: <input type="checkbox"/> Sim _____ <input type="checkbox"/> Não			
OBSERVAÇÕES:			

**FICHA DE IDENTIFICAÇÃO INDIVIDUAL**     Caprino     Ovino    Data: \_\_\_/\_\_\_/\_\_\_

ID. amostra:	ID. Propriedade:	Sexo: <input type="checkbox"/> M <input type="checkbox"/> F	Idade:
Raça:	Pelagem:	Aptidão: <input type="checkbox"/> Leite <input type="checkbox"/> Carne	
Score corporal: <input type="checkbox"/> Caquético <input type="checkbox"/> Magro <input type="checkbox"/> Normal <input type="checkbox"/> Gordo			
Estado geral:			
Mucosas: <input type="checkbox"/> normocoradas <input type="checkbox"/> hipocoradas <input type="checkbox"/> hipercoradas			
Histórico de doenças:			
Presença de ectoparasitas: <input type="checkbox"/> Sim _____ <input type="checkbox"/> Não			
OBSERVAÇÕES:			