

ASPECTOS DA HEMOPLASMOSE EM BÚFALOS - REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

Louise Krueger¹
Amanda Haisi¹
Alexander Welker Biondo²
Louise Nicolle Bach Kmetiuk³
Ivan Roque de Barros Filho²

RESUMO

Búfalos são animais rústicos que podem ser explorados para a produção de carne ou leite. Estes animais são susceptíveis a enfermidades que também acometem outras espécies de ruminantes, principalmente os bovinos. Entretanto, acredita-se que os bubalinos sejam mais resistentes a algumas doenças, mas ainda há poucos estudos epidemiológicos abrangendo doenças infecciosas como a hemoplasmose em búfalos. A hemoplasmose é causada por micoplasmas hemotrópicos ou hemoplasmas, que são bactérias gram-negativas causadoras de anemia hemolítica em hospedeiros imunocomprometidos. *Mycoplasma wenyonii* e 'Candidatus Mycoplasma haemobos' são as principais espécies de hemoplasmas que podem infectar búfalos. A transmissão da doença ocorre principalmente por meio de vetores artrópodes hematófagos ou por via iatrogênica. O diagnóstico de animais infectados é realizado por meio da Reação em Cadeia da Polimerase (PCR). Medidas de prevenção e controle são essenciais para o controle desta enfermidade nos rebanhos bubalinos.

Palavras-chave: búfalos; *Mycoplasma* spp., micoplasmas hemotrópicos; PCR.

ASPECTS OF HEMOPLASMOSIS IN BUFFALOES - LITERATURE REVIEW

ABSTRACT

Buffalo are rustic animals that can be exploited for meat or milk production. These animals are susceptible to diseases that also affect other species of ruminants, especially cattle. However, it is believed that buffalo are more resistant to some diseases, but there are still few epidemiological studies covering infectious diseases such as hemoplasmosis in buffaloes. Hemoplasmosis is caused by hemotropic mycoplasmas or hemoplasmas, which are gram-negative bacteria that cause hemolytic anemia in immunocompromised hosts. *Mycoplasma wenyonii* and 'Candidatus Mycoplasma haemobos' are the main hemoplasma species that can infect buffaloes. Transmission of the disease occurs mainly via hematophagous arthropod vectors or iatrogenically. The diagnosis of infected animals is made by Polymerase Chain Reaction (PCR). Prevention and control measures are essential for the control of this disease in buffalo herds.

Keywords: buffaloes; *Mycoplasma* spp., hemotropic mycoplasmas; PCR.

¹ Universidade Federal do Paraná - UFPR. *Correspondência: louisekrueger@hotmail.com

² Docentes da Universidade Federal do Paraná – UFPR. abiondo@ufpr.br

³ Instituto Carlos Chagas ICC/Fiocruz. louisebachk@gmail.com

ASPECTOS DE LA HEMOPLASMOSIS EN BÚFALOS - REVISIÓN DE LA LITERATURA

RESUMEN

Los búfalos son animales rústicos que pueden ser explotados para la producción de carne o leche. Estos animales son susceptibles de contraer enfermedades que también afectan a otras especies de rumiantes, especialmente al ganado vacuno. Sin embargo, se cree que los búfalos son más resistentes a algunas enfermedades, pero todavía hay pocos estudios epidemiológicos sobre enfermedades infecciosas como la hemoplasmosis en búfalos. La hemoplasmosis está causada por micoplasmas hemotrópicos o hemoplasmas, que son bacterias gram negativas que causan anemia hemolítica en huéspedes inmunodeprimidos. *Mycoplasma wenyonii* y '*Candidatus Mycoplasma haemobos*' son las principales especies de hemoplasma que pueden infectar a los búfalos. La transmisión de la enfermedad se produce principalmente a través de vectores artrópodos hematófagos o de forma iatrogénica. El diagnóstico de los animales infectados se realiza mediante la reacción en cadena de la polimerasa (PCR). Las medidas de prevención y control son esenciales para controlar esta enfermedad en los rebaños de búfalos. **Palabras clave:** búfalos; *Mycoplasma* spp., micoplasmas hemotrópicos; PCR.

INTRODUÇÃO

Os búfalos são considerados animais rústicos, utilizados para a produção de carne ou leite, que podem ser criados extensivamente de forma sustentável em locais pouco propícios para outras atividades pecuárias, como áreas alagadas (1). Diversos aspectos sobre a susceptibilidade dos bubalinos às doenças infecciosas, como a hemoplasmoze, ainda são desconhecidos.

A hemoplasmoze é causada por pequenas bactérias não cultiváveis, gram-negativas e pleomórficas, denominadas micoplasmas hemotrópicos (hemoplasmas) (2,3). Por serem parasitas da superfície dos eritrócitos podem causar deformidades e danos à célula e consequentemente levando à anemia hemolítica em hospedeiros susceptíveis (4,5). A infecção por hemoplasmas pode variar desde casos assintomáticos com persistência da bactéria no hospedeiro (4) até casos de anemia severa em espécies imunocomprometidas (6).

Os hemoplasmas foram reportados afetando animais de produção e de companhia no mundo todo (6,7). Apesar da maioria dos hemoplasmas possuir hospedeiros específicos (8) seu potencial zoonótico foi suportado por diversos relatos, incluindo pacientes imunocomprometidos (6,9,10), mas principalmente em indivíduos superexpostos (11), demonstrando seu potencial de causar prejuízos e preocupações a pecuária e saúde pública (7).

Pouco se sabe sobre a susceptibilidade dos bubalinos a várias doenças infecciosas, dentre elas a hemoplasmoze. Por este motivo, o objetivo deste trabalho é realizar uma revisão bibliográfica sobre a infecção dos bubalinos por micoplasmas hemotrópicos.

Aspectos da Hemoplasmoze em Búfalos

Originalmente os micoplasmas hemotrópicos eram classificados como *Haemobartonella* e *Eperythrozoon coccoides* e pertenciam a ordem *Rickettsiales* e família *Anaplasmataceae*, devido as características fenotípicas, biológicas e o fato da transmissão ocorrer por vetores artrópodos. Entretanto, foram reclassificados para a classe *Mollicutes*, família *Mycoplasmataceae*, gênero *Mycoplasma* spp., baseado em análises filogenéticas das sequências do gene 16S rRNA e características morfológicas, como ausência de parasitismo intracelular, parede celular e flagelo, assim como resistência à penicilina e susceptibilidade às

tetraciclinas (3). Além disso, por apresentarem similaridade com os micoplasmas causadores de pneumonias (2).

As mesmas espécies de hemoplasmas que acometem bovinos já foram identificadas parasitando também búfalos: *Mycoplasma wenyonii* (*M. wenyonii*) e ‘*Candidatus Mycoplasma haemobos*’ (‘*Ca. M. haemobos*’) (12-14). Ambas as espécies causam anemia hemolítica nestes ruminantes (15). Os dados da prevalência de infecção de búfalos por micoplasmas hemotrópicos ainda são relativamente escassos. A prevalência varia entre 15,4% em Moçambique (16) e 91,4% no Iraque (17), conforme consta na tabela 1. No Brasil há apenas um trabalho que pesquisou a prevalência da hemoplasmose em búfalos (13).

Tabela 1. Prevalência de hemoplasmose em bubalinos em diversos países de acordo com trabalhos encontrados na literatura. (-) Representa dados que não foram informados no respectivo trabalho. Fonte: autoria própria, 2021.

País	Prevalência total	<i>M. wenyonii</i>	‘ <i>Candidatus Mycoplasma haemobos</i> ’	Autores
Cuba	-	69,2%	38,5	Díaz-Sánchez et al. (18)
Filipinas	80%	80%	-	Ybañes et al. (19)
Filipinas	26,32%	-	-	Galon et al. (20)
Moçambique	15,4%	-	-	Gonçalves et al. (16)
Hungria	-	91,2%	73,3%	Hornok et al. (21)
Iraque	91,4%	91,4%	-	Sahey et al. (17)
China	32%	-	32%	Su et al. (12)
Brasil	34,8%	15,8%	5,9%	Santos et al. (13)

Os hemoplasmas se encontram aderidos aos eritrócitos, mas também podem ser encontrados livres no plasma sanguíneo de bubalinos e bovinos e ocasionalmente podem ser observados parasitando plaquetas. É possível encontrar mais de um micro-organismo parasitando cada eritrócito (3).

A infecção por hemoplasmas geralmente é assintomática em animais imunocompetentes até que ocorra um quadro de imunossupressão, como a ocorrência de uma doença concomitante, gestação, estresse por deficiência nutricional, esplenectomia ou coinfeções (2,22-24). Este último fator possui grande importância para os bovinos e bubalinos, devido as infecções associadas com *Anaplasma* sp., *Babesia* sp. ou *Theileria* sp. que podem levar ao agravamento da anemia hemolítica e piorar o quadro clínico do animal (3,25,26). Nestes casos, o efeito de um patógeno no organismo pode ser mascarado pelo efeito de outro patógeno, sendo difícil avaliar o potencial patogênico dos hemoplasmas (4,19).

Não há muitas informações disponíveis sobre a patogenicidade dos hemoplasmas em bovinos (27), assim como nas infecções em bubalinos. Em infecções experimentais ocorre um período pré-patente que dura de uma a três semanas, seguido de um período de aumento na parasitemia que pode durar de cinco a 10 dias e após este período o micro-organismo se torna menos frequente no sangue, tornando a infecção crônica (28).

Sabe-se que a parede celular da bactéria foi perdida durante o seu processo evolutivo (2). Desta maneira, os hemoplasmas são envoltos apenas por uma membrana que confere a capacidade de se aderir à superfície dos eritrócitos, entretanto sem a capacidade de invadir a célula (29). Em suínos foi proposto que a proteína MSG1, localizada na membrana do *M. suis*, está envolvida na adesão do patógeno aos eritrócitos (30). Em ovinos, a infecção com *M. ovis* demonstrou causar fragilidade nos glóbulos vermelhos de animais infectados comparados a animais negativos após diagnóstico por PCR (31).

Diversas estratégias estão envolvidas na sobrevivência dos hemoplasmas e possivelmente estão associadas a espécies específicas (2). O *M. haemofelis* possui uma enzima denominada peroxidase dismutase, que protege o *M. haemofelis* de danos causados por oxidantes (32). Já no *M. suis* identificou-se uma enzima denominada O-sialoglicoproteína dopeptidase, que está relacionada à lise de eritrócitos (33).

Diferente das outras espécies do gênero *Mycoplasma* spp., os hemoplasmas dependem do hospedeiro para sobreviver a partir dos seus aminoácidos, ácidos graxos, colesterol e vitaminas. Desta forma, os micoplasmas hemotrópicos não sobrevivem em meios de cultivo pela sua inabilidade de multiplicar o complexo nutricional provido pelo hospedeiro (2).

O ciclo de transmissão dos hemoplasmas ainda não está completamente elucidado (34), entretanto sugere-se que os vetores artrópodes, a transmissão vertical e a iatrogênica estão envolvidas na epidemiologia da hemoplasmose (3,35-37). No Brasil, devido ao clima favorável a presença de artrópodes hematófagos, pode-se sugerir que os animais de produção, como bovinos e bubalinos, estejam mais susceptíveis a infecção por doenças transmitidas por vetores (13), incluindo os hemoplasmas.

A infecção natural pode ocorrer potencialmente por meio de vetores artrópodes hematófagos (35), tais como carrapatos, piolhos moscas e mosquitos (22,36,38,39). Pressupõe-se que bovinos e bubalinos criados a pasto tem maior exposição a artrópodes hematófagos que podem transmitir hemoplasmas (40).

Embora a pele dos búfalos seja mais espessa que a dos bovinos (18), a infestação destes por carrapatos é frequente e sabe-se que estes ectoparasitas conseguem completar seu ciclo em búfalos *Bubalus bubalis* (41). O principal carrapato encontrado em bubalinos no Brasil, assim como nos bovinos, é o carrapato *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (1,18,19).

A transmissão natural de *M. wenyonii* pelos carrapatos das espécies *Dermatocentor andersoni* (3), *R. microplus* e *Haemaphysalis bispinosa* já foi demonstrada na Malásia (42). Em especial, a espécie *R. microplus* demonstrou que a transmissão transovariana e transestadial de 'Ca. *M. haemobos*' poderia ocorrer naturalmente (43). Além disso, Shi et al. (44) verificaram que 48% dos carrapatos encontrados em campos/gramíneas onde ovinos infectados pastejavam estavam infectados com 'Ca. *M. haemobos*'. Estas evidências sugerem que esta espécie de carrapato pode ser reservatório para esta espécie de hemoplasma.

Além dos carrapatos como vetores hematófagos, Song et al. (38) detectaram *M. wenyonii* em piolhos, moscas e mosquitos, indicando que estes também podem servir como vetores mecânicos do agente. No entanto não se sabe se o micro-organismo se propaga nestes vetores. A mosca do chifre (*Haematobia irritans*), a mosca do estábulo (*Stomoxys calcitrans*) e duas espécies de moscas de cavalos (*Tabanus bovinus* e *T. bromius*) também foram identificadas como potenciais vetores de *M. wenyonii* e 'Ca. *M. haemobos*' (45). Hofmann-Lehmann et al. (25) verificaram ainda a presença destes micro-organismos na mosca doméstica (*Musca domestica*) e no piolho (*Haematopinus eurysternus*). Embora não se tenha confirmação de que o piolho *Haematopinus tuberculatus*, comumente encontrado em búfalos, possa transmitir a hemoplasmose, sugere-se que possa ser um potencial vetor do agente em ruminantes (16).

A transmissão por via iatrogênica ocorre por meio de injeções parenterais com reutilização de agulhas e instrumentos cirúrgicos contaminados com sangue de animais infectados (3), assim como por meio de transfusão sanguínea (2).

A transmissão vertical da mãe para o feto foi reportada em bovinos por meio da transmissão transplacentária, em que aparentemente os fetos podem ser infectados por hemoplasmas em qualquer estágio gestacional (38). Alsaad et al. (46) relataram que bezerros nascidos de vacas infectadas também apresentaram o patógeno no sangue. Deste modo, a transmissão transplacentária possui potencial de resultar em aborto ou nascimento de neonatos portadores de hemoplasmose (46).

Willi et al. (35) descreveram a transmissão *M. haemofelis* por meio da saliva em camundongos e gatos infectados. Deste modo, outra hipótese de transmissão que poderia ser estudada é a transmissão por mordedura de morcego, uma vez que nos últimos anos esses quirópteros vêm recebendo cada vez mais atenção como reservatórios de patógenos correlacionados às zoonoses emergentes (47). Análises metagenômicas demonstraram a presença de hemoplasmas na saliva de morcegos hematófagos, sugerindo a possibilidade de transmissão direta por mordeduras (48). Ainda não há relatos de morcegos contaminados com as espécies de micoplasmas que parasitam bubalinos e bovinos, apenas um caso na Espanha envolvendo uma espécie de morcego insetívoro, morcego-de-peluche (*Miniopterus schreibersii*) com detecção de ‘*Candidatus M. haemohominis*’, um hemoplasma que infecta seres humanos (22). No entanto, esta possibilidade de rota de infecção é passível e interessante de ser estudada, no caso de bubalinos e bovinos.

É importante ressaltar que de acordo com estudos apresentados até o momento, a maioria das espécies de *Mycoplasma* spp., incluindo os hemoplasmas, parecem ter hospedeiros específicos (8). Esta observação parece ser resultante da interação entre hospedeiro e patógeno durante a sua evolução. Contudo, já foram relatados casos de zoonoses e transmissão interespecíficas (6,11,49).

A infecção por micoplasmas hemotrópicos geralmente é crônica, cursa de forma subclínica (23) e raramente é fulminante em hospedeiros saudáveis (2). A bactéria pode permanecer por anos de forma assintomática no hospedeiro (3). A gravidade clínica e duração da anemia variam entre os hospedeiros e pode durar de um a dois meses ou mais (17). O quadro clínico causado pela hemoplasmose nos mamíferos é inespecífico e cursa com anemia, fraqueza, apatia e morte, principalmente em animais imunossuprimidos (29).

Os sinais clínicos apresentados por bubalinos com hemoplasmose ainda são pouco conhecidos (13). Sahey et al. (17) relatam em seu trabalho que os búfalos infectados por *M. wenyonii* demonstraram sinais clínicos como dispneia e taquipneia, mucosas pálidas e anemia, aumento do tempo de preenchimento capilar (TPC), aumento de volume dos linfonodos superficiais, hipertermia, taquicardia e taquipneia.

Em bovinos o quadro clínico agudo ou sintomático da hemoplasmose é semelhante, mas pode incluir também anorexia, desidratação, perda de peso, queda na produção de leite, infertilidade, edema e pelame opaco e áspero (12,15,26,29,34,35,50). Em bovinos leiteiros o quadro clínico pode cursar com edema de tetos e porções distais dos membros pélvicos (51). Montes et al. (52) reportaram a infecção crônica em um touro da raça Charolês, que apresentou edema escrotal e nos membros posteriores, mas com presença muito baixa de parasitos no esfregaço de sangue periférico.

No entanto, Díaz-Sánchez et al. (18) relatam que os búfalos testados em seu estudo não apresentaram sinais clínicos, embora a prevalência de hemoplasmose nos bubalinos testados no estudo em Cuba foi 69,2% dos animais infectados por *M. wenyonii* e 38,5% infectados por ‘*Ca. M. hameobos*’. Isto pode ocorrer assim como nos bovinos, pois quando o quadro da doença é crônico, geralmente assintomático, onde os sinais clínicos surgem apenas em caso de imunossupressão (2,26,51).

A anemia e conseqüentemente presença de mucosas pálidas pode ocorrer pela diminuição na concentração das células vermelhas do sangue e pela eliminação dos eritrócitos parasitados pelas bactérias pelo sistema mononuclear fagocitário (17,27). Causas de anemia podem ser consideradas como diagnóstico diferencial para hemoplasmose. Outras doenças parasitárias que causam anemia hemolítica como a anaplasmose, babesiose e leptospirose também podem ser consideradas potencialmente no diagnóstico diferencial (53).

A icterícia ocorre pelo aumento da bilirrubina circulante no sangue em conseqüência à anemia hemolítica (17). O aumento de temperatura corporal, taquicardia e taquipneia refletem a fase aguda da doença (29). A dificuldade respiratória e taquipneia podem ser

reflexo da hipóxia causada pela anemia, uma vez que a diminuição da contagem de eritrócitos e da concentração de hemoglobina afeta a oxigenação eficiente dos tecidos corporais (31). O aumento do TPC ocorre em decorrência de problemas tais como a desidratação, anemia, choque, doenças perivasculares e hipotermia, uma vez que o teste reflete a quantidade de sangue que chega aos tecidos (50).

O potencial abortivo da infecção por hemoplasmose em bovinos ainda não foi esclarecido (38). Entretanto, infecções subclínicas com hemoplasmas foram associadas com diminuição da eficiência reprodutiva em suínos, incluindo atraso no estro, morte embrionária precoce e abortos no terço final da gestação (54). Em bovinos não há relatos de abortamentos causados por hemoplasmose, mas observou-se que bezerros nascidos de mães infectadas nascem infectados e com peso significativamente menor que bezerros nascidos de vacas sadias (26,46). Os bezerros nascidos infectados com *M. wenyonii* se apresentavam ofegantes, em decúbito lateral sem capacidade de se manter em posição quadrupedal, com presença de hemorragias petequiais na esclera e membranas conjuntivais, mucosas pálidas ou ictericas, manchas de hemorragias na pele, aumento de tamanho nos linfonodos superficiais e hemoglobinúria em alguns casos. Além disso, durante o exame físico destes bezerros eles ainda se demonstraram febris, taquicárdicos e taquipnéicos e com aumento significativo no TPC quando comparado com bezerros saudáveis (46).

O diagnóstico da hemoplasmose pode ser realizado pela Reação em Cadeira da Polimerase (PCR), pois esta técnica apresenta alta sensibilidade e especificidade, mesmo em situações onde o patógeno está presente em pequenas concentrações, como ocorre nos quadros crônicos (55,56). O gene 16S rRNA é amplamente utilizado como alvo, pois permite a detecção e identificação de diferentes espécies de hemoplasmas (2,18).

Outro método diagnóstico tradicionalmente utilizado é o esfregaço sanguíneo, onde os hemoplasmas podem ser visualizados na superfície de eritrócitos (2). Neste método se utiliza a coloração Romanowsky, no qual a bactéria é observada em formato circular, bastão ou cocos (29). A bactéria gram-negativa pode ser encontrada parasitando a superfície de eritrócitos individualmente, em pares ou em cadeias e pode raramente ser encontrada no plasma (2). Entretanto o método de diagnóstico por esfregaço possui baixa sensibilidade e especificidade, pois o organismo é facilmente confundido com os corpúsculos de Howell-Jolly, debris ou artefatos celulares. Além disso, em casos de infecção crônica por hemoplasmas a carga bacteriana é muito baixa, sendo quase impossível a detecção pelo esfregaço sanguíneo (57).

O tratamento para hemoplasmose é controverso, mas quando necessário, é indicado o uso da tetraciclina, macrolídeos ou fluoroquinolonas (29,58). Antibióticos que agem sobre a parede celular bacteriana, como as penicilinas e cefalosporinas, são ineficazes no tratamento de hemoplasmose, uma vez que os micoplasmas hemotrópicos não possuem parede celular (58). A utilização de tetraciclina foi reportada em bovinos com relatos de melhora dos sinais clínicos em curto prazo, mas é improvável que o tratamento encurte a duração da doença (28,52). Em bovinos há relato de tratamentos com melhora de quadro clínico utilizando a oxitetraciclina por três dias (10 mg/kg intramuscular, Engemycin® 10%) em animal coinfectado por *M. wenyonii* e '*Ca. M. haemobos*' (59). Outro relato utilizando do mesmo fármaco descreve melhora clínica de uma vaca nas primeiras duas semanas pós-tratamento, e após piora do quadro novamente, optou-se pela eutanásia do animal (53). Genova et al. (28) descrevem um caso de uma vaca da raça Aberdeen angus com sinais clínicos de hemoplasmose e pneumonia, no qual utilizaram tratamento com oxitetraciclina (20 mg/kg PV, via subcutânea, por três dias) associado com flunixin meglumine (1,1 mg/kg intravenoso) como antipirético e anti-inflamatório, uma vez que o animal apresentava edema de membros pélvicos.

Em trabalho realizado por Yan et al. (60) relataram que o uso de dipropionato de imidocarb (1 mg/kg) diluído em 6,5 mL de solução fisiológica salina injetada em diversos pontos de acupuntura em vacas contaminadas com *M. wenyonii* foi efetivo, assim como a injeção de dipropionato de imidocarb (3mg/kg) intramuscular.

Messick (2) afirmou ainda que animais infectados com hemoplasmas mesmo que tratados com antibióticos podem permanecer portadores da doença crônica após o quadro agudo. Isso ocorre, pois o antibiótico, principalmente do grupo das tetraciclina, pode suprimir o microrganismo, mas não eliminá-lo completamente (32). Terapias de suporte podem ser necessárias, como a transfusão sanguínea em casos de anemia severa (29).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Conclui-se que bubalinos também podem ser acometidos pela hemoplasmose, e até o presente momento, os relatos indicam que podem ser infectados pelos mesmos agentes que infectam bovinos: *M. wenyonii* e ‘*Ca. M. haemobos*’. Embora na maioria das vezes os animais infectados sejam assintomáticos, o quadro clínico agudo da enfermidade em bubalinos é semelhante ao de bovinos. Para evitar a disseminação da enfermidade nos rebanhos bubalinos deve-se focar nas medidas de prevenção da doença, principalmente no controle de ectoparasitas e da transmissão iatrogênica.

REFERÊNCIAS

1. Damé MCF. Sanidade de bubalinos no extremo sul do Brasil [Internet]. Pelotas: Embrapa Clima Temperado; 2019 [citado 17 Jun 2020]. Disponível em: <https://www.embrapa.br/busca-de-publicacoes/-/publicacao/1107454/sanidade-de-bubalinos-no-extremo-sul-do-brasil>
2. Messick JB. Hemotrophic mycoplasmas (hemoplasmas): a review and new insights into pathogenic potential. *Vet Clin Pathol.* 2004;33:2-13. doi: 10.1111/j.1939-165x.2004.tb00342.x.
3. Neimark H, Johansson K-E, Rikihisa Y, Tully JG. Proposal to transfer some members of the genera *Haemobartonella* and *Eperythrozoon* to the genus *Mycoplasma* with descriptions of ‘*Candidatus Mycoplasma haemofelis*’, ‘*Candidatus Mycoplasma haemomuris*’, ‘*Candidatus Mycoplasma haemosuis*’ and ‘*Candidatus Mycoplasma wenyonii*’. *Int J Syst Evol Microbiol.* 2001;51:891-9. doi: 10.1099/00207713-51-3-891.
4. Meli ML, Willi B, Dreher UM, Cattori V, Knubben-Schweizer G, Nuss K, et al. Identification, molecular characterization, and occurrence of two bovine hemoplasma species in Swiss cattle and development of real-time TaqMan quantitative PCR assays for diagnosis of bovine hemoplasma infections. *J Clin Microbiol.* 2010;48:3563-8. doi: 10.1128/JCM.02224-09.
5. Hoelzle K, Hofmann-Lehmann R, Hoelzle LE. ‘*Candidatus Mycoplasma haemobos*’, a new bovine haemotrophic *Mycoplasma* species? *Vet Microbiol.* 2010;144:525-6. doi: 10.1016/j.vetmic.2010.04.023.
6. Sykes JE, Lindsay LL, Maggi RG, Breitschwerdt EB. Human coinfection with *Bartonella henselae* and two hemotropic mycoplasma variants resembling *Mycoplasma ovis*. *J Clin Microbiol.* 2010;48:3782-5. doi: 10.1128/JCM.01029-10.

7. Wang X, Cui Y, Zhang Y, Shi K, Yan Y, Jian F, et al. Molecular characterization of hemotropic mycoplasmas (*Mycoplasma ovis* and ‘Candidatus *Mycoplasma haemovis*’) in sheep and goats in China. *BMC Vet Res*. 2017;13:1-8. doi: 10.1186/s12917-017-1062-z.
8. Pitcher D, Nicholas R. *Mycoplasma* host specificity: fact or fiction? *Vet J*. 2005;170:300-6. doi: 10.1016/j.tvjl.2004.08.011.
9. Yuan CL, Liang AB, Yao CB, Yang ZB, Zhu JG, Cui L, et al. Prevalence of *Mycoplasma suis* (*Eperythrozoon suis*) infection in swine and swine-farm workers in Shanghai, China. *Am J Vet Res*. 2009;70:890-4. doi: <https://doi.org/10.2460/ajvr.70.7.890>.
10. Maggi RG, Compton SM, Trull CL, Mascarelli PE, Robert Mozayeni B, Breitschwerdt EB. Infection with hemotropic *Mycoplasma* species in patients with or without extensive arthropod or animal contact. *J Clin Microbiol*. 2013;51:3237-41. doi: <https://doi.org/10.1128/JCM.01125-13>.
11. Santos AP, Santos RP, Biondo AW, Dora JM, Goldani LZ, Oliveira ST, et al. Hemoplasma infection in HIV-positive patient, Brazil. *Emerg Infect Dis*. 2008;14:1922-4. doi: <https://doi.org/10.3201/eid1412.080964>.
12. Su QL, Song HQ, Lin RQ, Yuan ZG, Yang JF, Zhao GH, et al. The detection of ‘Candidatus *Mycoplasma haemobos*’ in cattle and buffalo in China. *Trop Anim Health Prod*. 2010;42:1805-8. doi: 10.1007/s11250-010-9640-0.
13. Santos NJR, Brito DRB, Abate HL, Paixão SF, Soares EDS, Vieira TSWJ, et al. Hemotropic mycoplasmas infection in water buffaloes (*Bubalus bubalis*) from northeastern Brazil. *Comp Immunol Microbiol Infect Dis*. 2018;56:27-9. doi: <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2017.12.003>.
14. Tagawa M, Matsumoto K, Inokuma H. Molecular detection of *Mycoplasma wenyonii* and ‘Candidatus *Mycoplasma haemobos*’ in cattle in Hokkaido, Japan. *Vet Microbiol*. 2008;132:177-80. doi: 10.1016/j.vetmic.2008.05.006.
15. Fujihara Y, Sasaoka F, Suzuki J, Watanabe Y, Fujihara M, Ooshita K, et al. Prevalence of hemoplasma infection among cattle in the western part of Japan. *J Vet Med Sci*. 2011;73:1653-5. doi: 10.1292/jvms.11-0269.
16. Gonçalves LR, Teixeira MMG, Rodrigues AC, Mendes NS, Matos CA, Pereira CL, et al. Molecular detection of *Bartonella* species and haemoplasmas in wild African buffalo (*Syncerus caffer*) in Mozambique, Africa. *Parasitol Open*. 2018;4:1-8. doi: <https://doi.org/10.1017/pao.2018.10>.
17. Sahey DR, Hussein HA, Alsaad KM. *Mycoplasma wenyonii* infection in Buffaloes of Basrah Governorate, Basrah, Iraq. Clinical, hematological and diagnostic studies [Internet]. In: Proceedings of 17th Scientific Congress of Faculty of Veterinary Medicine; 2016; Assiut, Egypt. Assiut: Assiut University Egypt; 2016 [citado 5 Abr 2020]. p. 1-8. Disponível em: http://www.aun.edu.eg/journal_files/542_J_8729.pdf
18. Díaz-Sánchez AA, Corona-González B, Meli ML, Álvarez DO, Cañizares EV, Rodríguez OF, et al. First molecular evidence of bovine hemoplasma species (*Mycoplasma* spp.) in water buffalo and dairy cattle herds in Cuba. *Parasit Vectors*. 2019;12:1-9. doi: 10.1186/s13071-019-3325-y.

19. Ybañez AP, Mingala CN, Ybañez RHD. First molecular detection of *Mycoplasma wenyonii* and the ectoparasite biodiversity in dairy water buffalo and cattle in Bohol, Philippines. *Parasitol Int.* 2019;70:77-81. doi: 10.1016/j.parint.2017.11.009.
20. Galon EMS, Ybañez RHD, Adjou Moumoni PF, Tumwebaze MA, Fabon RJA, Callanta MRR, et al. Molecular survey of tick-borne pathogens infecting backyard cattle and water buffaloes in Quezon province, Philippines. *J Vet Med Sci.* 2020;82:886-90. doi: 10.1292/jvms.19-0636.
21. Hornok S, Sugár L, Fernández de Mera IG, De la Fuente J, Horváth G, Kovács T, et al. Tick- and fly-borne bacteria in ungulates: the prevalence of *Anaplasma phagocytophilum*, haemoplasmas and rickettsiae in water buffalo and deer species in Central Europe, Hungary. *BMC Vet Res.* 2018;14:98. doi: <https://doi.org/10.1186/s12917-018-1403-6>.
22. Santos LC, Vidotto O, Santos NJR, Ribeiro J, Pellizzaro M, Santos AP, et al. Hemotropic mycoplasmas (hemoplasmas) in free-ranging bats from Southern Brazil. *Comp Immunol Microbiol Infect Dis.* 2020;69:101416. doi: <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2020.101416>.
23. Sharifiyazdi H, Hasiri MA, Amini AH. Intravascular hemolysis associated with *Candidatus Mycoplasma hematoparvum* in a nonsplenectomized dog in the south region of Iran. *Vet Res Forum [Internet].* 2014 [citado 13 Abr 2021];5:243-6. Disponível em: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4279639/>
24. Koneval M, Miterpáková M, Hurníková Z, Blánarová L, Víchová B. Neglected intravascular pathogens, *Babesia vulpes* and haemotropic *Mycoplasma* spp. in European red fox (*Vulpes vulpes*) population. *Vet Parasitol.* 2017;243:176-82. doi: <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2017.06.029>.
25. Hofmann-Lehmann R, Meli ML, Dreher UM, Gönczi E, Deplazes P, Braun U, et al. Concurrent infections with vector-borne pathogens associated with fatal hemolytic anemia in a cattle herd in Switzerland. *J Clin Microbiol.* 2004;42:3775-80. doi: 10.1128/JCM.42.8.3775-3780.2004.
26. Tagawa M, Yamakawa K, Aoki T, Matsumoto K, Ishii M, Inokuma H. Effect of chronic hemoplasma infection on cattle productivity. *J Vet Med Sci.* 2013;75:1271-5. doi: 10.1292/jvms.13-0119.
27. Tagawa M, Matsumoto K, Yokoyama N, Inokuma H. Comparison of the effect of two hemoplasma species on hematological parameters in cattle. *J Vet Med Sci.* 2010;72:113-5. doi: 10.1292/jvms.09-0304.
28. Genova SG, Streeter RN, Velguth KE, Snider TA, Kocan KM, Simpson KM. Severe anemia associated with *Mycoplasma wenyonii* infection in a mature cow. *Can Vet J [Internet].* 2011 [citado 28 Mar 2021];52:1018-21. Disponível em: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC3157061/>
29. Fard RMN, Vahedi SM, Mohammadkhan F. Haemotropic *Mycoplasmas* (Haemoplasmas): a review. *Int J Adv Biol Biom Res [Internet].* 2014 [citado 4 Mai 2020];2:1484-503. Disponível em: http://www.ijabbr.com/article_7347.html

30. Hoelzle LE, Hoelzle K, Helbling M, Aupperle H, Schoon HA, Ritzmann M, et al. MSG1, a surface-localised protein of *Mycoplasma suis* is involved in the adhesion to erythrocytes. *Microbes Infect.* 2007;9:466-74. doi: <https://doi.org/10.1016/j.micinf.2007.01.004>.
31. Hampel JA, Spath SN, Bergin IL, Lim A, Bolin SR, Dyson MC. Prevalence and diagnosis of hemotrophic mycoplasma infection in research sheep and its effects on hematology variables and erythrocyte membrane fragility. *Comp Med [Internet]*. 2014 [citado 4 Abr 2021];64:478-85. Disponível em: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC4275084/>
32. Berent LM, Messick JB. Physical map and genome sequencing survey of *Mycoplasma haemofelis* (*Haemobartonella felis*). *Infect Immun.* 2003;71:3657-62. doi: 10.1128/IAI.71.6.3657-3662.2003.
33. Guimaraes AMS, Santos AP, SanMiguel P, Walter T, Timenetsky J, Messick JB. Complete genome sequence of *Mycoplasma suis* and insights into its biology and adaptation to an erythrocyte niche. *PLoS One.* 2011;6:e19574. doi: 10.1371/journal.pone.0019574.
34. Witter R, Melo ALT, Pacheco TA, Meneguzzi M, Boas RV, Dutra V, et al. Prevalence of *Candidatus Mycoplasma haemobos* detected by PCR, in dairy cattle from Ji-Paraná in the north region of Brazil. *Cienc Rural.* 2017;47:1-6. doi: <http://dx.doi.org/10.1590/0103-8478cr20160805>.
35. Willi B, Boretti FS, Tasker S, Meli ML, Wengi N, Reusch CE, et al. From *Haemobartonella* to hemoplasma: molecular methods provide new insights. *Vet Microbiol.* 2007;125:197-209. doi: 10.1016/j.vetmic.2007.06.027.
36. Hornok S, Meli ML, Perreten A, Farkas R, Willi B, Beugnet F, et al. Molecular investigation of hard ticks (Acari: Ixodidae) and fleas (Siphonaptera: Pulicidae) as potential vectors of rickettsial and mycoplasmal agents. *Vet Microbiol.* 2010;140:98-104. doi: 10.1016/j.vetmic.2009.07.013.
37. Girotto-Soares A, Soares JF, Bogado ALG, Macedo CAB, Sandeski LM, Garcia JL, et al. 'Candidatus *Mycoplasma haemobos*': transplacental transmission in dairy cows (*Bos taurus*). *Vet Microbiol.* 2016;195:22-4. doi: 10.1016/j.vetmic.2016.08.020.
38. Song Q, Wang L, Fang R, Kahn MK, Zhou Y, Zhao J. Detection of *Mycoplasma wenyonii* in cattle and transmission vectors by the loop-mediated isothermal amplification (LAMP) assay. *Trop Anim Health Prod.* 2013;45:247-50. doi: 10.1007/s11250-012-0197-y.
39. Mello VVC, Ramos IAS, Herrera HM, Mendes NS, Calchi AC, Campos JBV, et al. Occurrence and genetic diversity of hemoplasmas in beef cattle from the Brazilian Pantanal, an endemic area for bovine trypanosomiasis in South America. *Comp Immunol Microbiol Infect Dis.* 2019;66:1-10. doi: <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2019.101337>.
40. Tagawa M, Ybañez AP, Matsumoto K, Yokoyama N, Inokuma H. Prevalence and risk factor analysis of bovine hemoplasma infection by direct PCR in eastern Hokkaido, Japan. *J Vet Med Sci.* 2012;74:1171-6. doi: 10.1292/jvms.12-0118.

41. Benitez D, Cetrá B, Florin-Christensen M. *Rhipicephalus (Boophilus) Microplus* ticks can complete their life cycle on the water buffalo (*Bubalus bubalis*). J Buffalo Sci. 2012;1:193-7. doi: <http://dx.doi.org/10.6000/1927-520X.2012.01.02.11>.
42. Mohd-Hasan LI, Kho KL, Koh FX, Hassan Nizam QN, Tay ST . Molecular evidence of hemoplasmas in Malaysian cattle and ticks. Trop Biomed [Internet]. 2017 [citado 27 Out 2021];34:668-74. Disponível em: <https://msptm.org/files/Vol34No3/668-674-Tay-ST.pdf>
43. Shi H, Duan L, Liu F, Hu Y, Shi Z, Chen X, et al. *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* ticks as reservoir and vector of ‘Candidatus Mycoplasma haemobos’ in China. Vet Parasitol. 2019;274:1-5. doi: <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2019.108929>.
44. Shi H, Hu Y, Leng C, Shi H, Jiao Z, Chen X, et al. Molecular investigation of ‘Candidatus Mycoplasma haemobos’ in goats and sheep in central China. Transbound Emerg Dis. 2019;66:22-7. doi: 10.1111/tbed.13021.
45. Hornok S, Micsutka A, Meli ML, Lutz H, Hofmann-Lehmann R. Molecular investigation of transplacental and vector-borne transmission of bovine haemoplasmas. Vet Microbiol. 2011;152:411-4. doi: <http://dx.doi.org/10.1016/j.vetmic.2011.04.031>.
46. Alsaad KM, Lafta MH, Jarad A, Ali DH. Acute hemotropic mycoplasmosis of newborn calves In Basrah, Iraq. IOSR J Agric Vet Sci. 2018;11:28-33. doi: 10.9790/2380-1104012833.
47. Gonçalves F, Galetti M, Streicker DG. Periodic monitoring of vampire bats and rabies: a new framework for animal restoration projects in the Neotropics. Perspect Ecol Conserv. 2021;19:37-42. doi:10.32942/osf.io/53hda.
48. Volokhov DV, Becker DJ, Bergner LM, Camus MS, Orton RJ, Chizhikov VE, et al. Novel hemotropic mycoplasmas are widespread and genetically diverse in vampire bats. Epidemiol Infect. 2017;145:3154-67. doi: <https://doi.org/10.1017/S095026881700231X>.
49. Kalantari M, Sharifiyazdi H, Ghane M, Nazifi S. The occurrence of hemotropic *Mycoplasma ovis*-like species in horses. Prev Vet Med. 2020;175:104877. doi: <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2019.104877>.
50. Hoelzle K, Winkler M, Kramer MM, Wittenbrink MM, Dieckmann SM, Hoelzle LE. Detection of Candidatus Mycoplasma haemobos in cattle with anaemia. Vet J. 2011;187:408-10. doi: 10.1016/j.tvjl.2010.01.016.
51. Smith JA, Thrall MA, Smith JL, Salman MD, Ching SV, Collins JK. *Eperythrozoon wenyonii* infection in dairy cattle. J Am Vet Med Assoc [Internet]. 1990 [citado 28 Mar 2021];196:1244-50. Disponível em: <https://www.cabdirect.org/cabdirect/abstract/19902206665>
52. Montes AJ, Wolfe DF, Welles EG, Tyler JW, Tepe E. Infertility associated with *Eperythrozoon wenyonii* infection in a bull. J Am Vet Med Assoc [Internet]. 1994 [citado 27 Out 2021];204:261-3. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/8144388/>
53. Gladden N, Haining H, Henderson L, Marchesi F, Graham L, McDonald M, et al. A case report of *Mycoplasma wenyonii* associated immune-mediated haemolytic anaemia in a dairy cow. Ir Vet J. 2016;69:1-8. doi: 10.1186/s13620-016-0061-x.

54. Wu J, Yu J, Song C, Sun S, Wang Z. Porcine eperythrozoonosis in China. *Ann N Y Acad Sci.* 2006;1081:280-5. doi: <https://doi.org/10.1196/annals.1373.038>.
55. Wang J, Zhu Y, Qin J, Wang J, Zhang F, Zhao Y. Detection of *Eperythrozoon wenyonii* by PCR assay. *Front Agric China.* 2009; 3:100-3. doi: 10.1007/s11703-009-0014-1.
56. Watanabe M, Hisasue M, Souma T, Ohshiro S, Yamada T, Tsuchiya R. Molecular detection of *Mycoplasma haemofelis* and ‘*Candidatus Mycoplasma haemominutum*’ Infection in cats by direct PCR using whole blood without DNA extraction. *J Vet Med Sci.* 2008;70:1095-9. doi: 10.1292/jvms.70.1095.
57. Ritzmann M, Grimm J, Heinritzi K, Hoelzle K, Hoelzle LE. Prevalence of *Mycoplasma suis* in slaughter pigs, with correlation of PCR results to hematological findings. *Vet Microbiol.* 2009;133:84-91. doi:10.1016/j.vetmic.2008.06.015.
58. Strugnell B, McAuliffe L. *Mycoplasma wenyonii* infection in cattle. *In Pract.* 2012;34:146-54. doi: 10.1136/inp.e1550.
59. [Baggenstos R](#), [Wenzinger B](#), [Meli ML](#), [Hofmann-Lehmann R](#), [Knubben-Schweizer G](#). Hämoplasmeninfektion bei einer Milchkuh. *Tierärztl Prax.* 2012;40:397-400. doi: 10.5167/uzh-69252.
60. Yan Z, Liu J, Chen T, Cheng Z, Guo H, Wang Z, et al. Treatment of *Mycoplasma wenyonii* infection in cows with imidocarb dipropionate injection-acupuncture. *J Acupunct Meridian Stud.* 2008;1:143-8. doi: 10.1016/S2005-2901(09)60035-2.

Recebido em: 10/02/2022

Aceito em: 30/05/2022