

A IMPORTÂNCIA E OS DESAFIOS DO DIAGNÓSTICO DO *Trypanosoma vivax* - REVISÃO DE LITERATURA

THE IMPORTANCE AND CHALLENGES OF DIAGNOSING *Trypanosoma vivax* - LITERATURE REVIEW

¹CREPALDI, Yasmim Rodrigues; ¹CAMARGO, Nicolas Augusto Alves; ¹MORAIS, Julia Carvalho; RIVAS, Pietra Malzone; ²SILVA, Tayna Rosendo da.

¹ Discente do curso de Medicina Veterinária - Centro Universitário das Faculdades Integradas de Ourinhos - UniFio/FEMM; ² Docente do curso de Medicina Veterinária - Centro Universitário das Faculdades Integradas de Ourinhos - UniFio/FEMM

RESUMO

A tripanossomose causada por *Trypanosoma vivax* é uma enfermidade de grande impacto na pecuária, especialmente em bovinos, caracterizada por sinais clínicos como anemia, febre, apatia, perda de peso, queda na produção e, em casos graves, aborto e morte. No Brasil, a transmissão ocorre principalmente por via mecânica através de insetos hematófagos, como mutucas, e por práticas iatrogênicas. O diagnóstico é desafiador devido à variação da parasitemia e à semelhança clínica com outras doenças, sendo realizado por métodos parasitológicos, sorológicos e moleculares. Técnicas como o método de Woo, imunofluorescência indireta, ELISA, PCR e testes rápidos possuem diferentes níveis de sensibilidade, especificidade e aplicabilidade, devendo ser escolhidas conforme a fase clínica da infecção e os recursos disponíveis. A combinação de abordagens diagnósticas é fundamental para uma detecção eficaz e o controle da doença no rebanho.

Palavras-chave: tripanossomose; identificação; técnicas

ABSTRACT

Trypanosomosis caused by *Trypanosoma vivax* is a disease with significant impact on livestock, especially cattle, and is characterized by clinical signs such as anemia, fever, apathy, weight loss, decreased production, and in severe cases, abortion and death. In Brazil, transmission occurs mainly through mechanical means by hematophagous insects such as horseflies, as well as through iatrogenic practices. Diagnosis is challenging due to fluctuating parasitemia and clinical similarities with other diseases, and it is performed using parasitological, serological, and molecular methods. Techniques such as the Woo method, indirect immunofluorescence, ELISA, PCR, and rapid tests present varying levels of sensitivity, specificity, and applicability, and should be selected based on the clinical stage of infection and available resources. Combining diagnostic approaches is essential for effective detection and control of the disease in herds..

Keywords: trypanosomosis; identification; techniques

INTRODUÇÃO

A tripanossomose africana, também conhecida como nagana, é causada pelo protozoário hemoflagelado *Trypanosoma vivax*. Originalmente transmitido de forma cíclica por moscas tsé-tsé do gênero *Glossina* spp. no continente africano, o parasito adaptou-se a outros meios de transmissão após sua introdução na América do Sul (Batista *et al.*, 2008).

No Brasil, a disseminação da infecção ocorre principalmente por via iatrogênica, com o uso de agulhas e instrumentos contaminados, e transmissão mecanizada via

insetos hematófagos, em especial tabanídeos do gênero *Tabanus spp.* (mutucas), afetando predominantemente bovinos (Constable, 2020).

O diagnóstico pode ser realizado por diferentes metodologias, que variam em sensibilidade e especificidade (Castelli *et al.*, 2021). Entre as principais estão o método de Woo, a imunofluorescência indireta (IFI), o ensaio imunoenzimático (ELISA), os testes rápidos, a reação em cadeia da polimerase (PCR) e técnicas complementares como a lise e concentração e o *buffy coat* (Silva *et al.*, 2023).

A presença do *T. vivax* representa um desafio significativo para a bovinocultura brasileira, ocasionando perdas econômicas expressivas decorrentes de altas taxas de morbidade, mortalidade, redução da produtividade e ocorrência de abortos (Constable, 2020). Nesse contexto, a detecção precoce e eficiente do parasito é de grande importância, embora apresente entraves relacionados à variação da parasitemia, à semelhança clínica com outras enfermidades e à limitação de acesso a técnicas laboratoriais avançadas em determinadas regiões. Diante disso, este trabalho tem como objetivo discutir a relevância e os desafios do diagnóstico da tripanossomose causada por *T. vivax*, destacando seus principais métodos e limitações.

DESENVOLVIMENTO

Infecção por *T. vivax*

O *T. vivax* é um protozoário hemoflagelado pertencente à família *Trypanosomatidae*, grupo *Salivaria*, subgênero *Duttonella*. Pode ser encontrado em todas as regiões com prevalência da mosca tsé-tsé na África (*Glossina spp.*), seu vetor biológico (Batista *et al.*, 2023). Contudo, em 1919, foi registrada a primeira ocorrência do *T. Vivax* no continente americano, na Guiana Francesa, e em 1946 no Brasil, em bovinos no Estado do Pará, provocados mecanicamente por outras espécies de moscas hematófagas, mutucas, que são tabanídeos (*Tabanus spp.*). Esta forma de transmissão só ocorre na América do Sul e em regiões africanas onde não há moscas tsé-tsé (Constable, 2020).

Sua morfologia é caracterizada pela grande quantidade encontrada em amostras de sangue e rápido movimento em filmes molhados (Fritzen *et al.*, 2025). Apresentam entre 20 a 26 mcm de comprimento, corpo fino e comprido, cuja extremidade posterior é arredondada, contendo um cinetoplasto terminal e longo flagelo livre (Constable, 2020). A patogênese da infecção está associada à presença e multiplicação do parasito na

corrente sanguínea, ocasionando hemólise, anemia progressiva e imunossupressão. As variações cíclicas de parasitemia são responsáveis por períodos de febre e debilidade, seguidos de fases de aparente recuperação (Junior *et al.*, 2019). A resposta inflamatória sistêmica compromete diferentes órgãos e sistemas, resultando em sinais clínicos como apatia, perda de apetite, emagrecimentos, queda na produção de leite e carne, infertilidade e, em casos mais agudos, aborto e morte. (Lopes *et al.*, 2018)

A anemia é o principal sinal clínico associado à tripanossomose, embora não seja patognomônica (Pereira *et al.*, 2018). A manifestação clínica varia de acordo com a espécie do parasito, a raça e o estado imunológico do hospedeiro. O período de incubação do *T. vivax* varia de 8 a 20 dias, sendo seguido por febre intermitente ou cíclica, apatia, anorexia, secreção ocular, perda de condição corporal, linfadenomegalia e edema de garganta (Batista *et al.*, 2008). A evolução clínica pode ser aguda, subaguda ou crônica, resultando em emagrecimento progressivo, infertilidade, aborto em fêmeas prenhes e morte em casos graves (Castelli *et al.*, 2021). O curso da doença pode apresentar surtos agudos, caracterizados por febre intensa, anemia severa e alta parasitemia, ou evoluir de forma crônica, com sinais menos evidentes, mas igualmente debilitantes (Cavalcanti, Silva, Cadioli, 2021). Em bovinos leiteiros, a infecção tende a ser mais severa, podendo incluir petéquias em mucosas, diarreia, disenteria, rinorragia e morte súbita. Em ovinos e bovinos, episódios neurológicos também podem ocorrer, manifestando-se como pressão da cabeça contra objetos, decúbito lateral e tremores musculares (Lopes *et al.*, 2018).

Formas de diagnóstico da infecção e suas limitações

O método de Woo consiste na centrifugação de amostras de sangue em capilares de micro-hematócrito, seguida da observação da interface entre a camada leucocitária e a coluna de plasma ao microscópio óptico (Cavalcanti; Silva; Cadioli, 2021). A presença de parasitas móveis confirma a infecção de forma direta, sendo um exame rápido, de baixo custo e aplicável em campo, sobretudo em surtos agudos com alta parasitemia (Seidl, 2002). Sua sensibilidade reduz-se em quadros crônicos ou subclínicos, em razão da baixa concentração parasitária e da necessidade de observação do parasita vivo, limitando a viabilidade da amostra a poucas horas após a coleta (Castelli *et al.*, 2021).

A imunofluorescência indireta (IFI) é realizada a partir da incubação de antígenos fixados do *T. vivax* com o soro do animal suspeito, sendo a ligação antígeno-anticorpo

revelada por um conjugado fluorescente (SEIDL, 2002). É um exame de alta sensibilidade, podendo ser utilizado para detectar infecções discretas e favorecendo investigações epidemiológicas (Pereira *et al.*, 2018). Todavia, não diferencia a infecção ativa de pregressa, gerando risco de resultados falso-positivos em animais já tratados ou previamente expostos ou reações cruzadas com parasitas antigenicamente semelhantes (Fritzen *et al.*, 2025).

O ensaio imunoenzimático (ELISA) baseia-se na detecção de anticorpos específicos em placas recobertas com antígenos do protozoário, sendo amplamente empregado em triagens de larga escala devido à sua elevada sensibilidade e possibilidade de automação (Constable, 2020). Os testes rápidos, por sua vez, funcionam de maneira semelhante, identificando anticorpos contra o parasita em pequenas amostras de sangue ou soro, com a vantagem de fornecer resultados em poucos minutos e de forma prática, inclusive em condições de campo (JUNIOR *et al.*, 2019). Apesar dessas particularidades, ambos não conseguem distinguir animais em infecção ativa daqueles já tratados ou apenas expostos, tal qual o IFI, permanecendo positivos por longos períodos, inclusive anos após o tratamento (Constable, 2020). Assim, embora sejam ferramentas valiosas em triagens e estudos epidemiológicos, sua precisão é limitada para diagnósticos conclusivos em nível individual.

A técnica do *Buffy coat* aprimora a detecção direta ao concentrar os parasitas presentes na interface entre plasma e leucócitos após centrifugação, gerando mais sensibilidade em relação ao esfregaço convencional (Fritzen *et al.*, 2025). A técnica de lise e concentração, ao eliminar as hemácias e concentrar os tripanossomas, amplia a possibilidade de identificação microscópica mesmo em casos de baixa parasitemia (Silva *et al.*, 2023). Ambos são métodos complementares de baixo custo, utilizados, especialmente, em condições de campo e em situações nas quais técnicas moleculares não estão disponíveis (Lopes *et al.*, 2018).

Já a reação em cadeia da polimerase (PCR) é considerada o método mais sensível e específico, permitindo a detecção de pequenas quantidades de DNA do parasita por meio da amplificação de sequências genéticas específicas (Silva *et al.*, 2023). Além de identificar a infecção mesmo em casos de parasitemia reduzida, elimina a limitação observada nos testes sorológicos ao distinguir infecções ativas de passadas (Pereira *et al.*, 2018). Contudo, seu uso ainda é restrito em muitos locais devido ao elevado custo, à necessidade de infraestrutura laboratorial e à exigência de profissionais

capacitados, tornando-o mais aplicável em centros de referência e pesquisas acadêmicas.

Em suma, as técnicas apresentam vantagens e limitações que se complementam. Woo, *Buffy coat* e lise são acessíveis e úteis em surtos agudos, mas pouco eficazes em infecções crônicas. Já IFI, ELISA e testes rápidos oferecem maior sensibilidade e valor epidemiológico, embora não diferenciam a infecção ativa da passada. A PCR se destaca pela precisão e capacidade de detectar baixa parasitemia, porém seu alto custo e a necessidade de infraestrutura limitam a aplicação na realidade brasileira. Nesse cenário, a escolha do método depende do equilíbrio entre acurácia e viabilidade em campo.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

O diagnóstico do *T. vivax* é de grande importância para a pecuária, uma vez que permite adotar medidas de controle, tratamento e prevenção adequadas, reduzindo perdas produtivas e reprodutivas. Apesar da diversidade de métodos disponíveis, todos apresentam limitações que devem ser ponderadas conforme o objetivo do exame e os recursos disponíveis. Dessa forma, a escolha do método diagnóstico deve considerar tanto a fase clínica da infecção quanto a infraestrutura local, combinando abordagens parasitológicas, sorológicas e moleculares para aumentar a confiabilidade dos resultados.

REFERÊNCIAS

- BATISTA, J. S.; BEZERRA, F. S. B.; LIRA, R. A.; CARVALHO, R. G. *et al.* Aspectos clínicos, epidemiológicos e patológicos da infecção natural em bovinos por *Trypanosoma vivax* na Paraíba. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 28, n. 1, p. 63–69, 2008. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/S0100-736X2008000100010>. Acesso em: 01 set. 2025.
- CASTELLI, G. S. N.; SILVA, R. E.; COSTA, A. P.; MARCILI, A. *Trypanosoma vivax*: uma breve revisão. **Brazilian Journal of Development**, v. 7, n. 11, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.34117/bjdv7n11-510>. Acesso em: 01 set. 2025.
- CAVALCANTI, F. B. P.; SILVA, T. R.; CADIOLI, F. A. As consequências da dificuldade do diagnóstico da infecção por *Trypanosoma vivax* em bovinos: revisão de literatura. In: **Ciência Animal e Veterinária: Inovações e Tendências**. Editora Científica Digital, 2021. p. 48–60. Disponível em: <https://www.editoracientifica.com.br/books/ciencia-animal-e-veterinaria-inovacoes-e-tendencias>. Acesso em: 01 set. 2025.

CONSTABLE, P. D. **Clínica Veterinária**: Um tratado de Doenças dos Bovinos, Ovinos, Suínos e Caprinos. 11. ed. Rio de Janeiro: Editora Guanabara Koogan, 2020. Acesso em: 01 set. 2025.

FRITZEN, A.; VITT, M. G.; DEOLINDO, G. L.; SIGNOR, M. H. *et al.* Outbreak of *Trypanosoma vivax* in dairy cows: Hematologic, immunological, and antioxidant responses before and after treatment with isometamidium chloride. **Pathogens**, v. 14, n. 2, p. 143, 2025. Disponível em: <https://www.mdpi.com/2076-0817/14/2/143>. Acesso em: 01 set. 2025.

JUNIOR, O. L. F.; SAMPAIO, P. H.; GONÇALVES, L. R.; ANDRÉ, M. R. *et al.* 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>. Acesso em: 01 set. 2025.

LOPES, S. T. P.; PRADO, B. S.; MARTINS, G. H. C.; BESERRA, H. E. A. *et al.* *Trypanosoma vivax* em bovino leiteiro. **Acta Scientiae Veterinariae**, v. 46, n. 45, 2018. Disponível em: <https://seer.ufrgs.br/actascientiaeVeterinariae/article/view/86772>. Acesso em: 01 set. 2025.

SEIDL, A.; SILVA, R. A. M. S.; RIVERA DÁVILA, A. M.; RAMIREZ, L. *et al.* *Trypanosoma evansi* e *Trypanosoma vivax*: biologia, diagnóstico e controle. Embrapa Pantanal, 2002. Disponível em: <https://www.alice.cnptia.embrapa.br/alice/handle/doc/810940>. Acesso em: 01 set. 2025.

SILVA, T. R.; BOMFIM, S. R. M.; CAVALCANTI, F. B. P.; LOPES, W. D. Z. *et al.* Lysis and concentration technique improves the parasitological diagnosis of *Trypanosoma vivax*. **Veterinary Parasitology**, v. 323, 2023. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2023.110043>. Acesso em: 01 set. 2025.

PEREIRA, H. D.; SOUZA, F. A. L.; SILVEIRA, J. A. G.; RIBEIRO, M. F. B. *et al.* Aspectos clínicos, epidemiológicos e diagnóstico da infecção por *Trypanosoma vivax* em rebanho bovino no estado do Maranhão. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 38, n. 5, p. 896–901, 2018. Disponível em: <https://doi.org/10.1590/1678-5150-PVB-5303>. Acesso em: 01 set. 2025.