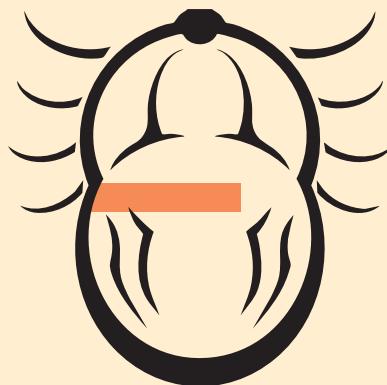


CARRAPATOS

Bioma Cerrado

RENATO ANDREOTTI
MARCOS VALÉRIO GARCIA

EDITORES TÉCNICOS



Embrapa

CARRAPATOS

Bioma Cerrado

*Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária
Embrapa Gado de Corte
Ministério da Agricultura e Pecuária*

CARRAPATOS

Bioma Cerrado

**RENATO ANDREOTTI
MARCOS VALÉRIO GARCIA**

Editores técnicos



*Embrapa
Brasília, DF
2025*

Exemplares desta publicação podem ser adquiridos na:

Embrapa Gado de Corte

Av. Rádio Maia, 830, Zona Rural, Campo Grande, MS,
79106-550, Campo Grande, MS

Fone: (67) 3368 2000

www.embrapa.br

www.embrapa.br/fale-conosco/sac

Unidade responsável pelo conteúdo e pela edição

Embrapa Gado de Corte

Comitê Local de Publicações da Embrapa Gado de Corte

Presidente: Karem Guimarães Xavier Meireles

Secretário-executivo: Rodrigo Carvalho Alva

Membros: Alexandre Romeiro de Araújo; Davi José Bungenstab; Fabiane Siqueira; Gilberto Romeiro de Oliveira; Menezes; Luiz Orcício Fialho de Oliveira; Marcelo Castro Pereira; Mariane de Mendonça Vilela; Marta Pereira da Silva; Mateus Figueiredo Santos; Vanessa Felipe de Souza

Edição executiva: Rodrigo Carvalho Alva

Revisão de texto: Rodrigo Carvalho Alva

Normalização bibliográfica: Editores técnicos

Projeto gráfico: Luciana Duailibe

Diagramação: Luciana Duailibe

Ilustração da capa: Ricardo Alexandre e Silva Cavalheiro

1ª edição

1ª impressão (2025): 500 exemplares

Esta obra será distribuída

Todos os direitos reservados.

A reprodução não autorizada desta publicação, no todo ou em parte, constitui violação dos direitos autorais (Lei no 9.610).

Direitos Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)

Embrapa Gado de Corte

Carrapatos : bioma cerrados / Renato Andreotti, Marcos Valério Garcia,
editores técnicos. - Brasília, DF : Embrapa, 2025.
384 p. : il. color.

ISBN 978-65-5467-085-2

1. Acaricida. 2. Boophilus microplus. 3. Carrapto. 4. Gado de corte. 5.
Parasito de animal. 6. Tristeza parasitária. 7. Vacina. I. Andreotti, Renato.
II. Garcia, Marcos Valério.. III. Embrapa Gado de Corte.

CDD 595.429 (23. ed.)

EDITORES TÉCNICOS



RENATO ANDREOTTI

MÉDICO-VETERINÁRIO, DOUTOR EM BIOLOGIA MOLECULAR, PÓS-DOUTORADO NA ARS/ USDA, KERRVILLE, TEXAS NOS ESTADOS UNIDOS, PESQUISADOR DA EMBRAPA GADO DE CORTE, CAMPO GRANDE, MS.



MARCOS VALÉRIO GARCIA

BIÓLOGO, DOUTOR EM MICROBIOLOGIA AGROPECUÁRIA PELA UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA, (UNESP), JABOTICABAL, SP. BOLSISTA DE DESENVOLVIMENTO CIENTÍFICO REGIONAL DO CNPQ/ FUNDECT/ EMBRAPA, CAMPO GRANDE, MS.



AUTORES

ADRIANE SUZIN >>>>>>>>> BIÓLOGA, DOUTORA EM ECOLOGIA E CONSERVAÇÃO DE RECURSOS NATURAIS PELA UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA (UFU). PÓS DOUTORANDA EM CIÊNCIAS VETERINARIAS PELA UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA (UFU), UBERLÂNDIA, MG.

ANA CAROLINA PRADO SOUSA >>>>> ENFERMEIRA, DOUTORA EM IMUNOLOGIA E PARASITOLOGIA APLICADAS PELA UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA (UFU). PÓS DOUTORANDA EM CIÊNCIAS VETERINARIAS PELA UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA (UFU), UBERLÂNDIA, MG.

ANDRÉ DE ABREU RANGEL AGUIRRE>>>>> MÉDICO-VETERINÁRIO, DOUTOR EM DOENÇAS INFECIOSAS E PARASITÁRIAS PELA UNIVERSIDADE FEDERAL DE MATO GROSSO DO SUL (UFMS). FIOCRUZ, PORTO VELHO, RO.

CELSO RAÚL ROMERO RAMOS >>>>> BIÓLOGO, DOUTOR EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS (BIOQUÍMICA) PELA UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO, (USP), SP PESQUISADOR BIOTICK.

FABIO PEREIRA LEIVAS LEITE >>>>>> DOUTOR EM CIÊNCIAS VETERINÁRIAS PELA UNIVERSIDADE DE WISCONSIN - MADISON, ESTADOS UNIDOS, PROFESSOR DA UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS (UFPel), RS.

FERNANDO PAIVA >>>>>>>>> MÉDICO-VETERINÁRIO, DOUTOR EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS, PROFESSOR DE PARASITOLOGIA NA UNIVERSIDADE FEDERAL DE MATO GROSSO DO SUL (UFMS), CAMPO GRANDE, MS.

GERVASIO HENRIQUE BECHARA >>>>> MÉDICO-VETERINÁRIO, DOUTOR EM FARMACOLOGIA PELA UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO (USP), BRASIL. PRÓFESSOR TITULAR DA PONTIFÍCIA UNIVERSIDADE CATÓLICA DO PARANÁ, CURITIBA, PR.

JACQUELINE CAVALCANTE BARROS >>>>> ECONOMISTA, DOUTORA EM CIÊNCIA ANIMAL PELA UNIVERSIDADE FEDERAL DE MATO GROSSO DO SUL (UFMS), ANALISTA NA EMBRAPA GADO DE CORTE, CAMPO GRANDE, MS.

JAQUELINE DE DEOS SILVEIRA >>>>> GRADUADA EM CIÊNCIAS BIOLÓGICAS, PONTIFÍCIA UNIVERSIDADE CATÓLICA DO RIO GRANDE DO SUL, RS. DOUTORANDA DO PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM MICROBIOLOGIA E PARASITOLOGIA, DA UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS (UFPel), PELOTAS, RS.

JOELLY DOS SANTOS CORRÊA >>>>>> BIÓLOGA, MESTRE EM DOENÇAS INFECIOSAS E PARASITÁRIAS, UNIVERSIDADE FEDERAL DE MATO GROSSO DO SUL (UFMS), CAMPO GRANDE, MS.

KARINA CASTAGNOLLI MARTINS >>>>> MÉDICA-VETERINÁRIA, DOUTORA EM PARATOLOGIA ANIMA PELA UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA, (UNESP), JABOTICABAL, SP. PROFESSORA NA UNIVERSIDADE DE ARARAQUARA (UNIARA), ARARAQUARA, SP.

KAUÊ RODRIGUEZ MARTINS >>>>>> BIÓLOGO, DOUTOR EM CIÊNCIA ANIMAL, UNIVERSIDADE FEDERAL DE MATO GROSSO DO SUL (UFMS), CAMPO GRANDE, MS.

LEANDRO DE OLIVEIRA SOUZA HIGA >>>>>> BIÓLOGO, DOUTOR EM DOENÇAS INFECIOSAS E PARASITÁRIAS PELA UNIVERSIDADE FEDERAL DE MATO GROSSO DO SUL (UFMS), PÓS-DOUTORANDO BIOTICK-FAPED/ EMBRAPA GADO DE CORTE, CAMPO GRANDE, MS.

LEANDRA MARLA OSHIRO >>>>>>> MÉDICA-VETERINÁRIA, DOUTORA EM DOENÇAS INFECIOSAS E PARASITÁRIAS PELA UNIVERSIDADE FEDERAL DE MATO GROSSO DO SUL (UFMS), PÓS-DOUTORANDA BIOTICK-FAPED/ EMBRAPA GADO DE CORTE, CAMPO GRANDE, MS.

LUCAS DETOGNI SIMI >>>>>>>>> BIÓLOGO, MESTRE EM MICROBIOLOGIA AGROPECUÁRIA, DOUTOR EM PROTEÇÃO DE PLANTAS.JABOTICABAL, SP.

MARIA PAULA CAVUTO ABRÃO CALVANO ZOOTECNISTA, DOUTORA EM CIÊNCIA ANIMAL PELA UNIVERSIDADE FEDERAL DE MATO GROSSO DO SUL (UFMS), CAMPO GRANDE, MS.

MARCOS VALÉRIO GARCIA >>>>>>> BIÓLOGO, DOUTOR EM MICROBIOLOGIA AGROPECUÁRIA PELA UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA, (UNESP), JABOTICABAL, SP. BOLSISTA DE DESENVOLVIMENTO CIENTÍFICO REGIONAL DO CNPQ/ FUNDECT/ EMBRAPA, CAMPO GRANDE, MS.

MHANUEL CARLOS ARIJAMA >>>>>> GRADUADO EM AGROPECUÁRIA PELA UNIVERSIDADE PEDAGÓGICA DE MOÇAMBIQUE. MESTRANDO DO PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM MEDICINA VETERINÁRIA DA UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS (UFPel), PELOTAS, RS.

NAMOR PINHEIRO ZIMMERMANN >>> MÉDICO-VETERINÁRIO, DOUTOR EM CIÉNCIA ANIMAL PELA UNIVERSIDADE FEDERAL DE MATO GROSSO DO SUL (UFMS), CAMPO GRANDE, MS.

NANCY PRETTE >>>>>>>>>>>>> BIÓLOGA, DOUTORA EM MICROBIOLOGIA AGROPECUÁRIA PELA UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA (UNESP), JABOTICABAL, SP.

PAULINO BONATTE JUNIOR >>>>>>> MÉDICO-VETERINÁRIO, DOUTOR EM CIÉNCIA ANIMAL PELA UNIVERSIDADE FEDERAL DE MATO GROSSO DO SUL (UFMS), CAMPO GRANDE, MS.

PÂMELLA OLIVEIRA DUARTE >>>>>>> BIÓLOGA, DOUTORA EM DOENÇAS INFECIOSAS E PARASITÁRIAS PELA UNIVERSIDADE FEDERAL DE MATO GROSSO DO SUL (UFMS), PÓS-DOUTORANDA BIOTICK-FAPED/ EMBRAPA GADO DE CORTE, CAMPO GRANDE, MS.

RENATO ANDREOTTI >>>>>>>>>> MÉDICO-VETERINÁRIO, DOUTOR EM BIOLOGIA MOLECULAR, PÓS-DOUTORADO NA ARS/USDA, KERRVILLE, TEXAS NOS ESTADOS UNIDOS, PESQUISADOR DA EMBRAPA GADO DECORTE, CAMPO GRANDE, MS, BRASIL.

RICARDO CARNEIRO BRUMATTI >>>>>>> DOUTOR EM ZOOTECNIA PELA UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO (USP), PROFESSOR DA UNIVERSIDADE FEDERAL DE MATO GROSSO DO SUL (UFMS), CAMPO GRANDE, MS.

RODRIGO DA COSTA MAIA >>>>>>>> MÉDICO-VETERINÁRIO, DOUTORANDO EM IMUNOLOGIA E PARASITOLOGIA APLICADAS PELA UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA (UFU), UBERLÂNDIA, MG.

RODRIGO CASQUERO CUNHA >>>>>>> MÉDICO-VETERINÁRIO, DOUTOR EM CIÉNCIA ANIMAL PELA UNIVERSIDADE FEDERAL DE MATO GROSSO DO SUL (UFMS). PROFESSOR DA UNIVERSIDADE FEDERAL DE PELOTAS (UFPel), PELOTAS, RS.

VINICIUS DA SILVA RODRIGUES >>>>>> MÉDICO-VETERINÁRIO, DOUTOR EM IMUNOLOGIA E PARASITOLOGIA APLICADAS PELA UNIVERSIDADE FEDERAL DE UBERLÂNDIA (UFU). PÓS DOUTORADO EM CIÉNCIAS VETERINÁRIAS (UFU), PÓS DOUTORANDO JUNIOR (FAPE-MG/ PROCESSO: BPD-00310-22; CNPQ/ PROCESSO:150520/2023-9), UBERLÂNDIA, MG.



APRESENTAÇÃO

Renato Andreotti¹
Eurize Caldas Pessanha²

Os seres humanos convivem com os carrapatos há centenas de anos, principalmente o carrapato-do-boi. Laurentino Gomes* registra que esses parasitos foram um dos problemas para os bandeirantes que, no século XVIII, navegaram pelo Rio Tietê, da região de Itu até a região de Iguatemi, na fronteira com o Paraguai, e enfrentaram infestações de carrapatos sendo obrigados a utilizar caldo de fumo e cera de abelha como forma de controle.

Na América Latina, a história dessa convivência está também relacionada com a história da criação de gado na região e dos agentes dessa produção. Sabe-se que, em 1555, apenas algumas décadas depois que os europeus iniciaram o processo de ocupação da região, a criação de gado foi introduzida em Santa Fé, na região do atual Uruguai, e se desenvolveu com tanta intensidade que, ao final do século XVII, havia mais de um milhão de cabeças de gado chimarrão selvagem em Vacarias do Mar, dando origem as estâncias. Esses são indicadores da construção histórica da ocupação e do desenvolvimento dessa região, tendo o produtor rural como agente desse processo, que seguiu ao norte levado pelos colonizadores espanhóis e portugueses, pelo rio Paraguai, chegou ao Pantanal, onde o gado de origem europeia “alongou” e formou a raça tucura ou pantaneira.

Como resultado, a criação de gado e a produção de erva-mate tornaram-se pilares de sustentação econômica das regiões Sul e Centro Oeste, incluindo o cerrado no Brasil. O Nelore, introduzido principalmente durante o século XX, trouxe rusticidade ao rebanho bovino nacional, uma das vertentes da construção do rebanho nacional que foi ampliado com outras raças europeias como Angus, Hereford e suas derivações como as raças Bradford e Brangus em busca de produtividade.

Assim foi desenhado o mercado pecuário brasileiro que se desenvolveu e atinge atualmente grandes dimensões: segundo maior produtor de carne bovina com exportação de 1,5 Milhões Toneladas/ano, o que coloca o país na liderança do mercado internacional. Acrescenta-se que o Brasil é o quarto maior produtor de leite com 4% da produção mundial.

Essa grande dimensão trouxe por um lado uma genética mais apurada, com promessa de elevar a produtividade, mas, por outro lado, novos problemas e novas necessidades entre os quais a infestação de carrapatos com estimativa de perdas anuais em torno de R\$ 10 bilhões para a pecuária brasileira e a consequente necessidade de controle mais intensivo desses parasitas.

O controle do carrapato em bovinos passou a adotar os acaricidas como principal ferramenta, gerando o desenvolvimento de resistência dos carrapatos a esses produtos e consequente contaminação ambiental. Essa forma de controle não é adequada a uma pecuária sustentável em transformação que precisa promover o crescimento econômico com desenvolvimento social preservando a biodiversidade e gerenciando o uso dos recursos naturais com responsabilidade. Buscar soluções para este problema é o objetivo do Grupo de pesquisa, liderado pela Embrapa Gado de Corte, Eco-epidemiologia de vetores de importância sanitária e seus agentes, registrado no Diretório de Grupos de Pesquisa do CNPQ em 2010, que vem contribuindo para melhoria dos conhecimentos sobre a

ecoepidemiologia de vetores de importância sanitária e econômica, relativos à saúde única, com avanços na produção de antígenos recombinantes para controle de parasitos por meio de vacinas, no monitoramento dos mecanismos de resistência dos carrapatos aos acaricidas e no controle do carrapato por meio do manejo sustentável.

Nessa trajetória, o grupo manteve parcerias com instituições públicas como a FAO, Procisur, ARS/USDA-USA, Universidade de Lisboa-Portugal, BeefCRC-Austrália, Universidade Markerere-Uganda, INTA-Argentina; CEDIC-Paraguai, UFPel; UFPR; UFMS, UNESP, UEMS, FUNDECT, CAPES, CNPq e Fiocruz; realizou/testa de diagnóstico da resistência aos acaricidas; disponibiliza informações sobre controle do carrapato em plataforma digital (Museu do carrapato); validou teste de Elisa para diagnóstico de neosporose em bovinos e ovinos; produziu uma vacina contra o carrapato-do-boi com peptídeo utilizando a vacinologia reversa em parceria com a empresa Biotick; testou óleo essencial de Tagetes minuta e de Nootkatone para controle do carrapato do boi; desenvolveu uma proposta de controle de carrapatos em sistemas de produção de bovinos associados ao manejo nutricional no campo - Sistema LoneTick.

O livro, CARRAPATOS: Bioma Cerrado, quarto de uma série iniciada em 2013, divulga resultados de mais de 20 anos de pesquisas desenvolvidas sobre carrapatos e os patógenos por eles transmitidos, com ênfase no cerrado. É importante registrar que, como todos os anteriores, este foi produzido por uma equipe de pesquisadores de várias instituições, entre os quais, 11 tiveram a sua formação orientada pelo coordenador do grupo de pesquisa.

Nessas mais de duas décadas de atividades do grupo, nas ações na Embrapa Gado de Corte, com parceria dos programas Ciência Animal e Ciências Veterinárias-FAMEZ e Doenças Infecciosas e Parasitárias-FAMED da UFMS, foram produzidos trabalhos de conclusão de curso; dissertações de mestrado e teses de doutorado, estágios de pós-doutorado, todos financiados por agências públicas de financiamento (EMBRAPA, CAPES, CNPq, FUNDECT) e grupos privados com destaque para a empresa Biotick.

Ao enfatizar o bioma Cerrado, com contribuição, em sua maioria, das pesquisas desenvolvidas pelo Grupo, os 18 capítulos atualizam os conhecimentos sobre a bioecologia do carrapato, os patógenos transmitidos, a resistência aos acaricidas, o perfil genético da sensibilidade dos bovinos, as diferentes formas de controle e os impactos econômicos provocados pelos carrapatos na região. Os equinos, animais com elevada importância econômica e social, utilizados para lazer, competições, transporte, trabalho essencial no cerrado, também sofrem com o carrapato e estão contemplados com informações neste livro.

Elaborar cada capítulo deste quarto livro, e dos anteriores, começou com uma ou muitas perguntas, e encontrou algumas respostas. Por isso, para fechar esta apresentação pedimos emprestadas as palavras de Riobaldo em Grande Sertão Veredas: Vivendo, se aprende; mas o que se aprende mais, é só a fazer outras maiores perguntas. **

Outro livro pode estar a caminho...

1.Pesquisador da Embrapa. 2 Professora do Programa de Pós-Graduação em Educação da UFGD.

*GOMES, Laurentino. Escravidão, Vol 2, 1. Ed. Rio de Janeiro: Globo Livros, 2021. P. 116

**ROSA, Guimarães. Grande Sertão Veredas IN Ficção completa em dois volumes, Vol 2. Rio de Janeiro:

Nova Aguilar, 1994. P. 11-385. P. 264

AGRADECIMENTOS

O livro CARRAPATOS: Bioma Cerrado, quarto de uma série iniciada em 2013, divulga resultados de mais de 20 anos de pesquisas sobre carrapatos e seus patógenos, agora com ênfase na nossa experiência no Cerrado.

Para chegar a esse resultado, foi fundamental a parceria de seis anos com a fazenda da Agropecuária Sanyo, em Água Clara, MS, com apoio do seu presidente, Sr. Ernesto Nakashima, a quem deixamos nossos agradecimentos.

Nossos agradecimentos também ao Sr. Antonio Maciel Neto, sócio da empresa Biotick, pelo suporte recebido para o desenvolvimento de vacina contra o carrapato, importante parceria na realização da pesquisa e na convivência com possibilidades de discussão sobre a cadeia produtiva de bovinos e o mercado internacional.

Organizar os resultados de pesquisas com informações sobre o bioma cerrado e em sintonia com a realidade do produtor em uma série de livros com a entrega adequada para sociedade, de forma dinâmica e bem estruturada pela Embrapa Gado de Corte, só foi possível pela dedicação e competência do Analista Rodrigo Carvalho Alva, Supervisor do Núcleo de Comunicação Organizacional da Embrapa Gado de Corte, que sempre nos estimulou a acreditar, nos ajudou em todos os momentos e a quem registramos nosso reconhecimento e agradecimento.

Renato Andreotti

PREFÁCIO

É com muita satisfação que a Embrapa Gado de Corte apresenta esta obra à comunidade técnico-científica e às redes de assistência técnica pública e privada, no ensejo da realização da 16ª. DINAPEC – Dinâmica Pecuária e do primeiro Forum Pré COP30 – A pecuária com parte da solução.

Iniciativa e organização do pesquisador da Embrapa Dr. Renato Andreotti e Silva, com apoio do Dr. Marcos Valerio na edição técnica, esta obra envolveu a participação de dez instituições de ensino e pesquisa, num total de 27 autores.

O foco dado ao Cerrado, e incluído no título do livro, se deve ao fato de que todas as pesquisas referidas nesta obra foram realizadas neste bioma. Ao longo de dezoito capítulos os autores discorrem, inicialmente, sobre os danos diretos dos parasitos, com abordagem sobre os impactos econômicos da infestação.

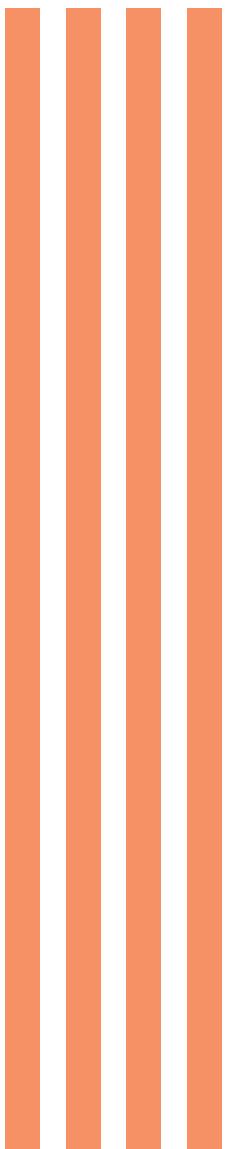
Em seguida são abordados temas como a bioecologia das principais espécies que acometem os animais, patógenos, doenças transmitidas e medidas de controle, envolvendo acaricidas, fitoterápicos e manejo animal, no sistema denominado “Lone Tick”. Finalmente, apresenta-se a situação atual na qual se encontra a vacina contra o carrapato-do-boi, em desenvolvimento em nossa Unidade de Pesquisa.

A obra é dedicada, especialmente, à cadeia produtiva da carne bovina. No entanto, foram dedicados dois capítulos aos equinos, intimamente relacionados aos bovinos quer como animais de serviços, nos diferentes tipos de sistemas de produção, quer pelo valor que apresentam como animais de lazer e esporte.

Quarto de uma série iniciada em 2013, este livro vem coroar uma carreira científica de sucesso do Dr. Renato Andreotti, que depois de seus 38 anos de dedicação ininterrupta à pesquisa, teve papel importante na formação científica de onze dos autores deste livro.

Sem dúvida, uma obra de valor e referência para as cadeias produtivas de bovinos e equinos. Parabéns aos autores e sucesso aos pesquisadores, técnicos e produtores rurais que tem, nesta obra, uma nova ferramenta de trabalho!

Antônio N. Ferreira Rosa
Chefe Geral da Embrapa Gado de Corte





SUMÁRIO

CAPÍTULO 1 Impacto econômico da infestação de carrapatos em bovinos	17
CAPÍTULO 2 Características gerais de carrapatos de importância no Brasil	29
CAPÍTULO 3 Carrapatos no Brasil Central	51
CAPÍTULO 4 IBioecologia do carrapato <i>Rhipicephalus microplus</i> e suas implicações	71
CAPÍTULO 5 Principais carrapatos em equinos	89
CAPÍTULO 6 Saliva dos carrapatos	113
CAPÍTULO 7 Patógenos transmitidos por carrapatos no mundo	141
CAPÍTULO 8 Situação atual da Febre Maculosa Brasileira	175
CAPÍTULO 9 Prevenção e controle da Tristeza Parasitária Bovina	191
CAPÍTULO 10 Patógenos transmitidos por carrapatos aos cavalos	211
CAPÍTULO 11 Situação atual do controle dos carrapatos nos bovinos no Cerrado	223
CAPÍTULO 12 Situação atual do controle do carrapato por meio de acaricidas	243
CAPÍTULO 13 Situação atual da resistência dos carrapatos aos acaricidas	263
CAPÍTULO 14 Perfil da sensibilidade aos carrapatos: Régua do Carrapato	287
CAPÍTULO 15 Situação atual do controle biológico dos carrapatos	307
CAPÍTULO 16 Controle dos carrapatos com fitoterápicos: Nootkatone	327
CAPÍTULO 17 Controle do carrapato-do-boi por meio de manejo: Sistema <i>Lone Tick</i>	347
CAPÍTULO 18 Situação atual da vacina contra o carrapato-do-boi	363

CAPÍTULO

1



Impacto econômico da infestação de carrapatos em bovinos

Jacqueline Cavalcante Barros

Ricardo Carneiro Brumatti

Marcos Valério Garcia

Maria Paula Cavuto Abrão Calvano

Renato Andreotti

O Brasil lidera o mercado mundial de exportação de carne bovina desde 2004, é o segundo em produção de carne (ABIEC, 2023) contando, em 2022, com um rebanho de 234 milhões de cabeças (IBGE, 2023) distribuídas em mais de 2,5 milhões de estabelecimentos rurais (Barretto et al., 2023); no mesmo ano o agronegócio da pecuária de corte somou cerca de R\$ 1,02 trilhão de reais e representou 10% do PIB brasileiro, (ABIEC, 2023). Esses dados confirmam a importância do setor para a economia brasileira.

Estudos demonstram a tendência de crescimento do consumo de proteína animal no mercado nacional e na demanda global, consequência do crescimento populacional, do processo de urbanização e do aumento da renda (EMBRAPA, 2018; Marcial et al., 2015).

Simultaneamente, em consequência da conectividade dos indivíduos nas mídias sociais e o acesso a todo tipo de informação, surgiu um novo consumidor que valoriza alimentos seguros, com rastreabilidade da produção, restrição no uso de produtos químicos, “pegada” ambiental, e bem-estar animal, esses novos padrões de consumo exercem influência nos sistemas de produção agrícola (EMBRAPA, 2018; OECD/FAO, 2023).

A pecuária bovina se constitui como a atividade rural que mais ocupa espaço no território nacional, sendo a principal atividade de metade dos estabelecimentos rurais do país de forma segmentada no seu perfil econômico e nas suas relações sociais e ambientais (ABIEC^b, 2023; IBGE, 2020).

Em 2017, 56% do rebanho bovino efetivo pertenciam às pequenas e médias propriedades, o que coloca a pecuária como atividade de forte impacto social, pois, ao agregar mais tecnologia nessas propriedades, capacita o produtor a se especializar na fase de cria, ou no ciclo completo para um nicho de mercado ou na pecuária leiteira e, desta forma, o mantém na cadeia produtiva (Barreto, 2023).

Projeções do MAPA (2023) para a próxima década apontam um crescimento potencial das exportações do Brasil de 29,7% e do consumo interno de 4,8%; do lado da oferta, a projeção de aumento da produção de carne bovina é de 12,4%.

Para atender essa demanda, o Brasil necessita de um incremento na produtividade e isso gera a necessidade de investimento em genética, pois a composição racial de bovinos no país apresenta apenas 15% de Taurinos e seus cruzamentos (USDA, 2021), raças *Bos taurus* são mais produtivas e sensíveis ao carrapato.

Com essa composição racial o preço pago pelo mercado em US\$/ton é 20 a 30% menor para o produto brasileiro em comparação ao de outros países por exemplo EUA e Austrália (Olivier, 2021), o que representa uma perda de receita.

Além do melhoramento genético, o aumento da produtividade na pecuária de corte também passa pelo controle do carrapato *Rhipicephalus microplus* nas raças mais sensíveis (Andreotti et al., 2019). O nível de infestação de carapatos nos rebanhos varia de acordo com a presença e grau de raças suscetíveis, bovinos Zebu (*Bos indicus*) são mais resistentes, sendo animais rústicos e adaptáveis ao clima do Brasil central (Ribeiro et al., 2009), enquanto *Bos taurus* são mais sensíveis em regiões de clima quente, sofrendo estresse calórico (West, 2003) e mais parasitismo.

O *R. microplus*, é uma espécie de carrapato que possui somente um hospedeiro na fase parasitária - ciclo monóxeno (Garcia et al., 2019; Gonzales, 1975), foi introduzido no Brasil no início do século XVIII. O *R. microplus* é encontrado em praticamente todo o território brasileiro e sua presença na cadeia produtiva da pecuária causa um prejuízo estimado com perdas diretas e indiretas de US\$ 3,24 bilhões/ano (Grisi et al., 2014).

A introdução de animais cruzados na produção de gado de corte obteve um aumento de 28,3% em 2021 (Flake, 2021), ultrapassando a marca de 2 milhões de unidades de sêmen comercializados no Brasil. Uma importante conquista, mas também uma grande preocupação, pois estes animais são mais sensíveis ao carrapato bovino (Andreotti et al., 2018).

Os prejuízos de forma direta são ocasionados pela espoliação dos bovinos causando inapetência, irritabilidade, imunossupressão, anemia, diminuição de peso, lesões do couro com desvalorização comercial, diminuição na produção de carne e leite, transmissão dos agentes da tristeza parasitária bovina (TPB) levando à mortalidade de bovinos (Andreotti et al., 2019).

As perdas indiretas estão relacionadas com os custos da mão de obra, medicamentos para controle de TPB, acaricidas, aquisição de equipamentos e manutenção (Gomes, 2001).

Para gerar uma estimativa de prejuízo em função do nível de infestação por raça de bovinos é necessário quantificar a perda de peso por carrapato na infestação para gado de corte.

Estudos no país mostraram que a quantificação em função da perda de peso por carrapato é de 0,22 kg/carrapato/ano (Honer; Gomes, 1990), mostrando que o fator genético é fundamental para o impacto sanitário e econômico.

Utilizando um número médio de carrapatos por animal como referência de 102 carrapatos/animal/ano para Brangus, e 15 carrapatos/animal/ano Nelore, resultado de uma avaliação do comportamento da infestação de carrapatos em bovinos da raça Brangus associada ao Nelore no Brasil Central (Andreotti et al., 2018), é possível utilizar um modelo de simulação que permite avaliar a integração de cenários, fornecer avaliação econômica do sistema de produção da bovinocultura de corte em fazendas, e chegar a uma projeção futura (Pang et al., 1999; Schwartz; Smith, 2000; Brumatti et al., 2011, Lopes et al., 2019).

Por meio de uma simulação bioeconômica da infestação por carrapatos em diferentes sistemas de produção de bovinos de corte no Cerrado Brasileiro Calvano et al. (2021) estimaram e compararam a perda econômica relacionada às infestações do carrapato em sistemas de produção de bovinos sob pastejo, com diferentes padrões tecnológicos, com níveis de taxa anual de renovação e manutenção das pastagens.

A análise mostrou que o carrapato afeta diretamente o sistema econômico e produtivo dos diferentes sistemas de produção de bovinos de corte, independentemente do nível tecnológico. Sendo que as perdas da eficiência produtiva com a presença do parasita são maiores quanto maior o uso da tecnologia na cadeia produtiva.

À medida que o nível tecnológico dos sistemas aumenta, há um aumento no peso médio dos animais nas diferentes categorias. Ao analisar os custos de produção, especificamente os custos sanitários, os valores são maiores para os sistemas que adotaram o controle estratégico do carrapato, mas a diferença é pequena, tendo uma variação nos valores de 2,4% a 4,1% entre sistemas sem e com controle de carrapato (Calvano et al., 2021).

Analizando as categorias destinadas ao abate em sistema extensivo sem controle de carrapatos, Calvano et al. (2021) mostraram que as novilhas apresentaram uma redução de 5% no peso médio (kg) e os machos com 24 meses de 8,1% quando comparados ao sistema com controle. Em relação à produtividade o sistema com controle produziu 6,51 kg/ha, que representa um incremento de 10,9% comparado com sistema sem controle.

Resultados dos indicadores produtivos com relação aos econômicos na simulação bioeconômica evidenciaram que o lucro e a receita dos sistemas melhorados crescem de acordo com o grau de intensificação desses sistemas, corroborando com outros autores (Corrêa et al., 2006; Barros et al., 2011; Gaspar et al., 2018).

Em uma avaliação de estimativa de perda total (kg) de peso por meio de infestação, foi demonstrado que animais da raça Brangus tiveram a maior perda de peso, independente da categoria, onde a engorda teve uma perda de 1,16% do seu PV, e recria, uma perda de 6,79%. Com relação ao Nelore ocorreu uma perda de 0,18% e 0,95%, para engorda e recria, respectivamente (Calvano et al., 2019).

Quando o custo do controle é comparado com as perdas econômicas (relação custo/perda), causadas pela perda de peso dos animais através da infestação,

pode-se observar se o controle é um procedimento eficiente economicamente e viável para a diminuição da infestação do carapato.

Segundo Bonatte-Junior et al. (2019) animais Brangus sem tratamento para carapatos apresentaram menor ganho de peso a campo, maior contagem de carapatos e custos mais elevados em comparação com animais que receberam tratamento profilático contra a TPB e tratamento curativo contra miíases.

É importante conhecer a relação custo do tratamento e perda da produtividade. Calvano et al. (2019) encontraram um custo com tratamento de pulverização de 6,4% para as categorias de recria de cruzados, ou seja, os custos com aplicação de acaricidas correspondem a 6,4% do valor dos prejuízos econômicos causados pela infestação, para categorias de engorda a relação foi de 5,64%. Animais da raça Nelore apresentaram uma relação de 38,35% e 48,21% para engorda e recria, respectivamente.

A principal ferramenta de controle do carapato ainda são os acaricidas, no entanto, o uso dessa tecnologia gera externalidades negativas como contaminação do ambiente, dos produtos que chegam ao consumidor, e risco de intoxicação dos trabalhadores.

Além do mais, o uso intensivo de acaricidas tem agravado a situação de populações de carapatos resistentes e multirresistentes em todo o país (Higa et al., 2015; Bonatte-Junior et al., 2022), e essa realidade afeta a indústria química pela dificuldade no desenvolvimento de novas bases químicas. As empresas do ramo usam como estratégia para lançamento de novos produtos o aumento da concentração dos princípios ativos, e associações entre os princípios já existentes.

Diante desse cenário, o setor agropecuário é pressionado para desenvolver sistemas de produção com maiores índices de produtividade, complexos, sustentáveis, e sistêmicos, além de que a pecuária tem papel importante na garantia da sustentabilidade através da redução de emissões de Gases de Efeito Estufa (GEE), bem como pela recuperação de pastagens degradadas e fomento aos sistemas de integração com uso de tecnologias para aumentar a produtividade das pastagens (Bungenstab et al., 2019).

Com a intenção de incrementar a produtividade e mitigar os impactos ambientais do setor produtivo, através de uma alternativa de controle do carapato mais sustentável, a Embrapa Gado de Corte desenvolveu o Sistema

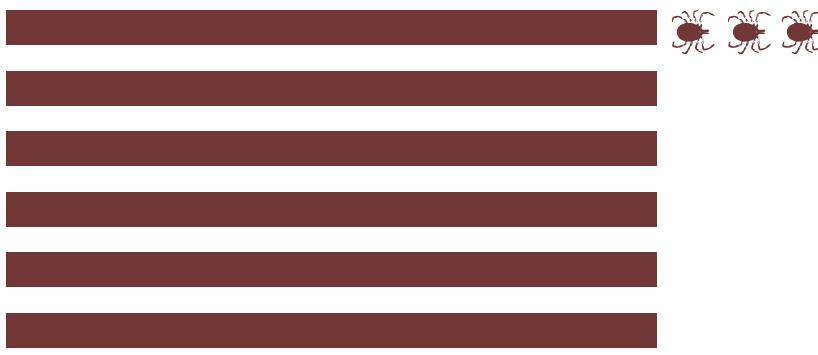
LoneTick (Andreotti et al., 2024), esse sistema de manejo rotacionado promove o controle do carrapato sem o uso de acaricidas tendo como princípio o distanciamento das larvas na pastagem do hospedeiro.

Em uma avaliação utilizando o Sistema LoneTick em animais de recria da raça Senepol com peso inicial médio de 190,8 kg, após um ano de observações, o peso final médio dos animais foi 330 kg, com ganho de peso médio diário de 0,425 gramas durante o período experimental; foi observada uma média de 6,3 carrapatos por animal, e não houve sinais clínicos de TPB e miíases (Andreotti et al., 2024). A raça Senepol expressa uma sensibilidade que produz uma média de 276 carrapatos ao final da fase parasitária (Piña et al., 2021).

A evolução para uma pecuária mais sustentável envolve a aplicação de novas tecnologias nos sistemas de produção para contemplar as dimensões econômica, social e ambiental que contribuem para o alcance dos objetivos e metas do desenvolvimento sustentável (ODS).

A dimensão econômica está relacionada ao efeito poupa-terra, onde há o aumento da produtividade com redução de área, e ao uso de recursos naturais renováveis. A dimensão social está relacionada ao impacto nos pequenos e médios produtores e da agricultura familiar, já a dimensão ambiental implica na utilização de boas práticas para mitigar os efeitos na degradação do solo, poluição do ar e da água, manutenção da biodiversidade, e prestação de serviços ecossistêmicos, que é a recompensa aos produtores que mantêm os ativos naturais das áreas de reserva legal, preservação permanente e vegetação nativa.

A pecuária sustentável em transformação deve promover o crescimento econômico com desenvolvimento social preservando a biodiversidade e gerenciando com responsabilidade o uso dos recursos naturais.



Referências

- ABIEC^a - Associação Brasileira das Indústrias Exportadoras de Carnes. **O Perfil da Pecuária no Brasil**. São Paulo, Beef Report, 2023. Disponível em: <https://www.abiec.com.br/wp-content/uploads/Final-Beef-Report-2023-Cap03-FINAL.pdf>. (Acesso em: 08/01/2024).
- _____^b. Disponível em: <https://www.abiec.com.br/wp-content/uploads/Final-Beef-Report-2023-Cap04-FINAL.pdf>. (Acesso em: 08 jan. 2024).
- _____^c. Disponível em: <https://www.abiec.com.br/wp-content/uploads/Final-Beef-Report-2023-Cap05-FINAL.pdf>. (Acesso em: 08 jan. 2024).
- ANDREOTTI, R. et al. Cattle tick infestation in Brangus cattle raised with Nellore in central Brazil. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 9, p.125. 2028. Disponível em: <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2018v39n3p1099>.
- ANDREOTTI, R. et al. Control of *Rhipicephalus microplus* tick larvae in the field based on distancing from the host - Lone tick system. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, n. 47, 2024. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2023.100950>
- ANDREOTTI, R. et al. Controle estratégico dos carrapatos nos bovinos. In: (org.). **Carrapatos na cadeia produtiva de bovinos**. Brasília: Embrapa, 2019. p. 125-136. Disponível em: <https://cloud.cnpgc.embrapa.br/controle-do-carrapato-ms/files/2019/02/Controle-Carrapatos-2019-COMPLETO-EBOOK.pdf>. (Acesso: 09 mar.2023).
- BARRETTO, A. G. O. P. **Caminhos possíveis para a pecuária brasileira: Documentos de Projetos (LC/TS.2023/104)**. Santiago: Comissão Econômica para a América Latina e o Caribe (CEPAL), 2023.
- BARRETTO, A. G. O. P. et al. **Conjuntura da Pecuária Brasileira**. Tradehub Earth, 2023 Disponível em: https://tradehub.earth/wp-content/uploads/2023/10/202306_TH-Policy-Brief-Brazilian-Livestock_05-Portuguese.pdf. (Acesso: 08 jan. 2024).
- BARROS, J. C. et al. Economic assesment of neosporosis in beef cattle system

performance with different technological levels. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 32, p. 1943-1954, 2011.

BONATTE-JUNIOR, P. et al. Control Strategies for the Tick *Rhipicephalus microplus* (Canestrini, 1888) on Cattle.: Economic Evaluation and Report of a MultidrugResistant Strain. **Acta Parasitologica**, v. 67, p. 1564–1572, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s11686-022-00611-8> 1 3.

BONATTE-JUNIOR, P. et al. Economic performance evaluation of Brangus and Nellore cattle breed naturally infested with *Rhipicephalus microplus* in an extensive production system in Central- West Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, v. 7. 8, p. 567–577, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10493-019-00404-1>.

BRUMATTI, R. C. et al. Desenvolvimento de índice de seleção em gado de corte sob o enfoque de um modelo bioeconômico. **Archivos de Zootecnia**, v.60, n. 230, p. 205–213, 2011. Disponível em: <https://doi.org/10.4321/S0004-05922011000200005>.

BUNGENSTAB, D. J. et al. Editores técnicos. **ILPF: Inovação com integração de lavoura, pecuária e floresta**. Brasília, DF: Embrapa, 2019, p. 835. Disponível em: <https://www.alice.cnptia.embrapa.br/alice/handle/doc/1112571> (Acesso em: 10 jan. 2024).

CALVANO, M. P. C. A. et al. Bioeconomic simulation of *Rhipicephalus microplus* infestation in different beef cattle production systems in the Brazilian Cerrado. **Agricultural Systems**, v. 194, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.agsy>.

CALVANO, M. P. C. A. et al. Economic efficiency of *Rhipicephalus microplus* control and effect on beef cattle performance in the Brazilian Cerrado. **Experimental and Applied Acarology**, v. 79, p. 79:459–471, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10493-019-00446-5>.

CORRÊA, E. S. et al. **Sistemas de Produção Melhorados Para Gado de Corte em Mato Grosso do Sul**. Campo Grande: Embrapa Gado de Corte, 2006 (Comunicado técnico, n. 102). (ISSN 1516-9308).

EMBRAPA. Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária. **Visão 2030: o futuro da agricultura brasileira**. Brasília: Embrapa, 2018. 212 p.

FLAKE, O. The Brazilian Bovine Genetics Market and US Exports. 2021. Disponível em : https://apps.fas.usda.gov/newgainapi/api/Report/DownloadReportByFileName?fileName=The%20Brazilian%20Bovine%20Genetics%20Market%20and%20US%20Exports_Brasilia_Brazil_03-01-2021. (Acesso em: 24 jan. 2024).

GARCIA, M. V. et al. **Biologia e importância do carrapato *Rhipicephalus (Boophilus) microplus***. In: Carrapatos na Cadeia Produtiva de Bovinos. Campo Grande: Embrapa Gado de Corte, 2019 p. 17-27.

GASPAR, A. O. et al. A simulation of the economic and financial efficiency of activities associated with beef cattle pasture. **Custos e Agronegócios online**, v 14, n. 1. 2018.ISSN 1808-2882. Disponível em: <http://www.custoseagronegocioonline.com.br/numero1v14/OK%204%20financial.pdf>. (Acesso em: 18/02/2024).

GOMES, A. **Aspectos da cadeia produtiva do couro bovino no Brasil e em Mato Grosso do Sul**. In: REUNIOES TECNICAS SOBRE COUROS E PELES, Campo Grande: Embrapa Gado de Corte, 2002. p. 61-72. (Documentos, 127).

GONZALES, J. C. **O controle do carrapato dos bovinos**. Porto Alegre: Sulina, 1975.

GRISI, L. et al. Reassessment of the potential economic impact of cattle parasites in Brazil. **Revista Brasileira Parasitologia Veterinária**, v. 23, p. 150-6, 2014. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1590/S1984-29612014042>.

HIGA, L. O. S. et al. Acaricide Resistance Status of the *Rhipicephalus microplus* in Brazil: A Literature Overview. **Medicinal Chemistry**. v. 5, p. 326-333, 2015. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.4172/2161-0444.1000281>.

HONER, M. R.; GOMES, A. **O manejo integrado de mosca dos chifres, berne e carrapato em gado de corte**. Campo Grande: Embrapa Gado de Corte, 1990, p. 60. (ISSN0100-n50) (Circular Técnica 22).

IBGE-**INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. Atlas do espaço rural brasileiro / IBGE**. Rio de Janeiro: IBGE, 2020,

p.324. Disponível em:<https://biblioteca.ibge.gov.br/index.php/bibliotecacatalogo?view=detalhes&id=2101773> (Acesso 12 jun. 2024).

IBGE-Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **Produção da Pecuária Municipal PPM**. Rio de Janeiro: IBGE, 2023. Disponível em: https://biblioteca.ibge.gov.br/visualizacao/periodicos/84/ ppm_2022_v50_br_informativo.pdf. (Acesso em: 16 jul 2024).

LOPES, R. B. et al. Bioeconomic simulation of compensatory growth in cattle production systems. **Livestock Science** 2019. <https://doi.org/10.1016/j.livsci.2018.08.011>.

MAPA - Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Projeções do Agronegócio: Brasil 2022/23 a 2032/33: Projeções de Longo Prazo**. Brasília: MAPA, 2023. Disponível em: <https://www.gov.br/agricultura/pt-br/assuntos/politica-agricola/todas-publicacoes-de-politica-agricola/projecoes-do-agronegocio/projecoes-do-agronegocio-2022-2023-a-2032-2033.pdf/view>. (Acesso em: 26 jul. 2024).

MARCIAL, E. C. M. Megatendências mundiais 2030: o que entidades e personalidades internacionais pensam sobre o futuro do mundo? contribuição para um debate de longo prazo para o Brasil. Brasília: Ipea, 2015.

OECD/FAO - Organisation for Economic co-operation and Development. **OECD-FAO Agricultural Outlook 2023-2032**. Paris: OECD, 2023. Disponível em: <https://doi.org/10.1787/08801ab7-en>. (Acesso em 25 jun. 2024).

OLIVIER, J. Exportação de carne bovina: evolução dos preços internacionais e competitividade entre os países. **Carta do Boi**, n. 227, 2021. Disponível em: <https://www.scotconsultoria.com.br/noticias/cartas/54586/> (Acesso em: 13 jan 2024).

PANG, H. M. et al. Structure if a dynamic simulation model for beef cattle production systems. **Canadian Journal of Animal Science**, v.79, p. 409–417. 1999.

PIÑA, F. T. B. et al. Sensitivity of Senepol and Caracu breeds to parasitism by *Rhipicephalus microplus*. **Systematic and Applied Acarology**, v. 26, n.5, p. 954–961, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.11158/saa.26.5.10>.

RIBEIRO, A. R. B. et al. Heat tolerance of Nelore, Senepol x Nelore and Angus x Nelore heifers in the southeast region of Brazil. **South African Journal of Animal**

Science, v. 39, p. 263-265, 2009. <https://www.embrapa.br/busca-de-publicacoes/-/publicacao/1131940/heat-tolerance-of-nelore-senepol-x-nelore-and-angus-x-nelore-heifers-in-the-southeast-region-of-brazil>. (Acesso 29 abr. 2024).

SCHWARTZ, E. S.; SMITH, J. E. "Short-term variations and long-term dynamics in commodity prices", **Management Science**, v. 46, p.893-911, 2000.

USDA - United States Department of Agriculture. FOREIGN AGRICULTURAL SERVICE. **The Brazilian Bovine Genetics Market and US Exports**, 2021. Disponível em: https://apps.fas.usda.gov/newgainapi/api/Report/DownloadReportByFileName?fileName=The%20Brazilian%20Bovine%20Genetics%20Market%20and%20US%20Exports_Brasilia_Brazil_03-01-2021 (Acesso em: 12 jan. 2024).

WEST, J. W. Effects of heat-stress on production in dairy cattle. **Journal of Dairy Science**, v.86, p. 2131–44, 2003.

CAPÍTULO

2

Características gerais
de carapatos de
importância no Brasil



Fernando Paiva

Marcos Valério Garcia

Renato Andreotti

No Brasil, a ixodofauna é composta por 78 espécies, o que corresponde a menos de 10% do total de carapatos que existem no mundo com aproximadamente 950 espécies (Barros-Battesti et al., 2024). Vale ressaltar que o mesmo percentual desses carapatos é registrado como vetor de algum tipo de agente capaz de causar doenças (Jongejan; Uilenberg, 2004).

Esses artrópodes, assim como os mosquitos, são de grande importância para a saúde única. Os carapatos só perdem para os mosquitos no quesito de transmissão de microrganismos causadores de doenças e algumas espécies causam prejuízos na cadeia produtiva de bovinos. Esses ectoparasitos estão distribuídos em duas Famílias: Ixodidae, conhecidos como carapatos duros (53 espécies) e Argasidae (25 espécies), chamados de carapatos moles (Barros- Battesti et al., 2006, 2024).

Os carapatos são encontrados em todos os biomas brasileiros e o que determina a presença de algumas populações no ambiente são os fatores climáticos (abióticos) e a presença constante de hospedeiros naturais. Outro fator

importante é que várias espécies apresentam algum grau de especificidades quanto ao hospedeiro, algumas mais (carrapatos monoxenos) e outras menos, podendo ser generalistas (Sonenshine, 1991).

Os instares juvenis dos carrapatos dioxenos ou trioxenos se alimentam na grande maioria em pequenos mamíferos como roedores, isso é muito comum nos carrapatos do gênero *Amblyomma* (Sonenshine; Roe, 2014).

Neste capítulo será dado enfoque a 6 espécies encontradas no Brasil, suas características morfológicas e diagnósticas (Martins et al., 2024), assim como informações gerais em função dos seus aspectos em saúde única e importância econômica na cadeia produtiva brasileira.

***Amblyomma dubitatum* (Neumann, 1899)**

Amblyomma dubitatum é encontrado em quase todos os biomas e estados do Brasil (Costa et al., 2024). O carapato adulto tem como hospedeiro principal as capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) que é também parasitada pelos estágios imaturos. No entanto, larvas e ninfas podem parasitar outras espécies de mamíferos e aves, (Nava et al., 2017). Todos os ístares já foram registrados parasitando humanos (Nogueira et al., 2022). Existem vários relatos de *A. dubitatum* infectados com riquetsias, como *Rickettsia parkeri* sensu lato, *Rickettsia belli* e *Rickettsia* sp. (Parola et al., 2013; Matias et al., 2015, Nava et al., 2017). No entanto, a patogenicidade desses agentes ainda precisa ser melhor ilucidada, assim como a capacidade vetorial dessa espécie de carapato.

O carapato *Amblyomma dubitatum* possui ciclo heteroxeno e, como a maioria dos carrapatos pertencentes a esse gênero, tem um ciclo de vida anual, no qual larvas têm pico abundante de maio a julho (outono/inverno), ninfas de julho a outubro (inverno/primavera) e adultos de novembro a março (primavera/verão). Porém, pode-se encontrar todos os ístares de forma ativa durante o ano todo. Essa espécie de carapato tem preferência por ambientes alagados, propensos a alagamentos e ribeirinhos.



Diagnose morfológica do carrapato *Amblyomma dubitatum* de acordo com Martins et al., (2024) (Figuras 1 e 2)

Machos

- Sulco marginal completo, limitando posteriormente todos os festões;
- Coxa I com dois espinhos de comprimento e formas diferentes e bem separados, com espinho externo sem ponta pontiaguda ligeiramente curvada para fora;
- Placas ventrais ausentes. Trocanteres sem espinhos;
- Coxa I com dois espinhos robustos; coxa IV um espinho moderadamente longo e robusto;
- Escudo distintamente ornamentado, com numerosas pontuações pequenas distribuídas uniformemente, interpostas por manchas elevadas marrom-escuras sem pontuações;
- Escudo castanho claro com listras longitudinais esbranquiçadas a rosadas nas porções laterais; sem pseudoescudo.

Fêmeas

- Coxa I com dois espinhos, mais curtos que o comprimento da coxa;
- Coxa IV com um espinho;
- Dentição hipostomal 3/3 ou 3/3 na metade anterior e 4/4 na metade posterior;
- Trocânteres sem espinhos;
- Festões sem tubérculos quitinosos nos ângulos internos;
- Artigo II do palpo sem forte prega oblíqua na superfície dorso-lateral;
- Escudo ornamentado com manchas castanho claras nas porções laterais e na porção mediana, interrompidas na região posterior por uma faixa central longitudinal marrom;
- Escudo com pontuações distribuídas uniformemente; aloescudo, capítulo e idiosoma ventral de coloração marrom-clara; coxa; coxas. II-III com espinhos imperceptíveis em forma de cristas curtas.

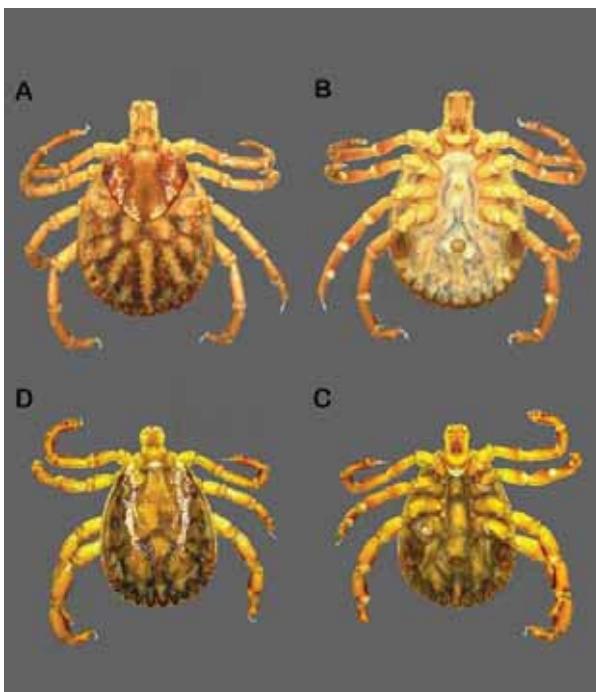


Figura 1.

Amblyomma dubitatum: (A) Vista dorsal fêmea, (B) Vista ventral, (C) Vista ventral macho, (D) Vista dorsal. Imagem em microscopia de luz.

Fonte: Museu do Carrapato.

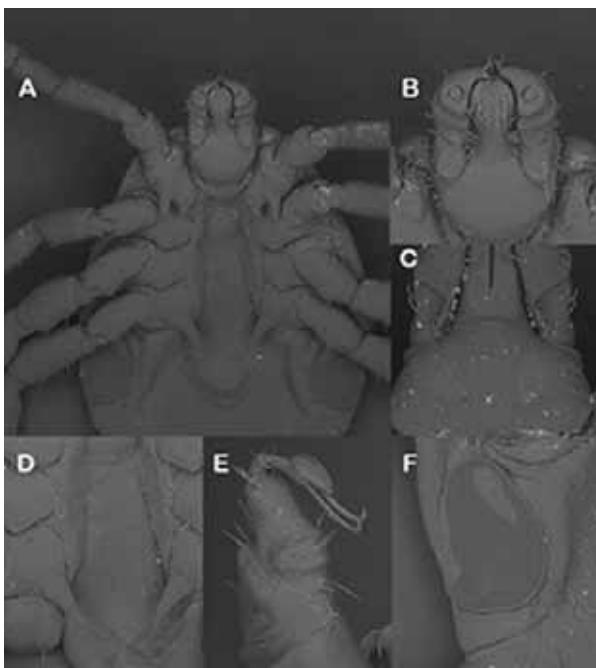


Figura 2.

Amblyomma dubitatum: (A) Vista ventral dos espinhos nas coxas, (B) Vista ventral do capítulo, (C) Vista dorsal do capítulo, áreas porosas, (D) Espinho da coxa IV, (E) Vista do tarso, tibia e pulvilo e órgão de haller, (F) Vista da placa espiracular. Imagem em MEV.

Fonte: Museu do Carrapato.



***Amblyomma sculptum* (Berlese, 1888)**

O *Amblyomma sculptum* faz parte do complexo *Amblyomma cajennense sensu lato*, que foi revalidado em 2014 (Nava et al., 2014). No Brasil, esse carapato está distribuído em todas as regiões, apenas ainda não foi registrado em alguns estados do Norte (AM, RR AP e AC) nordeste (RN e SR) e região sul (RS e SC), porém, nos países fronteiriços como Argentina, Paraguai e Bolívia também é encontrado (Martins et al., 2024).

Esse carapato tem grande importância na saúde única, pois é o principal vetor da *Rickettsia rickettsii* (Labruna, 2009), bactéria que causa a Febre Maculosa Brasileira (FMB), doença altamente letal quando não diagnosticada e tratada a tempo.

Na fase adulta o *A. sculptum* tem preferência por parasitar equinos, capivaras e antas (Labruna et al., 2001; Souza et al., 2006) mas todas as fases desse carapato possuem baixa especificidade parasitária. Vale ressaltar que as fases imaturas parasitam uma ampla gama de hospedeiros (Nava et al., 2017). O *A. sculptum* é tido como a principal espécie antropofílica no país (Szabó et al., 2020; Nogueira et al., 2022).

O *Amblyomma sculptum* é um carapato com ciclo de vida trioxeno, na fase de vida livre apresenta comportamento de ataque e ou de espreita ao hospedeiro e uma geração anual com sazonalidade muito bem definida (Labruna et al., 2002, 2003; Cabrera; Labruna, 2009).

Normalmente as larvas estão presentes no período de abril a julho e as ninhas são predominantes no período julho a outubro. Os adultos ocorrem nos meses mais quentes e úmidos (outubro a março). Toda essa dinâmica populacional está relacionada à diapausa das larvas, que permanecem inativas, pois as que eclodem entre os meses de outubro a março permanecem no solo até o início do período mais seco, de abril a junho (Labruna et al., 2002, 2003; Cabrera; Labruna, 2009).

Diagnose morfológica do carrapato *Amblyomma sculptum* de acordo com Martins et al., (2024) (Figuras 3 e 4)

Machos

- Coxa I com dois espinhos desiguais, o externo mais longo que o interno; festões sem carenas; escudo castanho com manchas acobreadas a esbranquiçadas;
- Trocanteres sem espinhos;
- Placas ventrais ausentes;
- Tíbias II-IV sem esporões;
- Coxa I com dois espinhos de comprimento e formas variáveis, porém, com espinho externo não apresentando ponta bem pontiaguda, e ligeiramente curvada para fora.

*Os caracteres diagnósticos fornecidos para *Amblyomma cajennense* sensu lato abrangem carrapatos pertencentes às espécies *Amblyomma cajennense* sensu stricto e *Amblyomma sculptum*. Machos das duas espécies são muito semelhantes morfológicamente. Neste complexo de espécies, a identificação morfológica do macho deverá ser confirmada geneticamente, sempre que possível. A distribuição geográfica também (Martins et al., 2024).

Fêmeas

- Coxa IV com um espinho;
- Dentição hipostomal 3/3;
- Tíbias II-IV sem esporões;
- Trocanteres sem espinhos;
- Hipostômio espatulado;
- Coxa I com dois espinhos, mais curtos que o comprimento da coxa;
- Festões com tubérculos quitinosos nos ângulos internos;
- Escudo com pequenas pontuações distribuídas uniformemente; aloescudo piloso; coxa I com dois espinhos desiguais, o externo longo e pontiagudo, o interno curto;
- Abertura genital em forma de “U” com duas projeções estreitas nos bordos laterais.

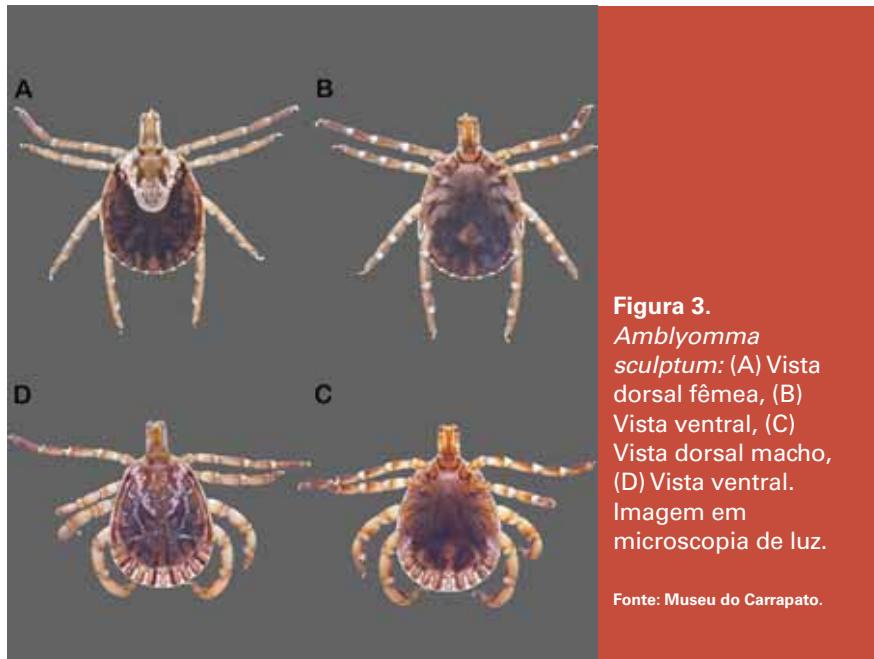


Figura 3.
Amblyomma sculptum: (A) Vista dorsal fêmea, (B) Vista ventral, (C) Vista dorsal macho, (D) Vista ventral.
 Imagem em microscopia de luz.

Fonte: Museu do Carrapato.

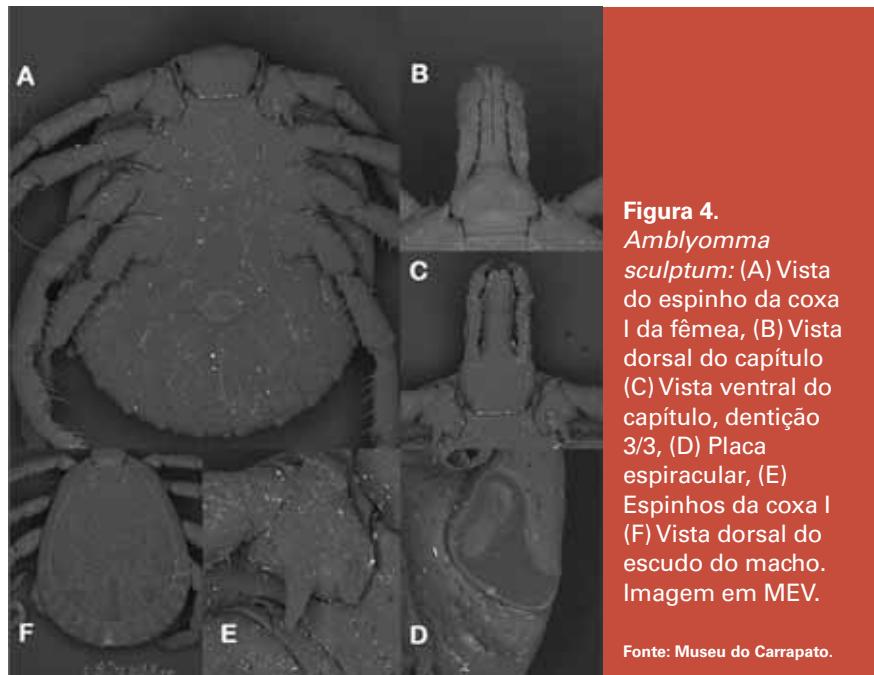


Figura 4.
Amblyomma sculptum: (A) Vista do espinho da coxa I da fêmea, (B) Vista dorsal do capítulo (C) Vista ventral do capítulo, dentição 3/3, (D) Placa espiracular, (E) Espinhos da coxa I (F) Vista dorsal do escudo do macho.
 Imagem em MEV.

Fonte: Museu do Carrapato.

Argas miniatus (Koch, 1844)

Os *argasídeos* no Brasil estão representados por quatro gêneros: *Antricola*, *Argas*, *Nothoaspis* e *Ornithodoros* que compreende o maior número de espécies (Muñoz-Leal et al., 2020).

Na região Neotropical o gênero *Argas* (Latreille, 1795) é composto por doze espécies (Muñoz-Leal et al., 2024), e no Brasil, o *Argas miniatus* é a única espécie do gênero e está distribuída em todas as regiões.

Seu principal hospedeiro são aves domésticas, principalmente *Gallus Gallus* que, quando infestadas, sofrem perdas na produtividade decorrentes da hematofagia (Lisbôa et al., 2008) causando prejuízos aos hospedeiros, incluindo reações alérgicas locais e sistêmicas podendo levar o hospedeiro à morte (Dantas-Torres et al., 2022; Faccini-Martínez et al., 2022).

A grande maioria dos Argasideos apresenta hábito nidícola, e precisa de vários hospedeiros durante seu ciclo vital. O instar larval, durante o repaste sanguíneo, permanece fixo ao hospedeiro por diversos dias, as ninfas e adultos realizam o repasto em um curto período, os carrapatos adultos se alimentam várias vezes, e a cópula ocorre no ambiente (Barros-Battesti et al., 2024). Nessa espécie de carrapato, não existem grandes diferenças morfológicas, ou seja, o dimorfismo sexual é muito pouco acentuado entre macho e fêmea sendo somente o formato da abertura do aparelho genital.

Principais características diagnósticas de *Argas Latreille, 1795* (Figuras 5 e 6)

Apresentam um corpo oval, dorso-ventralmente achatado, com sutura e margem lateral demarcando as faces dorsal e ventral. Linha marginal e dorsal de estruturas tipo células, compostas de círculos ou estriadas. Olhos ausentes. Tegumento com discos ovais ou arredondados, distribuídos quase simetricamente. Presença de cerdas pós-palpais em algumas espécies. Larvas com placa dorsal oval ou arredondada (Muñoz-Leal et al., 2024).





Figura 5. *Argas miniatus*: (A) Vista ventral, (B) Vista dorsal.
Imagen em microscopia de luz. **Fonte:** Museu do Carrapato.

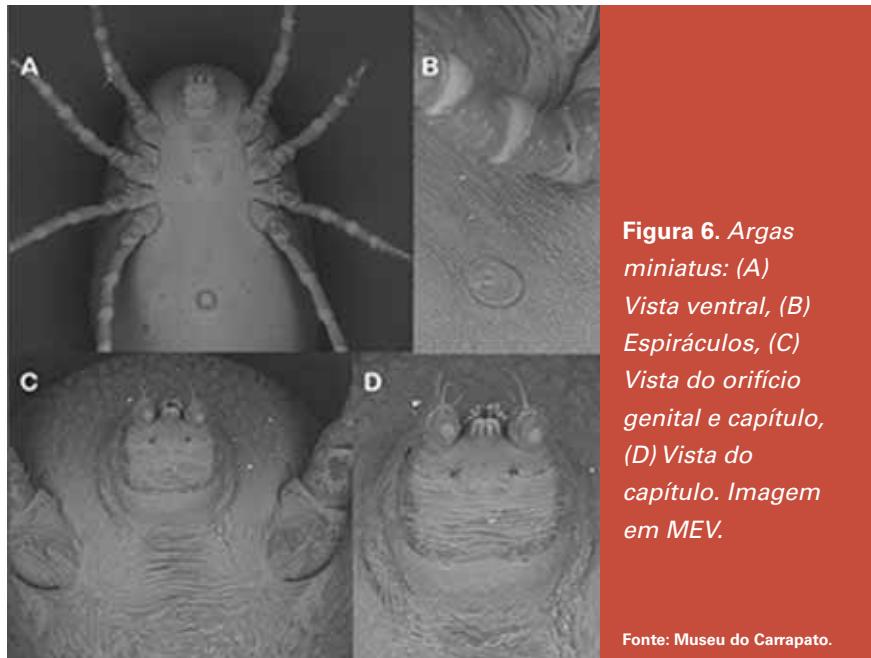


Figura 6. *Argas miniatus*: (A)
Vista ventral, (B)
Espiráculos, (C)
Vista do orifício
genital e capítulo,
(D) Vista do
capítulo. **Imagen**
em MEV.

Fonte: Museu do Carrapato.

***Dermacentor nitens* (Neumann, 1897)**

Existem 44 espécies desse gênero de carapato catalogadas no mundo, sendo que na região neotropical são 9 espécies, no Brasil apenas uma única espécie representa esse gênero, o *Dermacentor nitens* (Barros-Battesti et al., 2024). Carrapato de ciclo monoxeno, assim como o carapato do boi, é uma espécie exótica que se adaptou bem ao clima brasileiro e é amplamente distribuída em todos os estados. Tem como hospedeiro principal os equídeos, mas pode parasitar diferentes espécies de mamíferos, inclusive humanos (Martins et al., 2015; Nava et al., 2017). No entanto, estudo realizado por Rodrigues et al. (2017) constatou que, em condições experimentais, bovinos, ovinos, cobaias, cães e galinhas não foram hospedeiros competentes, apenas coelhos se mostraram sensíveis à infestação por essa espécie de carapato.

Por ser um carapato monoxeno, a fase parasitária é realizada em média de 25 a 27 dias que se inicia com a fixação da larva em um hospedeiro e termina com o desprendimento da teleóquina (Labruna; Amaku, 2006; Rodrigues et al., 2017). Esse carapato tem preferências por locais específicos no hospedeiro e pode ser encontrado parasitando principalmente as orelhas, o divertículo nasal e a região perianal.

O carapato *Dermacentor nitens* é incriminado como vetor do protozoário hemoparasita *Babesia caballi*, agente infeccioso responsável pela babesiose equina (Nava et al., 2017), também existem relatos da presença de patógenos, como a *R. rickettsii*, *Ehrlichia chaffensis* e *Borrelia burgdorferi*, infectando essa espécie de carapato (Gonçalves et al., 2013; Nava et al., 2017).

Com relação à dinâmica populacional, na região Sudeste do Brasil, essa espécie de carapato apresenta de três a quatro gerações anuais, e os maiores picos de infestação ocorrem no primeiro semestre do ano (Borges et al., 2000; Labruna et al., 2002).

Diagnose morfológica para o estágio adulto do gênero *Dermacentor* no Brasil (baseadas e modificadas de Barros-Battesti et al., 2006 e Nava et al., 2017).

Escudo não ornamentado; festões presentes (sete); palpos quase tão longos quanto a base dorsal do capítulo; base dorsal do capítulo retangular; placas espiraculares arredondadas com aspecto de um disco de telefone antigo; coxas de tamanho I-IV nos machos; placas ventrais ausentes nos machos.

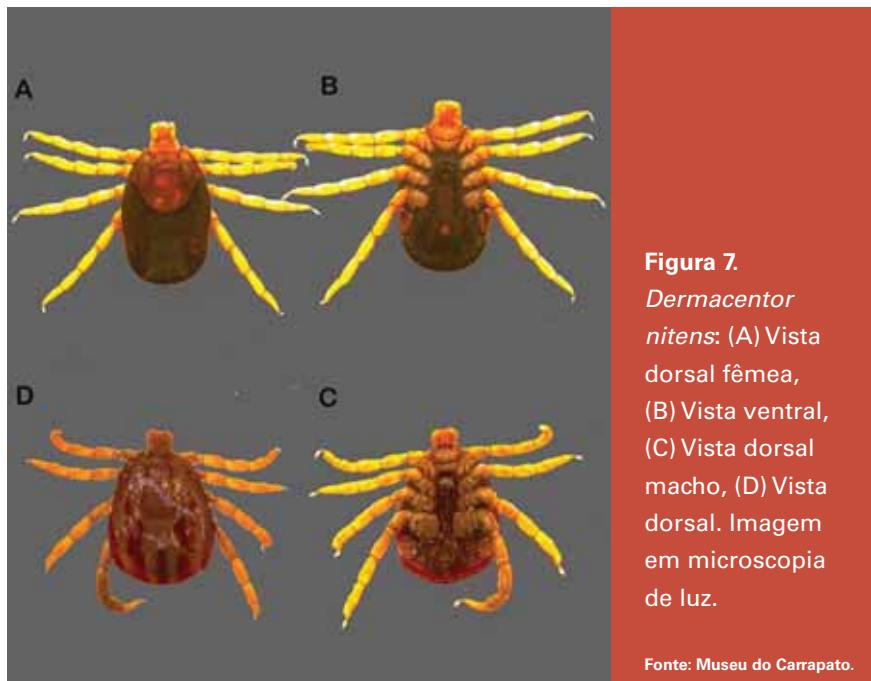


Figura 7.

Dermacentor nitens: (A) Vista dorsal fêmea, (B) Vista ventral, (C) Vista dorsal macho, (D) Vista dorsal. Imagem em microscopia de luz.

Fonte: Museu do Carrapato.

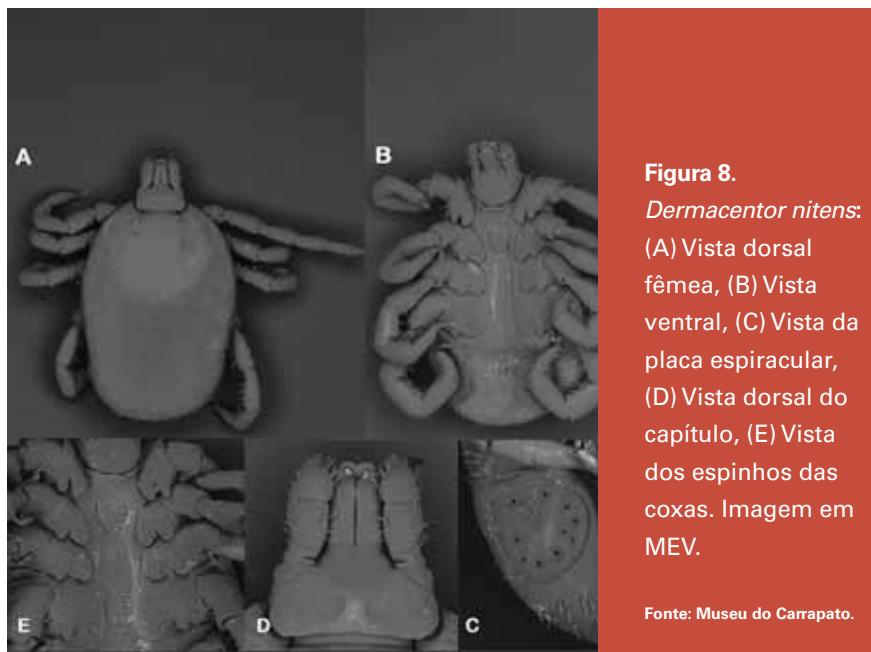


Figura 8.

Dermacentor nitens: (A) Vista dorsal fêmea, (B) Vista ventral, (C) Vista da placa espiracular, (D) Vista dorsal do capítulo, (E) Vista dos espinhos das coxas. Imagem em MEV.

Fonte: Museu do Carrapato.

***Rhipicephalus microplus* (Canestrini, 1887)**

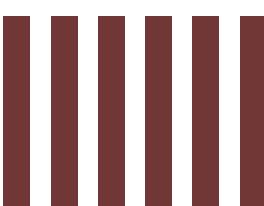
O carrapato *Rhipicephalus microplus* tem como principal hospedeiro os bovinos, mas pode também parasitar outros mamíferos, seres humanos somente de forma esporádica (Guglielmone et al., 2006).

Esse carrapato, conhecido popularmente como carrapato-do-boi, apresenta ciclo de vida monoxeno e está amplamente distribuído em todo o território nacional, tem grande importância na pecuária no Brasil, sendo responsável por um prejuízo estimado de 3,24 bilhões de dólares (Grisi et al., 2014) e vetor de agentes infeciosos que causam a tristeza parasitária bovina (TPB) (Guglielmone, 1995). Esse carrapato causa lesões no couro dos animais, facilitando contaminação por microrganismos e o surgimento de miíases, as lesões em decorrência do parasitismo causam desvalorização do couro dos animais (Andreotti et al., 2019).

O ciclo de vida do *R. microplus* pode ser dividido em duas etapas, a fase parasitária e a fase de vida livre. A fase parasitária inicia-se com a fixação da larva no hospedeiro até o desprendimento da fêmea ingurgitada (teleóGINA). Esse processo dura em média 21 dias (Andreotti et al., 2019).

A partir do momento em que a teleóGINA se desprende e cai ao solo inicia-se a fase não parasitária que pode variar de 70 a 115 dias, fato esse dependente dos fatores climáticos e da região estudada (Cruz et al., 2020; Rodrigues, 2022; Andreotti et al., 2024). De acordo com Campos et al. (2008), 95% dos carrapatos encontram-se na pastagem, enquanto somente 5% de carrapatos estão na fase parasitária.

O combate às infestações desse carrapato é motivo de grande preocupação para a cadeia produtiva de bovinos em quase todo o mundo. O controle das populações do *R. microplus* é realizado principalmente utilizando acaricidas, embora existam alternativas (Higa et al., 2015). No entanto, o grande problema é o surgimento de populações de carrapato resistentes às classes químicas, tornando o controle ineficaz, realidade não só no Brasil como no mundo (Higa et al., 2016).



Diagnose morfológica do *Rhipicephalus microplus* (Figuras 9 e 10)

Chaves de identificação para o estágio adulto das espécies do gênero *Rhipicephalus* KOCH, 1844 que ocorrem no Brasil (modificadas de Nava et al., 2017 e baseadas em Nava et al., 2018 e Šlapeta et al., 2022).

Machos

- Sulco marginal ausente;
- festões ausentes;
- sulco anal indistinto;
- superfície dorsal pilosa, coberta por numerosas cerdas longas e claras;
- apêndice caudal presente;
- placas espiraculares arredondadas; dentição hipostomial 4/4.

Fêmeas

- Aloescudo e superfície ventral cobertos por numerosas cerdas;
- festões ausentes;
- sulco anal indistinto;
- coxa I com dois espinhos curtos rombos;
- placas espiraculares arredondadas;
- abertura genital em forma de ferradura “U”;
- dentição hipostomial 4/4.



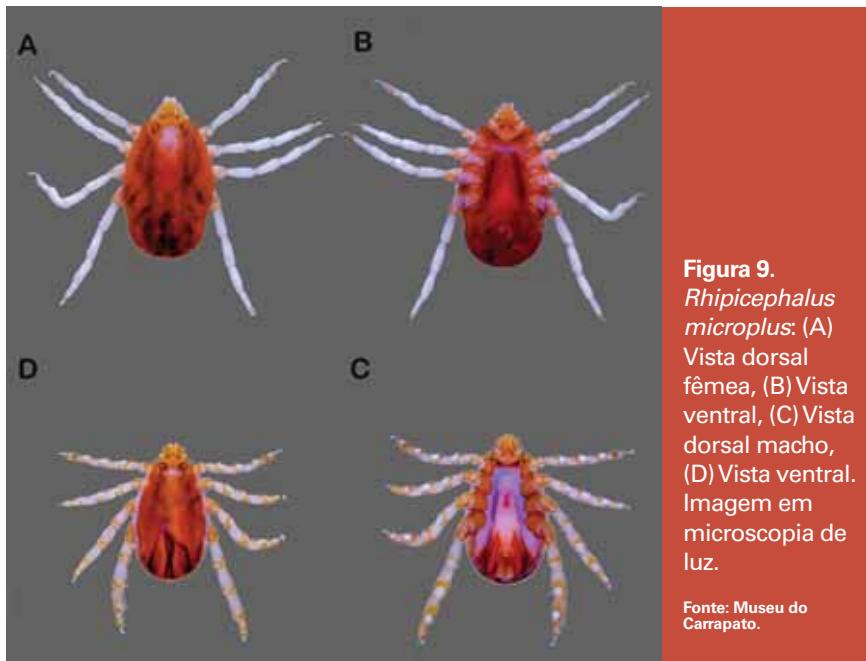


Figura 9.
Rhipicephalus microplus: (A) Vista dorsal fêmea, (B) Vista ventral, (C) Vista dorsal macho, (D) Vista ventral. Imagem em microscopia de luz.

Fonte: Museu do Carrapato.

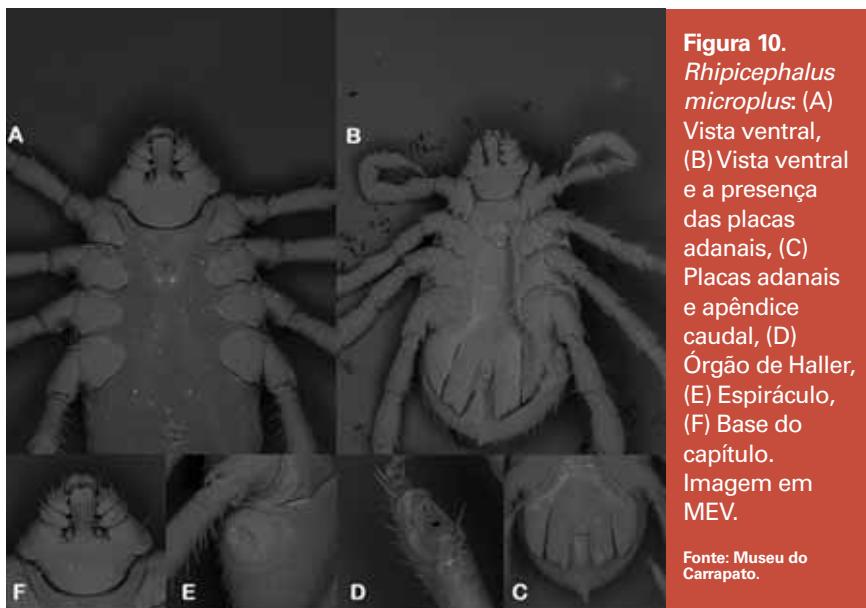


Figura 10.
Rhipicephalus microplus: (A) Vista ventral, (B) Vista ventral e a presença das placas adanais, (C) Placas adanais e apêndice caudal, (D) Órgão de Haller, (E) Espiráculo, (F) Base do capitulo. Imagem em MEV.

Fonte: Museu do Carrapato.

***Rhipicephalus sanguineus sensu lato* (Latreille, 180)**

Recentemente o complexo *Rhipicephalus sanguineus* sensu lato por meio de estudos e técnicas moleculares foi renomeado, e, portanto, agora abrange as espécies *R. linnaei* e *R. sanguineus* sensu stricto (Šlapeta et al., 2022). O *R. linnaei* está presente em quase todas as regiões do Brasil, somente no estado de Rio Grande do Sul é que não, nesse estado permaneceu *R. sanguineus* s.s.

Esses carrapatos têm como principal hospedeiro os cães domésticos, mas podem parasitar outros mamíferos inclusive animais selvagens, existem também relatos de parasitismo em humanos (Labruna, 2004; Nava et al., 2017).

O *R. linnaei* é potencial vetor de vários agentes infecciosos, como *Ehrlichia canis*, *Anaplasma platys*, *Babesia canis vogeli*, *Babesia gibsoni*, *Hepatozoon canis*, *Rickettsia rickettsii*, *Rickettsia conorii*, *Rickettsia massiliae* e *Anaplasma marginale* na região Neotropical (Walker et al., 2000; Parola et al., 2005; Almeida et al., 2012; Costa et al., 2024).

Rhipicephalus linnaei, assim como o *R. microplus*, é considerado um carrapato exótico com boa adaptação às condições climáticas do Brasil. Vale lembrar que essa espécie tem hábito nidícola, apresenta ciclo de vida com fase de vida livre e parasitária, sendo assim um carrapato trióxeno.

Durante a fase não parasitária, os instares: fêmea ingurgitada, ovos, larvas, ninhas e adultos não alimentados se concentram no ambiente onde costumeiramente o hospedeiro permanece como: toca, casinha e canil. Ali permanecem em situação de tocaia à espera do hospedeiro.

A fase parasitária, por sua vez, se inicia com a fixação de qualquer um dos instares não alimentados no hospedeiro. No caso das larvas o processo de alimentação dura em média de dois a quatro dias. Logo em seguida a larva se desprende e procura abrigo seguro para sofrer muda. Essa larva ingurgitada dá origem à ninfa, que novamente busca o hospedeiro. Após fixada, necessita de mais ou menos cinco a seis dias para completar o ingurgitamento, desprender-se do hospedeiro, e novamente buscar abrigo para nova ecdise. Esse período pode variar de 14 a 16 dias, e originar adultos machos ou fêmeas. Os adultos sobem no hospedeiro e copulam, a fêmea, após um período de sete a nove dias, já ingurgitada, se desprende finalizando a fase parasitária (Andreotti et al., 2021).

Vale lembrar que todas as fases durante a vida livre dos ínstars (fêmeas ingurgitadas, ovos, larvas, ninhas e adultos) sofrem influência das condições ambientais, podendo acelerar ou retardar os processos biológicos, como ecdisse, postura e incubação dos ovos no ambiente.

Diagnose morfológica do *Rhipicephalus linnaei* (Figuras 11 e 12)

Chaves de identificação para o estágio adulto das espécies do gênero *Rhipicephalus* KOCH, 1844 que ocorrem no Brasil (modificadas de Nava et al., 2017, baseadas em Nava et al., 2017 e Šlapeta et al., 2022).

Machos

- Sulco marginal presente, incompleto;
- festões presentes (onze);
- sulco anal distinto;
- superfície dorsal sem cerdas;
- apêndice caudal ausente;
- placas espiraculares com prolongamento dorsal;
- dentição hipostomial 3/3;
- espécimes normalmente de tamanho pequeno;
- espiráculo com extensão menos curta que afunila em uma extensão longa e estreita.

Fêmeas

- Aloescudo glabro; festões presentes (onze);
- sulco anal distinto;
- coxa I com dois espinhos longos triangulares;
- placas espiraculares com prolongamento dorsal;
- abertura genital em forma de “U”; dentição hipostomial 3/3.
- espécimes normalmente de tamanho pequeno;
- poro genital com escleritos transparentes, abertura menos estreita em formato amplo de “U”.

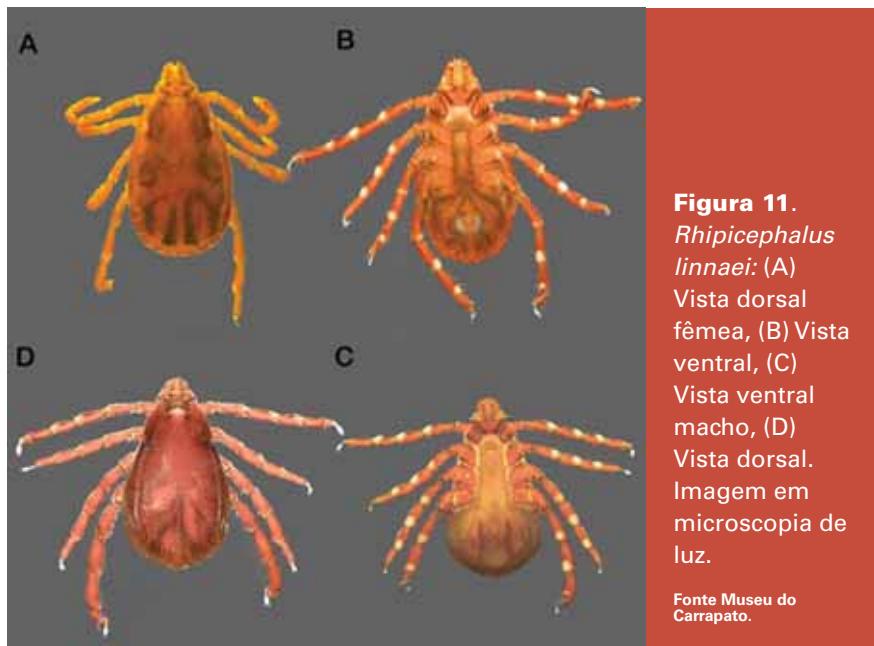


Figura 11.
Rhipicephalus linnaei: (A) Vista dorsal fêmea, (B) Vista ventral, (C) Vista ventral macho, (D) Vista dorsal. Imagem em microscopia de luz.

Fonte Museu do Carrapato.

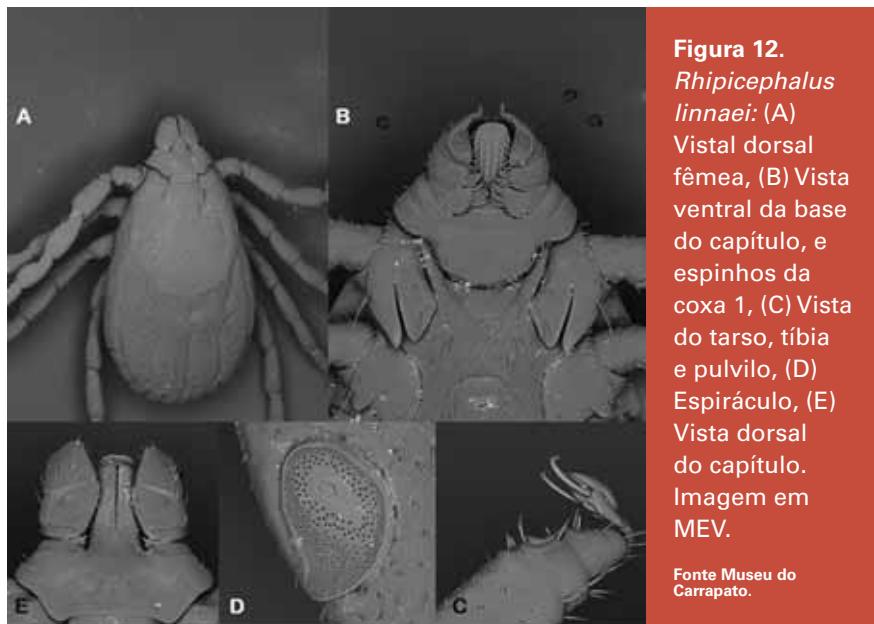


Figura 12.
Rhipicephalus linnaei: (A) Vista dorsal fêmea, (B) Vista ventral da base do capítulo, e espinhos da coxa 1, (C) Vista do tarso, tibia e pulvilo, (D) Espiráculo, (E) Vista dorsal do capítulo. Imagem em MEV.

Fonte Museu do Carrapato.

Referências

ALMEIDA, R. F. C. et al. Ixodid fauna and zoonotic agents in ticks from dogs: First report of *Rickettsia rickettsii* in *Rhipicephalus sanguineus* in the state of Mato Grosso do Sul, mid-western Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, v. 60, n. 1, p. 63– 72, 2012.

ANDREOTTI, R. et al. **Carapatos com importância em Saúde Única e produção animal no Brasil**. Campo Grande, MS: Embrapa Gado de Corte, 2021. Disponível em: <https://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/227848/1/DOC-296-Final-em-alta.pdf>

ANDREOTTI, R. et al. **Carapatos na cadeia produtiva de bovinos**. DF: Embrapa, 2019. Disponível em: <https://cloud.cnpgc.embrapa.br/controle-do-carrapato-ms/files/2019/02/Controle-Carapatos-2019-COMPLETO-EBOOK.pdf> (acessado em 9 de março de 2023).

ANDREOTTI, R. et al. Control of *Rhipicephalus microplus* tick larvae in the field based on distancing from the host - Lone tick system. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 47, p. 100950, 2024.

BARROS-BATTESTI, D. M. et al. **Carapatos de importância médico-veterinária da região Neotropical: um guia ilustrado para identificação de espécies**. 1ed. São Paulo: ICTTD - Butantan, 223 p., 2006.

BARROS-BATTESTI, D.M. et al. **Ectoparasitofauna Brasileira de Importância Veterinária**. v. 3. Acarofauna de Importância Veterinária: Parasitiformes - Ixodida, Parte I. 1. ed. Jaboticabal, SP, CBPV, 2024.

BORGES, L. M. et al. Seasonal dynamics of *Anocentor nitens* on horses in Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 89, p. 165-171, 2000.

CABRERA, R; LABRUNA, M.B. Influence of photoperiod and temperature on the larval behavioral diapause of *Amblyomma cajennense* (Acari: Ixodidae). **Journal of Medical Entomology**, v. 46, p. 1303-1309, 2009.

CAMPOS, M. P. et al. *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* **Biologia, Controle e Resistência**. 1 ed. São Paulo: MedVet. p.169, 2008.

COSTA, F. B. et al. Carrapatos da região norte. In: BARROS-BATTESTI, D.M., et al. **Ectoparasitofauna Brasileira De Importância Veterinária**. v. 3. Acarofauna de Importância Veterinária: Parasitiformes - Ixodida, Parte I. 1. ed. Jaboticabal, SP, CBPV, 2024.

CRUZ, B. C. et al. Biological parameters for *Rhipicephalus microplus* in the field and laboratory and estimation of its annual number of generations in a tropical region. **Parasitology Research**, v. 119, p. 2421-2430, 2020.

DANTAS-TORRES, F. et al. *Ornithodoros cf mimon* infected with a spotted fever group Rickettsia in Brazil. **Acta Tropica**, v. 233, p. 106541, 2022. doi: 10.1016/j.actatropica.2022.106541.

FACCINI-MARTINEZ, A. A. et al. Historical overview and update on relapsing fever group Borrelia in Latin America. **Parasites & Vectors**, v. 15, n. 1, p. 196, 2022. doi: 10.1186/s13071-022-05289-5.

GONÇALVES, D. D. et al. First record of *Borrelia burgdorferi* B31 strain in *Dermacentor nitens* ticks in the northern region of Paraná (Brazil). **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 44, p. 883-887, 2013.

GRISI, L. et al. Reassessment of the potential economic impact of cattle parasites in Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, v. 23, p. 150-156, 2014.

GUGLIELMONE, A. A. Epidemiology of *babesiosis* and *anaplasmosis* in South and Central America. **Veterinary Parasitology**, v. 57, p. 109-119, 1995.

GUGLIELMONE, A. A. et al. Ticks (*Ixodidae*) on humans in South America. **Experimental and Applied Acarology**, v. 40, n. 2, p. 83-100, 2006.

HIGA, L. O. S. et al. Acaricide resistance status of the *Rhipicephalus microplus* in Brazil: a literature overview. **Medicinal Chemistry**, v. 5, p. 326-333, 2015. <https://doi:10.4172/2161-0444.1000281>.

HIGA, L. O. S. et al. Evaluation of *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Acari: Ixodidae) resistance to different acaricide formulations using samples from Brazilian properties. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 25, p.163-171, 2016.

JONGEJAN, F.; UILENBERG, G. The global importance of ticks. **Parasitology**, v. 129, p. 3-14, 2004.

LABRUNA, M. B. Carta acarológica. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 13, n. 1, p.199-202, 2004.

LABRUNA, M. B. Ecology of *Rickettsia* in South America. **Annals of the New York Academy of Sciences**, v. 1166, p. 156-166, 2009.

LABRUNA, M. B.; AMAKU, M. et al. Rhythm of engorgement and detachment of *Anocentor nitens* females feeding on horses. **Veterinary Parasitology**, v. 137, p. 316-332, 2006.

LABRUNA, M. B. et al. Larval behavioral diapause regulates life cycle of *Amblyomma cajennense* (Acari: Ixodidae) in Southeast Brazil. **Journal of Medical Entomology**, v. 40, n. 2, p. 170-178, 2003.

LABRUNA, M. B. et al. Risk factors to tick infestations and their occurrence on horses in the state of São Paulo, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 97, p. 1-14, 2001.

LABRUNA, M. B. et al. Seasonal dynamics of ticks (Acari: Ixodidae) on horses in the state of São Paulo, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 105, p. 65-77, 2002.

LISBÔA, R. S. et al. Alterações nos parâmetros hematológicos de *Gallus gallus domesticus* experimentalmente infectados por *Borrelia anserina*. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 28, p. 527-532, 2008.

MARTINS, T. F. et al. Ocorrência de carrapatos em animais silvestres recebidos e atendidos pelo Parque Zoológico Municipal Quinzinho de Barros, Sorocaba, São Paulo, Brasil. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, São Paulo, v. 52, n. 4, p. 319-324, 2015.

MARTINS, T. F. et al. Família ixodidae da região neotropical: características gerais, distribuição geográfica, hospedeiros e chaves de identificação das espécies que ocorrem no Brasil. In: BARROS-BATTESTI, D.M., et al. **Ectoparasitofauna Brasileira de Importância Veterinária**. v. 3. Acarofauna de Importância Veterinária: Parasitiformes - Ixodida, Parte I. 1. ed. Jaboticabal, SP, CBPV, 2024.

MATIAS, J. et al. Spotted fever group Rickettsia in *Amblyomma dubitatum* tick from the urban area of Campo Grande, Mato Grosso do Sul, Brazil. *Ticks and Tick-borne Diseases* v.6, 2, p. 107 -110. 2015.

MUÑOZ-LEAL, S. et al. *Ornithodoros cerradoensis* n. sp. (Acari: Argasidae), a member of the *Ornithodoros talaje* (Guérin-Méneville, 1849) group, parasite of rodents in the Brazilian Savannah. *Ticks and Tick-borne Diseases*, v. 11, p. 1-17, 2020.

MUÑOZ-LEAL, S. et al. Família argasidae da região neotropical: características gerais, distribuição geográfica, hospedeiros e chaves de identificação para as espécies que ocorrem no Brasil. In: BARROS-BATTESTI, D.M., et al. **Ectoparasitofauna Brasileira De Importância Veterinária**. v. 3. Acarofauna de Importância Veterinária: Parasitiformes - Ixodida, Parte I. 1. ed. Jaboticabal, SP, CBPV, 2024.

NAVA, S. et al. Reassessment of the taxonomic status of *Amblyomma cajennense* (Fabricius, 1787) with the description of three new species, *Amblyomma tonelliae* n. sp., *Amblyomma interandinum* n. sp. and *Amblyomma patinoi* n. sp., and reinstatement of *Amblyomma mixtum* Koch, 1844, and *Amblyomma sculptum* Berlese, 1888 (Ixodida: Ixodidae). *Ticks and Tick-borne Diseases*, v. 5, p. 252-276, 2014.

NAVA, S. et al. **Ticks of the southern cone of America**, 2017, p. 374.

NAVA, S. et al. *Rhipicephalus sanguineus* (Latreille, 1806): Neotype designation, morphological re-description of all parasitic stages and molecular characterization. *Ticks and Tick Borne Disease*, v. 9, n. 6, p. 1573-1585, 2018.

NOGUEIRA, B. C. F. et al. Soft and hard ticks (Parasitiformes: Ixodida) on humans: a review of Brazilian biomes and the impact of environmental change. *Acta Tropica*, v. 234, p. 106598, 2022.

PAROLA, P. et al. Tick- and flea-borne rickettsial emerging zoonoses. *Veterinary Research*, v. 36, p. 469-492, 2005.

PAROLA, P. et al. Update on tick-borne rickettsioses around the world: a geographic approach. *Clinical Microbiology Reviews*, v. 26, p. 657-702, 2013.

RODRIGUES, V. S. et al. Life cycle and parasitic competence of *Dermacentor*

nitens Neumann, 1897 (Acari: Ixodidae) on different animal species. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 8, n. 3, p. 379-384, 2017.

RODRIGUES, V. S. **Ecologia, sazonalidade e resistência a acaricidas de carrapatos em propriedades rurais do Triângulo Mineiro.** (Tese doutorado) - Universidade Estadual Federal de Uberlândia."UFU", Uberlândia, Minas Gerais, 2022. 146p.

SONENSHINE, D. E. **Biology of ticks**, Volume 1. New York: Oxford University Press; 1991.

SONENSHINE, D. E.; ROE, R. **Biology of ticks**. Volume 1, 2nd ed. New York: Oxford University Press, 2014.

SOUZA, S. S. A. L. et al. Dinâmica sazonal de carrapatos (Acari: Ixodidae) na mata ciliar de uma área endêmica para febre maculosa na região de Campinas, São Paulo, Brasil. **Ciência Rural**, v. 36, n. 3, p. 887-891, 2006.

ŠLAPETA, J. et al. *Rhipicephalus linnaei* (Audouin, 1826) recognised as the "tropical lineage" of the brown dog tick *Rhipicephalus sanguineus* sensu lato: Neotype designation, redescription, and establishment of morphological and molecular reference. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 13, n. 6, p. 102024, 2022.

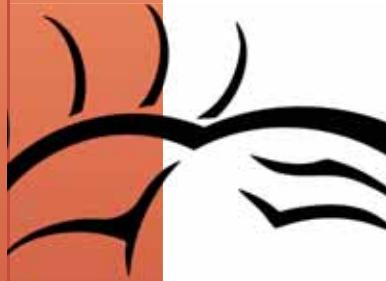
SZABO, M. P. J. et al. Ticks biting humans in the Brazilian savannah: attachment sites and exposure risk in relation to species, life stage and season. **Ticks and Tick-borne Disease**, v. 11, n. 2, p. 101328, 2020.

WALKER, J. B. et al. **The Genus *Rhipicephalus* (Acari: Ixodidae): A Guide to the Brown Ticks of the World.** Cambridge University Press, Cambridge, 2000, p. 643.

CAPÍTULO

3

Carrapatos no
Brasil Central



Namor Pinheiro Zimmermann

Andre de Abreu Rangel Aguirre

Marcos Valério Garcia

Renato Andreotti

Introdução

OCerrado e o Pantanal (Figura 1) são os biomas que constituem a região central do Brasil, sendo o Cerrado o bioma predominante. O Cerrado é caracterizado por árvores de porte baixo, espaçadas e com troncos retorcidos, sendo considerado o segundo maior bioma do Brasil. Estima-se que ocorram cerca de 320 mil espécies de animais com aproximadamente 935 espécies de aves, 298 de mamíferos e 268 de répteis (BRASIL 2010). O clima predominante no Cerrado é o tropical sazonal com invernos secos. A temperatura média anual fica em torno de 22°C e 23°C, podendo

chegar a mais de 40°C. A precipitação média no bioma varia entre 1.200 mm e 1.800 mm e concentra-se nas estações quentes (primavera e verão) (Marcuzzo et al., 2012; Sette 2005).



O Pantanal é uma grande planície de inundação sazonal que cobre cerca de 140.000 km², localizada próximo do centro da América do Sul, a aproximadamente 100 m de altitude e subdividida em 11 sub-regiões (Da Silva & Abdon 1998; Schaller 1983). Está localizado entre 14° e 23° S e 55° e 60° W (Assine, 2004). O verão (dezembro a março) é quente e chuvoso, com precipitação pluviométrica média sazonal de 1.100 mm e temperatura máxima do ar que

pode superar 40°C. O inverno (junho a setembro) é quente e seco, com precipitação pluviométrica média de inverno inferior a 300 mm e temperaturas mínimas médias do ar próximas de 20°C (Hamilton et al., 1996) e umidade relativa média anual próxima de 75% (Soriano et al., 1997).

Estudos na área do Pantanal Sul-mato-grossense permitem comprovar que há riqueza e diversidade de animais e de carrapatos (Pereira et al., 2000; Labruna et al., 2005; Cançado et al., 2017). Uma pesquisa realizada em uma propriedade rural na região do Pantanal, sub-região da Nhecolândia, permitiu identificar 34 espécies de mamíferos de sete ordens, 16 famílias e 28 gêneros (Alho et al. 1988). Das espécies introduzidas destacam-se o porco-monteiro (*Sus scrofa*) e as criações de bovinos. A população estimada do porco-monteiro é próxima de 9.800 grupos. Os bovinos foram observados em altas densidades (>10 indivíduos km^{-1}) na maior parte do Pantanal (Mourão et al., 2002).

Carrapatos

Foi descrito que 78% dos animais selvagens capturados no bioma Pantanal abrigavam carrapatos de diversas espécies (Pereira et al., 2000). Das espécies de carrapatos mais abundantes e com maior diversidade de hospedeiros, no Pantanal, são descritos o *Amblyomma sculptum* (syn. *Amblyomma cajennense* Nava et al., 2014), portanto serão usados na região do Pantanal o *A. sculptum*, o *Amblyomma parvum* e o *Amblyomma ovale*. Estes são descritos como frequentemente encontrados no Pantanal em diversos hospedeiros (Pereira et al., 2000; Bechara et al., 2006; Cançado et al., 2017).

Algumas espécies do gênero *Amblyomma* se destacam pela importância em saúde única, podendo representar risco real ou potencial na transmissão de agentes patogênicos, já que muitas espécies são relatadas parasitando humanos (Barros-Battesti, 2006). Nesse contexto, destaca-se o *A. sculptum* por ser o principal vetor de microrganismos do grupo da Febre Maculosa Brasileira (FMB) no neotrópico (Guglielmone et al., 2004; Labruna et al., 2009).

A biologia dos animais de vida livre, junto com a sazonalidade do Pantanal de cheias e secas e as estações do ano, afeta a dinâmica da população de carrapatos. Os hospedeiros mais infestados são aqueles que vivem dentro ou parcialmente dentro das matas, diferente dos animais que habitam áreas

abertas de pastagens (Pereira et al., 2000; Bechara et al., 2006). Nos veados-campeiros podem ocorrer maiores níveis de infestação de *Rhipicephalus microplus* (Cançado et al., 2009) (Figura 2).



Foto: Zimmermann, N.P.

Figura 2. Carapato *Rhipicephalus microplus* parasitando Veado - Campeiro (*Ozotoceros bezoarticus*).

Além disso, no período das cheias, durante o verão, os animais tendem a se concentrar dentro ou próximo das florestas. Nessas áreas ocorre maior densidade de carapatos. De agosto a setembro há predominância de ninfas dos carapatos (Pereira et al., 2000; Bechara et al., 2006).

No Cerrado há uma expressiva diversidade de hospedeiros, em destaque, a capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*) (Figura 3). Esta é considerada um hospedeiro amplificador de *Rickettsia rickettsii* para *A. sculptum* (Polo et al., 2017). Matias et al. (2018) descreveram a presença de *A. sculptum* e *A. dubitatum* em uma área urbana de Cerrado habitada por capivaras, onde havia forte

influência sobre a população de *A. sculptum* quando comparada com a área de restrição de acesso das capivaras.

Foto: Zimmermann, N.P.



Figura 3. Capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) em fragmento de Cerrado em área urbana.

Na região Centro-Oeste, foram registradas 42 espécies de carrapatos representadas por: Família Ixodidae (33 espécies) – *Amblyomma* (25), *Dermacentor* (1), *Haemaphysalis* (2), *Ixodes* (3) e *Rhipicephalus* (2), e Família Argasidae (9) – *Argas* (1) e *Ornithodoros* (8) (Barros-Battesti et al. 2024).

Devido à variedade de espécies animais hospedeiras e a sua relação com as diferentes espécies de carrapatos, este capítulo está dividido em seções que compreendem os mamíferos, répteis e aves.

Mamíferos

O Pantanal é conhecido mundialmente pela sua extraordinária vida selvagem, especialmente com espécies de mamíferos, que incluem a onça-pintada, capivara, cervo-do-pantanal, tamanduá-bandeira, e muitos outros, interagindo em complexas comunidades ecológicas (Alho et al., 1988, 2005).

O *Amblyomma sculptum* é a espécie presente em uma ampla variedade de hospedeiros (Pereira et al., 2000). Cançado et al. (2013) descrevem prevalência de 100% de *A. sculptum* nos porcos-monteiro encontrados (Figura 4) e também em tamanduás-bandeira de vida livre, demonstrando uma alta intensidade de infestação, com mais de 30 carapatos por animal. Possivelmente tem papel de amplificador da população de *A. sculptum* por meio do porco-monteiro. Estes porcos ferais se tornaram abundantes na região e compartilham os mesmos habitats dos animais selvagens e domésticos da região (Cançado et al., 2013).



Foto: Zimmeimann, N.P.

Figura 4. Carapatos *A. sculptum* em porco-monteiro (*Sus scrofa*).

Nos tatus da região do Pantanal, *A. sculptum* também é a espécie predominante (Medri et al., 2010; Kluyber et al., 2016).

Kluyber et al. (2016) descrevem prevalência de 44% desses animais com presença de carapatos e que a maioria coletada estava fixada na região ventral do corpo, principalmente entre o casco e a pele, bem como nas orelhas. O maior parasitismo foi observado na espécie de tatu com maior tamanho corporal. Quanto maior for o tamanho corporal, aumentam as chances de contato com os carapatos em questão. Uma área de vida maior está positivamente relacionada com a taxas mais altas de ectoparasitas (Kluyber et al., 2016; Mohr 1961). A relação das espécies de carapatos descritas em tatus e outros mamíferos é apresentada na Tabela 1.

Tabela 1 – Relação das espécies de hospedeiros mamíferos e de carrapatos, descritas na literatura na região do Brasil Central.

ESPÉCIE HOSPEDEIRA	CARRAPATOS	AUTORES
<i>Blastocerus dichotomus</i>	<i>R. microplus</i> ; <i>A. sculptum</i> ; <i>A. tigrinum</i>	Bechara et al. (2006); Figueiredo et al. (1999); Pereira et al. (2000)
<i>Bos taurus/B. indicus</i>	<i>R. microplus</i> ; <i>A. sculptum</i> ; <i>A. parvum</i>	Bechara et al. (2006); Cançado et al. (2009); Ramos et al. (2016)
<i>Cabassous unicinctus</i>	<i>Amblyomma sculptum</i>	Kluyber et al. (2016)
<i>Cerdocyon thous</i>	<i>A. cajennense</i> ; <i>A. sculptum</i> ; <i>A. parvum</i> ; <i>A. ovale</i> ; <i>O. rostratus</i>	Cançado et al. (2017); Barros-Battesti et al. (2024); Prati et al. (2023); Zimmermann et al. (2014)
<i>Clyomys sp.</i>	<i>A. auricularium</i> ; <i>A. parvum</i>	Cançado et al. (2017); Barros-Battesti et al. (2024)
<i>Canis familiaris</i>	<i>A. cajennense</i> ; <i>A. sculptum</i> ; <i>A. parvum</i> ; <i>A. ovale</i> ; <i>O. rostratus</i>	Bechara et al. (2006); Barros-Battesti et al. (2024); Cançado et al. (2017);
<i>Dasyurus novemcinctus</i>	<i>A. auricularium</i> ; <i>A. parvum</i> ; <i>A. sculptum</i>	Barros-Battesti et al. (2024); Kluyber et al. (2016);
<i>Dasyprocta azarae</i>	<i>A. sculptum</i> ; <i>A. parvum</i>	Cançado et al. (2013)
<i>Didelphis albiventris</i>	<i>A. auricularium</i> ; <i>Ornithodoros mimon</i>	Barros-Battesti et al. (2024); Sponchiado et al. (2015);
<i>Equus caballus</i>	<i>A. cajennense</i> ; <i>A. sculptum</i> ; <i>D. nitens</i>	Bechara et al. (2006); Cançado et al., 2017; livro
<i>Euphractus sexcinctus</i>	<i>A. cajennense</i> ; <i>A. auricularium</i> ; <i>A. parvum</i> ; <i>A. sculptum</i> ; <i>A. pseudoconcolor</i>	Bechara et al. (2006); Kluyber et al. (2016); Medri et al. (2010); Pereira et al. (2000); Prati et al. (2023)
<i>Gallus Gallus domesticus</i>	<i>Argas miniatus</i>	Barros-Battesti et al. (2024)

<i>Gracilinanus agilis</i>	<i>Ornithodoros mimon</i>	Sponchiado et al. (2015)
<i>Holochilus sciureus</i>	<i>A. triste</i>	Prati et al. (2023)
<i>Hydrochaeris hydrochaeris</i>	<i>A. cajennense; A. sculptum; A. parvum</i>	Bechara et al. (2006); Cançado et al. (2017); Ito et al. (1998); Pereira et al. (2000); Prati et al. (2023)
<i>Leopardus pardalis</i>	<i>A. cajennense; A. sculptum; A. parvum; A. ovale</i>	Cançado et al. (2017)
<i>Mazama americana</i>	<i>A. cajennense</i>	Prati et al. (2023)
<i>Mazama gouazoubira</i>	<i>R. microplus; A. sculptum; A. parvum</i>	Bechara et al. (2006); Pereira et al. (2000); Prati et al. (2023)
<i>Myrmecophaga tridactyla</i>	<i>A. cajennense; A. calcaratum; A. nodosum; A. sculptum; A. sculpturatum; A. parvum; A. ovale</i>	Bechara et al. (2006); Pereira et al. (2000); Cançado et al., (2017); Prati et al. (2023); Barros-Battesti et al. (2024)
<i>Nasua nasua</i>	<i>A. auricularium; A. cajennense; A. sculptum; A. ovale; A. tigrinum; A. parvum</i>	Bechara et al. (2006); Cançado et al. (2017); Figueiredo et al. (1999); Labruna et al. (2005); Pereira et al. (2000); Prati et al. (2023); Barros-Battesti et al. (2024)
<i>Ozotoceros bezoarticus</i>	<i>R. microplus</i>	Bechara et al. (2006); Cançado et al. (2009); Pereira et al. (2000)
<i>Priodontes maximus</i>	<i>A. parvum; A. sculptum</i>	Miranda et al. (2010); Kluyber et al. (2016)
<i>Panthera onca</i>	<i>A. cajennense; A. sculptum; A. ovale; A. triste; R. microplus</i>	Labruna et al. (2005); Widmer et al. (2011); Barros-Battesti et al. (2024)
<i>Procyon cancrivorus</i>	<i>A. sculptum; A. parvum; A. ovale</i>	Cançado et al. (2017); Prati et al. (2023)

<i>Pteronura brasiliensis</i>	<i>Amblyomma sculptum</i>	Soresini et al. (2023)
<i>Puma concolor</i>	<i>A. cajennense; A. ovale</i>	Labruna et al. (2005); Barros-Battesti et al. (2024)
<i>Rhipidomys macrurus</i>	<i>O. mimon</i>	Sponchiado et al. (2015)
<i>Sus scrofa</i>	<i>A. sculptum; A. parvum; O. rostratus</i>	Cançado et al. (2013)
<i>Tayassu tajacu</i>	<i>A. sculptum; A. parvum</i>	Cançado et al. (2017)
<i>Tapirus terrestris</i>	<i>A. cajennense; A. parvum; A. sculptum; A. triste; A. ovale; A. coelebs; R. microplus</i>	Labruna et al. (2021); Prati et al. (2023)
<i>Tamandua tetradactyla</i>	<i>A. calcaratum; A. sculptum; A. nodosum; A. parvum</i>	Bechara et al. (2006); Cançado et al. (2017); Pereira et al. (2000); Prati et al. (2023)
<i>Tolypeutes matacus</i>	<i>Amblyomma auricularium</i>	Livro
<i>Thrychomys spp.</i>	<i>A. auricularium; A. parvum; A. ovale; Ornithodoros cerradoensis; Ornithodoros guaporensis</i>	Cançado et al. (2017); Wolf et al. (2016); Munôz-Leal et al. (2020); Barros-Battesti et al. (2024)
<i>Thylamys macrurus</i>	<i>O. mimon</i>	Sponchiado et al. (2015)

Labruna et al. (2021) amostraram 220 indivíduos de *Tapirus terrestris* nos biomas do Pantanal, Cerrado e Mata Atlântica. Todas as Antas apresentaram infestação por carrapatos e o *A. sculptum* foi a espécie mais abundante nas Antas do Pantanal e do Cerrado.

Nos carnívoros na região do Pantanal, a espécie de carrapato mais encontrada é o *A. ovale*, descrita em todos os carnívoros (Tabela 1) (6 espécies de vida livre e uma doméstica) exceto a ariranha, e em algumas espécies de roedores e tamanduás (Bechara et al., 2006). Os carnívoros são considerados hospedeiros primários dos estágios adultos de *A. ovale*, *A. aureolatum* e *A.*

tigrinum (Labruna et al., 2002; Pinter et al., 2004). Das outras espécies de carapatos que são encontradas com frequência em carnívoros no Pantanal destacam-se o *A. sculptum* e o *A. parvum*. Das espécies animais onívoros, o quati (*Nasua nasua*) é tido como um dos que apresentam maiores níveis de infestação por *A. sculptum*.

Nas espécies de cervídeos é relatada uma alta infestação por carapatos no cervo-do-Pantanal (*Blastocerus dichotomus*) e veado-catingueiro (*Mazama gouazoubira*) com maiores concentrações no pescoço, esterno e região ventral, enquanto no veado-campeiro foram observadas baixas infestações (Bechara et al., 2006; Pereira et al., 2000).

Das espécies domésticas destaca-se o porco-ponteiro devido ao relato do intenso parasitismo e seu papel de amplificador, sendo descritas as espécies de carapatos: *Amblyomma sculptum*, *A. parvum*, e *Ornithodoros rostratus* (Cançado et al., 2013). Em bovinos foram descritas três espécies com as seguintes prevalências: *R. microplus* (55.7 %), *A. sculptum* (38 %) e *A. parvum* (4.1 %) (Ramos et al., 2016). Nas outras espécies de mamíferos, bem como, em algumas já descritas destacam-se o *A. sculptum* e o *A. parvum* pela ampla variedade de hospedeiros devido à baixa especificidade (Cançado et al., 2017).

No Pantanal há uma população diversa de morcegos, com 5 famílias, 41 gêneros e 80 espécies (Alho et al., 2011). Apesar da riqueza há poucos estudos relacionados com o parasitismo por carapatos. Estão descritos na Tabela 2 os resultados obtidos por Muñoz-Leal et al. (2016), onde foram coletados 368 carapatos de 1028 morcegos e obtiveram as espécies de carapatos: *Ornithodoros hasei* e *Ornithodoros mimon*.

Tabela 2 – Espécies de morcegos hospedeiros e de carapatos descritos na região do Brasil Central.

ESPÉCIE HOSPEDEIRA	CARRAPATOS	AUTORES
<i>Anoura caudifer</i>	<i>Ornithodoros cavernicolous</i>	Dantas-Torres et al. (2012)
<i>Artibeus planirostris</i>	<i>Ornithodoros hasei</i> ; <i>Ornithodoros mimon</i>	Muñoz-Leal et al. (2016)

<i>Carollia perspicillata</i>	<i>O. cavernicolous</i>	Dantas-Torres et al. (2012)
<i>Desmodus rotundus</i>	<i>O. cavernicolous; Ornithodoros fonsecai</i>	Barros-Battesti et al. (2024); Dantas-Torres et al. (2012)
<i>Gardnerycteris crenulatum</i>	<i>Ornithodoros hasei</i>	Muñoz-Leal et al. (2016)
<i>Platyrrhinus lineatus</i>	<i>O. hasei</i>	Muñoz-Leal et al. (2016)
<i>Phyllostomus discolor</i>	<i>O. hasei</i>	Muñoz-Leal et al. (2016)
<i>Phyllostomus hastatus</i>	<i>O. hasei</i>	Muñoz-Leal et al. (2016)
<i>Peropteryx macrotis</i>	<i>Ornithodoros fonsecai</i>	Barros-Battesti et al. (2024)
<i>Mimon crenulatum</i>	<i>O. hasei</i>	Muñoz-Leal et al. (2016)
<i>Noctilio albiventris</i>	<i>O. hasei</i>	Muñoz-Leal et al. (2016)
<i>Noctilio leporinus</i>	<i>O. hasei</i>	Barros-Battesti et al. 2024

Répteis

Nesta Classe, os carrapatos exercem alguns efeitos negativos (anemia, desidratação, emagrecimento) além de promover o processo precoce de ecdise. Podem também atuar como vetores de patógenos para outros hospedeiros relacionados (Mendoza-Roldan et al., 2020).

Os carrapatos podem colonizar diferentes áreas do corpo do hospedeiro, a maioria fixa-se abaixo das escamas (Díaz-Páez et al., 2016). Em geral o nicho preferido depende da habilidade e do tamanho do carrapato, com parasitas maiores escolhendo áreas inacessíveis após a produção de prurido (cabeça, área nasal, axilas, articulações, dedos dos pés e cloaca) (Chilton et al., 1992). Cançado et al. (2017) descreveram a presença de carrapatos em dois cágados (*Chelonoidis carbonária*) fixados nas pernas próximas do corpo e protegidos pela carapaça.

Os répteis e anfíbios são hospedeiros primários de *Amblyomma dissimile* e *A. rotundatum* (Alcantara et al., 2018). A espécie de carapato *A. dissimile* foi a mais encontrada em répteis na região do Pantanal. Foi descrita como especializada em se alimentar de animais de sangue frio (Barros-Battesti et al., 2006).

Tabela 3 - Relação das espécies de répteis hospedeiros e de carapatos, descritas na literatura na região do Brasil Central.

ESPÉCIE	CARRAPATOS	AUTORES
<i>Boa constrictor</i>	<i>A. dissimile</i>	Prati et al. (2023)
<i>Bothrops matogrossensis</i>	<i>A. dissimile</i>	Cançado et al. (2017); Prati et al. (2023)
<i>Chelonoidis carbonaria</i>	<i>A. dissimile</i>	Cançado et al. (2017)
<i>Eunectes murinus</i>	<i>Amblyomma sp.</i> (imáturos)	Bechara et al. (2006)
<i>Eunectes notaeus</i>	<i>A. dissimile</i>	Prati et al. (2023)
<i>Paleosuchus palpebrosus</i>	<i>A. rotundatum</i>	Morais et al. (2010)
<i>Tupinambis sp.</i>	<i>A. rotundatum</i>	Prati et al. (2023)

Aves

O Pantanal é um bioma rico em espécies de aves, incluindo as residentes e migratórias (Fecchio et al., 2020). As aves funcionam como importantes hospedeiros móveis e disseminadoras de um ou mais estágios de carapatos (Hamer et al., 2012). As aves migratórias merecem uma atenção maior, uma vez que podem transportar carapatos potencialmente infectados através de grandes áreas (Capligina et al., 2014).

Algumas espécies de carrapatos de corpo duro parasitam aves, especialmente em estágios imaturos (Labruna et al., 2007), embora o estágio adulto de algumas espécies de ixodídeos também tenham sido observadas (Jordan et al., 2009). Segundo Ramos et al. (2015) a *A. longirostre* foi a mais comum encontrada em pássaros no Pantanal. Este autor também cita a presença de estágios imaturos de *A. nodosum* e *A. calcaratum* nas aves observadas.

Tabela 4 - Relação das espécies de aves hospedeiras e de carrapatos descritas na literatura, na região do Brasil Central.

ESPÉCIE	CARRAPATOS	AUTORES
<i>Galinhas</i>	<i>Argas miniatus</i>	Cançado et al. (2017)
<i>Antilophia galeata</i>	<i>Amblyomma longirostre</i>	Fecchio et al. (2020)
<i>Basileuterus flaveolus</i>	<i>A. longirostre</i>	Ramos et al. (2015)
<i>Cercomacra melanaria</i>	<i>A. nodosum</i>	Ramos et al. (2015)
<i>Cnemotriccus fuscatus</i>	<i>A. sculptum; A. calcaratum</i>	Ramos et al. (2015)
<i>Coryphospingus cucullatus</i>	<i>A. calcaratum</i>	Barros-Battesti et al. (2024)
<i>Cranioleuca vulpina</i>	<i>A. longirostre</i>	Fecchio et al. (2020)
<i>Crax fasciolata</i>	<i>A. cajennense</i>	Soares et al. (2015)
<i>Crotophaga ani</i>	<i>A. sculptum</i>	Fecchio et al. (2020)
<i>Crypturellus undulatus</i>	<i>A. sculptum</i>	Fecchio et al. (2020)
<i>Coccyzus euleri</i>	<i>A. sculptum</i>	Ramos et al. (2015)

<i>Cyclarhis gujanensis</i>	<i>A. calcaratum</i>	Barros-Battesti et al. (2024)
<i>Dendroplex picus</i>	<i>O. mimon</i>	Ramos et al. (2014)
<i>Dysithamnus mentalis</i>	<i>A. calcaratum</i>	Barros-Battesti et al. (2024)
<i>Eucometis penicillata</i>	<i>A. nodosum</i>	Fecchio et al. (2020)
<i>Formicivora rufa</i>	<i>A. nodosum</i>	Ramos et al. (2015)
<i>Xyphorhynchus sp.</i>	<i>O. minion; A. longirostre;</i>	Ramos et al. (2015)
<i>Furnarius sp.</i>	<i>A. sculptum; A. triste</i>	Fecchio et al. (2020); Ramos et al. (2015)
<i>Hemitriccus margaritaceiventer</i>	<i>A. calcaratum; A. nodosum; A. longirostre</i>	Ramos et al. (2015)
<i>Hypocnemoides maculicauda</i>	<i>A. nodosum</i>	Fecchio et al. (2020)
<i>Lanius penicillatus</i>	<i>A. longirostre; O. mimon</i>	Ramos et al. (2015)
<i>Lepidocolaptes angustirostris</i>	<i>O. mimon</i>	Ramos et al. (2014)
<i>Myiarchus tyrannulus</i>	<i>A. calcaratum</i>	Barros-Battesti et al. (2024)
<i>Pipra fasciicauda</i>	<i>A. calcaratum</i>	Barros-Battesti et al. (2024)
<i>Pitangus sulphuratus</i>	<i>A. nodosum</i>	Ramos et al. (2015)

<i>Poecilotriccus latirostris</i>	<i>A. calcaratum</i>	Barros-Battesti et al. (2024)
<i>Ramphocelus carbo</i>	<i>Amblyomma nodosum; A. longirostre</i>	Fecchio et al. (2020)
<i>Rupornis magnirostris</i>	<i>A. calcaratum</i>	Barros-Battesti et al. (2024)
<i>Saltator sp.</i>	<i>A. calcaratum; Amblyomma nodosum</i>	Barros-Battesti et al. (2024); Fecchio et al., (2020)
<i>Sporophila angolensis</i>	<i>A. sculptum</i>	Ramos et al. (2015)
<i>Tangara cayana</i>	<i>A. calcaratum</i>	Barros-Battesti et al. (2024)
<i>Taraba major</i>	<i>A. nodosum</i>	Fecchio et al. (2020); Ramos et al. (2015)
<i>Turdus sp.</i>	<i>A. nodosum; A. calcaratum; A. sculptum; A. ovale; A. longirostre</i>	Fecchio et al. (2020); Ramos et al. (2015)
<i>Thamnophilus sp.</i>	<i>A. calcaratum; A. nodosum; A. longirostre</i>	Ramos et al. (2015)
<i>Volatinia jacarina</i>	<i>A. nodosum</i>	Ramos et al. (2015)

Este capítulo, ao mostrar a grande diversidade de espécies de carrapatos e seus hospedeiros no Cerrado e no Pantanal, biomas que constituem a região central do Brasil, evidencia a necessidade de novos estudos para melhor conhecer tanto as espécies desse parasito quanto os agentes que nele circulam e, potencialmente, são possíveis patógenos utilizando os carrapatos como vetores.



Referências

- ALHO, C. J. R. The Pantanal. In: FRASER, LH. and KEDDY, PA., Org. The world's largest wetlands – **Ecology and Conservation**. New York, USA: Cambridge University Press. p. 203-271, 2005.
- ALHO, C. J. R. et al. Mamíferos da fazenda Nhumirim, sub-região de Nhecolândia, Pantanal do Mato Grosso do Sul: levantamento preliminar de espécies. **Revista Brasileira de Biologia**, v. 48, n.2, p. 213–225, 1988.
- ASSINE, M. L.; SOARES, P. C. Quaternary of the Pantanal, west-central Brazil. **Quaternary International**. n. 114, p.23-34, 2004.
- ALCANTARA, E. et al. Ticks (Acari: Argasidae and Ixodidae) infesting amphibians and reptiles in Northeastern Brazil. **Systematic and Applied Acarology**, n. 23, v. 8, p. 1497-1508, 2018. <http://dx.doi.org/10.11158/saa.23.8.1>.
- BARROS-BATTESTI, D. M.; ARZUA, M.; BECHARA, G. H. Carrapatos de importância médico-veterinária da região neotropical: um guia ilustrado para identificação de espécies. São Paulo, Vox, ICTTD-3, Butantan. 2006. 223p.
- BARROS-BATTESTI, D. M.; MACHADO, R. Z.; ANDRÉ, M. R. **Ectoparasitofauna Brasileira De Importância Veterinária** - Volume 3. **Acarofauna de Importância Veterinária: Parasitiformes** - Ixodida, Parte I. 1. ed. Jaboticabal, SP, CBPV, 2024. 537 p. ISBN 978-65-84598-92-8. 2024.
- BECHARA, G. H. et al. Ticks associated with wild animals in the Nhecolândia Pantanal, Brazil. **Annals of the New York Academy of Sciences**, v. 916, p. 289-297, 2000.
- BRASIL. Plano de Ação para Prevenção e Controle do Desmatamento e das Queimadas no Cerrado. **PP Cerrado, Brasília**. 2010. 112p.
- CANÇADO, P. H. D. et al. *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Acari: Ixodidae) as a parasite of pampas-deer (*Ozococeros bezoarticus*) and cattle in Central Pantanal of Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.18, p. 42-46, 2009.
- CANÇADO, P. H. D. et al. Host-parasite relationship of ticks (Acari: Ixodidae and Argasidae) and Feral Pigs (*Sus scrofa*) in the Nhecolândia Region of the

Pantanal Wetlands in Mato Grosso do Sul. **ISRN Parasitology**, v. 2013, p. 1-6, 2013.

CANÇADO, P. H. D. et al. Current status of ticks and tick-host relationship in domestic and wild animals from Pantanal wetlands in the state of Mato Grosso do Sul, Brazil. **Iheringia. Série Zoologia**, 107, 2017.

CAPLIGINA, V. et al. Prevalence of tick-borne pathogens in ticks collected from migratory birds in Latvia. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 5, n. 1, p. 75-81, 2014.

CHILTON, N. B. et al. Differences in attachment site of the Australian reptile tick *Amblyomma limbatum* (Acari: Ixodidae) on two host species. **International Journal for Parasitology**, v. 22, n. 6, p. 783-787. 1992.

DANTAS-TORRES, F. et al. Description of a New Species of Bat-Associated Argasid Tick (Acari: Argasidae) from Brazil. **Journal of Parasitology**, v. 98, n.1, p.36-45, 2012.

DA SILVA, J. D. S. V.; ABDON, M. D. M. Delimitação do Pantanal Brasileiro e suas Sub-regiões. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 33, p. 1703-1711. 1998.

FECCHIO, A. et al. Host movement and time of year influence tick parasitism in Pantanal birds. **Experimental and Applied Acarology**, v. 82, n. 1, p. 125-135. 2020.

FIGUEIREDO, L. T. M. et al. Report on ticks collected in the Southeast and Mid-West regions of Brazil: analyzing the potential transmission of tick-borne pathogens to man. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 32, n. 6, p. 613-619, 1999.

GUGLIELMONE, A. A. et al. Abundance of stable flies on heifers treated for control of horn flies with organophosphate impregnated ear tags. **Medical and Veterinary Entomology**, v. 18, n. 1, p. 10-13, 2004.

HAMER, S. A. et al. Wild birds and urban ecology of ticks and tick-borne pathogens, Chicago, Illinois, USA, 2005–2010. **Emerging Infectious Diseases**, v. 18, p. 1589–1595, 2012.

HAMILTON, S. K. et al. Inundation patterns in the Pantanal wetland of South

America determined from passive microwave remote sensing. **Archiv für Hidrobiology**, v. 137, p. 1-23, 1996.

ITO, F. H. et al. Evidência sorológica de Brucelose e leptospirose e parasitismo por Ixodídeos em animais silvestres do Pantanal Sul-Mato-Grossense. **Ars Veterinária**, v. 14, n. 3, p. 302-310, 1998.

JORDAN, B. E. et al. Detection of *Borrelia burgdorferi* and *Borrelia lonestari* in birds in Tennessee. **Journal of Medical Entomology**, v. 46, n. 1, p. 131-138, 2009.

KLUYBER, D. et al. Ticks (Acari: Ixodidae) infesting armadillos (Cingulata: Dasypodidae) in the Pantanal wetland, Mato Grosso do Sul, Brazil. **Systematic & Applied Acarology**, v. 21, n. 8, p. 1087-1091, 2016.

LABRUNA, M. B. Ecology of Rickettsia in South America. **Annals of the New York Academy of Sciences**, 1166, p. 156-166, 2009.

LABRUNA, M. B. et al. Life cycle and host specificity of *Amblyomma triste* (Acari: Ixodidae) under laboratory conditions. **Experimental & Applied Acarology**, v. 26, n. 4, p.115- 125, 2002.

LABRUNA, M. B. et al. Ticks (Acari: Ixodida) on wild carnivores in Brazil. **Experimental & Applied Acarology**, v. 36, p. 149-163, 2005.

LABRUNA, M. B. et al. Ticks and rickettsial exposure in lowland tapirs (*Tapirus terrestris*) of three Brazilian biomes. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 12, n. 3, p. 1-8. 2021.

LABRUNA, M. B. et al. Ticks collected from birds in the state of São Paulo, Brazil. **Experimental & Applied Acarology**, v. 43, n.2, p. 147-160, 2007.

MARCUZZO, F. F. N. et al. Chuvas no cerrado da região centro-oeste do Brasil: análise histórica e tendência futura. **Revista Ateliê Geográfico**, v.6, n.2, 112-130 p. 2012.

MATIAS, J. et al. Free-living ticks in a Cerrado fragment, State of Mato Grosso do Sul, Brazil. **Bioscience Journal**, v. 34, n.4, p. 979-984, 2018.

MEDRI, I. M. et al. Ticks (Acari: Ixodidae) from yellow armadillo, *Euphractus sexcinctus* (Cingulata: Dasypodidae), in Brazil's Pantanal wetlands. **Neotropical**

Entomology, v. 39, n. 5, p. 823–825, 2010.

MENDOZA-ROLDAN, J. A. et al. Zoonotic parasites of reptiles: a crawling threat. **Trends Parasitology**, v. 36, n. 8, p. 677-687, 2020.

MIRANDA, F. R. et al. Presence of *Amblyomma cajennense* in wild giant armadillos (*Priodontes maximus*) of the Pantanal Matogrossense, Brazil. **Edentata**. v. 11, n. 1, p. 73–75, 2010.

MOHR, C. O. Relation of ectoparasite load to host size and standard range. **The Journal of Parasitology**, v. 47, n. 6, p. 978–984, 1961.

MORAIS, D. H. et al. First record of *Amblyomma rotundatum* Koch, 1844 (Acari: Ixodidae) parasitizing *Paleosuchus palpebrosus* Cuvier, 1807 (Reptilia: Crocodylidae), in the western border of Pantanal, Mato Grosso do Sul, Brazil. **Herpetology Notes**, v. 3, n. 1, p. 133-134, 2010.

MOURÃO, G. de M. et al. Levantamento aéreos de espécies introduzidas no Pantanal: porco ferais (porco monteiro), gado bovino e búfalos. Corumbá: Embrapa Pantanal, 2002. 22p.il. (Embrapa Pantanal. **Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento**, 28).

MUÑOZ-LEAL, S. et al. Ticks infesting bats (Mammalia: Chiroptera) in the Brazilian Pantanal. **Experimental & applied acarology**, v. 69, n. 1, p. 73–85, 2016.

NAVA, S. et al. Reassessment of the taxonomic status of *Amblyomma cajennense* (Fabricius, 1787) with the description of three new species, *Amblyomma tonelliae* n. sp., *Amblyomma interandinum* n. sp. and *Amblyomma patinoi* n. sp., and reinstatement of *Amblyomma mixtum* Koch, 1844, and *Amblyomma sculptum* Berlese, 1888 (Ixodida: ixodidae). **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 5, n. 3, p 252-276, 2014.

PEREIRA, M. DE C. et al. Ticks (Acari: Ixodidae) associated with wild animals in the Pantanal region of Brazil. **Journal Medical Entomology**, v. 37, n.6, p. 979-83, 2000.

PINTER, A. et al. Study of the seasonal dynamics, lifecycle, and host specificity of *Amblyomma aureolatum* (Acari: Ixodidae). **Journal Medical Entomology**, v. 41, n. 3, p. 533–537, 2004.

POLO, G. et al. Transmission dynamics and control of *Rickettsia rickettsii* in populations of *Hydrochoerus hydrochaeris* and *Amblyomma sculptum*. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, v.11, n.6, p. 1-24, 2017.

RAMOS, D. G. et al. Rickettsial infection in ticks from wild birds from Cerrado and the Pantanal region of Mato Grosso, midwestern Brazil. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 6, n. 6, p. 836-842, 2015.

RAMOS, V. N. et al. Nellore cattle (*Bos indicus*) and ticks within the Brazilian Pantanal: ecological relationships. **Experimental and Applied Acarology**, v. 68, n.2, p. 227–240, 2016.

RAMOS, V. N. et al. Ticks on humans in the Pantanal wetlands, Brazil. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 5, n.5, p. 497-499. 2014.

SCHALLER, G. B. Mammals and their biomass on a Brazilian ranch. **Arquivos Zoologia**, v. 31, n. 1, p. 1–36, 1983.

SETTE, D. M. Os climas do cerrado do Centro-Oeste. **Revista Brasileira de Climatologia**, v.1, n. 1, 29-42 p. 2005.

SPONCHIADO, J. et al. Association patterns of ticks (Acari: Ixodida: Ixodidae, Argasidae) of small mammals in Cerrado fragments, western Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, v. 65, n. 3, p.389-401. 2015.

SORESINI, G. et al. *Amblyomma sculptum* ticks on a giant otter from the Brazilian Pantanal. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária** v. 32, n. 4, 2023.

SORIANO, B. M. A. et al. Plano de Utilização da Fazenda Nhumirim. Brasilia: Embrapa-CPAP, 1997. 72 (EMBRAPA-CPAP, **Boletim de Pesquisa e Desenvolvimento**, 21).

WIDMER, C. E. et al. Tick-borne bacteria in free-living jaguars (*Panthera onca*) in Pantanal, Brazil. **Vector Borne Zoonotic Diseases** v. 11, n. 8, p. 1001-1005, 2011.

WOLF, R. W. et al. Novel Babesia and Hepatozoon agents infecting non-volant small mammals in the Brazilian Pantanal, with the first record of the tick *Ornithodoros guaporensis* in Brazil. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v.7, n.3, p. 449–456.

CAPÍTULO

4

Bioecologia
do carrapato
Rhipicephalus
microplus e suas
implicações



Marcos Valério Garcia

Vinicio da Silva Rodrigues

Namor Pinheiro Zimmermann

Joelly Corrêa dos Santos

Renato Andreotti

Os carrapatos pertencem ao Filo Arthropoda, Classe Arachnida, Subclasse Acari, Superordem Parasitiformes, Ordem Ixodida, Superfamília Ixodoidea (Krantz; Walter, 2009). Na superfamília Ixodoidea existem mais de 950 espécies de carrapatos em todo mundo, divididas em três famílias: Ixodidae, Argasidae e Nuttalliellidae. A família Ixodidae é compreendida em dois grandes grupos: Prostriata (carrapatos nos quais o sulco anal se curva anterior ao ânus) e Metastriata (carrapatos nos quais o sulco anal, se presente, se curva posteriormente ao ânus) (Figura 1).

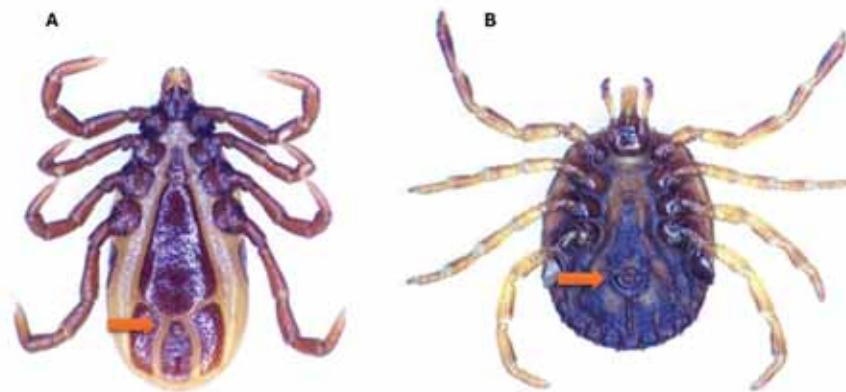


Figura 1. (A) *Ixodes loricatus*, Prostriata: sulco anal anterior, (B) *Amblyomma sculptum*, Metastriata: sulco anal posterior.

O grupo Prostriata compreende 255 espécies, todas do gênero *Ixodes*, e o grupo Metastriata consiste em 486 espécies de carrapatos divididas em 15 gêneros. Juntos os dois grupos ultrapassam 740 espécies, comumente conhecidos e ou chamados de carrapatos “duros” (Guglielmone et al., 2020).

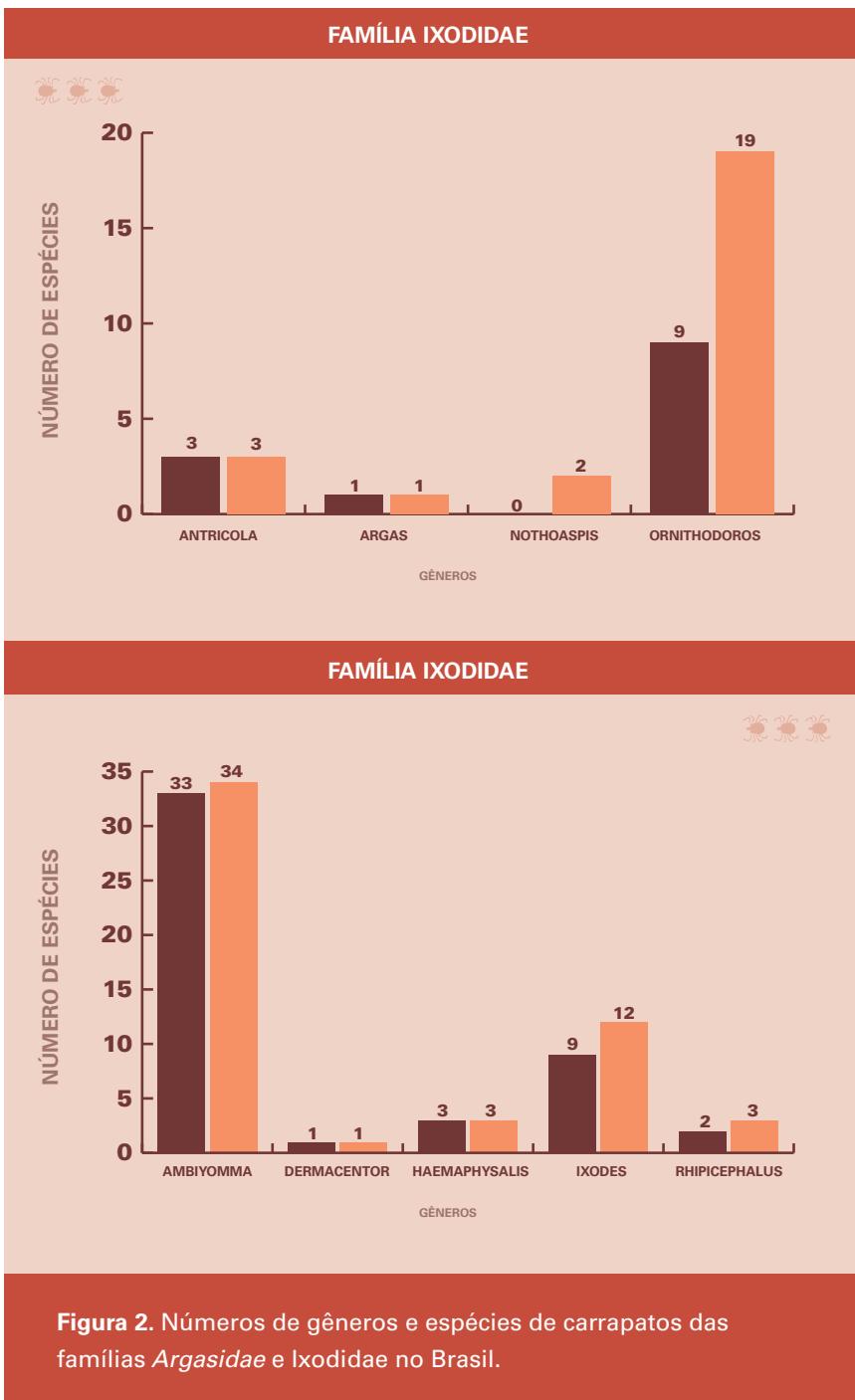
Já a família Argasidae é representada por 220 espécies de carrapatos, divididas em cinco gêneros, conhecidamente chamados de carrapatos “molas”. Para finalizar, há a família Nuttalliellidae, com somente uma espécie (Guglielmone et al., 2020).

No Brasil, a Ixodofauna está composta de 78 espécies, salientando-se que, a cada ano, novos achados são relatados. Nos últimos anos houve um aumento considerável no número de espécies de carrapatos que foram descobertas, somados ixodídeos e argasídeos (Barros-Battesti et al., 2024) (Tabela 1 e Figura 2).

Tabela 1. Comparação do número de gêneros e espécies de carrapatos das duas famílias presentes no Brasil, entre 2006 e 2024.

FAMILIA ARGASIDAE		
	NÚMERO DE ESPÉCIES EM 2006	NÚMERO DE ESPÉCIES EM 2024
<i>Antricola</i> Cooley & Kohls	3	3
<i>Argas</i> Latreille	1	1
<i>Nothoaspis</i> Keirans & Clifford	0	2
<i>Ornithodoros</i> Koch	9	19
TOTAL	13	25

FAMILIA IXODIDAE		
	NÚMERO DE ESPÉCIES EM 2006	NÚMERO DE ESPÉCIES EM 2024
<i>Amblyomma</i> Koch	33	34
<i>Dermacentor</i> Koch	1	1
<i>Haemaphysalis</i> Koch	3	3
<i>Ixodes</i> Latreille	9	12
<i>Rhipicephalus</i> Koch	2	3
TOTAL	48	53



O número de espécies identificadas da ixodofauna cresceu de 61 para 78, o que significa um aumento de 28%, sendo que as espécies de argasídeos quase que dobraram nessas duas décadas, especialmente os carapatos do gênero *Ornithodoros* (Oliveira et al., 2024). Entre os ixodídeos, os gêneros *Ixodes* (Onofrio et al., 2020) e *Amblyomma* apresentaram igual aumento no número de espécies (Soares et al., 2023).

Todo esse volume de novas descobertas deve-se ao grande aumento de estudos voltados para a ixodologia, que se alavancou devido ao surgimento de casos de doenças classificadas como emergentes e reemergentes muitas vezes até então negligenciadas. Como exemplo pode-se citar a febre maculosa brasileira (FMB).

Como visto anteriormente (Tabela 1 e Figura 2) pode-se observar a predominância da família Ixodidae com 53 espécies distribuídas em cinco gêneros: *Amblyomma*, *Ixodes*, *Haemaphysalis*, *Rhipicephalus* e *Dermacentor* (Labruna et al., 2016; Wolf et al., 2016; Michel et al., 2017; Soares et al., 2023). Dentro desses cinco, os carapatos do gênero *Amblyomma* são os mais ricos em número de espécies e parasitam todos os vertebrados presentes nos seis biomas brasileiros.

Já os carapatos da família Argasidae compreendem quatro gêneros: *Antricola*, *Argas*, *Nothoaspis* e *Ornithodoros*. Sendo que o último é contemplado com maior abundância de espécies, caracterizado por ser o gênero de agasídeos com maior importância para a saúde única no Brasil, havendo relatos de nove espécies que picam seres humanos (Luz et al., 2016; Muñoz-Leal et al., 2017; Nogueira et al., 2022).

No Brasil, apesar dessa quantidade de espécies de argasídeos, os carapatos da família Ixodidae ganham maior notoriedade do que a família Argasidae, principalmente os carapatos dos gêneros *Amblyomma* e *Rhipicephalus*. O primeiro pela importância e preocupação em saúde única, e o segundo, principalmente por incluir a espécie *Rhipicephalus microplus*, responsável pelos grandes estragos que causam na cadeia produtiva de bovinos em todo território nacional, considerado um grande gargalo a ser resolvido.

Segundo Grisi et al. (2014) o carapato *R. microplus* causa um prejuízo direto e indireto na casa de 3,24 milhões dólares/ano. O maior problema a ser enfrentado é o controle efetivo desse ectoparasita na cadeia produtiva de bovinos, tanto de corte como de leite.

Tratando-se de produção de carne bovina, o Brasil é o segundo colocado no ranking mundial, perdendo apenas para os EUA, possuindo o segundo

maior rebanho comercial do mundo com 202 milhões de cabeças, ficando atrás somente da Índia. Mas, é nas exportações que o país verdadeiramente se destaca por ser o maior exportador de carne bovina do mundo, com 27,7% das exportações mundiais em 2022. Isso significa que a cada 5 kg de carne comercializada no mundo, 1 kg teve o Brasil como origem. Vale ressaltar que 32% deste crescimento ocorreram na região Centro-Oeste do país (ABIEC, 2023).

Não diferente da pecuária de corte, a pecuária leiteira brasileira possui o segundo maior rebanho do mundo com cerca de 15.740 milhões de vacas e ocupa a quinta posição no ranking mundial de produção com 35.647 bilhões de litros em 2022. Quando se trata de mercado externo, o país tem pouca representatividade na balança comercial, assumindo maior papel como importador (1.093 milhões de dólares) do que exportador (88 milhões de dólares) (Embrapa Gado de Leite).

Diante desse cenário, essa espécie de carrapato ainda é a única no Brasil que causa grande preocupação no cenário da cadeia produtiva de bovinos. Dada a grande importância do carrapato-do-boi, neste capítulo serão abordados alguns aspectos da bioecologia deste ectoparasita.

Rhipicephalus microplus (Canestrini, 1888), mais conhecido como carrapato-do-boi, provavelmente originou-se na Índia e na Ilha de Java, na Ásia. O fato histórico registrado é que as expedições exploradoras, a partir do século XVI, transportavam, além de mercadorias, animais domésticos e, obviamente, junto com esses, seus variados parasitas, principalmente carrapatos, auxiliando assim na dispersão e a disseminação para outras localidades, como nas regiões tropicais e subtropicais, onde possivelmente não existiam, vindo a se estabelecer entre os paralelos 32° Norte e 32° Sul, com alguns focos no paralelo 35° Sul (Nuñes et al., 1982). Sendo assim, *R. microplus* é um carrapato exótico no Brasil, introduzido pelos colonizadores europeus entre os séculos XVI e século XVIII, sendo que, na região Centro-Oeste há registros a partir de 1902.

Atualmente, a classificação taxonômica do *Rhipicephalus microplus* segundo o National Center for Biotechnology Information, é:

- Reino – Metazoa;
- Filo – Arthropoda;

- Classe – Arachnida;
- Subclasse – Acari;
- Superordem – Parasitiformes;
- Ordem – Ixodida;
- Superfamília – Ixodoidea;
- Família – Ixodidae;
- Subfamília – Rhipicephalinae.
- Gênero – *Rhipicephalus*;
- Subgênero – *Boophilus*;
- Espécie – *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*.

Até o início do ano 2000, o carrapato do boi era chamado de *Boophilus microplus*. Porém, estudos e análises filogenéticas o reclassificaram no gênero *Rhipicephalus*, passando a se denominar *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Murrell; Barker 2003). Na maioria das publicações mais recentes, o subgênero não é mais considerado, sendo este carrapato designado somente como *Rhipicephalus microplus*. No entanto, o gênero *Boophilus* ainda é utilizado muitas vezes para facilitar a recuperação de publicações anteriores à mudança de nome.

Notadamente, esse carrapato se adaptou sem dificuldades ao clima brasileiro, principalmente ao bioma Cerrado, encontrando-se distribuído em todos as regiões onde há criação de bovinos, e é popularmente conhecido como o carrapato-do-boi, porque este ectoparasita tem uma enorme predileção em parasitar esses animais. No entanto, na literatura constam relatos de parasitismo em outros animais, como ovelhas, veados e até mesmo seres humanos (Garcia et al., 2015; Guglielmone et al., 2006; Nogueira et al., 2022).

Segundo Verissimo et al. (1997), os bovinos de raças taurinas (*Bos taurus*) e seus cruzamentos são os de maior sensibilidade para esse carrapato segundo Barros et. al. (2024), que desenvolveram uma importante e interessante ferramenta (réguas do carrapato) que auxilia na informação sobre a sensibilidade de algumas raças de bovinos ao *R. microplus*, mostrando que, em conjunto com as condições climáticas, as raças também influenciam no grau e ou intensidade de infestação parasitária (Gonzales, 1995).

De modo geral pode-se confirmar que, apesar dos carrapatos desta espécie terem se adaptado às diferentes condições climáticas do país, esses fatores exercem grande influência direta e indiretamente na quantidade de gerações realizadas por eles durante um período anual, podendo variar de uma região para outra.

Vários estudos demonstraram o impacto das condições climáticas na capacidade de sobrevivência durante a fase de vida livre e, assim, manter as populações. Como exemplos, algumas regiões no Sul apresentam temperaturas mais baixas durante o inverno, ocasionando três gerações ao longo do ano (Gonzales, 1995), enquanto nas regiões Sudeste e Centro-Oeste, estudos realizados por Campos Pereira et al. (2008) e Cruz et al. (2020) observaram números de quatro e cinco gerações anuais, respectivamente. Recentemente, no triângulo mineiro, Rodrigues (2022) constatou também cinco gerações, enquanto no bioma Amazônico da região norte, Sales et al. (2024) observaram seis gerações anuais dessa espécie de carrapato, sendo por enquanto o maior recorde registrado para América Latina.

Diferente dos resultados encontrados no bioma Caatinga, Barros et al (2017) observaram que, na estação seca a sobrevivência das larvas é diretamente afetada e o número de gerações está diretamente ligado à estação chuvosa, mostrando que esse bioma é desfavorável às populações desse ectoparasita.

Vale lembrar que os carrapatos *R. microplus* são hematófagos obrigatórios e realizam troca de mudas/ínstares de larva para ninfas e de ninfas para adultos no próprio hospedeiro, constituindo a fase parasitária que compreende desde a fixação da larva até o desprendimento da teleóquina. Esse processo pode durar em média 21 ou 22 dias, independente da época do ano, visto que a temperatura do hospedeiro pouco varia, diferentemente da fase de vida livre, na qual se encontram as larvas, que representam 95% dos carrapatos de uma determinada propriedade (Campos et al., 2008).

Todos os ínstares na fase de vida livre sofrem com a exposição dos fatores climáticos, que seguramente atuam sobre a longevidade dos mesmos nas pastagens, e com a presença de predadores naturais. Tudo isso exerce uma forte influência não só nas larvas, mas também nas fêmeas ingurgitadas junto ao solo e nas suas respectivas massas de ovos.

Os carrapatos desta espécie são monoxênicos, diferentemente da grande maioria de ixodídeos no país que necessitam de três hospedeiros (Campos

et al., 2008). Salienta-se que, em território brasileiro, somente o *R. microplus* e o *Dermacentor nitens* apresentam essa particularidade de um único hospedeiro durante a fase de vida parasitária.

Como dito anteriormente, este carrapato causa grandes perdas na cadeia produtiva de bovinos de todo o mundo, sendo o principal vetor de agentes infeciosos da tristeza parasitária bovina (TPB) doença que pode levar o animal a óbito, causada por bactérias do gênero *Anaplasma* e protozoários do gênero *Babesia* (Guglielmone et al., 2006).

Dependendo do grau de infestação desse carrapato nos animais, as lesões causadas no couro depreciam e inviabilizam o valor do produto levando prejuízos à indústria do couro, isso sem levar em conta o estresse que o animal tem de enfrentar diante de altas infestações. Estimativas indicam perda significativa de peso 1,37g de peso por carrapato (40 carrapatos/dia – perda 1,26 @) no caso de bovinos de corte, já na bovinocultura de leite redução de 2,7% na produção diária do leite (40 carrapatos/dia – perda 90L leite) (Honer; Gomes, 1990).

Além dos prejuízos diretos já mencionados e dos agentes transmitidos por esses carrapatos, devem ser contabilizadas no prejuízo geral com o carrapato as tentativas de controle das infestações nos bovinos, normalmente realizadas com o uso de acaricidas sintéticos e as despesas relacionadas com as variadas formas de aplicação.

O grande gargalo a ser enfrentado é o surgimento de populações de carrapatos resistentes à maioria dos carapaticidas comercializados e utilizados. Esse agravante ocorre por um conjunto de fatores, sendo um deles o uso incorreto ou desordenado dos acaricidas, tornando as tentativas de controle insuficientes e/ou fracassadas. Atualmente, já existem em todo o país e, principalmente, no estado de Mato Grosso do Sul, populações desse ectoparasita com multirresistência, ou seja, vários dos acaricidas disponíveis no mercado não são mais eficazes no controle (Higa et al., 2016). Além do prejuízo pelo não controle, há também a já mencionada redução na produção de leite, e o descarte dos produtos por conta dos resíduos tanto no leite como na carne, sendo uma realidade para o produtor em geral. Isso sem mencionar os riscos ambientais e de intoxicações tanto de animais quanto dos trabalhadores, que aplicam os produtos sem uso de equipamentos de proteção individual (EPI).

Em resumo, os prejuízos à cadeia produtiva de bovinos são uma realidade

quando se trata do impacto causado pelo carrapato-do-boi. A Embrapa apresenta estratégias e soluções concretas, com aplicabilidade para todos os níveis de produtores de rebanho bovino, grandes ou pequenos, tanto para gado de corte como para gado leiteiro. As soluções em forma de documentos estão disponíveis no site da Embrapa Gado de Corte, via Museu do Carrapato (<https://cloud.cnpgc.embrapa.br/controle-do-carrapato-ms/>).

Diante de todo esse contexto, principalmente com a dificuldade das indústrias farmacêuticas em produzir novas moléculas de quimioterápicos para o controle desse ectoparasita, tornam-se essenciais o conhecimento e a expertise sobre a bioecologia e epidemiologia do carrapato *R. microplus* para poder adotar e implementar sistemas de controle eficientes das populações e infestações, de maneira mais ecologicamente correta de acordo com a demanda do mercado internacional.

O ciclo evolutivo do *R. microplus*, especificamente, pode ser estudado em duas etapas ou fases que se completam, lembrando que é um carrapato de um único hospedeiro e extremamente influenciado pelas condições climáticas em uma das fases: a fase não parasitária ou de vida livre. A seguir, serão expostos os passos ou acontecimentos que, juntos, formam as duas fases dos dois ciclos de vida desse importante ectoparasita (Figura 3), começando pela fase parasitária período de vida mais breve do carrapato *R. microplus*.



A fase parasitária comprehende desde o momento da fixação da larva no hospedeiro susceptível até chegar ao estágio adulto, com consequente desprendimento das teleóginas (fêmeas ingurgitadas) este processo pode durar de 18 a 35 dias, segundo dados do Brasil (Gonzales, 1974).

A fixação da larva por meio de seu aparato bucal (hipostômio) ocorre aproximadamente uma hora após subida no hospedeiro, preferencialmente em algumas regiões do corpo do animal, como barbela, entre as pernas, úbere, região posterior e períneo, por causa da temperatura corporal, espessura da pele, assim como para se proteger das lambéduras e autolimpeza realizada pelos hospedeiros (Campos et al., 2008).

No período entre o 4º e o 7º dias após a fixação ocorre a ecdise, ou mudança, do estágio de larvas para ninfa, que continua fixa. Em seguida, após um período de 9 a 16 dias, realiza novamente uma ecdise, ou mudança de estágio, transformando-se em adultos, machos ou fêmeas. Vale lembrar que, durante todo esse processo, nos diferentes estágios, os carapatos procuram sempre permanecer fixos e próximos ao local inicial de fixação larval.

Os adultos realizam a cópula nos hospedeiros e, posteriormente, as fêmeas totalmente ingurgitadas, podem se desprender, entre 18 e 35 dias após a fixação das larvas, segundo Gonzales, (1974). Apesar da amplitude de tempo desde a fixação da larva até o desprendimento da teleóquina, esse processo dura, em média, 21 dias que é tido como dia modal da queda dessas teleóginas. Com o desprendimento ou queda da fêmea ingurgitada (teleóquina) junto ao solo, termina para ela o ciclo parasitário e inicia a fase de vida livre ou não parasitária. No entanto, os carapatos machos permanecem no hospedeiro em busca de novas fêmeas para cópula.

A fase de vida livre ou não parasitária conta com os instares: fêmea ingurgitada, ovos e larvas. Como dito anteriormente, essa fase inicia-se com a teleóquina que se desprende do hospedeiro e cai ao solo, evento que ocorre normalmente nas primeiras horas do dia e/ou no final dele. Em seguida procura abrigo da luz solar, raios ultravioletas (UV) e de possíveis inimigos naturais como formigas, aranhas, aves, microorganismos, entre outros (Hitchcock, 1955).

Passado o período de busca por abrigo, a teleóquina, já estando instalada em segurança e em condições climáticas favoráveis, inicia o período de pré-postura, tempo necessário para ocorrer a maturação dos ovários, e a produção

dos ovos. Esse tempo pode variar de acordo com o clima, e em estado favorável leva de três a cinco dias (Legg, 1930).

Em seguida, se inicia a ovipostura, processo que pode durar em torno de quinze dias. Terminada a oviposição, a teleóGINA morre, deixando a massa de ovos já em processo de incubação. As teleóGINAS possuem a capacidade de conversão alimentar de aproximadamente 50% do seu peso em ovos: isso acarreta uma produção média de 3.000 ovos por fêmea, sendo que, esse índice de conversão pode variar de acordo com o peso da fêmea e condições climáticas da região onde se encontra.

Decorrido o tempo necessário de incubação, eclodem as larvas, que apresentam três pares de pernas (hexápodas). O período de incubação também pode variar de acordo com as condições climáticas (por exemplo, o frio pode prolongar o período de incubação).

Quando nascem, as larvas são quase translúcidas, mas, em questão de dias, modificam-se após a exposição e contato com o ar e adquirirem uma tonalidade avermelhada. Após um pequeno período de quiescência, as larvas sobem em grupos nas pontas do capim em busca e à espera de um hospedeiro. Esse comportamento é chamado de emboscada ou espreita (Figura 4). Podem permanecer agrupadas à espera do hospedeiro por longos períodos que podem variar de 80 a mais de 100 dias, o que vai depender da época do ano, condições climáticas bem como a região em que se encontra (Gaus; Furlog 2002; Cruz et al., 2020; Rodrigues, 2023; Andreotti et al., 2024).



Figura 4. Aglomerados de larvas de *Rhipicephalus microplus* no capim.

A fase não parasitária pode terminar de forma prematura, com a predação das teleóginas, ovos e larvas; de forma bem-sucedida, quando as larvas conseguem alcançar e fixar-se no hospedeiro; ou em insucesso, quando as larvas morrem sem encontrar nenhum hospedeiro (Andreotti et al., 2024).

As condições climáticas, como já descrito, influenciam diretamente a fase não parasitária desse ectoparasita. Vários estudos mostraram que, nos meses mais quentes, como primavera e verão, essa fase é mais curta do que durante as estações de outono e inverno, o que torna a fase não parasitária mais longa nas estações com temperaturas baixas (Campos et al., 2008; Cruz et al., 2020; Rodrigues, 2023).

Pode-se concluir, levando em consideração a biologia, a ecologia e toda a dinâmica do ciclo vital desse ectoparasita, que a sazonalidade, bem como a duração do ciclo de vida do carrapato *R. microplus*, é completamente ligada e dependente dos fatores abióticos, com variações de região para região. Tanto esse ciclo pode ser completo em dois meses, quando em condições favoráveis, como pode se prolongar em condições desfavoráveis. Lembrando ainda que, em torno de 95% dos carrapatos encontram-se na pastagem e somente 5% dos carrapatos encontram-se parasitando os bovinos (Campos et al., 2008).

Com esses conhecimentos e ferramentas aqui reportados, técnicos, produtores e demais públicos de interesse podem definir estratégias mais seguras e eficientes para controlar e combater esse carrapato que prejudica o rendimento da cadeia produtiva de bovinos no Brasil e no mundo.



Referências

ABIEC – Associação Brasileira das Indústrias Exportadoras de Carnes. **O perfil da pecuária no Brasil.** São Paulo: Beef Report, 2023. Disponível em: <https://www.abiec.com.br/publicacoes/beef-report-2023/>. (Acesso em 08/01/2024).

ANDREOTTI, R. et al. Control of *Rhipicephalus microplus* tick larvae in the field based on distancing from the host - Lone tick system. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports.** v. 47, p. 100950, 2024.

BARROS, M.N.D.L. et al. Off-host development and survival of *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* in the Brazilian semiarid. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports,** v.9, p. 17-24, 2017.

BARROS, J. C. et al. Profile of cattle breed sensitivity to the tick *Rhipicephalus microplus*. **Ticks and Tick-borne Diseases.** v. 15, n. 5, p. 102363, 2024.

BARROS-BATTESTI, D. M.; MACHADO, R. Z.; ANDRÉ, M. R. **Ectoparasitofauna Brasileira De Importância Veterinária** - Volume 3. Acarofauna de Importância Veterinária: Parasitiformes - Ixodida, Parte I. 1. ed. Jaboticabal, SP, CBPV, 2024 p. 537.

CAMPOS, P. M.; LABRUNA, M. B. *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*. In: CAMPOS, P. M.; LABRUNA, M. B.; SZABÓ, M. P. J.; KLAFFKE, G. M. (Eds.). *Rhipicephalus (Boophilus) microplus: biologia, controle e resistência*. Medicina Veterinária, São Paulo, 2008. p.169.

CRUZ, B. C. et al. Biological parameters for *Rhipicephalus microplus* in the field and laboratory and estimation of its annual number of generations in a tropical region. **Parasitology research.** v. 119, p. 2421-2430, 2020.

EMBRAPA Gado de Leite. <https://www.cileite.com.br/equipe>.

GARCIA, M. V. et al. Successful feeding of *Amblyomma coelebs* (Acari: Ixodidae) nymphs on humans in Brazil: skin reactions to parasitism. **Journal of Medical Entomology,** v. 52, n. 2, p. 117-119, 2015.

GAUSS, C. L. B.; FURLONG, J. Comportamento de larvas infestantes de *Boo-*

philus microplus em pastagem de *Brachiaria decumbens*. **Ciência Rural**, v.32, p.467-472, 2002.

GONZALES, J. C. **O controle do carrapato do boi**. 2. ed. Porto Alegre: Edição do Autor, 1995. p. 235.

GONZALES, J. C. et al. O ciclo parasitário do *Boophilus microplus* em bovinos estabulados. **Arquivos da Faculdade de Veterinária da UFRGS**, v.2, p. 25-34, 1974.

GRISI, L. et al. Reassessment of the potential economic impact of cattle parasites in Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 23, n. 2, p. 150-156, 2014.

GUGLIELMONE, A. A. et al. Ixodidae (Acarí: Ixodoidea): descriptions and re-descriptions of all known species from 1758 to December 31, 2019. **Zootaxa**, v. 4871, n. 1, p. 1-322-1-322, 2020.

GUGLIELMONE, A. A. et al. Ticks (Ixodidae) on humans in South America. **Experimental & applied acarology**, v. 40, n. 2, p. 83-100, 2006.

HIGA, L. O. S. et al. Evaluation of *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Acarí: Ixodidae) resistance to different acaricide formulations using samples from Brazilian properties. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**. v.2, p. 163-171, 2016.

HITCHCOCK, L. F. Studies on the parasitic stages of the cattle fever tick, *Boophilus microplus* (Canestrini) (Acarina: Ixodidae). **Australian Journal of Zoology**, v. 3, p. 145-155, 1955.

HONER, M. R.; GOMES, A. O manejo integrado de mosca dos chifres, berne e carrapato em gado de corte Embrapa Gado de Corte. **Circular Técnica**, 22, p. 60, 1990. (ISSN0100-n50).

KRANTZ, G. W.; WALTER, D. E. **A manual of acarology**. 3rd ed. Lubbock (TX): Texas Tech University Press; 2009.

LABRUNA, M. B. et al. A new argasid tick species (Acarí: Argasidae) associated with the rock cavy, *Kerodon rupestris* Wied-Neuwied (Rodentia: Caviidae), in a semiarid region of Brazil. **Parasites & Vectors**, v. 9, n. 1, p. 1-15, 2016.

LEGG, J. Some observations on the life history of the cattle tick (*Boophilus australis*). **Proceedings of the Royal Society of Queensland**, v. 41, p. 121-132, 1930.

LUZ, H. R. et al. Carrapatos parasitando morcegos (Mammalia: Chiroptera) na Caatinga, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 25, n. 4, p. 484-491, 2016.

MICHEL, T. et al. *Ixodes* spp. (Acari: Ixodidae) ticks in Rio Grande do Sul state, Brazil. **Systematic and Applied Acarology**, v.22, p. 2057–2067, 2017.

MUÑOZ-LEAL, S. et al. Description of a new soft tick species (Acari: Argasidae: *Ornithodoros*) associated with stream breeding frogs (Anura: Cycloramphidae: *Cycloramphus*) in Brazil. **Ticks and tick-borne diseases**, v. 8, p. 682-692, 2017.

MURRELL, A.; BARKER, S. C. Synonymy of *Boophilus* Curtice, 1891 with *Rhipicephalus* Koch, 1844 (Acari: Ixodidae). **Systematic Parasitology**, v. 56, n. 1, p. 169-172, 2003.

NOGUEIRA, B. C. F. et al. Soft and hard ticks (Parasitiformes: Ixodida) on humans: A review of Brazilian biomes and the impact of environmental change. **Acta Tropica**, v. 234, p. 106598, 2022.

NUÑES, J. L. et al. **Boophilus microplus, la garrapata común del ganado vacuno**. Buenos Aires: Hemisférico Sur, 1982. p. 19.

OLIVEIRA, G. M. B. et al. New records of soft ticks (Acari: Argasidae) from caves in Brazil, with a morphological study of *Ornithodoros fonsecai* and an analysis of the taxonomic status of *Antricola inexpectata*. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 15, n. 3, p. 102331, 2024.

ONOFRIO, V.C. et al. Description of a new species of *Ixodes* (Acari: Ixodidae) and first report of *Ixodes lasallei* and *Ixodes bocatorensis* in Brazil. **Ticks and tick-borne diseases**, v. 11, 101423, 2020.

RODRIGUES, V.S. **Ecologia, sazonalidade e resistência a acaricidas de carrapatos em propriedades rurais do Triângulo Mineiro**. (Tese doutorado) - Universidade Estadual Federal de Uberlândia." UFU", Uberlândia, Minas Gerais, 2022. p. 146.

SALES, D.P. et al. Biology of the non-parasitic phase of the cattle tick *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* in an area of Amazon influence. **Parasites & Vectors**, v. 17, n. 1, p. 129, 2024.

SOARES, J. F. et al. Description of *Amblyomma monteiroae* n. sp. (Acari: Ixodidae), a parasite of the great horned owl (Strigiformes: Strigidae) in southern Brazil. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 14, n. 6, p. 102239, 2023.

VERÍSSIMO, C. J. et al. Contagens de ínstaes do carapato *Boophilus microplus* em bovinos mestiços. **Boletim de Indústria Animal**, v. 54, n.2, p. 21-26, 1997.

WOLF, R.W. et al. Novel *Babesia* and *Hepatozoon* agents infecting non-volant small mammals in the Brazilian Pantanal, with the first record of the tick *Ornithodoros guaporensis* in Brazil. **Ticks and tick-borne Diseases**, v. 7, n. 3, p. 449-456, 2016.

CAPÍTULO

5

Principais carapatos
em equinos



Vinicius da Silva Rodrigues

Adriane Suzin

Ana Carolina Prado Sousa

Rodrigo da Costa Maia

Karina Castagnolli Martins

Renato Andreotti

Desde os tempos antigos os equinos são grandes aliados, e em certos momentos indispensáveis, aos seres humanos, sendo utilizados em diversas atividades. Seu uso é bastante vasto, como por exemplo para trabalho, transporte, esporte, lazer e recreação. Esses animais também desempenham papéis terapêuticos, como é o caso da equoterapia.

Os parasitos são de notável importância quando pensados em saúde e bem-estar dos animais, e os carapatos, em especial, podem desempenhar um papel importante para a saúde dos animais. Embora existam relatos de uma variedade de espécies de carapatos parasitando equinos, inclusive o “carra-

pato do boi", *Rhipicephalus microplus*, nesse capítulo será dada ênfase a duas espécies de carrapatos que têm os equinos como seus hospedeiros primários, sendo eles o "carrapato-estrela", *Amblyomma sculptum* e o "carrapato-da-orelha do cavalo" *Dermacentor nitens*.

***Amblyomma sculptum* Berlese, 1888**

Aspectos

Amblyomma sculptum Berlese, 1888, é uma espécie de carrapato pertencente ao complexo *Amblyomma cajennense* sensu lato (Nava et al., 2014), é conhecido popularmente, na fase adulta, como carrapato "estrela" ou "rodoleiro" e nas fases imaturas como "micuim" ou "vermelhinho" (fase de vida de larva e ninfa, respectivamente).

É uma espécie de carrapato típica do Cerrado brasileiro, mas, no Brasil, sua distribuição ocorre também no Pantanal e tem expandido sua distribuição para áreas devastadas da Mata Atlântica e áreas urbanas verdes (De Paula et al., 2022; Martins et al., 2016; Nasser et al., 2015; Szabó et al., 2009). Atualmente é encontrado na região Norte nos estados do Pará, Rondônia, Tocantins; região Nordeste em Alagoas, Bahia, Ceará, Maranhão, Pernambuco, Piauí; Centro-Oeste no Distrito Federal, Goiás, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul; região Sudeste nos estados do Espírito Santo, Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo e na região Sul no estado do Paraná (Barros-Battesti, 2024).

Esse carrapato tem preferência por matas mais secas (típicas do Cerrado) (Querigas et al 2012; Ramos et al., 2017; Veronez et al., 2010) e, quando se pensa em áreas de pastagens para animais de produção como os equinos, a presença de "pastos sujos" com plantas invasoras, promove um microclima favorável ao desenvolvimento e estabelecimento desse carrapato (Labruna et al., 2001).

Equinos, capivaras e antas são consideradas os hospedeiros primários dessa espécie de carrapato (Barros-Battesti et al., 2006), no entanto já foram relatados parasitando uma grande variedade de animais, tais como, aves e grandes e pequenos mamíferos, inclusive seres humanos, principalmente os estágios imaturos pois possuem menor especificidade parasitária, (Nava et al., 2017;

Szabó, et al., 2020). Apesar de ser uma espécie bastante generalista quanto aos hospedeiros, para o estabelecimento de uma população desse carrapato em um local é necessário que ocorra a combinação de alguns fatores, tais como: presença do hospedeiro primário e microambiente favorável.

A presença do hospedeiro primário é importante, principalmente, para a alimentação dos carrapatos adultos, permitindo que as fêmeas consigam um repasto sanguíneo adequado, podendo maximizar seu potencial reprodutivo. E as condições microambientais devem ser favoráveis para o desenvolvimento dos ovos (incubação) e consequentemente nascimento (eclosão) das larvas. Labruna et al. (2001) constataram que pastagens não uniformemente gramadas e com várias espécies de arbustos intercalados com gramíneas, popularmente conhecidos como “pastos sujos”, mostraram ter uma grande associação epidemiológica com o estabelecimento e desenvolvimento de *A. sculptum* e com os altos níveis de infestação nos animais.

Bovinos em sistema de criação extensivo, também já foram relatados com *A. sculptum*, embora em uma baixa abundância de infestação, porém constante, sugerindo que a ocorrência de *A. sculptum* nos bovinos está relacionada ao compartilhamento de áreas com hospedeiros primários desse carrapato (em especial os equinos) e ao acesso a áreas de mata e pastos sujos, (Siqueira et al. 2021) ambos importantes na sobrevida do carrapato na fase não parasitária (Labruna et al., 2001; Veronez et al., 2010).

Ciclo de vida e dinâmica populacional

Amblyomma sculptum (Figura 1) é um carrapato de três hospedeiros (Trixeno), larvas (Figura 2) e ninfas (Figura 3) se alimentam, em média, por 3 a 7 dias enquanto as fêmeas necessitam de aproximadamente 12 dias para o completo ingurgitamento (Figura 4) (Lopes et al., 1998; Castagnolli et al., 2003; Labruna et al., 2011). Na Figura 5 encontra-se uma representação esquemática do ciclo de vida de *A. sculptum*.





Figura 1. a) Fêmea de *Amblyomma sculptum* não alimentada; b) Macho de *A. sculptum* não alimentado; c) Vista ventral de fêmea de *A. sculptum* evidenciando abertura genital em forma de “U” (seta preta); d) vista ventral de fêmea de *A. cajennense* evidenciando abertura genital em forma de “V” (seta preta).



Figura 2. Larva não alimentada de *Amblyomma sculptum*.



Figura 3. Ninfa não alimentada de *Amblyomma sculptum*.



Figura 4. Fêmea de *Amblyomma sculptum* completamente ingurgitada (alimentada).

Embora o período de alimentação dos diferentes instares seja relativamente curto, essa espécie de carapato apresenta, sob condições naturais apenas uma geração anual. Os adultos ocorrem principalmente nos meses quentes e úmidos (de outubro a março), as larvas ocorrem em períodos secos e frios (abril a julho) e as ninfas são mais evidentes nos meses de julho a outubro (Cabrera; Labruna, 2009; Labruna et al., 2002; 2003). Essa dinâmica populacional, de uma geração anual, é regulada principalmente pela diapausa comportamental das larvas desse carapato (Labruna et al., 2003). Essa diapausa corresponde ao período em que as larvas permanecem rentes ao solo, sem exibir comportamento de busca por hospedeiros, podendo esse período perdurar por vários meses. As larvas deixam a diapausa e iniciam a busca pelo hospedeiro geralmente quando há redução da temperatura média e diminuição do fotoperíodo (início abril) (Cabrera; Labruna, 2009; Labruna et al., 2003).

Essa diapausa comportamental em carapatos é uma adaptação para garantir que a emergência coincida com as condições ideais de sobrevivência (Randolph, 2004) e, segundo Labruna et al. (2003) o padrão de diapausa expresso pelas larvas de *A. sculptum*, permite que os carapatos sincronizem seu desenvolvimento para períodos mais favoráveis do ano, sendo assim proporciona que os carapatos adultos estejam ativos durante a estação chuvosa, com elevada temperatura e umidade relativa do ar, fatores esses altamente favoráveis à ovipostura e à incubação dos ovos.

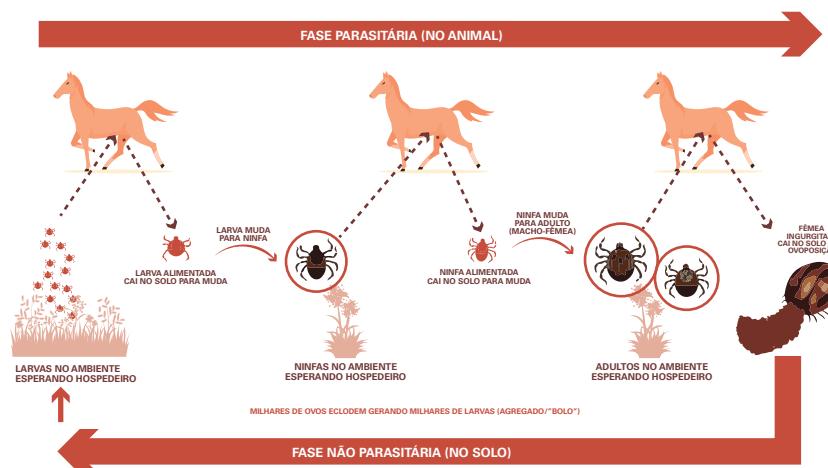


Figura 5. Esquema do ciclo de vida do carapato *Amblyomma sculptum*.

Busca por hospedeiros

Os carapatos apresentam diferentes meios para encontrar um hospedeiro, sabe-se que esses ectoparasitos se deslocam apenas poucos metros horizontalmente e as diferentes espécies possuem comportamentos distintos de busca por hospedeiros (Sonenshine; Roe, 2014). *Amblyomma sculptum* é um carapato que expressa tanto comportamento de ataque como de emboscada (espreita) (Figura 6) (Pajuaba et al., 2018). Ambas as formas de busca por hospedeiros são guiadas por semioquímicos conhecidos por cairomônios (Sonenshine, 2004), que são compostos (por exemplo: CO_2 , ácido lático, NH_3) provenientes da respiração ou pele dos hospedeiros ou até mesmo compostos depositados na vegetação por onde um hospedeiro passou.

Em estudo realizado na região do Pantanal, Ramos et al. (2017) relatam ninfas e adultos de *A. sculptum* à espreita na vegetação entre 15 e 60 acima do solo, e poucos foram vistos à espreita abaixo de 10 cm. Em outra região, Labruna et al. (2002b) relatam larvas de *A. sculptum* à espreita por hospedeiros entre 15 e 50 cm do solo, sendo excepcionalmente um aglomerado de larvas encontrado a 185 cm do solo.

Szabó et al. (2024), ao avaliarem o comportamento de ataque de ninfas de *A. sculptum*, demonstraram que a distância e velocidade máximas de deslocamento horizontal para esse instar de carapato foram de cinco metros e 2,0 m/h, respectivamente.



Figura 6. Fêmea (à esquerda) e aglomerado de larvas (à direita) de *Amblyomma sculptum* em comportamento emboscada (espreita) à espera de um hospedeiro.

Importância

Embora seja uma espécie associada a cavalos, capivaras e antas, é uma das espécies brasileiras mais agressivas para seres humanos (Szabó et al., 2020) e desencadeia papel fundamental na ecoepidemiologia da *Rickettsia rickettsii*, causadora da Febre Maculosa Brasileira uma doença altamente letal para seres humanos (Labruna, 2009), doença essa que será abordada no capítulo “Febre Maculosa Brasileira”. Adicionalmente, *A. sculptum* é uma espécie que prolifera com facilidade em ambientes verdes antropizados (desde que haja a presença dos hospedeiros primários), como parques e clubes, o que facilita e potencializa a exposição e picada humana (Nasser et al., 2015; Pajuaba et al., 2018; Queirogas et al., 2012; Szabó et al., 2024).

Controle de *Amblyomma sculptum* em equinos

Para estabelecimento e efetividade do controle de *A. sculptum* em equinos deve-se ter atenção a dois fatores fundamentais: a dinâmica populacional do carapato ao longo do ano e a pastagem onde os animais são mantidos (Labruna et al., 2004; Leite et al., 1997). Considerando a sazonalidade do *A. sculptum*, o controle estratégico deve ser iniciado durante o período de ocorrência dos estágios imaturos do carapato (abril a outubro). Segundo Labruna et al. (2004), banhos carapaticidas realizados semanalmente, de abril a outubro, reduzem cerca de 90% a carga de carapatos adultos entre duas gerações e quando os tratamentos carapaticidas são realizados de abril a julho a redução na carga de carapatos é de cerca de 60%. Portanto, recomenda-se um controle estratégico realizando banhos carapaticidas semanalmente durante os períodos de ocorrência de larvas e ninfas. Os adultos são naturalmente mais tolerantes aos carapaticidas que os estágios imaturos. Vale ressaltar que ao atingir o estágio adulto, principalmente as fêmeas, necessitam de maior plasticidade em relação ao quanto podem acumular de sangue, do hospedeiro, em seu interior. Como consequência, se faz necessário o espessamento de sua cutícula, tal fenômeno de espessamento pode dificultar a penetração de agentes acaricidas por aumentar essa camada protetora externa (Hackman; Filshie, 1982).

Labruna et al. (2004) relatam que, mesmo que o controle populacional de *A. sculptum* tenha sido obtido através do controle estratégico, deve-se

ter atenção às condições da pastagem, pois pastos “sujos” que possuem uma maior cobertura vegetal são favoráveis ao desenvolvimento deste carapato no ambiente. Sendo assim o manejo dos pastos pode ser um importante aliado na eliminação dos carrapatos do ambiente.

Uma das alternativas de manejo ambiental para controle de *A. sculptum* é roçar as pastagens retirando toda a gramínea roçada da área pelo menos uma vez no ano, esse manejo realizado no verão expõe o solo por algumas semanas e essa exposição do solo altera as condições microclimáticas e prejudica a sobrevivência e desenvolvimento do *A. sculptum* no ambiente (Labruna et al., 2001).

***Dermacentor nitens* Neumann, 1897**

Aspectos gerais

Dermacentor nitens Neumann, 1897, popularmente conhecida como “carapato da-orelha-do-cavalo” (Figura 7) é uma espécie de carapato amplamente disseminada no Brasil e estritamente associada a criações de equinos. Essa espécie tem predileção por parasitar pavilhão auricular, divertículo nasal, região da crina e região perianal dos animais, mas em elevadas infestações pode parasitar outras regiões anatômicas do animal. Já foram relatados parasitando uma variedade de animais silvestres e domésticos, no entanto, o estabelecimento de uma população de *D. nitens* é dependente da presença de equinos (Nava et al., 2017; Labruna et al., 2001; Labruna; Faccini, 2020).

Alguns estudos mostram que a presença do *D. nitens* nos haras é constante, Kerber et al. (2009) relataram essa espécie de carapato presente em 95% dos haras que os autores avaliaram, e foram encontrados, na maioria das vezes em altas infestações nos animais. Borges et al. (2000) ao avaliarem o nível de infestação em equinos, contaram que cerca de 20% dos cavalos avaliados foram responsáveis por 48% da carga parasitária total de carrapatos, em contrapartida 30% dos animais representaram apenas 2,5% da carga parasitária total. Esses dados evidenciam que há uma grande variação no número de carrapatos nos animais.



Figura 7. Fêmea de *Dermacentor nitens* parcialmente alimentada (à esquerda) e macho (à direita).

Ciclo de vida e dinâmica populacional

Dermacentor nitens, é uma espécie monoxena (de um hospedeiro) e pode realizar até cinco gerações anuais, considerando das condições climáticas no Sudeste do Brasil (Labruna; Faccini, 2020).

Dividindo-se o ciclo de vida em fase parasitária (quando o carapato está sobre o hospedeiro) e não parasitária (quando está no solo). A fase parasitária se completa em entre 25 e 27 dias (Labruna; Amaku, 2006; Rodrigues et al., 2017), ou seja, larvas infestantes presentes na pastagem sobem no animal se alimentando e mudando de estágios de vida sobre o hospedeiro e após esse período de aproximadamente 25 dias, as teleóginas (fêmeas alimentadas) se desprendem do hospedeiro caindo ao solo, dando início à fase não parasitária. Na Figura 8 encontra-se uma representação esquemática do ciclo de vida de *D. nitens*.

A fase não parasitária é influenciada pelas condições ambientais. Por exemplo, estudos realizados no interior do estado de São Paulo contataram que em julho (período frio e seco do ano) as larvas podem levar em média 10 semanas até a eclosão e apresentam uma taxa de eclosão de apenas 22,7%, em contrapartida, em janeiro (período quente e úmido) o tempo até a eclosão das larvas reduz para apenas 4,2 semanas e a taxa de eclosão ultrapassa os 90% (Labruna; Faccini, 2020).

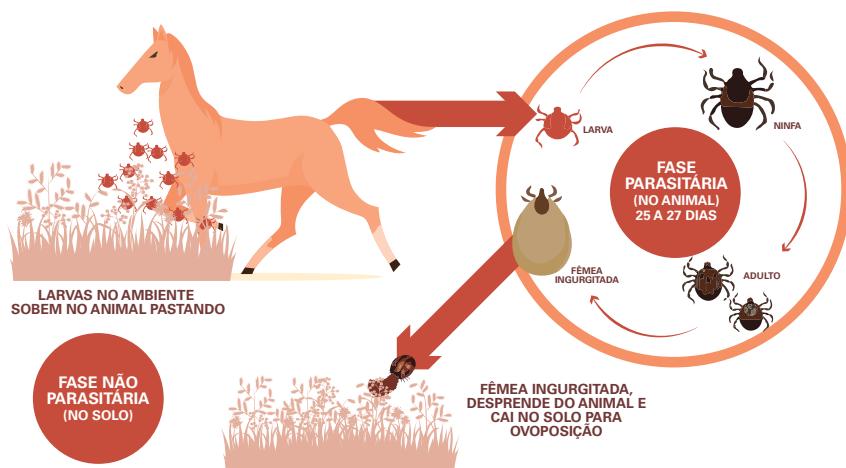


Figura 8. Esquema do ciclo de vida do carrapato *Dermacentor nitens*, fase parasitária, que ocorre no hospedeiro e começa com a subida das larvas no animal vertebrado, e fase não parasitária, que inicia com o desprendimento e caída da fêmea ingurgitada no solo, sua oviposição, eclosão dos ovos, aparecimento das larvas.

Importância

O carrapato *D. nitens* tem uma grande importância veterinária por ser vetor de agentes patogênicos para os equinos (que serão abordados no capítulo “Patógenos transmitidos por carrapatos aos cavalos”).

Além da transmissão de patógenos, a presença desse carrapato, quando em elevada carga parasitária, pode induzir a anemia nos animais, podendo levar à morte (Labruna et al., 2002; Souza; Serra-Freire, 1992).

Outro agravante, relacionado a essa espécie de carrapato, é a desvalorização em função das lesões causadas nas orelhas dos equinos. A predileção desse carrapato em parasitar o pavilhão auricular favorece a infestação por miases (*Cochliomyia hominivorax*) nos animais, que podem levar a danos permanentes na cartilagem da orelha, popularmente conhecido como “cavalo troncho” (Borges et al., 2000; Labruna et al., 2002).

Controle de *Dermacentor nitens* em equinos

Para o controle estratégico do *D. nitens*, Borges et al. (2000) sugeriram que os tratamentos acaricidas nos animais devem ser realizados de forma similar ao controle estratégico estabelecido para o controle do *R. microplus* em bovinos. Diante disso, os tratamentos acaricidas devem ser iniciados no final do período seco (meados de setembro) e continuados na primavera e verão.

Para um controle efetivo, deve-se realizar pulverização em todo o corpo do animal inclusive na cavidade nasal, em intervalos não superiores a 21 dias (Labruna et al., 2001). É importante salientar que, embora na grande maioria dos casos, o tratamento carrapaticida destinado ao *D. nitens* seja baseado apenas no tratamento tópico do pavilhão auricular dos animais, esse tipo de tratamento não é eficaz, devido aos outros sítios de fixação desse carapato (Labruna et al., 2001). Estudos mostram que os carapatos presentes na cavidade nasal dos animais tornam-se uma importante fonte de reinfestação das pastagens (Bello et al., 2008; Borges; Leite, 1993).

Estado da arte das publicações de parasitismo de *A. sculptum* (ou *Amblyomma cajennense*) e *Dermacentor nitens* (ou *Anocentor nitens*) em equinos

Com o objetivo de conhecer o estado da arte envolvendo os carapatos *A. sculptum*, *D. nitens* e *R. microplus* associados com equinos realizamos uma pesquisa bibliográfica na base de dados *Web of Science*, para busca de artigos científicos independentemente do ano de publicação. Na busca avançada utilizamos os seguintes termos: (i) "Ticks" AND "horse" AND "Brazil". Utilizou-se o campo de busca chamado de "Tópico", que se refere a ocorrências dos termos selecionados nas seções: Título, Resumo e Palavras-chave. Em seguida, a lista de resultados foi exportada para uma planilha de Excel e então após uma leitura foram selecionados somente os artigos que estavam no escopo desse trabalho, ou seja, estudos que relacionaram carapatos em cavalos, e patógenos associados. Após essa etapa, extraímos as seguintes informações: nacionalidade das revistas, número de citações e ano da publicação, áreas de pesquisa de cada revista e as palavras-chave utilizadas. Finalmente, realizamos uma breve explanação sobre as principais temáticas abordadas pelos artigos.

A busca na *Web of Science* resultou em 51 artigos científicos, cujos critérios de seleção envolviam estudos realizados no Brasil com carrapatos em cavalos (*Amblyomma sculptum*, *Amblyomma cajennense*, *Dermacentor nitens*, *Anocentor nitens*), e patógenos associados. Quarenta e nove artigos foram publicados em inglês e apenas dois em português. A editora de 27% (n=14) dos trabalhos é de nacionalidade holandesa, seguido de editoras estadunidenses (25%; n = 13), brasileiras (22%; n = 11) e alemãs (10%; n = 5). Editoras da Holanda, Suiça, África do Sul, Inglaterra e Reino Unido possuíram juntas oito artigos publicados (Figura 9).



Figura 9. Número médio de citações por ano de acordo com o país da editora dos artigos.

Todos os artigos juntos somam 1267 citações (média de 24,84 citações por artigo, mínimo de 0 e máximo de 24,84). Os primeiros e os últimos artigos publicados que atenderam nossos critérios de seleção foram no ano de 1995 e de 2023, respectivamente (Figura 10). Nota-se que foram publicados 13 artigos em cada uma das duas décadas iniciais, ou seja, de 1995 a 2014. Na última década o número de artigos passou para 25, demonstrando o interesse público desse tema. As revistas onde os artigos foram publicados possuem de uma a três áreas de pesquisa, sendo “Parasitology” e “Veterinary Science” as áreas mais comuns (Figura 11). Nota-se que a área de ecologia é menos comum, e a abordagem *one health* se mostrou ausente.

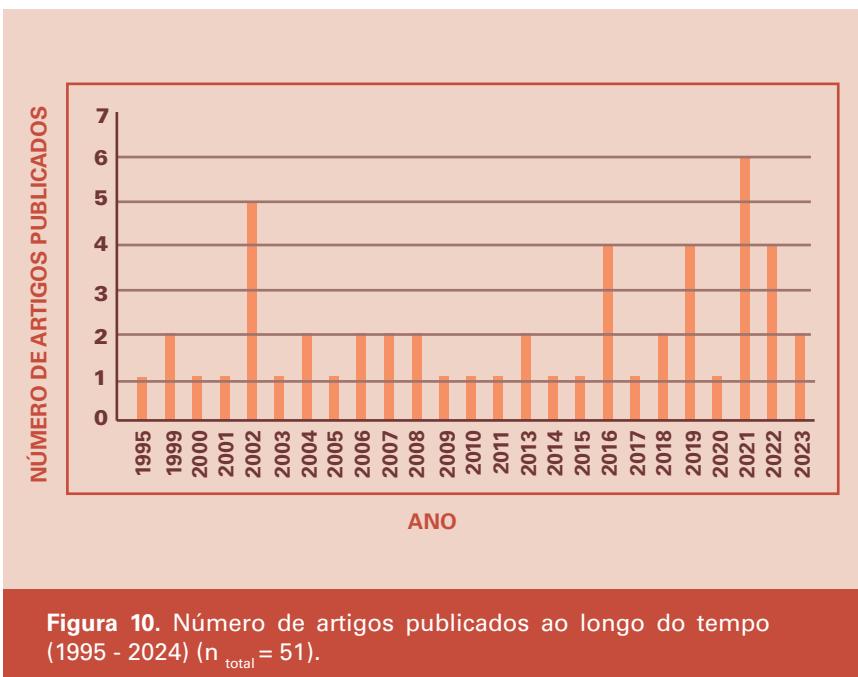


Figura 10. Número de artigos publicados ao longo do tempo (1995 - 2024) (n_{total} = 51).

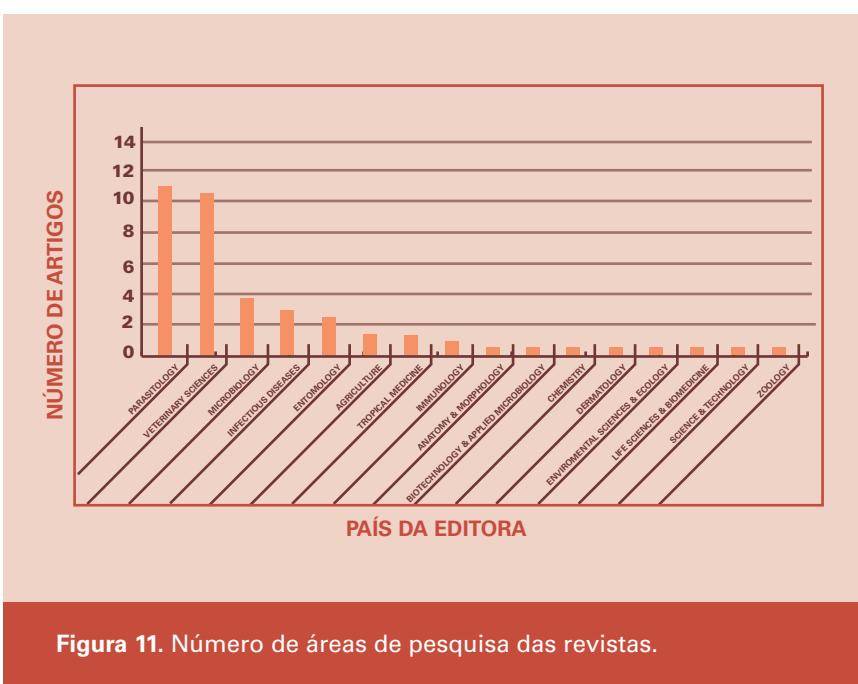


Figura 11. Número de áreas de pesquisa das revistas.

O número de palavras-chave escolhidas pelos autores de cada artigo variou de zero a sete (n= 47 artigos; média = $4,5 \pm 1,6$). Além disso, notou-se que os autores de quatro artigos não usam palavras-chave. Título, resumo e palavras-chave bem elaborados aumentam a visibilidade e o impacto dos artigos na comunidade científica. As palavras-chave, em especial, são cruciais para a indexação em bases de dados. Por isso, ao redigir um artigo, os autores devem selecionar termos que os leitores em potencial possam utilizar nas buscas. As palavras-chave mais usadas pelos autores (n = 230; média= $1,87 \pm 2,6$) foram "Tick", "Horse", "Amblyomma cajennense", "Brazil" e "Anocentor nitens". A principal temática abordada pelos artigos foi a investigação de microrganismos patogênicos ou potencialmente patogênicos para humanos e cavalos, com destaque para a *Babesia caballi*, *Theileria equi*, *Anaplasma phagocytophilum*, *Ehrlichia* spp, riquetsioses e *Borrelia burgdorferi* s.l. Nesses estudos as espécies de carrapatos avaliadas foram *A. sculptum* (*A. cajennense*) e *D. nitens* (*A. nitens*). As técnicas utilizadas para detecção de microorganismos foram de imunofluorescência de anticorpos, técnicas moleculares, teste de fixação de complemento (CFT) e ELISA. Detalhes sobre os principais microorganismos e doenças causadas são apresentadas em outro capítulo deste livro.

A nomenclatura dessas duas espécies de carrapatos sofreu modificação nos últimos anos, sendo *Amblyomma cajennense* considerado como um complexo de espécies e *Anocentor nitens* passou a ser denominado como *Dermacentor nitens*. Entre as espécies do complexo *A. cajennense*, apenas duas espécies ocorrem no Brasil: o carrapato *A. cajennense sensu stricto* e *A. sculptum* (Nava et al., 2014). Destas, a primeira ocorre na região amazônica, sendo mais adaptada às condições úmidas pertinentes a esse bioma, enquanto que a outra é mais adaptada às condições secas do bioma do Cerrado (Labruna, 2018; Nava et al., 2014; Ramos et al., 2017). Entre essas aqui será enfatizada a espécie *A. sculptum*.

Aspectos morfológicos dos carrapatos foram avaliados em dois artigos, sendo um deles focado nas variações das glândulas salivares de *D. nitens* durante a alimentação e ou outro no ginandroformismo of *A. sculptum* (Labruna et al. 2002; Da Silva et al. 2010). Um artigo avaliou a dinâmica populacional do carrapato *D. nitens* em vida livre Minas Gerais durante dois anos. Nesse estudo, os autores verificaram que a o ciclo de vida dos carrapatos foi mais curto em meses mais úmidos (12,3 semanas - outubro e dezembro) e mais longo nos meses frios e secos (23,5 semanas - março). Parâmetros como

a sobrevivência larval, oviposição, taxa de eclosão apresentaram variações consideráveis ao longo dos meses.

Em relação ao parasitismo em cavalos, dois trabalhos avaliaram de forma sistematizada a sazonalidade de infestações naturais de carrapatos, sendo um realizado em São Paulo e outro em Minas Gerais. Em São Paulo, a espécie *A. cajennense* (atualmente conhecido como *A. sculptum*) foi avaliada e os autores verificaram que as larvas predominam em abril a julho e as ninfas de junho a outubro, os adultos predominaram de outubro a março. Por outro lado, *A. nitens* (atualmente denominado de *D. nitens*) exibiu um padrão de infestação variável, o que sugere que o estado nutricional e a taxa de lotação são fatores que devem ser considerados. Esses autores também verificaram que o padrão de infestação dos equinos foi nas orelhas e na região do períneo (Labruna et al., 2002). O estudo realizado em Minas Gerais (Borges, 2000) exibiu um resultado de sazonalidade semelhante e que as taxas de infestação variaram de acordo com o animal, sendo as orelhas (61%) o principal local de parasitismo. Em um estudo realizado no Rio de Janeiro Barbosa et al. (1995) verificaram que *A. sculptum* teve uma geração por ano, enquanto *D. nitens* apresentou três.

Com uma abordagem mais ecológica, Labruna et al. (2001) visitaram haras para examinar as pastagens onde os cavalos permaneciam e aplicaram um questionário para conhecer informações sobre variáveis ecológicas e de manejo que influenciam na infestação dos cavalos. Nesse estudo, os autores encontraram *D. nitens*, *A. sculptum* e *R. microplus* nos cavalos, sendo a primeira espécie encontrada em 95% das fazendas visitadas. Ademais, *A. sculptum* estava em 50% das fazendas e notou-se uma relação dessa espécie com presença de arbustos na pastagem. Além disso, os autores constataram que a infestação humana estava associada à presença de *A. sculptum* nos cavalos. Outro estudo experimental comprovou a especificidade parasitária de *D. nitens* a cavalos (Rodrigues et al., 2017).

Abordagens mais amplas de parasitismo foram utilizadas em outros estudos, que investigaram de forma concomitante também outras espécies de animais domésticos, e suas associações com alguns patógenos. Os autores desses estudos verificaram que cavalos e asnos apresentaram *D. nitens*, *A. cajennense* s.s., *A. sculptum*, *R. microplus* em todas as regiões geográficas do país (Pacheco et al. 2021; De Siqueira et al. 2021; Oliveira et al. 2021; Nascimento et al. 2016; Muraro et al 2021; Amorim et al. 2018). Os patógenos investigados

por esses autores, seja por análise sorológica ou por análises moleculares, foram anticorpos para anti-*Borrelia burgdorferi* s.l., Rickettsias e *Ehrlichia* spp. (Nascimento et al. 2016; Muraro et al. 2021; Amorim et al. 2018).

Alguns trabalhos apresentaram aspectos biológicos do *D. nitens*, como por exemplo, ritmo de queda, locais de fixação, quantificação de feromônios sexuais e local incomum de parasitismo. Um estudo avaliou o efeito de diferentes concentrações dos nematoides entomopatogênicos (EPNs) *Heterorhabditis bacteriophora* HP88 e *Heterorhabditis indica* LPP1 na biologia reprodutiva de fêmeas parcialmente ingurgitadas de *D. nitens* (Labruna 2006; Rodrigues et al., 2004; Pádua et al. 2023; Monteiro, 2014).

Em relação a *A. sculptum*, Ferreira et al. (2019) verificaram que os burros possuem um composto chamando de (E)-2-octenal, e ele apresentou repelência para ninhas de *A. sculptum*. Além disso, De Freitas et al., (2002) verificaram em um estudo experimental que *A. sculptum* não se reproduziu por partenogênese; e Nogueira et al. (2022) encontraram que o desenvolvimento de *A. sculptum* e *D. nitens* foi similar em duas raças de cavalos. Adicionalmente, quatro trabalhos apresentaram foco na resposta imune de cavalos e burros frente a carrapatos *A. sculptum* e *D. nitens* (Borges et al. 2002; Szabó et al., 2024; Castagnolli et al. 2008). Em relação ao controle dos carrapatos um estudo apontou como eficaz o uso de iscas a base de 2,6-diclorofenol (2,6-DCP) no controle de *D. nitens* (Acari: Ixodidae) e o uso rotacional do pasto (Kerber et al., 1999; Borges et al., 2000; 2007).



Referências

- AMORIM, E. F. et al. Exposure of Baixadeiro horses to *Rickettsia* spp. and to ticks infected by *Rickettsia amblyommatis* in the Baixada Maranhense micro-region, Maranhao, Brazil. **Ciência Rural**, v. 48, n. 9, e20180002, 2018.
- BARBOSA, I. P. et al. Epidemiologic aspects of equine babesioses in a herd of horses in Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 58, n.1-2, p. 1-8, 1995.doi: 10.1016/0304-4017(94)00704-g.
- BARROS-BATTESTI, D. M.; ARZUA, M.; BECHARA, G. H. **Carapatos de importância médico-veterinária da região neotropical: um guia ilustrado para identificação de espécies**. São Paulo: Butantan, 2006.
- BELLO, A. C. P. P. et al. Controle de *Anocentor nitens* (Neumann, 1897) (Acari: Ixodidae) em equinos. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 17, p. 59-63, 2008.
- BORGES, L. M. F; LEITE, R. C. Comparação entre as populações auriculares e nasais de *Dermacentor nitens* (Neumann, 1897) oriundas de equinos de Minas Gerais e Bahia, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 2, p. 109-110, 1993.
- BORGES, L. M. F; OLIVEIRA, P. R.; RIBEIRO, M. F. B. Seasonal dynamics of *Anocentor nitens* on horses in Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 89, p. 165-171, 2000.
- BORGES, L. M. F. et al. Horse resistance to natural infestations of *Anocentor nitens* and *Amblyomma cajennense* (Acari: Ixodidae). **Veterinary Parasitology**, v. 104, p. 265-273, 2002.
- BORGES, L. M. F. et al. Efficacy of 2,6-dichlorophenol lure to control *Dermacentor nitens*. **Veterinary Parasitology**, v. 47, p. 155-60. 2007. doi: 10.1016/j.vetpar.2007.02.037.
- CABRERA; R.; LABRUNA, M. B. Influence of photoperiod and temperature on the larval behavioral diapause of *Amblyomma cajennense* (Acari: Ixodidae). **Journal of Medical Entomology**, v. 46, p. 1303-1309, 2009.

CASTAGNOLLI, K.C. et al. Acquired resistance of horses to *Amblyomma cajennense* (Fabricius, 1787) ticks. *Veterinary Parasitology* v. 117, p. 271-283, 2003.

CASTAGNOLLI, K. C. et al. Effect of *Amblyomma cajennense* Ticks on the Immune Response of BALB/c Mice and Horses. **Annals of the New York Academy of Sciences**, v. 1149, n. 1, p. 230-234, 2008 doi: 10.1196/annals.1428.028.

DE FREITAS, C. M. V. et al. **Lack of parthenogenesis by Amblyomma cajennense (Acari: Ixodidae)**. *Memorias do Instituto Oswaldo Cruz*, v. 97, p. 843-846, 2002. <https://doi.org/10.1590/S0074-02762002000600016>.

DA SILVA, V. C. et al. Structural Study of the Salivary Glands of *Anocentor nitens* (Acari: Ixodidae) During the Feeding Cycle. **Microscopy Research and Technique**, v. 73, n. 1, p. 45-50, 2010. doi: 10.1002/jemt.20751.

DE PAULA, L.G.F. et al. Seasonal dynamics of *Amblyomma sculptum*: a review. **Parasites & Vectors**, v. 15, p. 1-14, 2022.

FERREIRA, L. L. et al. Identification of a non-host semiochemical from tick-resistant donkeys (*Equus asinus*) against *Amblyomma sculptum* ticks. **Ticks and tick-borne diseases**, v. 10, n. 3, p. 621-627. 2019. doi: 10.1016/j.ttbdis.2019.02.006.

KERBER, C. E. et al. Prevalence of equine Piroplasmosis and its association with tick infestation in the State of São Paulo, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 18, n. 4, p. 1-8, 2009.

KERBER, C. E.; FERREIRA, F.; PEREIRA, M. C. Control of equine piroplasmosis in Brazil. **Onderstepoort journal of veterinary research**, v. 66, p. 123-127, 1999.

LABRUNA, M. B. Comparative survival of the engorged stages of *Amblyomma cajennense* sensu stricto and *Amblyomma sculptum* under different laboratory conditions. **Ticks and tick-borne diseases**, v. 9, n. 4, p. 996-1001, 2018. doi: 10.1016/j.ttbdis.2018.03.019.

LABRUNA, M. B. Ecology of Rickettsia in South America. **Annals of the New York Academy of Sciences**, v. 1166, p. 156-166, 2009.

LABRUNA, M. B.; AMAKU, M. Rhythm of engorgement and detachment of *Anocentor nitens* females feeding on horses. **Veterinary Parasitology**, v. 137, p. 316-332, 2006.

LABRUNA, M. B. et al. Cross-mating experiments with geographically different populations of *Amblyomma cajennense* (Acari: Ixodidae). **Experimental and applied acarology**, v. 54, p. 41-49, 2011.

LABRUNA, M. B. et al. Larval behavioral diapause regulates life cycle of *Amblyomma cajennense* (Acari: Ixodidae) in Southeast Brazil. **Journal of Medical Entomology**, v. 40, n. 2, p. 170-178, 2003.

LABRUNA, M. B. et al. Risk factors to tick infestations and their occurrence on horses in the state of São Paulo, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 97, p. 1-14, 2001.

LABRUNA, M. B. et al. Seasonal dynamics of ticks (Acari: Ixodidae) on horses in the state of São Paulo, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 105, p. 65-77, 2002.

LABRUNA, M. B. et al. Some records on host questing behavior of *Amblyomma cajennense* (Acari: Ixodidae) larvae. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 11, p. 91-93, 2002b.

LABRUNA, M. A.; FACCINI, J. L. H. The nonparasitic phase of *Dermacentor nitens* under field conditions in southeastern Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 29, p. 1-12, 2020.

LABRUNA, M. B.; LEITE, R. C.; GOBESSO, A. A. O.; GENNARI, S. M.; KASAI, N. Controle estratégico do carrapato *Amblyomma cajennense* em equinos. **Ciência Rural**, v. 34, p. 195-200, 2004.

LEITE, R. C. et al. Alguns aspectos epidemiológicos das infestações por *Amblyomma cajennense*: uma proposta de controle estratégico. II Simpósio sobre controle de parasitos. 12p. 1997.

LOPES, C. M. L. et al. Host specificity of *Amblyomma cajennense* (Fabricius, 1787) (Acari: Ixodidae) with comments on the drop-off rhythm. **Memorias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 93, p. 347-351, 1998.

MARTINS, T. F. et al. Geographical distribution of *Amblyomma cajennense*

(*sensu lato*) ticks (Parasitiformes: Ixodidae) in Brazil, with description of the nymph of *A. cajennense* (*sensu stricto*). **Parasites and Vectors**, v. 9, p. 1-14, 2016.

MONTEIRO, C. M. D. et al. First report of pathogenicity of entomopathogenic nematodes of the genus *Heterorhabditis* on partially engorged females of *Dermacentor nitens* (Acari: Ixodidae). **Biological Control**, v. 69, p. 78-81, 2014.

MURARO, L. S. et al. Detection of *Ehrlichia* sp. in *Amblyomma sculptum* parasitizing horses from Brazilian Pantanal wetland. **Ticks and tick-borne diseases**, v. 12, n. 3, 2021. doi: 10.1016/j.ttbdis.2021.101658.

NASCIMENTO, D. A. G. et al. Serosurvey of *Borrelia* in dogs, horses, and humans exposed to ticks in a rural settlement of southern Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 25, p. 418-422, 2016. doi: 10.1590/S1984-29612016085.

NAVA, S. et al. Reassessment of the taxonomic status of *Amblyomma cajennense* (Fabricius, 1787) with the description of three new species, *Amblyomma tonelliae* n. sp., *Amblyomma interandinum* n. sp. and *Amblyomma patinoi* n. sp., and reinstatement of *Amblyomma mixtum* Koch, 1844, and *Amblyomma sculptum* Berlese, 1888 (Ixodida: Ixodidae). **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 5, p. 252-276, 2014.

NAVA, S. et al. **Ticks of the southern cone of America**. Academic Press, 2017, 374p.

NASSER, J. T. et al. Urbanization of Brazilian spotted fever in a municipality of the southeastern region: epidemiology and spatial distribution. **Revista Brasileira de Epidemiologia**, v. 18, p. 299–312, 2015.

NOGUEIRA, B. C. F. et al. Preliminary study on tick ectoparasites of horses: effects on tick development and on the haematological parameters of hosts. **International Journal of Acarology**, v. 48, p. 43-49, 2022. <https://doi.org/10.1080/01647954.2021.2015435>.

PACHECO, R. C. et al. Richness of hard ticks (Acari: Ixodidae) from Eastern Brazilian Amazonia, state of Para, Brazil. **International Journal of Acarology**, v. 47, n. 2, p. 159–169, 2021. <https://doi.org/10.1080/01647954.2021.1880475>.

PÁDUA, G. T. et al. Unusual parasitism site of *Dermacentor nitens* (Acari: Ixodidae) on a horse. **Ciência Rural**, v. 53, n. 10, e20220613, 2023. Ilus.

OLIVEIRA, J. C. P. et al. Ectoparasites infesting animals living in close contact with human beings: a real trouble for One Health perspective? **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**. v. 73, p. 55-61, 2021. doi. org/10.1590/1678-4162-12084.

PAJUABA, A. A. et al. Influence of microhabitat use and behavior of *Amblyomma sculptum* and *Amblyomma dubitatum* nymphs (Acari: Ixodidae) on human risk for tick exposure, with notes on *Rickettsia* infection. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 9, p. 67-71, 2018.

QUEIROGAS, V. L. et al. Capybaras and ticks in the urban areas of Uberlândia, Minas Gerais, Brazil: Ecological aspects for the epidemiology of tick-borne diseases. **Experimental and applied acarology**, v. 57, p. 75–82, 2012.

RAMOS, V. N. et al. Ambush behavior of the tick *Amblyomma sculptum* (*Amblyomma cajennense* complex) (Acari: Ixodidae) in the Brazilian Pantanal. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 8, p. 506-510, 2017.

RANDOLPH, S. E. Tick ecology: processes and patterns behind the epidemiological risk posed by ixodid ticks as vectors. **Parasitology**, v. 129, p. S37–S65, 2004.

RODRIGUES, C. M. et al. Quantification of sex pheromone from *Anocentor nitens* by gas chromatography-mass spectrometry-selected ion monitoring. **Talanta**. v. 62, p. 637-641, 2004.

RODRIGUES, V. S. et al. Life cycle and parasitic competence of *Dermacentor nitens* Neumann, 1897 (Acari: Ixodidae) on different animal species. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 8, n. 3, p. 379-384, 2017.

SIQUEIRA, S. M. et al. *Rhipicephalus microplus* and *Amblyomma sculptum* (Ixodidae) infestation of Nellore cattle (*Bos taurus indicus*) in a farm of the Brazilian Cerrado: seasonality and infestation patterns. **Experimental and Applied Acarology**, v. 84, p. 659-672, 2021.

SONENSHINE, D. E.; ROE, R. M. **Biology of ticks**. Oxford University Press. v. 1, 2014.

SONENSHINE, D. E. Pheromones and other semiochemicals of ticks and their use in tick control. **Parasitology**, v. 129, n. S1, p. S405-S425, 2004. <https://doi.org/10.1017/S003118200400486X>.

SOUZA, A. P.; SERRA-FREIRE, N. M. Variação sazonal dos estádios adultos de *Amblyomma cajennense* e *Anocentor nitens*, como parasitas de cavalos no município de Itaguaí, RJ, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 1, n. 1, p. 31-34, 1992.

SZABÓ, M. P. J. et al. Density and behavior of capybara (*Hydrochoerus hydrochaeris*) ticks (Acari: Ixodidae) *Amblyomma sculptum* and *Amblyomma dubitatum* with notes on *Rickettsia bellii* infection: Assessing human exposure risk. **Ticks and Tick-Borne Diseases**, v. 15, 2024.

SZABÓ, M. P. J. et al. Ecological aspects of the free-living ticks (Acari: Ixodidae) on animal trails within Atlantic rainforest in south-eastern Brazil. **Annals of Tropical Medicine & Parasitology**, v. 103, n. 1, p. 57-72, 2009.

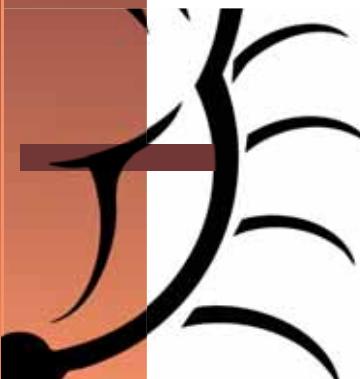
SZABÓ, M. P. J. et al. Ticks biting humans in the Brazilian savannah: Attachment sites and exposure risk in relation to species, life stage and season. **Ticks Borne Diseases**, v. 11, p. 101328, 2020.

VERONEZ, V. A. et al. Ticks (Acari: Ixodidae) within various phytogeographies of a Cerrado reserve in Uberlândia, Minas Gerais, Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, v. 50, p. 169-179, 2010.

CAPÍTULO

6

Saliva dos carrapatos



Ana Carolina Prado Sousa

André de Abreu Rangel Aguirre

Rodrigo da Costa Maia

Vinicius da Silva Rodrigues

Renato Andreotti

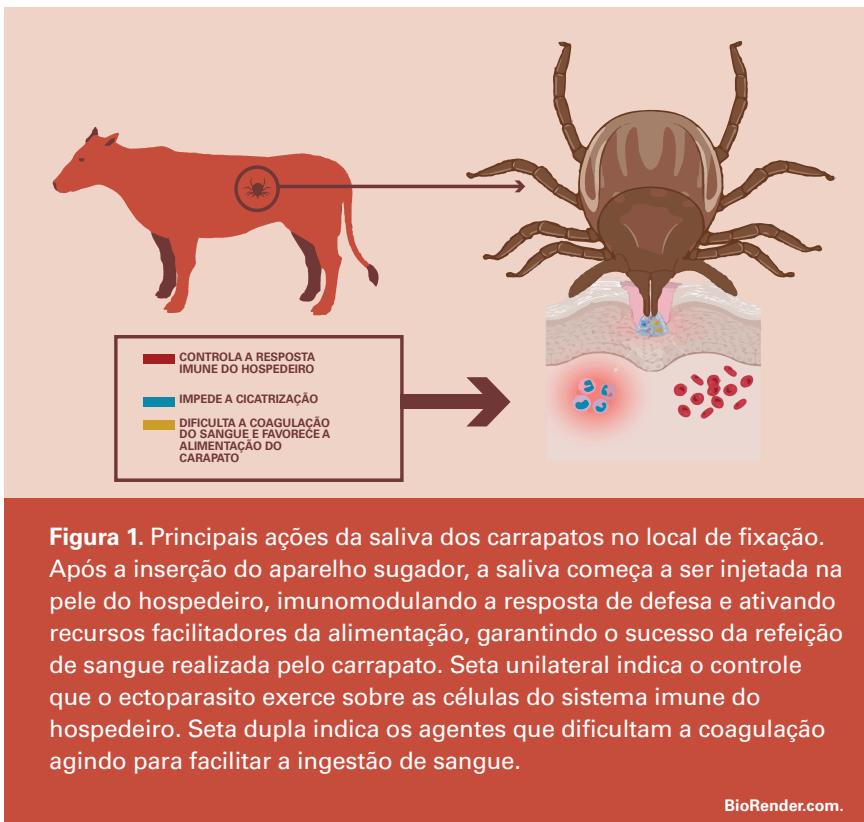
Introdução

E notável que os carrapatos exercem uma relação íntima com seus hospedeiros. Isso pelo fato de que todos os seus ínstares são hematófagos e permanecem fixados no vertebrado por um tempo durante a fase parasitária. A saliva dos carrapatos é fundamental para que eles tenham sucesso no repasto sanguíneo no hospedeiro, desde sua fixação até o término do processo de alimentação, por conter inúmeras substâncias bioativas com funções principalmente imunossupressoras, vasoativas e anticoagulantes (Wikel et al., 1994).

A saliva dos carrapatos é uma mistura complexa de substâncias químicas que desempenham papéis cruciais na alimentação do parasita e na interação com o hospedeiro. Ela contém uma combinação de enzimas, anticoagulantes, imunomoduladores e outras moléculas que permitem ao carrapato se alimentar eficazmente e evitar a detecção pelo hospedeiro. As principais funções da saliva dos carrapatos incluem a facilitação da alimentação contínua, a modulação do sistema imunológico do hospedeiro, a transmissão de patógenos e a proteção contra reações de defesa do hospedeiro (Figura 1).

Sem dúvida, a saliva dos carrapatos é um dos tipos mais complexos de substância secretada por animais que tem sido estudada. Essa substância é produzida por um par de glândulas salivares altamente desenvolvidas e é tão eficaz no controle dos mecanismos reativos do hospedeiro que os carrapatos são considerados farmacologistas inteligentes (Ribeiro, 1995), particularmente no caso das espécies que compreendem os ixodídeos (pertencentes à família Ixodidae), que se alimentam durante muitos dias e se mantêm fixados ao mesmo local de seu hospedeiro vertebrado. Estudos utilizando tecnologias de sequenciamento e espectrometria combinadas com bioinformática têm enumerado, identificado e caracterizado as diversas substâncias do coquetel farmacológico presente na saliva de diferentes espécies de carrapatos. Neste capítulo, serão abordados assuntos referentes sobre composição e funções da saliva do carrapato, cobrindo equilíbrio hídrico, vedação e retenção, controle das respostas do hospedeiro, transmissão de patógenos facilitada pela saliva e sua utilização na pesquisa de biofármacos, principalmente seu papel como potencial agente com efeito antitumoral.





Balanço hídrico

As glândulas salivares dos carrapatos ixodídeos funcionam como reguladores de água, gerenciando a pressão hídrica dentro do corpo deles, liberando o excesso de água e íons que absorveram durante a refeição de sangue (Bowman et al., 2008). Além disso, a “saliva de reidratação”, que consiste em uma saliva higroscópica, é secretada e usada para absorver o vapor de água e evitar a dessecação de carrapatos não alimentados, que devido a esse processo, podem permanecer no ambiente por longos períodos de tempo (Needham; Tell, 1986; Kim et al., 2017).

A maior parte da saliva do carrapato é composta por água proveniente da ingestão de sangue. Como 50% da refeição de sangue do ixodídeo é absorvida durante as últimas 12-24 horas de alimentação, o volume de água excretado (e, portanto, o volume de saliva) é maior durante os últimos dias de ingurgi-

tamento (Kaufman, 1989). O volume total de saliva secretada para espécies de carapatos grandes pode facilmente exceder 1 ml (Kaufman, 2010). Assim como é vital que os carapatos excretem água durante a alimentação sanguínea, também é importante que o equilíbrio dos íons seja mantido. Novamente, isso é conseguido por carapatos ixodídeos excretando ativamente através de sua saliva hiposmótica cerca de 70% da água e dos íons absorvidos em sua refeição sanguínea (Bowman et al., 2008; Nuttal, 2019).

Esse balanço é possível por meio de fatores como a função osmorregulatória da glândula salivar, que impede a dessecção do parasita no solo através da absorção de vapor d' água da atmosfera. Além disso, esse balanço torna possível que, aproximadamente, 70% da água absorvida pelo intestino da fêmea, devido ao grande aporte de compostos decorrente da hematofagia, seja excretado de volta ao hospedeiro durante a alimentação, permitindo a homeostase hídrica e a produção da porção fluida da saliva (Guizzo et al., 2012).

Vedaçāo da cavidade de alimentaçāo e fixaçāo no hospedeiro

Observações iniciais sobre a alimentação de carapatos ixodídeos relataram secreção de um fluido branco leitoso logo após a inserção do aparelho bucal na pele (Kemp et al., 1982). Esta secreção polimeriza rapidamente para formar um cone de cimento sólido, que atua como uma junta que evita a perda de quaisquer fluidos, e, ao mesmo tempo atua como um suporte que fixa o aparelho bucal e permite que o carapato permaneça preso à pele por muitos dias (Figura 2). Várias outras funções foram atribuídas ao cone de cimento, incluindo um papel antibacteriano (Suppan et al., 2018).

A fixação consiste na penetração mecânica da epiderme e na formação do cone de cimento (Nuttal et al. 2000). O cimento apresenta consistência semelhante a do látex e endurece em volta do aparelho bucal; além de ter um padrão constante de secreção nos três estágios durante o curso de alimentação, que proporciona uma vedação e forma uma cavidade de alimentação, impedindo o vazamento de saliva ou de influxo de fluidos corpóreos do hospedeiro para fora da cavidade (Nuttal, 2000).

Os carapatos ixodídeos produzem cones de cimento que diferem em tamanho, forma e composição dependendo da espécie (Kemp et al., 1982; Maruya-

ma et al., 2010). Embora as proteínas típicas do cimento rico em glicina sejam consideradas biologicamente inertes e não imunogênicas, a vacinação com a proteína do cimento, 64TRP, protegeu os camundongos do desafio letal com carrapatos infectados pelo vírus da encefalite transmitida por carrapatos (Labuda et al., 2006). Além de seu potencial como vacina anti carrapatos e moduladora da transmissão de patógenos, a cola natural e as propriedades selantes do cimento sugerem o potencial para o desenvolvimento de novos adesivos médicos (Suppan et al., 2018).

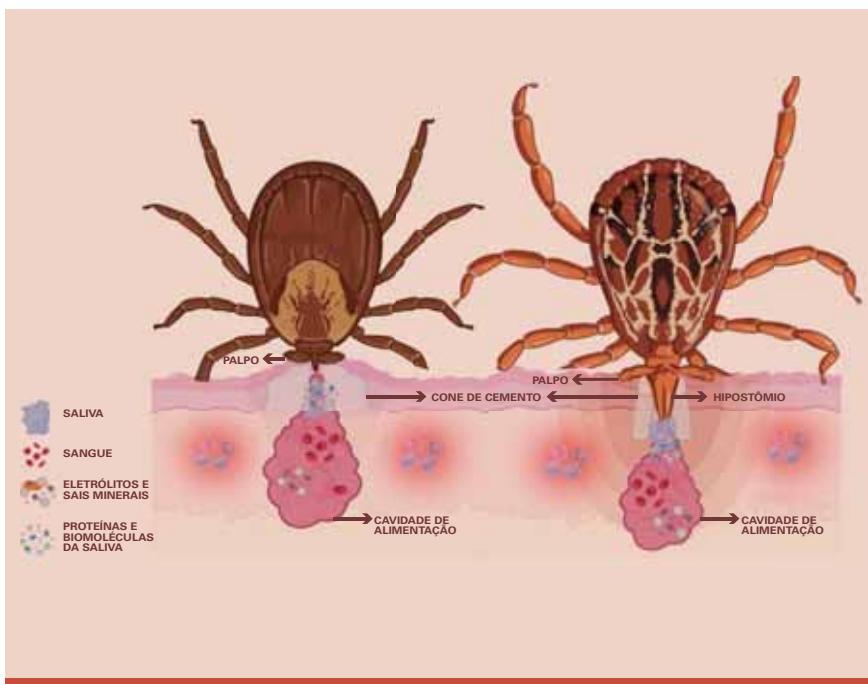


Figura 2. Representação do local de fixação do carrapato durante a alimentação. No primeiro espécime (à esquerda), representado pelo grupo de espécies que apresentam hipostômio curto (*Rhipicephalus* sp., *Dermacentor* sp.), o cone de cimento é mais largo e mais superficial para proteger a cavidade de alimentação e garantir o sucesso da refeição. No segundo exemplo (à direita), pertencente ao grupo que apresenta hipostômio longo (*Amblyomma* sp., *Ixodes* sp.), o cone de alimentação é mais afunilado e a cavidade mais profunda.

BioRender.com.

Dor

Depois que um carapato encontra um local adequado para se alimentar, ele passa por um elaborado processo de fixação. Para espécies ixodídeos, como *Ixodes ricinus*, isso envolve cortar a epiderme da pele com as quelíceras em forma de gancho, enterrar o feixe quelífero na pele e, em seguida, substituir a estrutura anterior pelo hipostômio farpado através de ações semelhantes a catracas das quelíceras (Richter et al., 2013). Incrivelmente, a ação de fixação do carapato passa geralmente despercebida (comparado, por exemplo, com a dor aguda provocada pela picada de uma abelha). Pouco se sabe sobre como o carapato anestesia seu hospedeiro de maneira tão eficaz, embora uma série de moléculas de saliva identificadas possam desempenhar um papel no combate às sensações de dor e coceira (Tabela 1).

Quando a pele é cortada, causando a ativação do fator XII de coagulação (FXII), uma cascata de interações resulta na liberação de bradicinina, um hormônio no-neuropeptídeo pró-inflamatório, que se liga aos nociceptores, criando a sensação de dor. Os carrapatos ixodídeos destroem a bradicinina secretando enzimas conversoras de angiotensina (ECA) (Ribeiro e Mather, 1998). Duas ECAs, originalmente identificadas no sialotranscriptoma de *Amblyomma maculatum* e expressos nas primeiras 120 horas de alimentação, foram demonstradas por knockdown genético para quebrar a bradicinina e prevenir a agitação do hospedeiro para carrapatos se alimentando de uma ovelha (Jelinski, 2016).

Outro constituinte da saliva que pode desempenhar um papel no controle da dor é a adenosina, que pode ter efeitos analgésicos ou pró-nociceptivos, dependendo da ativação de diferentes receptores periféricos (Fontaine et al., 2011).

Tabela 1. Moléculas bioativas da saliva dos carrapatos.

ATIVIDADES	PRINCIPAIS MEDIADORES ¹
Fixação e vedação	Proteínas do cimento, ricas em glicina.
Analgesia	Endocanabinóides, inibidores de bradicinina.

Adaptado de Nuttal (2019).	Anti-hemostasia	Prostaglandinas, apirases, metaloproteases, desintegrinas, inibidores de trombina, inibidores de FXa, inibidores do complexo FVIIa/TF, moduladores de fibrinólise.
	Anti-inflamatória	Proteínas de ligação à histamina e serotonina, inibidores do complemento.
	Imunomodulação	Proteínas de ligação a imunoglobulinas, evasinas, moduladores de células dendríticas.
	Anti-cicatrização	Inibidores do fator de crescimento.

Pode ter mais de uma atividade, por ex. os ligantes de histamina para carrapatos podem ser anti-hemostáticos, anti-inflamatórios e imunomoduladores.

Coagulação sanguínea

A hemostasia é um processo fisiológico que ocorre para interromper sangramentos e envolve 3 etapas principais: 1) vasoconstrição, 2) bloqueio temporário de uma ruptura em um vaso sanguíneo por um tampão plaquetário e 3) coagulação sanguínea, resultando na formação de um coágulo de fibrina. Esses processos selam rupturas de vasos até que os tecidos sejam reparados, portanto, a hemostasia é a primeira etapa da cicatrização da ferida. Os artrópodes hematófagos desenvolveram uma riqueza de moléculas anti-hemostáticas secretadas na saliva, principalmente os carrapatos (Francischetti, 2010; Fontaine et al., 2011; Mans, 2010).

Para combater a vasoconstrição, acredita-se que os carrapatos ixodídeos utilizem constituintes não peptídicos da saliva, nomeadamente prostaglandinas e adenosina (Oliveira et al., 2011). Dado que a vasoconstrição é uma das primeiras respostas do hospedeiro à picada do carrapato, o combate à vasoconstrição requer moléculas de saliva prontas para ação no momento da fixação do carrapato. Algumas proteínas específicas da saliva de carrapatos, os vasodilatadores, já foram identificadas e caracterizadas e podem modular a vasoconstrição. Entre estas, incluem a ATP-difosfoidrolase, conhecida como apirase, que pode combater a vasoconstrição destruindo o agonista ADP (Ribeiro, 1995). A serotonina é um vasoconstritor, portanto, as proteínas

da saliva que se ligam à serotonina podem desempenhar um papel, embora a serotonina seja liberada das células danificadas e das plaquetas sanguíneas e, portanto, é improvável que seja o alvo inicial da saliva para combater a vasoconstricção (Sangamnatdej et al., 2002). Da mesma forma, a histamina é uma amina vasoativa, portanto, as proteínas de ligação à histamina e o fator de liberação de histamina podem modular a permeabilidade vascular e aumentar o fluxo sanguíneo (Dai et al., 2010).

Em contraste com a atividade vasodilatadora, foi demonstrada ação vasoconstritora com extratos de glândulas salivares de *Dermacentor reticulatus* e *Rhipicephalus appendiculatus*, o que não é atribuível às prostaglandinas (vasoconstritoras em altas concentrações), mas pode envolver um peptídeo rico em fenilalanina (Pekáriková et al., 2015). A atividade vasoconstritora detectada durante os estágios posteriores do ingurgitamento pode ser um mecanismo de controle do fluxo sanguíneo durante a fase de alimentação rápida, quando as fêmeas das espécies de ixodídeos ingerem ≥50% de sua alimentação sanguínea durante o descolamento do hospedeiro (Nuttal, 2019).

Além da vasoconstricção, foi demonstrado que muitas moléculas de saliva de carrapatos controlam a ativação e agregação plaquetária (Francischetti, 2010; Chmelař et al., 2012). A ativação das plaquetas sanguíneas surge de múltiplas vias ativadas pela picada do carrapato (Yun et al., 2016). A trombina é o agonista plaquetário mais forte, além de converter fibrinogênio em fibrina para estabilizar o tampão de coagulação. Todos os eventos de sinalização convergem para a via final comum de ativação plaquetária, a regulação positiva funcional dos receptores de adesão da integrina (Tabela 1). As apirases são possivelmente onipresentes em carrapatos argasídeos e ixodídeos, decompõendo enzimaticamente o ADP liberado por plaquetas ativadas e células danificadas e, consequentemente, neutralizando um importante agonista da agregação (Francischetti, 2010). Da mesma forma, os inibidores da trombina são amplamente encontrados entre os carrapatos; eles assumem uma variedade de formas e podem ter diferentes funções visando a agregação plaquetária e/ou coagulação sanguínea (Tang et al., 2015).

O sistema de coagulação e a resposta inflamatória inata compartilham uma ancestralidade comum. Eles são acoplados através de vias de ativação comuns e sistemas de regulação por *feedback*, de modo que a coagulação desencadeia reações inflamatórias e a inflamação desencadeia a ativação do

sistema de coagulação (Verhamme; Hoylaerts, 2009). Embora a saliva do carapato contenha moduladores específicos da hemostasia, muitas proteínas da saliva da mesma família têm como alvo os mediadores da inflamação do hospedeiro; alguns são multifuncionais e desempenham ambas as atividades (Chmela et al., 2017; Schwarz et al., 2014).

Controle da resposta imune do hospedeiro

A pele é considerada o maior órgão dos mamíferos. Além de seu papel como barreira física, a pele também atua como órgão pró-inflamatório (Barker, 2005). Os queratinócitos epidérmicos, que compreendem 95% da massa da epiderme humana, mantêm a barreira ao mesmo tempo que participam de respostas inflamatórias/imunes através da ativação do receptor Toll-like 3 (TLR3), por exemplo, e produção de citocinas (Heath; Carbone, 2013).

Os mastócitos maduros são abundantes na pele e fornecem uma primeira linha de defesa contra carapatos (Figura 3) (Allen et al., 1977). Seu citoplasma é preenchido com grânulos secretores semelhantes a lisossomas, densos em elétrons, que são preenchidos com uma série de compostos pré-formados, muitos deles pró-inflamatórios, em especial a histamina (Wernersson; Pejler, 2014). A fixação do carapato ativa os mastócitos, causando degranulação e liberação do conteúdo dos grânulos no ambiente extracelular e invocando a síntese de novo de mais compostos bioativos. Os carapatos neutralizam esses mediadores inflamatórios usando, por exemplo, lipocalinas para eliminar a histamina e uma proteína do tipo Kunitz para bloquear a atividade catalítica da triptase, uma protease específica dos mastócitos. Algumas destas proteínas da saliva podem até estabilizar os mastócitos, impedindo a degranulação e a síntese de novo, controlando assim eficientemente uma importante defesa do hospedeiro (Paesen et al., 2007; Sangamnatdej et al., 2002). Isso acaba por inibir esse tipo de resposta celular, diminuindo efeitos como coceira, *grooming*, e auxilia assim o carapato em seu repasto.

Sabe-se que alguns hospedeiros resistentes a carapatos desenvolvem uma intensa reação celular no local da picada, mediada principalmente por mastócitos e eosinófilos. Já hospedeiros mais suscetíveis ao parasitismo apresentam uma intensa migração celular de neutrófilos ou heterófilos (Szabó; Bechara, 1999; Van der Heijden et al., 2005). Sugere-se que estas últimas

possuem susceptibilidade de serem inibidas pela saliva e serem incapazes de responderem adequadamente contra agentes presentes nela (Ferreira et al., 1998; Inokuma et al., 1997; Montgomery et al., 2004). Isso indica que a saliva do carapato possui capacidade de modular o recrutamento celular, inibindo a migração de algumas células ou atraindo outras, para favorecer seu repasto (Van der Heijden et al., 2005).

A ação imunossupressora da saliva de carapatos em seus hospedeiros tem, de modo geral, sido mais relatada direcionada à resposta Th1, mediada por células, e em alguns casos Th2, responsável pela imunidade humoral. Isso indica que, de maneira geral, a inibição da resposta imune, principalmente a celular, parece ser importante para garantir o repasto de algumas espécies de carapatos. Existem diversos relatos sobre as diferentes vias de imunossupressão que a saliva pode exercer em seus hospedeiros como: competição antigênica (são secretadas diversas proteínas antigênicas sem função biológica) distraindo o sistema imune das moléculas mais relevantes para o repasto (geralmente menos antigênicas), citotoxicidade linfocítica, moduladores de produção de citocinas entre outras substâncias inibidoras do sistema imune (Barriga, 1999).

Os carapatos também inibem diretamente as citocinas capturando o ligante; a natureza desses inibidores de citocinas é conhecida apenas para os ligantes de quimiocinas conhecidos como evasinas (Hayward et al., 2017). Um peptídeo presente na saliva, denominado amregulina, de *Amblyomma variegatum*, inibe a secreção de TNF α , IL-1, IL-8 e interferon γ por esplenócitos de ratos e pode ser um modelo para um inibidor de citocinas pró-inflamatórias derivado de carapato (Tian et al., 2016).

Um dos gatilhos mais potentes da inflamação é o sistema complemento (Figura 3). Aproximadamente 40 proteínas (solúveis ou ligadas à membrana) compreendem as três vias do complemento – clássica, lectina e alternativa (Sarma; Ward, 2011). Durante a inflamação, a ausência de complemento plasmático no tecido extravascular da pele é compensada pela síntese diferencialmente regulada de proteínas do complemento, principalmente por queratinócitos e fibroblastos (Asghar et al., 2005). Assim, o complemento fica disponível quando o carapato pica. A importância do complemento para os carapatos é ilustrada pelo número e diversidade de inibidores do complemento na saliva dos carapatos (Šimo et al., 2017; Perner et al., 2018).

Tanto a saliva quanto o extrato de glândula salivar de *Amblyomma cajennense* sensu lato (s.l.) atuam na inibição do sistema complemento, pela via clássica.

A inibição se mostrou ainda mais potente com extrato de glândula salivar atuando em meio alcalino (pH 8,0). Isso indica que a saliva pode persistir atuando contra o sistema complemento até mesmo após o carapato ter ingerido o sangue, para evitar que sua ativação provoque danos em órgãos internos do carapato, que funcionam sob pH alcalino (Franco et al., 2016).

Os carrapatos são grandes especialistas no controle da resposta imunológica do hospedeiro. Eles produzem um repertório incrível de imunomoduladores direcionados a elementos imunológicos inatos e adquiridos (Wikle, 2018). O principal componente acelular da imunidade da pele é a família das citocinas, um grupo diversificado de pequenas proteínas extracelulares que inclui quimiocinas e fatores de crescimento. As citocinas orquestram a resposta imune através da ligação a receptores celulares específicos; os carrapatos controlam as citocinas competindo com os receptores de sinalização celular. Como muitas vezes há mais de um receptor por citocina, a estratégia do carapato de secretar proteínas de ligação a citocinas é mais econômica do que atingir múltiplos receptores de citocinas, especialmente quando se considera a diversidade de hospedeiros de uma espécie de carapato. Os ligantes de citocinas e quimiocinas derivados de carrapatos são chamados de evasinas e parecem ser exclusivos dos carrapatos ixodídeos (Nuttal, 2019). Pelo menos 265 supostas evasinas foram identificadas de *Rhipicephalus* spp., *Amblyomma* spp., *Dermacentor* spp. e *Ixodes* spp. (Hayward et al., 2017). Na pele, as quimiocinas são produzidas por queratinócitos, mastócitos e células endoteliais, bem como células dendríticas, a fim de recrutar subconjuntos discretos de células T e outros leucócitos para o local de alimentação do carapato. Os alvos específicos (evasinas), portanto, identificam as células imunológicas que os carrapatos ixodídeos procuram evitar (Vieira et al., 2009).

As células dendríticas são frequentemente descritas como sentinelas imunológicas. O seu papel é sentir o perigo e enviar sinais de alerta a outras células imunitárias que lidam com a ameaça. Como estão no ápice de uma cascata imunológica, são alvos óbvios para os carrapatos. Os carrapatos ixodídeos metaestriados desenvolveram uma família única de lipocalinas salivares que têm como alvo células dendríticas derivadas de monócitos (Preston et al., 2013). Ao controlar as células dendríticas, os carrapatos exercem influência sobre os linfócitos T. No entanto, há também ampla evidência de que os produtos das glândulas salivares dos carrapatos (particularmente das espécies *Ixodes*) têm como alvo direto células T (Kotál et al., 2015). Através do seu

efeito nessa linhagem celular, algumas proteínas salivares exercem um efeito indireto na capacidade das células B de produzir anticorpos específicos para o antígeno (Anguita et al., 2002). Inibidores diretos de células B foram registrados na saliva do carrapato: BIP (proteína inibitória de células B) de *Ixodes ricinus* e BIF (fator inibitório de células B) de *Hyalomma asiaticum* (Hannier et al., 2004; Yu et al., 2006).

A saliva de *Ixodes ricinus* age modulando a resposta de Th1 para Th2. Culturas de células dendríticas incubadas com saliva desse carrapato possui um maior perfil de expressão de IL-4 em relação ao interferon γ , além de essas células deixarem de expressar o receptor de membrana CD40, responsável por sua ativação na resposta imune celular (Mejri; Brossard, 2007). Já a saliva de outro carrapato do mesmo gênero, o *Ixodes scapularis*, também modula a resposta imune para perfil Th2 em cultura de células dendríticas (Figura 3). Isso se deve principalmente pela presença da prostaglandina E2 na saliva, que por sua vez é capaz de inibir a produção de IL-2, IL-12 e TNF- α , além de também inibir a expressão de CD40 em células estimuladas com LPS (Sá-Nunes et al., 2007).

A saliva do carrapato-do-boi, *Rhipicephalus microplus*, é um exemplo clássico de imunossupressão (Andreotti et al., 2002). Os bovinos altamente infestados por esse carrapato mostraram uma diminuição na porcentagem de linfócitos T e B circulantes (Figura 3), além da diminuição da produção de anticorpos anti-ovoalbumina. Ensaios *in vitro* com linfócitos de sangue periférico de bovinos mostraram que saliva de *R. microplus* foi capaz de diminuir em até 47% de sua atividade em resposta à fitohemaglutinina (Inokuma et al., 1993).

No que tange a outra espécie do mesmo gênero, a saliva do *Rhipicephalus sanguineus* sensu lato (s.l.), o carrapato-do-cão, é capaz de inibir a proliferação de linfócitos T, por inibir a produção da citocina estimulante IL-2, e induz o aumento da expressão da citocina IL-10, que possui ações imunossupressoras. Além disso, a saliva desse carrapato inibe a produção de óxido nítrico por macrófagos, o que, associado com a também inibição da produção de interferon γ , somam-se nas funções inibitórias da resposta imune celular (Ferreira et. al., 1998).

Rhipicephalus sanguineus s.l. possui característica de desencadear respostas imunes com perfis de migrações celulares distintos no local da picada em diferentes hospedeiros. O cobaio, ou porquinho-da-índia (*Cavia porcellus*), é um hospedeiro que se torna resistente após sucessivas infestações. Células T em cultura desse animal, após exposto ao contato com esse carrapato, respondem melhor à concanava-

lina A (ConA) do que células T de camundongos ou cães (hospedeiros suscetíveis), também expostos ao carrapato. Além disso, culturas dessas células de cobaios respondem melhor à exposição de抗ígenos deste carrapato (saliva e extratos de larvas e adultos) quanto mais infestações o animal for submetido. Já culturas de células de camundongos e cães não respondem bem à mesma situação. Cobaios resistentes desenvolvem hipersensibilidade tardia, com maior migração de basófilos e células mononucleares ao local da picada, enquanto camundongos suscetíveis não desenvolvem essa hipersensibilidade, e a migração celular ao local da picada se caracteriza principalmente por eosinófilos e neutrófilos (Ferreira et al., 2003).

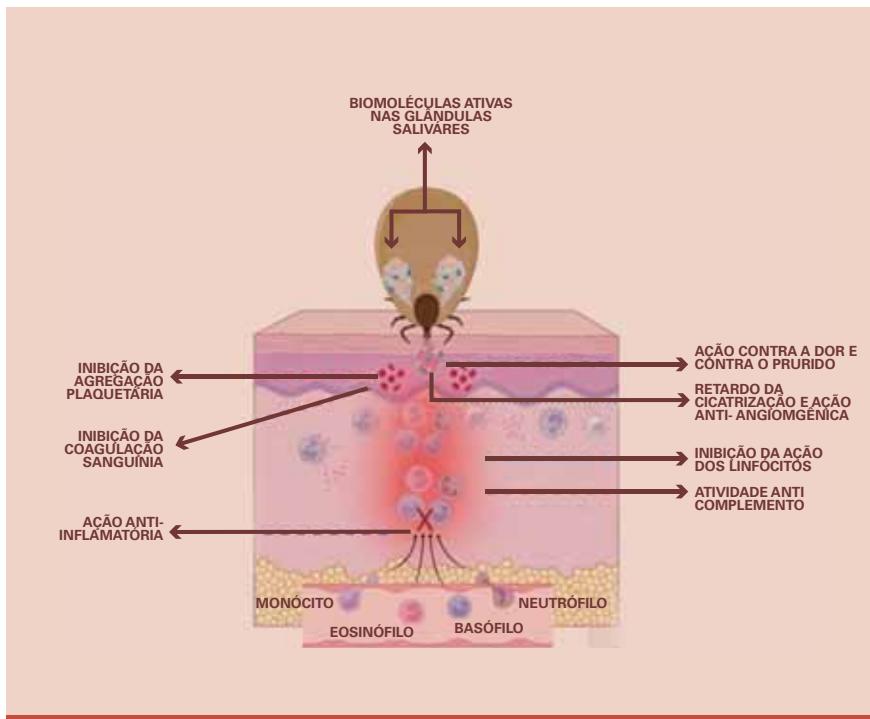


Figura 3. Atividades que as biomoléculas produzidas pelas glândulas salivares e presentes pela saliva dos carrapatos exercem sobre o hospedeiro, o que resulta tanto no sucesso da refeição de sangue pelo ectoparasita quanto pode gerar outros transtornos para a saúde do animal, além da espoliação sanguínea, como a transmissão de patógenos, por exemplo.

Criado com o Biorender.com. Adaptado de Kitsou et al. (2021).

Atividade dinâmica

Mudanças dinâmicas na bioatividade salivar refletem mudanças na resposta do hospedeiro e nos mediadores químicos e celulares envolvidos, influenciados pelo sexo e pela gula (Kaufman, 2007). O dinamismo é ilustrado pela atividade diferencial anti-quimiocina durante a alimentação sanguínea de 10 dias do adulto *Amblyomma variegatum*, uma das maiores espécies de carrapatos: diferentes atividades aumentam e diminuem em taxas diferentes à medida que a alimentação progride (Vancová et al., 2007). No nível da composição da saliva, a comparação de fêmeas adultas de *Dermacentor andersoni* não alimentadas com carrapatos alimentados por 2 e 5 dias identificou 140 proteínas exclusivas para o dia 2 e 165 para o dia 5, e 372 proteínas para ambos os momentos (Mudenda et al., 2014). A expressão diferencial dinâmica dos genes da saliva é substancialmente maior em fêmeas adultas em comparação com carrapatos ixodídeos machos, refletindo os diferentes objetivos de alimentação de fêmeas (maximizar o tamanho da refeição de sangue para maximizar a produção de ovos) e machos (acasalamento) (De Castro et al., 2017). O termo “troca de sialoma” foi definido para descrever as alterações na composição da saliva à medida que o ingurgitamento progride; também pode se referir a alterações no ambiente de alimentação resultantes, por exemplo, de alterações alimentares, uma mudança de hospedeiro ou uma resposta imune adquirida (Karim; Ribeiro, 2015). A natureza dinâmica da bioatividade da saliva é demonstrada quando a alimentação sanguínea é interrompida e o carrapato que se alimenta abandona prematuramente seu hospedeiro. Isto pode surgir, por exemplo, como resultado de descolamento precoce, respostas imunitárias ou morte do hospedeiro. Se o carrapato parcialmente alimentado não atingir um “peso crítico” (cerca de 10 vezes o peso não alimentado), ele procurará um novo hospedeiro para completar o ingurgitamento (Kaufman, 2007). Em estudos experimentais, a interrupção deliberada da alimentação resultou na reprogramação da expressão proteica das glândulas salivares (Wang et al., 1999). Esta capacidade poderia ser de particular importância na transmissão de patógenos, uma vez que a nova fixação de carrapatos parcialmente alimentados pode levar à transmissão acelerada de patógenos (Wang et al., 1999; Nuttal, 2019).

Transmissão de patógenos auxiliada pela saliva dos carrapatos

A primeira evidência de que a saliva desempenha um papel na transmissão de patógenos por carrapatos, além de apenas fornecer um meio físico

para a transferência de vírus, foi a observação da transmissão não viral de vírus transmitidos por carrapatos. (Jones et al., 1987). Pesquisas posteriores demonstraram que a transmissão não viral pode ser reproduzida quando o vírus é coinjetado com saliva ou extrato de glândula salivar de carrapatos parcialmente alimentados e não infectados. (Jones et al., 1992). Estas observações iniciais são amplamente fundamentadas: os agentes patogénicos transmitidos pelos carrapatos exploram o efeito imunomodulador da saliva desses ectoparasitos para promover a sua transmissão (Nuttal; Labruna, 2013; Wikel, 2013).

Tal mecanismo foi denominado Transmissão Assistida pela Saliva (*Saliva-Assisted Transmission* - SAT), apresentando várias moléculas de saliva de carrapatos que foram relacionadas à transmissão assistida pela saliva. Dentre alguns exemplos já estudados e definidos, pode-se citar a Salp15 e o TSLI (inibidor da via da lectina salivar do carrapato), pertencente à espécie *Ixodes scapularis*, vetor responsável pela transmissão de *Borrelia burgdorferi*, causadora da doença de Lyme no hemisfério Norte. As proteínas citadas demonstraram a capacidade de “proteger” a bactéria *B. burgdorferi* da morte mediada por anticorpos e complemento, respectivamente (Ramamoorthi et al., 2005; Schuijt et al., 2011); Além da sialostatina L2, um inibidor da cisteína protease também de *I. scapularis*, facilita o crescimento de *B. burgdorferi* na pele de camundongos e reduz a ativação do inflamassoma durante a infecção por *Anaplasma phagocytophilum* (Chen et al., 2014).

Salp 15 de *I. scapularis* possui atividade inibidora de linfócitos T CD4+. Essa proteína possui na sua região C-terminal uma sequência que se liga aos receptores CD4, o que leva a um influxo de cálcio, diminuindo consequentemente a produção de IL-2, além de também inibir a expansão clonal destes linfócitos (Anguita et al., 2002). Mais tarde, gene similar ao da expressão de Salp 15 foi descrito em *Ixodes persulcatus*, vetor de *Borrelia* spp. do grupo Lyme no leste asiático (Mori et al., 2010).

Os genes que codificam proteínas específicas da saliva podem ser regulados positivamente por patógenos transmitidos por carrapatos, como relatado para Salp15 e TSLI (Ramamoorthi et al., 2005; Schuijt et al., 2011). As proteínas da saliva que facilitam a transmissão de patógenos foram identificadas como candidatas ao desenvolvimento de vacinas anticarrapatos (Wikel, 2013). No entanto, a proteção contra o desafio letal transmitido por carrapatos com o vírus da encefalite transmitida por carrapatos pela imunização de camun-

dongos com 64TRP, uma proteína de cimento de carrapato, demonstra que provocar a resposta inflamatória/imune apropriada é suficiente para alterar o resultado da infecção transmitida por carrapatos (Labuda et. al., 2006). A mudança do local de alimentação benigno regulado pelo carrapato para um ambiente hostil governado pelo hospedeiro pode ser a chave para o sucesso no controle de infecções transmitidas por carrapatos (Kazimírová et al., 2017). Esta abordagem pode ser particularmente eficaz se os exossomos secretados na saliva do carrapato desempenharem um papel importante na transmissão de microrganismos patogênicos por carrapatos (Zhou et al., 2018).

Efeitos antitumorais da saliva dos carrapatos

A maioria das espécies de carrapatos, principalmente àquelas que compõem o grupo dos ixodídeos, permanece presa aos seus hospedeiros por vários dias. Para continuarem a se alimentar de sangue, os carrapatos precisam lidar com mecanismos reativos do hospedeiro, como processos hemostáticos, inflamatórios e de cicatrização, conforme apresentado anteriormente. Como as infestações por carrapatos são processos recorrentes, as defesas do hospedeiro também incluem respostas imunes adaptativas. No entanto, os carrapatos são sobreviventes evolutivos que lidam com todos esses processos injetando repetidamente saliva no local de alimentação durante longos períodos de alimentação. Algumas biomoléculas que formam a saliva do carrapato apresentam propriedades potencialmente antitumorais, sendo que componentes dessa saliva já foram identificados e caracterizados (Sousa et al., 2015). A proliferação, migração e invasão celular, característica de muitos processos reativos, mas também de células neoplásicas, é inibida pela saliva de diversas espécies de carrapatos (Carvalho-Costa et al., 2015). A saliva do carrapato afeta a angiogênese, que é outra característica essencial do crescimento neoplásico. Além disso, o crescente número de novos dados e resultados surpreendentes mostram que a saliva do carrapato e seus componentes isolados apresentam atividade citotóxica significativa e seletiva nas células tumorais. Alguns desses processos serão detalhados abaixo.

O grupo de pesquisa de Kazimirova et al. (2006) demonstrou que o extrato de glândula salivar (SGE) de carrapatos suprimiu a proliferação de células HeLa (linhagem celular de câncer altamente utilizada em pesquisa) de maneira dose-dependente e induziu apoptose, um tipo de morte celular programada. Es-

ses autores também demonstraram que os efeitos antiproliferativos dos SGE são espécies-específicos, dado que os extratos de fêmeas dos carrapatos *Rhipicephalus appendiculatus* e *Amblyomma variegatum* foram mais potentes do que os mesmos extratos de outras espécies de carrapatos.

A inibição da angiogênese é outra estratégia utilizada para induzir a redução do crescimento de diversos tipos de tumores. Carneiro-Lobo et al. (2009) relataram a eficiência antiangiogênica da proteína Ixolaris isolada das glândulas salivares do carrapato *Ixodes scapularis*. Eles inocularam subcutaneamente células U87-MG (modelos de glioblastoma, um modelo primário de tumor cerebral) nos flancos de camundongos Balb/C machos com 6 semanas de idade. O tratamento foi realizado diariamente durante 17 dias. Eles observaram que o número de vasos nos tumores de camundongos tratados com Ixolaris era menor em relação ao controle. Portanto, esta proteína poderia atenuar o estado pró-coagulante de pacientes com câncer e prevenir a angiogênese, interferindo assim com dois componentes importantes que contribuem para o crescimento tumoral e metástase. O estudo concluiu que o Ixolaris pode bloquear o crescimento do tumor primário e a angiogênese em modelos animais primários de glioblastoma.

No Brasil, um grupo de pesquisa do Instituto Butantã, em São Paulo, conseguiu um incrível resultado relacionado ao potencial antitumoral da saliva do carrapato *Amblyomma sculptum*, anteriormente referido como *Amblyomma cajennense*. Simons et al. (2011) demonstraram que a saliva de *A. cajennense* exerce efeitos citotóxicos significativos nas células tumorais, mas nenhum efeito em células normais e fibroblastos. Após tratar células tumorais com saliva em momentos diferentes, as células SKMEL-28 (linhagem celular de melanoma - tipo de câncer de pele) e MIA PaCa-2 (carcinoma pancreático humano) apresentaram efeitos citotóxicos, como alterações morfológicas (arredondamento) e degradação do DNA. Embora alterações morfológicas (arredondamentos) tenham sido observadas em ambos os tipos de células, o SKMEL-28 pareceu ser mais sensível que o MIA PaCa-2. Alterações morfológicas foram observadas em estágios anteriores no SKMEL-28 do que nas células MIA PaCa-2. Curiosamente, os fibroblastos normais não apresentaram alterações morfológicas quando tratados com a saliva pura nas mesmas condições utilizadas nas células cancerígenas, sugerindo que essa saliva não afeta células não tumorais. A degradação do DNA foi outra observação importante em células tumorais tratadas com saliva de *A. cajennense* (Simons et al., 2011). A saliva degradou extensivamente o DNA das células tumorais, o que pode indicar que

a saliva não atua em nenhuma fase específica do ciclo celular. O tratamento não degradou o DNA dos fibroblastos, o que era esperado, visto que o teste MTT (teste de viabilidade celular) mostrou que a saliva não causou a morte dos fibroblastos. O efeito da saliva bruta no DNA foi analisado por eletroforese em gel de agarose e mostrou que a saliva pura induziu fragmentação aleatória do DNA, indicando necrose em vez de apoptose (Simons et al., 2011).

Outro grupo brasileiro, pertencente ao Laboratório de Ixodologia da Universidade Federal de Uberlândia, Minas Gerais, verificou os efeitos da saliva pura de carrapatos em linhagens celulares tumorais de mama humano. O estudo de Sousa et al. (2018) demonstrou que a saliva pura dos carrapatos *Amblyomma sculptum*, *Amblyomma parvum* e *Rhipicephalus sanguineus* eram citotóxicas para as linhagens celulares tumorais MCF-7 e MDA-MB-231 (linhagens tumorais mamárias). Também foram testadas células MCF-10A, uma linhagem mamária não tumoral, para determinar se a saliva do carrapato exibiria o mesmo efeito observado nas linhagens tumorais. No entanto, nenhum dos tipos de saliva utilizados nesta pesquisa foi citotóxico para a linhagem celular MCF-10A. Isto sugere que a saliva do carrapato pode ter propriedades e componentes que reconhecem e danificam apenas as células tumorais, como encontrado por Simons et al. (2011).

Além de alterações morfológicas nas células tumorais tratadas com as salivas, ensaios de morte celular demonstraram que a apoptose de fase inicial ou tardia ocorreu na maioria das células. A atividade da caspase-3/7, um marcador de apoptose, ocorreu nas células tumorais após 24 horas de tratamento com os três tipos de saliva analisados. Todos os três tipos de saliva induziram atividade de caspase-3/7 em células MCF-7 e MDA-MB-231; no entanto, esta atividade variou de acordo com o tipo de saliva. Células tratadas com saliva de *A. sculptum* apresentaram quase cerca de 80% de apoptose inicial, maior luminescência e consequentemente maior atividade de caspase-3/7 em relação aos demais tipos de saliva. A morte celular apoptótica em células MCF-7 provavelmente ocorre devido à ativação da via intrínseca causada por estresses intracelulares ou extracelulares, como privação de fator de crescimento e danos ao DNA que induzem a permeabilização mitocondrial e consequente liberação de moléculas pró-apoptóticas (por exemplo, pró-caspase-3) (Desagher; Martinou, 2000). Esse estudo demonstrou que a apoptose de células tumorais pode ter resultado da liberação de agentes pró-apoptóticos causada pela exposição das células cancerígenas à saliva dos carrapatos, sendo um processo que afeta as células cancerosas, mas não as células normais, devido a peculiaridades e alterações que diferenciam esses tipos de células.

Portanto, a saliva de carrapato é uma rica fonte de moléculas bioativas que possuem diferentes tipos de propriedades, incluindo antitumorais e antiangiogênicas. O potencial dessas moléculas ressalta a importância da pesquisa sobre esses ectoparasitas hematófagos, tanto macroscopicamente, entendendo seu comportamento e ecologia, quanto microscopicamente, estudando seu genoma, transcriptoma e sialoma, por exemplo. No caso específico das propriedades antitumorais, enquanto o câncer continuar a ser uma doença altamente debilitante e mortal, a obtenção de moléculas de origens naturais como potenciais ferramentas para combater os seus vários tipos será um objectivo importante da investigação em saúde. A saliva do carrapato (Figura 4) é uma das fontes mais promissoras dessas moléculas; no entanto, outros artrópodes sugadores de sangue, como mosquitos, moscas e triatomíneos, também podem conter moléculas com propriedades úteis. Até agora, a pesquisa sobre esses artrópodes permanece pouco explorada. Certamente, o número de moléculas é muito maior do que o já identificado e caracterizado, destacando a importância da pesquisa com a saliva de carrapatos para descobrir moléculas com propriedades terapêuticas, além de alvos eficazes para a produção de vacinas, contra carrapatos e os patógenos transmitidos por eles.



Figura 4. Fêmeas de *Rhipicephalus microplus* e *Amblyomma sculptum* com gota de saliva no hipostômio, após indução de salivação através de administração de Dopamina na hemocoele do carrapato.

Referências

- ALLEN, J. R. et al. Histology of bovine skin reactions to *Ixodes holocyclus* Neumann. **Canadian Journal of Comparative Medicine**, v. 41, n. 1, p. 26, 1977.
- ANDREOTTI, R. et al. BmT antigens induce a bovine protective immune response against *Boophilus microplus* tick. **International immunopharmacology**, v. 2, n. 4, p. 557-563, 2002. doi: 10.1016/s1567-5769(01)00203-x. PMID: 11962734.
- ANGUITA, J. et al. Salp15, an *Ixodes scapularis* salivary protein, inhibits CD4+ T cell activation. **Immunity**, v. 16, n. 6, p. 849-859, 2002. [https://doi.org/10.1016/S1074-7613\(02\)00325-4](https://doi.org/10.1016/S1074-7613(02)00325-4).
- ASGHAR, S. S.; TIMÁR, K. K.; PASCH, M. C. Complement as a part of the skin immune system. In: Bos, J.D. (Ed.), Skin Immune System. **Cutaneous Immunology and Clinical Immunodermatology**. CRC Press, Boca Raton, pp. 327-348. 2005.
- BARRIGA, O. O. Evidence and mechanisms of immunosuppression in tick infestations. **Genetic Analysis: Biomolecular Engineering**, v. 15, n. 3-5, p. 139-142, 1999. doi: 10.1016/s1050-3862(99)00017-0.
- BARKER, J. N. W. N. Epidermis as a pro-inflammatory organ. In: Bos, J.D. (Ed.), Skin Immune System. **Cutaneous Immunology and Clinical Immunodermatology**. CRC Press, Boca Raton, pp. 439-445. 2005.
- BOWMAN, A. S.; BALL, A.; SAUER, J. R. Tick salivary glands: the physiology of tick water balance and their role in pathogen trafficking and transmission. In: Bowman, A.S., Nuttall, P.A. (Eds.), **Ticks. Biology, Disease and Control**. Cambridge University Press, Cambridge, pp. 73-91. 2008.
- CARNEIRO-LOBO, T. C. et al. Ixolaris, a tissue factor inhibitor, blocks primary tumor growth and angiogenesis in a glioblastoma model. **Journal of Thrombosis and Haemostasis**, v. 7, n. 11, p. 1855-1864, 2009.
- CARVALHO-COSTA, T. M. et al. Immunosuppressive effects of *Amblyomma cajennense* tick saliva on murine bone marrow-derived dendritic cells. **Parasites & vectors**, v. 8, p. 1-13, 2015.
- CHEN, G. et al. The tick salivary protein sialostatin L2 inhibits caspase-1-

mediated inflammation during *Anaplasma phagocytophilum* infection. **Infection and immunity**, v. 82, n. 6, p. 2553-2564, 2014. <https://doi.org/10.1128/IAI.01679-14>.

CHMELAR, J. et al. Protease inhibitors in tick saliva: the role of serpins and cystatins in tick-host-pathogen interaction. **Frontiers in cellular and infection microbiology**, v. 7, p. 216, 2017. <https://doi.org/10.3389/fcimb.2017.00216>.

CHMELAR, J. et al. Tick salivary secretion as a source of antihemostatics. **Journal of proteomics**, v. 75, n. 13, p. 3842-3854, 2012. <https://doi.org/10.1016/j.jprot.2012.04.026>.

DAI, J. et al. Tick histamine release factor is critical for *Ixodes scapularis* engorgement and transmission of the lyme disease agent. **PLoS pathogens**, v. 6, n. 11, p. e1001205, 2010. <https://doi.org/10.1371/journal.ppat.1001205>.

DE CASTRO, M. H. et al. Sialotranscriptomics of *Rhipicephalus zambeziensis* reveals intricate expression profiles of secretory proteins and suggests tight temporal transcriptional regulation during blood-feeding. **Parasites & vectors**, v. 10, p. 1-20, 2017. <https://doi.org/10.1186/s13071-017- 2312-4>.

DESAGHER, S; MARTINOU, J. C. Mitochondria as the central control point of apoptosis. **Trends in cell biology**, v. 10, n. 9, p. 369-377, 2000.

FERREIRA, B. R. et. al. Saliva of *Rhipicephalus sanguineus* tick impairs T cell proliferation and IFN-induced macrophage microbial activity. **Veterinary immunology and immunopathology**, v. 64, n. 3, p. 279-293, 1998. doi: 10.1016/s0165-2427(98)00135-4.

FERREIRA, B. R. et al. Antigens from *Rhipicephalus sanguineus* ticks elicit potent cell-mediated immune responses in resistant but not in susceptible animals. **Veterinary parasitology**, v. 115, n. 1, p. 35-48, 2003. [https://doi.org/10.1016/S0304-4017\(03\)00190-0](https://doi.org/10.1016/S0304-4017(03)00190-0).

FONTAINE, A. et al. Implication of haematophagous arthropod salivary proteins in host-vector interactions. **Parasites & vectors**, v. 4, p. 1-17, 2011. <https://doi.org/10.1186/1756-3305-4-187>.

FRANCISCHETTI, I. M. B. Platelet aggregation inhibitors from hematophagous animals. **Toxicon**, v. 56, n. 7, p. 1130-1144, 2010. <https://doi.org/10.1016/j.tox.2010.07.015>.

toxicon.2009.12.003.

FRANCO, P. F. et al. Inhibition of the classical pathway of the complement system by saliva of *Amblyomma cajennense* (Acari: Ixodidae). **Experimental parasitology**, v. 164, p. 91-96, 2016. <http://dx.doi.org/10.1016/j.exppara.2016.03.002>.

GUIZZO, M. G. et al. 2012. Metabolism of biomolecules in the embryogenesis of the tick *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*. **Acta Scientiae Veterinariae**, v.40, n 1, 1010 ref. 71, 2012.

HANNIER, S. et al. Characterization of the B-cell inhibitory protein factor in *Ixodes ricinus* tick saliva: a potential role in enhanced *Borrelia burgdorferi* transmission. **Immunology**, v. 113, n. 3, p. 401-408, 2004. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2567.2004.01975.x>.

HAYWARD, J. et al. Ticks from diverse genera encode chemokine-inhibitory evasin proteins. **Journal of Biological Chemistry**, v. 292, n. 38, p. 15670-15680, 2017. <https://doi.org/10.1074/jbc.M117.807255>.

HEATH, W. R; CARBONE, F. R. The skin-resident and migratory immune system in steady state and memory: innate lymphocytes, dendritic cells and T cells. **Nature immunology**, v. 14, n. 10, p. 978-985, 2013. <https://doi.org/10.1038/ni.2680>.

INOKUMA, H. et al. Effect of infestation with *Rhipicephalus sanguineus* on neutrophil function in dogs. **Medical and Veterinary Entomology**, v. 11, n. 4, p. 401-403 ref. 13, 1997.

INOKUMA, H. et al. Effects of cattle tick (*Boophilus microplus*) infestation on the bovine immune system. **Veterinary Parasitology**, v. 47, n. 1-2, p. 107-118, 1993.

JELINSKI, J. W. Painless hematophagy: The functional role of novel tick metalloproteases in pain suppression. 2016. http://aquila.usm.edu/honors_theses.

JONES, L. D. et al. A novel mode of arbovirus transmission involving a nonviremic host. **Science**, v. 237, n. 4816, p. 775-777, 1987. <https://doi.org/10.1126/science.3616608>.

JONES, L. D. et. al. Modification of the skin feeding site by tick saliva mediates virus transmission. **Experientia**, v. 48, p. 779-782, 1992. <https://doi.org/10.1007/BF02124302>.

KARIM, S; RIBEIRO, J. M. C. An insight into the sialome of the lone star tick, *Amblyomma americanum*, with a glimpse on its time dependent gene expression. **PLoS one**, v. 10, n. 7, p. e0131292, 2015. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0131292>.

KAUFMAN, W. R. Gluttony and sex in female ixodid ticks: how do they compare to other blood-sucking arthropods? **Journal of insect physiology**, v. 53, n. 3, p. 264-273, 2007. <https://doi.org/10.1016/j.jinsphys.2006.10.004>.

KAUFMAN, W. R. Tick-host interaction: a synthesis of current concepts. **Parasitology today**, v. 5, n. 2, p. 47-56, 1989. [https://doi.org/10.1016/0169-4758\(89\)90191-9](https://doi.org/10.1016/0169-4758(89)90191-9).

KAUFMAN, W. R. Ticks: physiological aspects with implications for pathogen transmission. **Ticks and tick-borne diseases**, v. 1, n. 1, p. 11-22, 2010. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2009.12.001>.

KAZIMIROVA, M. et al. Anti-proliferative activity and apoptotic effect of tick salivary gland extracts on human HeLa cells. **Neuroendocrinol Lett**, v. 27, n. Suppl 2, p. 48-52, 2006.

KAZIMÍROVÁ, M. et al. Tick-borne viruses and biological processes at the tick-host-virus interface. **Frontiers in cellular and infection microbiology**, v. 7, p. 339, 2017. <http://journal.frontiersin.org/article/10.3389/fcimb.2017.00339/full>.

KEMP, D. H.; STONE, B. F.; BINNINGTON, K. C. Tick attachment and feeding: role of the mouthparts, feeding apparatus, salivary gland secretions, and the host response. In: Obenchain, F.D., Galun, R. (Eds.), **Physiology of Ticks**. Pergamon Press, Oxford, pp. 119–167. 1982.

KIM, D. et al. Water absorption through salivary gland type I acini in the blacklegged tick, *Ixodes scapularis*. **PeerJ**, v. 5, p. e3984, 2017. <https://doi.org/10.7717/peerj.3984>.

KITSOU, C. et. al. Tick host immunity: vector immunomodulation and acquired tick resistance. **Trends in immunology**, v. 42, n. 7, p. 554-574, 2021.

KOTÁL, J. et al. Modulation of host immunity by tick saliva. **Journal of proteomics**, v. 128, p. 58-68, 2015. <https://doi.org/10.1016/j.jprot.2015.07.005>.

LABUDA, M. et al. An antivector vaccine protects against a lethal vector-borne pathogen. **PLoS pathogens**, v. 2, n. 4, p. e27, 2006. <https://doi.org/10.1371/journal.ppat.0020027>.

MANS, B. J. Evolution of vertebrate hemostatic and inflammatory control mechanisms in blood-feeding arthropods. **Journal of Innate Immunity**, v. 3, n. 1, p. 41-51, 2010.

MEJRI, N. et. al. Splenic dendritic cells pulsed with *Ixodes ricinus* tick saliva prime naive CD4+ T to induce Th2 cell differentiation in vitro and in vivo. **International immunology**, v. 19, n. 4, p. 535-543, 2007. <https://doi.org/10.1093/intimm/dxm019>.

MARUYAMA, S. R. et al. The expression of genes coding for distinct types of glycine-rich proteins varies according to the biology of three metastriate ticks, *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*, *Rhipicephalus sanguineus* and *Amblyomma cajennense*. **BMC genomics**, v. 11, p. 1-17, 2010. <https://doi.org/10.1186/1471-2164-11-363>.

MONTGOMERY, R. R. et. al. Tick saliva reduces adherence and area of human neutrophils. **Infection and immunity**, v. 72, n. 5, p. 2989-2994, 2004. doi: 10.1128/IAI.72.5.2989-2994.2004.

MORI, A. et al. Two novel Salp15-like immunosuppressant genes from salivary glands of *Ixodes persulcatus* Schulze tick. **Insect molecular biology**, v. 19, n. 3, p. 359-365, 2010. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2583.2010.00994.x>.

MUDENDA, L. et al. Proteomics informed by transcriptomics identifies novel secreted proteins in *Dermacentor andersoni* saliva. **International journal for parasitology**, v. 44, n. 13, p. 1029-1037, 2014. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2014.07.003>.

NEEDHAM, G.; TEEL, P. Water balance by ticks between blood meals. In: Sauer, J., Hair, J. (Eds.), **Morphology, Physiology and Behavioral Biology of Ticks**. Ellis Horwood Ltd, pp. 100–151. 1986.

NUTTALL, P. A. et al. Vector-host interactions in disease transmission. **Journal**

of molecular microbiology and biotechnology, v. 2, n. 4, p. 381-386, 2000.

NUTTALL, P. A.; LABUDA, M. Saliva-assisted transmission of tick-borne pathogens. **Ticks: Biology, Disease and Control**. Cambridge University Press, Cambridge, pp. 205-219. 2008. <https://doi.org/10.1017/CBO9780511551802.011>.

NUTTALL, P. A. Wonders of tick saliva. **Ticks and tick-borne diseases**, v. 10, n. 2, p. 470-481, 2019.

OLIVEIRA, C. J. F. et al. Deconstructing tick saliva: non-protein molecules with potent immunomodulatory properties. **Journal of Biological Chemistry**, v. 286, n. 13, p. 10960-10969, 2011. <https://doi.org/10.1074/jbc.M110.205047>.

PAESEN, G. C. et al. A tick protein with a modified Kunitz fold inhibits human tryptase. **Journal of molecular biology**, v. 368, n. 4, p. 1172-1186, 2007. <https://doi.org/10.1016/j.jmb.2007.03.011>.

PEKÁRIKOVÁ, D. et al. Vasoconstriction induced by salivary gland extracts from ixodid ticks. **International Journal for Parasitology**, v. 45, n. 14, p. 879-883, 2015. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2015.08.006>.

PERNER, J. et al. Sialome diversity of ticks revealed by RNAseq of single tick salivary glands. **PLoS neglected tropical diseases**, v. 12, n. 4, p. e0006410, 2018.

PRESTON, S. G. et al. Novel immunomodulators from hard ticks selectively reprogramme human dendritic cell responses. **PLoS pathogens**, v. 9, n. 6, p. e1003450, 2013. <https://doi.org/10.1371/journal.ppat.1003450>.

RAMAMOORTHI, N. et al. The Lyme disease agent exploits a tick protein to infect the mammalian host. **Nature**, v. 436, n. 7050, p. 573-577, 2005. <https://doi.org/10.1038/nature03812>.

RIBEIRO, J. M. C. How ticks make a living. **Parasitology Today**, v. 11, n. 3, p. 91-93 ref. 21, 1995.

RIBEIRO, J. M. C.; MATHER, T. N. *Ixodes scapularis*: salivary kininase activity is a metallo dipeptidyl carboxypeptidase. **Experimental parasitology**, v. 89, n. 2, p. 213-221, 1998. <https://doi.org/10.1006/expr.1998.4296>.

RICHTER, D. et al. How ticks get under your skin: insertion mechanics of the

feeding apparatus of *Ixodes ricinus* ticks. **Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 280, n. 1773, p. 20131758, 2013. <https://doi.org/10.1098/rspb.2013.1758>. 20131758–20131758.

SÁ-NUNES, A. et al. Prostaglandin E2 is a major inhibitor of dendritic cell maturation and function in *Ixodes scapularis* saliva. **The journal of Immunology**, v. 179, n. 3, p. 1497-1505, 2007. <https://doi.org/10.4049/jimmunol.179.3.1497>.

SANGAMNATDEJ, S. et al. A high affinity serotonin-and histamine-binding lipocalin from tick saliva. **Insect molecular biology**, v. 11, n. 1, p. 79-86, 2002. <https://doi.org/10.1046/j.0962-1075.2001.00311.x>.

SARMA, J. V. et al. The complement system. **Cell and tissue research**, v. 343, n. 1, p. 227-235, 2011. <https://doi.org/10.1007/s00441-010-1034-0>.

SCHUIJT, T. J. et al. A tick mannose-binding lectin inhibitor interferes with the vertebrate complement cascade to enhance transmission of the lyme disease agent. **Cell host & microbe**, v. 10, n. 2, p. 136-146, 2011. <https://doi.org/10.1016/j.chom.2011.06.010>.

SCHWARZ, A. et al. Understanding the evolutionary structural variability and target specificity of tick salivary Kunitz peptides using next generation transcriptome data. **BMC evolutionary biology**, v. 14, p. 1-16, 2014. <https://doi.org/10.1186/1471-2148-14-4>.

ŠIMO, L. et al. The essential role of tick salivary glands and saliva in tick feeding and pathogen transmission. **Frontiers in cellular and infection microbiology**, v. 7, p. 281, 2017.

SIMONS, S. M. et al. The action of *Amblyomma cajennense* tick saliva in compounds of the hemostatic system and cytotoxicity in tumor cell lines. **Biomedicine & Pharmacotherapy**, v. 65, n. 6, p. 443-450, 2011.

SOUSA, A. C. P. et al. Anti-neoplastic activity of *Amblyomma sculptum*, *Amblyomma parvum* and *Rhipicephalus sanguineus* tick saliva on breast tumor cell lines. **Toxicon**, v. 148, p. 165-171, 2018.

SOUSA, A. C. P. et al. Exploring the anti-tumoral effects of tick saliva and derived components. **Toxicon**, v. 102, p. 69-73, 2015.

SUPPAN, J. et al. Tick attachment cement-reviewing the mysteries of a biological skin plug system. **Biological Reviews**, v. 93, n. 2, p. 1056-1076, 2018. <https://doi.org/10.1111/brv.12384>.

SZABÓ, M. P. J.; BECHARA, G. H. Sequential histopathology at the *Rhipicephalus sanguineus* tick feeding site on dogs and guinea pigs. **Experimental & applied acarology**, v. 23, p. 915-928, 1999. doi: 10.1023/a:1006347200373.

TANG, J. et al. YY-39, a tick anti-thrombosis peptide containing RGD domain. **Peptides**, v. 68, p. 99-104, 2015. <https://doi.org/10.1016/j.peptides.2014.08.008>.

TIAN, Y. et al. An immunosuppressant peptide from the hard tick *Amblyomma variegatum*. **Toxins**, v. 8, n. 5, p. 133, 2016. <https://doi.org/10.3390/toxins8050133>.

VAN DER HEIJDEN, K. M. et al. Histopathology of tick-bite lesions in naturally infested capybaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) in Brazil. **Experimental & applied acarology**, v. 37, p. 245-255, 2005. doi: 10.1007/s10493-005-4155-5.

VANOVÁ, I. et al. Differential anti-chemokine activity of *Amblyomma variegatum* adult ticks during blood-feeding. **Parasite immunology**, v. 29, n. 4, p. 169-177, 2007. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3024.2006.00931x>.

VERHAMME, P.; HOYLAERTS, M. F. Hemostasis and inflammation: two of a kind? **Thrombosis journal**, v. 7, p. 1-3, 2009. <https://doi.org/10.1186/1477-9560-7-15>.

VIEIRA, A. T. et al. Treatment with a novel chemokine-binding protein or eosinophil lineage-ablation protects mice from experimental colitis. **The American journal of pathology**, v. 175, n. 6, p. 2382-2391, 2009. <https://doi.org/10.2353/ajpath.2009.090093>.

WANG, H. et al. Immunoglobulin-binding proteins in ticks: new target for vaccine development against a blood-feeding parasite. **Cellular and Molecular Life Sciences CMLS**, v. 56, p. 286-295, 1999. <https://doi.org/10.1007/s000180050430>.

WERNERSSON, S.; PEJLER, G. Mast cell secretory granules: armed for battle. **Nature Reviews Immunology**, v. 14, n. 7, p. 478-494, 2014. <https://doi.org/10.1038/nri3690>.

WIKEL, S. K. et al. Tick-induced modulation of the host immune response. **International journal for parasitology**, v. 24, n. 1, p. 59-66, 1994. doi: 10.1016/0020-7519(94)90059-0.

WIKEL, S. K. Tick-host-pathogen systems immunobiology: an interactive trio. **Front. Biosci**, v. 23, p. 265-283, 2018.

WIKEL, S. K. Ticks and tick-borne pathogens at the cutaneous interface: host defenses, tick countermeasures, and a suitable environment for pathogen establishment. **Frontiers in microbiology**, v. 4, p. 337, 2013. <https://doi.org/10.3389/fmicb.2013.00337>.

YU, D. et al. A tick B-cell inhibitory protein from salivary glands of the hard tick, *Hyalomma asiaticum asiaticum*. **Biochemical and biophysical research communications**, v. 343, n. 2, p. 585-590, 2006.

YUN, S.-H. et al. Platelet activation: the mechanisms and potential biomarkers. **BioMed research international**, v. 2016, n. 1, p. 9060143, 2016. <https://doi.org/10.1155/2016/9060143>.

ZHOU, W. et al. Exosomes serve as novel modes of tick-borne flavivirus transmission from arthropod to human cells and facilitates dissemination of viral RNA and proteins to the vertebrate neuronal cells. **PLoS pathogens**, v. 14, n. 1, p. e1006764, 2018. <https://doi.org/10.1371/journal.ppat.1006764>.

CAPÍTULO

7

Patógenos
transmitidos por
carapatos no mundo



Pâmella Oliveira Duarte

Gervásio Henrique Bechara

Leandro de Oliveira Souza Higa

Leandra Marla Oshiro

Marcos Valério Garcia

Renato Andreotti

Carrapatos, patógenos e animais reservatórios exibem relações complexas que são essenciais na forma da circulação de patógenos e na dinâmica das infecções no ambiente.

Nos estudos de epidemiologia, o controle dos vetores e sua distribuição constituem o elemento principal da vigilância epidemiológica. Para a temática dos agentes que utilizam os carapatos como vetor, a principal forma de relatar a presença de doenças ou mesmo o avanço de vetores em diferentes regiões do mundo é por meio da publicação de artigos científicos dos quais foram extraídas as informações apresentadas neste capítulo.

Vírus transmitidos por carrapatos

A distribuição dos vírus transmitidos por carrapatos relatados no mundo nos últimos anos pode ser observada na tabela 1.

Encefalite

A encefalite do carrapato tem como principal vetor, carrapatos do gênero *Ixodes*. Dependendo da região, as espécies de carrapatos responsáveis pela transmissão também podem variar. *Ixodes ricinus* é o principal vetor do subtipo Ocidental (Europa); *Ixodes persulcatus* dos subtipos Siberiano e Extremo Oriente. O vírus da encefalite também já foi detectado em carrapatos do gênero *Dermacentor*, sendo possíveis vetores para a doença na Europa (Chitimia-Dobler et al., 2019; Licková et al., 2020). A transmissão também pode ocorrer por meio de produtos de origem animal, como o leite (Febre difásica do leite) (Vereta et al., 1991).

Os primeiros sinais clínicos aparecem após 5-28 dias de incubação e podem envolver mal-estar, cefaleia, febre e ocasionalmente dor abdominal (Kaiser et al., 2017). O segundo estágio se inicia com meningite (50%), meningoencefalite (40%) ou meningoencefalomielite (10%).

O diagnóstico pode ser realizado por meio de sorologia (IgG e IgM) (Kaiser et al., 2017) e RT-qPCR (Saksida et al., 2005; Riccardi et al., 2019).

Até o momento o tratamento recomendado baseia-se apenas no suporte aos sintomas e suas complicações clínicas. Neste sentido, a maneira mais eficaz de combate tem sido o uso de vacinas (Fischer et al., 2020).

Vírus da Febre Hemorrágica da Criméia-Congo

A Febre Hemorrágica da Crimeia e do Congo, causada pelo vírus pertencente à família Bunyaviridae, apresenta duas formas principais de transmissão: contato com tecidos ou fluídos de animal/ humano infectado e, através da picada de carrapatos infectados com o vírus, sendo esta última a principal delas. Carrapatos pertencentes aos gêneros *Rhipicephalus*, *Hyalomma*, *Ornithodoros*, *Dermacentor* e *Ixodes*, possuem potencial interesse dentro da cadeia de transmissão da doença (Hoogstraal, 1979). Os principais vetores são carrapatos pertencentes ao gênero *Hyalomma*. (EFSA, 2013; Sharifinia et al., 2015).

O período de incubação pode variar entre 3 e 7 dias. A hemorragia é o sinal clínico mais característico, no entanto, o período pré-hemorrágico apresenta sinais clínicos como febre, dor de cabeça, dor no corpo, tontura, e em alguns casos diarreia, náusea e vômito. Já o período hemorrágico é mais curto (2 a 3 dias), no entanto apresenta rápida evolução e a presença de manchas na pele e mucosa costumam ser observadas, com sangramentos na gengiva, vagina e útero, hemorragia cerebral, nariz, órgãos do sistema gastrointestinal e tratos urinário e respiratório (revisado por Ergonul et al., 2006). A taxa de letalidade também está ligada ao tipo de cepa viral, sendo registrados índices entre 4 a 40% (Farooq et al., 2020) e podendo chegar a 80% de casos fatais (Whitehouse, 2004).

Atualmente são recomendados para o diagnóstico, testes sorológicos (ELISA – IgG e IgM), RT-tempo real a avaliação da presença de sintomas (Ergonul et al., 2006). A prevenção consiste em evitar locais de alta infestação por carapatos e uso de vestimenta adequada que dificulte o contato com os mesmos e facilite sua visualização. Com relação aos pacientes que apresentem os sintomas sugestivos da doença, manter os mesmos isolados, com suporte respiratório e, quando necessário, utilizar medicamento antiviral ribavirin (Nasirian et al., 2020).

Doença da Floresta de Kyasanur

Pertencente à família dos flavivírus, segundo Shah et al. (2018), há apenas uma localidade fora da Índia onde uma doença semelhante já foi reportada, sendo o vírus detectado na Arábia Saudita, todavia com processo patogênico diferente.

O principal vetor é o carapato *Haemaphysalis spinigera* (Varma et al., 1960) e o número de casos da doença parece estar ligado à presença de carapatos do gênero citado e regiões próximas a florestas (Babu et al., 2019). Ainda há relatos de isolamento viral em carapatos pertencentes ao gênero *Haemaphysalis* e em carapatos *Ixodes petauristae* (Pattnaik, 2006).

Sintomas como dor muscular, vômito e alterações gastrointestinais, problemas circulatórios como baixa pressão arterial, redução de plaquetas, anemia e leucopenia podem ser observados (CDC, 2013). Por ser uma doença bifásica, a presença de manifestações neurológicas como cefaleia, distúrbios mentais, tremores e déficit na visão pode ocorrer (CDC, 2013). Nos estágios iniciais da doença o diagnóstico pode ser feito por detecção molecular e sorologia (ELISA - IgM) (Bhatia et al., 2020).

Durante o curso da doença é recomendado o tratamento paliativo. Outra forma de prevenção é evitar áreas infestadas por carrapatos vetores e contato com animais silvestres de regiões onde a doença é endêmica como o sul da Índia.

Febre Grave com Síndrome de Trombocitopenia

Também conhecida na língua inglesa como “Severe Fever with Thrombocytopenia Syndrome” (SFTS), é uma febre hemorrágica causada por um vírus pertencente ao gênero conhecido como Phlebovirus (família Bunyaviridae). Apesar de não serem totalmente elucidados os métodos de transmissão, há consenso na literatura sobre a picada do carrapato asiático *Haemaphysalis longicornis* ser a principal forma de transmissão (Yu et al., 2011; Casel et al., 2021).

Atualmente a China concentra a maioria do número de casos no mundo, com taxa de mortalidade de 5.3% (Reece et al., 2018). O crescente aumento de casos, principalmente na Coréia, Japão e China, locais onde a doença é endêmica (Reece et al., 2018), indica a possível relação entre a presença do vetor *H. longicornis* e a casuística da enfermidade. Há relatos de casos em outros países onde já foram encontrados carrapatos desta espécie como Nova Zelândia, Austrália, Rússia Índia e Estados Unidos (Zhao et al., 2020).

Entre os principais sintomas, destacam-se a febre, fadiga, náusea e vômito, além da leucopenia e trombocitopenia (Xu et al., 2011; Casel et al., 2021). Após o período febril, pacientes podem apresentar manifestações hemorrágicas, alterações neurológicas e trombocitopenia contínua. Os primeiros indícios para o diagnóstico da doença são as alterações causadas pela trombocitopenia e leucopenia, associadas ao quadro de febre. Testes laboratoriais como PCR e/ou detecção de anticorpos confirmam a doença (Sharma; Kamthania, 2021). Em caso de diagnóstico positivo, recomenda-se isolamento imediato e tratamento paliativo. Evitar áreas de risco e contato com carrapatos vetores consistem na principal forma de prevenção.

Encefalite de Powassan

Classificado na família dos Flavivirus, possui como principal vetor, carrapatos do gênero *Ixodes* (*Ixodes cookei*, *Ixodes marxi* e *Ixodes scapularis*) (Khan

et al., 2019). Entre essas espécies, *I. scapularis*, além de parasitar veados, também se alimenta em diversos outros hospedeiros (incluindo humanos), o vírus também já foi associado a outros carrapatos como *Dermacentor silvarium* e *Ixodes persulcatus* (Rússia), *Dermacentor andersoni* (Estados Unidos) e o mosquito *Aedes togoi* (Rússia) (Kemenesi; Banyai, 2018).

O carrapato *I. scapularis* está amplamente distribuído na América do Norte, principalmente no Leste dos Estados Unidos. O Canadá e a Rússia também são países com relatos da doença, apresentando baixa incidência (Kemenesi; Bányai, 2018). Sintomas como febre, dor de cabeça, vômito e fraqueza, letargia, diarreia entre outros podem aparecer uma semana até um mês depois da picada. Formas severas incluem encefalite ou meningite (Kamenesi; Banyai, 2018; CDC, 2021a).

Sangue e fluido espinhal são os materiais utilizados para o diagnóstico, possibilitando a detecção direta do vírus pela técnica de RT-tempo real ou isolamento viral ou ainda de forma indireta, por meio da detecção de anticorpos (ELISA, IFA). É indicada a hospitalização de indivíduos infectados para receberem tratamento sintomático, visando principalmente manter a respiração e hidratação, associada aos cuidados relacionados à infecção cerebral.

Tabela 1. Vírus transmitidos por carrapatos.

AGENTE CAUSAL	PAÍS	CONTATO COM:	DETECTADO EM:	DIAGNÓSTICO	ANO	REFERÊNCIA
Vírus da encefalite	Noruega	-	Leite	PCR e pirosequenciamento	2018	Paulsen et al., 2019
Vírus da encefalite	Suíça	-	-	Vários casos	2019-21	Switzerland (FOPH)
Vírus da encefalite	República Tcheca	Carrapato	Humano	Sorologia	2021	Krbková et al., 2021

Vírus da encefalite ou Louping ill	Reino Unido	-	<i>I. ricinus</i> e veado	Molecular e Sorológico	2018-19	Holding et al., 2020
Vírus da encefalite	Reino Unido	-	Humano	Sorologia	2021	Mansbridge et al., 2022
Vírus da encefalite	Dinamarca	Carrapato	Humano e <i>I. ricinus</i>	Clinico, sorológico e RT-qPCR	2019	Agergaard et al., 2019
Vírus da encefalite	Dinamarca	-	Corça	Sorologia	2013-14	Andersen et al., 2019
Vírus da encefalite	Tunísia	-	Carrapato	-	2021	Fares et al., 2020
Vírus da encefalite	Croácia	-	Humano cavalo ovelha	Sorologia	2017-23	Vilibic-Cavlek et al., 2024
Vírus da encefalite	Grécia	-	Cão	Sorologia	2023	Sioutas et al., 2023
Vírus da encefalite	Romênia	-	Humano	Sorologia	2021-22	Panciu et al., 2024
Febre hemorrágica CC	Afeganistão	-	Humano	Caso fatal, 41 mortes	-	Who, 2017
Febre hemorrágica CC	Paquistão	-	Humano	Caso fatal, 4 mortes	2018	Rehman et al., 2018
Febre hemorrágica CC	Espanha	-	Humano	Caso fatal	2017	Negredo et al., 2017

Febre hemorrágica CC	Irã	Carrapato, derivados de carne bovina	Humano	RT-PCR e teste sorológico (ELISA)	2017	Salehi-Vaziri et al., 2017
Febre hemorrágica CC	Sudão	-	Humano	Sorologia, PCR e sequenciamento	2015-16	Bower et al., 2019
Febre hemorrágica CC	Iraque	-	Humano	-	2023	Sabir et al., 2024
Febre hemorrágica CC	França	-	Carrapato	-	2022-23	Bernard et al., 2023
Febre hemorrágica CC	Camarão	-	-	-	2023	Tchetgna et al., 2023
Doença da Floresta de Kyasanur	Índia	Carrapato (<i>H. spingera</i>)	-	-	2019	Kumar, 2019; Shah et al., 2018
Doença da Floresta de Kyasanur	-	-	Carrapato	RT-PCR	2016-18	Rathinam; Sidhik, 2022
Vírus da encefalite de Powassan	Maine - EUA	Carrapato (<i>I. scapularis</i>)	-	Caracterização genética	2019	Robich et al., 2019
Vírus da encefalite de Powassan	EUA	Carrapato	Humano	Caso fatal – molecular e sorologia	2020	Yu et al., 2020
Vírus da encefalite de Powassan	Wisconsin - EUA	-	Humano	Sorologia	-	Dumic et al., 2021
Vírus da encefalite de Powassan	New York - EUA	Carrapato	Humano	Sorologia	-	Bazer et al., 2022

Febre do Carrapato do Colorado	EUA	<i>D. andersoni</i>	Humano	Clínico – Quatro casos	2018	McDonald et al., 2019
Febre do Carrapato do Colorado	Montana - EUA	-	Humano	RT-PCR	2023	Soto et al., 2020
Síndrome viral SFTS	Paquistão	-	Humano	Teste sorológico - ELISA	2020	Zohaib et al., 2020
Síndrome viral SFTS	China	<i>H. longicornis</i>	-	-	2018	Zhuang et al., 2018
Síndrome viral SFTS	Taiwan	-	-	Teste Sorológico e Molecular	2020	Lin et al., 2020
Síndrome viral SFTS	Okinawa -Japão	-	Carrapato (larvas)	RT-PCR	2016-21	Kuba et al., 2022
Síndrome viral SFTS	Miyazaki - Japão	-	Animais silvestres	Sorologia	2019-21	Kaneko et al., 2023

CC: Criméia-Congo; WHO: World Health Organization (Organização Mundial da Saúde); FOPH: Federal Office of Public Health.

Bactérias transmitidas por carrapatos

A distribuição das bactérias transmitidas por carrapatos relatadas no mundo nos últimos anos pode ser observada na tabela 2.

Borrelioses – Doença de Lyme

O complexo *Borrelia burgdorferi* sensu lato (s.l.) constitui um dos grupos bacterianos de maior relevância na temática de agentes transmitidos por carrapatos. O destaque vai para as espécies *Borrelia afzelli*, *Borrelia garinii* e *Borrelia burgdorferi* sensu stricto, responsáveis por causar a doença de Lyme na Europa e Ásia, Europa e Ásia e América do Norte e Ásia, respectivamente.

Desde os anos 1980, carrapatos do gênero *Ixodes* são apontados como principais vetores de *B. burgdorferi* s.l., com destaque para as espécies *Ixodes pacificus*, *I. scapularis*, *I. ricinus* e *I. persulcatus*.

Há muitos casos em que doenças de sintomatologia semelhante são descritas, mas causadas por patógeno diferente (por exemplo *B. burgdorferi* *sensu lato*) que ainda não foi isolado e/ou caracterizado molecularmente, como no caso de agentes causadores da doença de Lyme-símile, no Brasil (Yoshinari et al., 2010).

A manifestação clínica considerada clássica na doença de Lyme é a presença de eritema *migrans* (CDC, 2021b). Além disso, é descrita também a presença de febre, cefaleia, fadiga, dores nas articulações e músculos. Já os sinais neurológicos são considerados mais raros, porém podem surgir após meses ou até mesmo anos após a infecção (Biesiada et al., 2012).

Uma das formas de diagnóstico para a doença de Lyme é a cultura da bactéria proveniente do sangue ou de biópsias das bordas das lesões do eritema *migrans* (Berger et al., 1992). No entanto, o método preconizado atualmente consiste no uso de técnicas sorológicas de duas etapas: ELISA inicial seguido de *Western blot* (IgG e IgM), empregando distintos antígenos de borrelia. Um fator que pode alterar a condição sintomática do paciente é a espécie de *Borrelia* com a qual o indivíduo se infectou.

O tratamento mais amplamente divulgado é a administração de antibiótico, como a doxiciclina (Nadelman et al., 2001). A inspeção corporal buscando encontrar carrapatos também é recomendada em casos de alguma atividade que gere exposição aos ectoparasitos, bem como o controle destes em países onde a legislação permite.

Borreliose - *Borrelia miyamotoi*

É responsável por causar a Febre Recorrente. Há uma divisão entre o grupo que causa a Doença de Lyme, com cerca de 21 espécies e o segundo da Febre Recorrente contando 25 espécies de Borrelia, incluindo *B. miyamotoi* (Cutler et al., 2017; Kubiak et al., 2021).

Borrelia miyamotoi tem como principais vetores os carrapatos pertencentes à família Ixodidae, como *I. ricinus*, *I. scapularis* e *I. persulcatus* (Cutler et al., 2017). O primeiro relato de febre recorrente ocorreu em Hokkaido no Japão

(Fukunaga et al., 1995), no entanto já foi reportada também na Rússia, nos Estados Unidos e outros países da Europa (Platonov et al., 2011; Gigliotta et al., 2013; Hovius et al., 2013; Wagemakers et al., 2015).

Os principais sintomas são febre, dor de cabeça, calafrios, mialgia e artralgia (Molloy et al., 2015). A principal característica da febre recorrente são sucessivos episódios febris intercalados com períodos de dias sem febre, situação que pode perdurar por várias semanas.

A presença de dores nas articulações é um sintoma que pode ser confundido com o quadro clínico causado pela doença de Lyme. Kubiak et al. (2021) classificam dois subtipos e suas manifestações clínicas mais raras: doença da *Borrelia miyamotoi* tipo Europeu (perda de peso, eritema migrans), e tipo Asiático e Americano (anorexia, eritema *migrans*, monocitose e trombocitopenia), com outros sinais clínicos ainda descritos e relacionados ao sistema nervoso, como a meningoencefalite (Gigliotta et al., 2013; Hovius et al., 2013). O diagnóstico molecular e o sorológico, além do tratamento utilizando antibiótico, também são recomendados.

Febre Maculosa das Montanhas Rochosas e Febre Maculosa Brasileira

O gênero *Rickettsia* é classificado em cinco grupos: febre maculosa, tifo, transicional, Ancestral e *R. canadensis* (Weirnet et al., 2009; Gillespie et al., 2008). O grupo Ancestral é composto por bactéria de patogenicidade desconhecida (Stothard et al., 1994), já o tifo é transmitido por piolho e pulgas, *Rickettsia prowazekii* e *Rickettsia typhi*, respectivamente (tifo epidêmico e tifo murino); Transicional, *Rickettsia akari*, *Rickettsia australis*, e *Rickettsia felis* e, o maior e mais citado, o grupo da febre maculosa, com cerca de 60 espécies de *Rickettsia* (Raoult; Roux, 1997; Gillespie et al., 2007; Parola et al., 2005).

Essas são as doenças mais letais causadas por agentes transmitidas por carrapatos e causadas pela bactéria *Rickettsia rickettsii*. Uma das primeiras espécies de carrapatos relacionadas como vetor dessa bactéria é o *Dermacentor variabilis* nos Estados Unidos e, atualmente, são reconhecidos ainda *Dermacentor andersoni*, *Amblyomma mixtum* (anteriormente conhecido como *A. cajennense*) e *Rhipicephalus sanguineus* (Bustamante; Varela, 1947; Raoult; Edouard, 2017). Estudos em condições laboratoriais indicam que o carrapato asiático *H. longicornis* também possui a capacidade

de adquirir e transmitir a bactéria *R. rickettsii* (Stanley et al., 2020). Países como Canadá, México, Panamá, Costa Rica e Guatemala também possuem relatos da presença da *R. rickettsii* (Parola et al., 2013).

No Brasil, a doença é conhecida como Febre Maculosa Brasileira (FMB) um problema de saúde pública, com casos em todo o território nacional, sendo mais incidente na região Sudeste. A doença causada por *R. rickettsii* apresenta alto índice de letalidade, podendo chegar a 85% (Parola et al., 2013; Araújo et al., 2016). Apresenta início com sintomas como febre, cefaleia, mialgia, mal-estar, náuseas e vômito. Um sinal clínico importante, mas nem sempre presente é a presença de exantemas (MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2022).

No Brasil, as espécies de carrapatos, que atuam como vetores da FMB são: *A. sculptum* e *A. aureolatum*. Já o *A. ovale* está associado a *R. parkeri* cepa Mata Atlântica, forma mais branda da FMB (Szabó et al., 2013).

Diferentes formas de diagnóstico são implementadas para a identificação da Febre Maculosa, desde técnicas moleculares, detecção de anticorpos até biopsia de pele com uso da imunohistoquímica (Jay; Armstrong, 2020).

Febre Maculosa - *Rickettsia aeschlimannii*

Pertencente ao grupo de espécies de bactérias denominado “grupo da febre maculosa”, a *Rickettsia aeschlimannii* (Parola et al., 2013) teve seu primeiro caso relatado em um viajante francês que visitou o Marrocos (Raoult et al., 2002). Outros países do continente africano também já reportaram a presença da bactéria. Casos também já foram relatados na Grécia (Germanakis et al., 2013) e na Itália (Tosoni et al., 2016). Esta espécie de riquetsia apresenta sintomas semelhantes aos da Febre Maculosa do Mediterrâneo (Colomba et al., 2006). O carrapato vetor é o *H. marginatum*, com relatos recentes na Áustria (Duscher et al., 2018) e na Alemanha (Chitimia-Dobler et al., 2019b). Além disso, essa bactéria também já foi reportada no carrapato *H. rufipes* na Alemanha (Chitimia-Dobler et al., 2019b). Apesar das diferenças, a doença é tratada também com doxiciclina e segue as mesmas diretrizes de prevenção e diagnóstico utilizada para Febre Maculosa das Montanhas Rochosas.

Tularemia - *Francisella tularensis*

Francisella tularensis é subdividida em algumas subespécies que incluem *Francisella tularensis* (tipo A), *Francisella holarctica* (tipo B), *Francisella*

mediasiatica e *Francisella novivida*. Cada grupo apresenta variação na virulência para humanos, seus hospedeiros e locais onde são encontrados (Yeni et al., 2020).

Além da transmissão por vetor artrópode, o agente pode ser transmitido por meio de manuseio de animais infectados, consumo de comida ou água contaminada, contato com ambiente aquático (principalmente o tipo B), por inalação de aerossóis e poeira contaminados, ou mesmo pela mordida de animal infectado (Hopla, 1974; Pearson, 1998; Rijks et al., 2022).

Carapatos das espécies *Dermacentor nuttalli*, *D. marginatus*, *Haemaphysalis concinna* e *D. reticulatus* *I. ricinus* têm sido apontados como importantes vetores na Europa; nos Estados Unidos, as espécies *A. americanum*, *Dermacentor occidentalis*, *D. andersoni* e *D. variabilis* são os carapatos mais comumente associados à doença (Gurycova et al., 1995; Zellner; Huntley, 2019). Além disso, existe a participação vetorial de pulgas e moscas (tabanídeos). Estudos sorológicos e moleculares que detectam a presença da doença no Irã (Rohani et al., 2018) e na Turquia (Bakis et al., 2011) na Austrália (Whipp et al., 2003) e países do continente africano (Njeru et al., 2017; Ghoneim et al., 2017).

No Brasil, até o momento nenhum caso foi registrado. No entanto, há indícios da presença de organismos pertencentes a esse gênero de bactérias, uma vez que foi detectada sequência de DNA bacteriano com identidade de até 99% com outras espécies de *Francisella* em carapatos das espécies *A. dubitatum*, *Dermacentor nitens* e *R. microplus* (Machado Ferreira et al., 2009).

Após a infecção, os sintomas aparecem geralmente entre 4-5 dias, podendo chegar a 14 dias para o surgimento da primeira manifestação clínica. Dependendo da via de infecção, os sinais clínicos podem variar, sendo seis formas clássicas encontradas em humanos: úlcero-glandular, glandular, pneumônica, orofaríngea, óculo-glandular e sistêmica (Yeni et al., 2020). A forma sistêmica é considerada a mais virulenta e tem sido associada ao tipo A, com mortalidade em torno de 60% (Plourde et al., 1992).

Para o diagnóstico é recomendado o isolamento da bactéria, no entanto, a maioria dos casos são diagnosticados utilizando diferentes técnicas sorológicas (teste de aglutinação ou ELISA), com auxílio de técnicas moleculares (Ellis et al., 2002). As medidas de prevenção são baseadas, principalmente, nas formas de transmissão da doença, como por exemplo: cozimento da carne de animais selva-

gens (principalmente coelhos e roedores) antes do consumo; uso de luvas para manipular animais e/ou carcaças; evitar o consumo de água não tratada.

Anaplasmosse granulocítica humana - *Anaplasma phagocytophilum*

Diversas espécies de carrapatos transmitem *A. phagocytophilum*, sendo *I. ricinus* o principal vetor na Europa, *I. scapularis* e *I. pacificus* nos Estados Unidos e *I. persulcatus* na Ásia. Esses carrapatos estão amplamente distribuídos em diferentes países do hemisfério Norte (Stuen et al., 2013).

Em casos humanos, uma série de sinais clínicos inespecíficos são descritos, como febre, dor de cabeça, mialgia e mal-estar (Bakken; Dumler, 2008). A técnica conhecida como esfregaço de sangue em lâmina, a PCR ou sorologia podem ser utilizadas para o diagnóstico.

O tratamento é baseado no uso de antibióticos (Bakken; Dumler, 2008). Como forma de prevenção, evitar o contato com áreas infestadas por carrapatos, pois o agente pode circular em diversas espécies de mamíferos incluindo domésticos. Tratamentos acaricidas devem ser realizados visando a redução/controle da população de carrapatos, diminuindo assim os casos da doença.

Tabela 2. Bactérias transmitidas por carrapatos.

AGENTE CAUSAL	PAÍS	CONTATO	HOSPEDEIRO	DIAGNÓSTICO	ANO	REFERÊNCIA
<i>Borrelia burgdorferi</i>	Nepal	Não confirmado	Humano	Sorologia e PCR	2018	Pun et al., 2018
<i>Borrelia burgdorferi</i>	EUA	-	Humano	Relatório (34.945 casos)	2019	CDC, 2019
<i>Borrelia burgdorferi</i>	Colômbia	-	Humano	-	-	Mancilla-Agrono, L.Y. et al., 2022

<i>Borrelia burgdorferi</i>	Panamá	-	Carrapato	PCR e sequenciamento	2019	Bermúdez, C.S.E et al., 2021
<i>Borrelia burgdorferi</i>	Canada	-	Carrapato	PCR e sequenciamento	2021	Scott, 2021
<i>Rickettsia rickettsii</i>	México	<i>R. sanguineus</i>	-	PCR e sequenciamento	2018	Tinoco-Gracia et al., 2018
<i>Rickettsia rickettsii</i>	México	-	Cão	Sorologia	2019	Estrada et al., 2020
<i>Rickettsia rickettsii</i>	Rio de Janeiro - Brasil	Carrapato	Humano	Caso fatal (PCR)	2022	Pacheco-Silva et al., 2022
<i>Rickettsia aeschlimannii</i>	Áustria	<i>Hyalomma marginatum</i>	-	PCR e sequenciamento		Duscher et al., 2018
<i>Rickettsia aeschlimannii</i>	Alemanha	<i>H. marginatum</i> ; <i>H. rufipes</i>	-	Molecular	2018	Chitimia-Dobler et al., 2019b
<i>Rickettsia aeschlimannii</i>	Sudão	-	Carrapatos	Molecular	2016-17	Shuaib YA et al., 2020
<i>Rickettsia aeschlimannii</i>	Irã	-	Carrapato	Molecular	2022	Saman et al., 2022
<i>Francisella tularensis</i>	Iran	-	Lebre (carne de caça)	Sorologia e PCR	2017	Rohani et al., 2018

<i>Francisella tularensis</i>	EUA	Coelho	Humano	Sorologia	2021	Gor et al., 2021
<i>Francisella tularensis</i>	Irã	-	Carrapato e tartaruga	Molecular	2024	Tukmechi et al., 2024
<i>Francisella tularensis</i>	Suécia	-	Humano	Sorologia	2023	Back, AT et al., 2023
<i>Borrelia miyamotoi</i>	França	-	Humano	qPCR	2020	Franck et al., 2020
<i>Borrelia miyamotoi</i>	Connecticut - EUA	-	Humano	Sorologia	2022	Ghandi S., et al., 2022
<i>Borrelia miyamotoi</i>	EUA	Carrapato	Humano	Sorologia	2022	Tobudic S. et al., 2020
<i>Borrelia miyamotoi</i>	EUA e Mexico	-	Humano	Sorologia	2020	Fesler M.C. et al., 2020
<i>Anaplasma phagocytophilum</i>	Dinamarca	-	Corça	Sorologia	2019	Andersen et al., 2019
<i>Anaplasma phagocytophilum</i>	Alemanha	-	Gato	Sorologia	2021	Geisen V. et al., 2023
<i>Anaplasma phagocytophilum</i>	Reino Unido	-	Ruminante	PCR e sequenciamento	2020-22	Bianchessi, L. et al., 2023
<i>Anaplasma phagocytophilum</i>	Pensilvânia - EUA	-	Carrapato	-	2020	Livengood, J. et al., 2020

Protozoários transmitidos por carrapatos

A distribuição dos protozoários transmitidos por carrapatos relatados no mundo nos últimos anos pode ser observada na tabela 3.

Protozoários *Babesia caballi* e *Theileria equi*

A piroplasmose equina é uma doença transmitida por carrapatos que pode afetar cavalos, mulas, burros e zebra. A doença consiste na infecção por dois agentes etiológicos: *Babesia caballi* e/ou *Theileria equi* (anteriormente conhecida como *Babesia equi*). Ambos podem ser encontrados em regiões como o sul da Europa, Ásia, África, América do Sul e Central, Cuba e certas partes dos Estados Unidos. Não são considerados patogênicos para humanos.

Protozoário *Theileria orientalis*

Theileria orientalis é um protozoário que acomete bovinos e causa abortos, redução na produção de leite, e até casos fatais em rebanhos bovinos de diferentes países do mundo (Perera et al., 2014; Lane et al., 2015). Os vetores são os carrapatos pertencentes ao gênero *Haemaphysalis* (Riek, 1982; Stewart, 1987), sendo *Haemaphysalis longicornis* apontado como o principal vetor da doença (Watts et al., 2016). Atualmente, essa espécie de *Theileria* encontra-se distribuída na Nova Zelândia, Austrália, Japão, Coréia e China (Sivakumar et al., 2014; Watts et al., 2016). Também foi reportada presença na Croácia (Jurkovic et al., 2020) e nos Estados Unidos (Oakes et al., 2019).

Animais doentes podem apresentar febre, anorexia, fraqueza, relutância ao andar, aborto, olhos e mucosa vaginal pálidos, pirexia, aumento na frequência respiratória e anemia (Izzo et al., 2010; Gebrekidan et al., 2020). Uma das principais formas de diagnóstico ocorre por meio da presença destes sinais, incluindo o diagnóstico após a morte do animal. Há ainda o diagnóstico realizado em microscopia, técnicas sorológicas ou diagnóstico molecular (Gebrekidan et al., 2020). O tratamento conta com antibióticos (Watts et al., 2016).

Babesiose - *Babesia microti*, *Babesia duncani*, *Babesia venatorum*, *Babesia divergens*

A babesiose é considerada endêmica de importância global, comprometendo a saúde de humanos, animais domésticos e selvagens. A transmissão pode

ocorrer pela picada de carrapatos pertencentes ao gênero *Ixodes*, por trans-fusão de sangue, transplante de órgãos e, comprovada mais raramente, por transmissão congênita (Conrad et al., 2006; Vannier; Krause, 2009).

Babesia microti é transmitido na natureza por carrapatos *Ixodes scapularis*. Com base no fato de *Babesia duncani* ser morfologicamente semelhante a *B. microti*, há probabilidade de que as duas apresentem o mesmo vetor. Embora haja evidências de que certos carrapatos ixodídeos (*Ixodes angustus*, *Ixodes muris*, *Ixodes pacificus*, *I. scapularis* e *Ixodes spinipalpis*) são vetores de *B. duncani*, este fato não foi definitivamente estabelecido (Scott; Scott, 2018).

Nos Estados Unidos e no Canadá, *B. duncani* e *B. microti* são comumente reconhecidos e identificados em humanos, sendo que o último também foi reportado na Ásia (China) e Europa. O mais comum na Europa é *B. divergens* e *B. venatorum*, com casos também na China (Sun et al., 2014).

Os sintomas geralmente são calafrios, sudorese, mal-estar, sono fragmentado, febre, aumento da sede, esplenomegalia, hepatomegalia, palidez, micção frequente, dores no corpo, dores de cabeça leves, dor nas articulações, náuseas, vômitos, fezes amolecidas, anorexia, comprometimento cognitivo e depressão (Vannier; Krause, 2009; Bloch et al., 2011; Scott, 2017; Scott; Scott, 2018). O diagnóstico baseia-se na observação dos sintomas, técnica de esfregaços de sangue periféricos, PCR e sorologia (vannier; Krause, 2009).

O tratamento recomendado consiste principalmente em atovaquona e azitromicina para *B. microti* e clindamicina e quinina para *B. duncani* e *B. venatorum*. Uma medida de prevenção recomendada é evitar áreas onde coexistam carrapatos, camundongos e veados. Caso seja necessária a exposição, é recomendado cobrir a parte inferior do corpo, utilizando meias que cubram as calças, sendo possível potencializar a proteção pulverizando ou impregnando as roupas com permetrina.



Tabela 3. Protozoários transmitidos por carrapatos.

AGENTE CAUSAL	PAÍS	CONTATO	HOSPEDEIRO	DIAGNÓSTICO	ANO	REFERÊNCIAS
<i>Babesia caballi</i>	Irlanda	-	Cavalo	PCR e ELISA	2019	OIE, 2019
<i>Babesia caballi</i>	China	-	Carrapato	PCR	2021-23	Zhang, B et al., 2024
<i>Theileria equi</i> e <i>Babesia caballi</i>	Paraguai	-	Cavalo	PCR	2023	Ahedor et al., 2023
<i>Babesia caballi</i> ou <i>Theileria equi</i>	Texas (EUA)	-	Cavalo	Não designado	2019	TAHC, 2019
<i>Theileria orientalis</i> (gen. Ikeda)	EUA	<i>H. longicornis</i> (experimento laboratorial)	-	PCR	2021	Dinkel et al., 2021
<i>Theileria orientalis</i> (gen. Ikeda)	EUA	-	Bovino	Clínico e molecular	2019	Oakes et al., 2019
<i>Theileria orientalis</i> (gen. Ikeda)	Nova Zelândia	-	Ovino	PCR	2021	Lawrence et al., 2021
<i>Theileria orientalis</i> (gen. Ikeda)	Alabama (EUA)	-	Bovino	PCR e sequenciamento	2022-23	-
<i>Babesia duncani</i>	Canadá	<i>Ixodes scapularis</i>	Humano	Sorologia e molecular	2017	Scott, 2017
<i>B. microti</i> e <i>Babesia</i> sp.	Coréia	<i>H. longicornis</i>	-	PCR e Sequenciamento		Hong et al., 2019
<i>B. microti</i>	Polônia	-	Carrapato	PCR	2021	Asman, M. et al., 2021

<i>B. microti</i>	Lituânia	-	Roedores	PCR	2021	Mardosaité-Bussaitiè, 2021
<i>Babesia venatorum</i>	Escócia	-	Ovelha	PCR	2019	Gray et al., 2019a
<i>Babesia venatorum</i>	China	-	Humano	PCR	2020	Zhao et al., 2020

Considerações finais

Como foi explicitado, carapatos e vertebrados interagem ao longo do gradiente ambiental compartilhado, enquanto os patógenos estão ligados a grupos de reservatórios filogeneticamente próximos.

Os vertebrados contribuem para a amplificação e a persistência de patógenos. As interações dos animais silvestres e domésticos estão relacionadas com características regionais produzidas pela intervenção humana. Associados às condições climáticas, esses fatores podem definir formas epidemiológicas distintas e novas ao longo do tempo.

O aquecimento global, no sentido amplo e o desmatamento de áreas, como a Amazônia e o Cerrado no país, são exemplos desses fatores. Outro fator importante está relacionado com a população de animais silvestres, como é o caso do crescente aumento das populações de capivaras e javalis, necessitando políticas adequadas de manejo.

Este capítulo, ao mostrar a grande diversidade de espécies de agentes, carapatos vetores e seus hospedeiros no mundo, evidencia a necessidade de estudos para analisar as conexões regionais e internacionais para melhor conhecer tanto as espécies desses agentes potencialmente patogênicos quanto a possibilidade de entrarem no país utilizando carapatos como vetores.



Referências

AGERGAARD, C. N. et al. New tick-borne encephalitis virus hot spot in Northern Zealand, Denmark, October 2019. **Eurosurveillance**, v. 24, n. 43, p. 1900639, 2019.

AHEDOR, B. et al. PCR detection of *Theileria equi* and *Babesia caballi* in apparently healthy horses in Paraguay. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 39, p. 100835, 2023.

ANDERSEN, N. S. et al. Continued expansion of tick-borne pathogens: tick-borne encephalitis virus complex and *Anaplasma phagocytophilum* in Denmark. **Ticks and tick-borne diseases**, v. 10, n. 1, p. 115-123, 2019.

ARAÚJO, R. P.; NAVARRO, M. B. M. A.; CARDOSO, T. A. O. Febre Maculosa no Brasil: estudo da mortalidade para a vigilância epidemiológica. **Caderno de Saúde Coletiva**, v. 24, n. 3, p. 339-346, 2016.

ASMAN, M. et al. The potential risk of exposure to *Borrelia garinii*, *Anaplasma phagocytophilum* and *Babesia microti* in the Wolinski National Park (north-western Poland). **Scientific Reports**, v. 11, n. 1, p. 4860, 2021.

BABU, N. N.; JAYRAM, A.; KUMAR, H. H. et al. Spatial distribution of *Haemaphysalis* species ticks and human Kyasanur Forest Disease cases along the Western Ghats of India, 2017-2018. **Experimental and Applied Acarology**, v. 77, p. 435-447, 2019.

BÄCK, A. T. et al. Acute Myocarditis Caused by *Francisella tularensis*: a Case Report. **SN Comprehensive Clinical Medicine**, v. 5, n. 1, p. 105, 2023.

BAKKEN, J. S.; DUMLER, S. Human Granulocytic Anaplasmosis. **Infectious Disease Clinics of North America**, v. 22, n. 3, p. 433-448, 2008.

BAKIS, B.; KILIC, S. A general overview of *Francisella tularensis* and the Epidemiology of tularemia in Turkey, **Flora**, v. 15, n. 2, p. 37-58, 2011.

BAZER, D. A. et al. Powassan encephalitis: a case report from New York, USA. **Case Reports in Neurological Medicine**, v. 2022, n. 1, p. 8630349, 2022.

BERMÚDEZ, C. S. E. et al. Molecular screening for tick-borne bacteria and hematozoa in *Ixodes* cf. *boliviensis* and *Ixodes tapirus* (Ixodida: Ixodidae)

from western highlands of Panama. **Current Research in Parasitology & Vector-Borne Diseases**, v. 1, p. 100034, 2021.

BERNARD, C. et al. Detection of Crimean–Congo haemorrhagic fever virus in *Hyalomma marginatum* ticks, southern France, May 2022 and April 2023. **Eurosurveillance**, v. 29, n. 6, p. 2400023, 2024.

BHATIA, B.; FELDMAN, H.; MARZI, A. Kyasanur Forest Disease and Alkhurma Hemorrhagic Fever Virus – Two neglected zoonotic pathogens. **Microorganisms**, v. 8, n. 9, p. 1406, 2020.

BLOCH, E. M.; HERWALDT, B. L.; LEIBY, D. A. The third described case of transfusion-transmitted *Babesia duncani*. **Transfusion**, v. 52, n. 7, p. 1517-1522, 2011.

BIANCHESI, L. et al. Presence of *Anaplasma phagocytophilum* Ecotype I in UK Ruminants and Associated Zoonotic Risk. **Pathogens**, v. 12, n. 2, p. 216, 2023.

BIESIADA, G.; CZEPIEL, J.; LESNIAK, M. R.; et al. Lyme disease: review. **Archives of Medical Science**, v. 8, n. 6, p. 978-982, 2012.

BERGER, B. W.; JOHNSON, R. C.; KODNER, C. et al. Cultivation of *Borrelia burgdorferi* from erythema migrans lesions and perilesional skin. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 30, n. 2, p. 359-361, 1992.

BOWER, H. et al. Detection of Crimean-Congo Haemorrhagic Fever cases in a severe undifferentiated febrile illness outbreak in the Federal Republic of Sudan: A retrospective epidemiological and diagnostic cohort study. **PLoS neglected tropical diseases**, v. 13, n. 7, p. e0007571, 2019.

BUSTAMANTE, M. E.; VARELA, G. Distribucion de las rickettsiasis en Mexico. **Revista del Instituto de Salubridad y Enfermedades Tropicales**, v. 8, p. 3-14, 1947.

CASEL, M. A.; PARK, S. J.; CHOI, Y. K. Severe fever with thrombocytopenia syndrome virus: emerging novel phlebovirus and their control strategy. **Experimental and Molecular Medicine**, v. 53, n. 5, p. 713-722, 2021.

CDC (2013). Kyasanur Forest Disease (KFD). CDC 24/7 Kyasanur Forest Disease FD | CDCCDC (2021a). Powassan virus. CDC24/7 Powassan Virus | Powassan | CDCCDC (2021b). Lyme disease. CDC24/7 Recent Surveillance Data | Lyme Disease | CDC

CDC, 2019. Centers for Disease Control and Prevention, National Center for

Emerging and Zoonotic Infectious Diseases (NCEZID), Division of Vector-Borne Diseases (DVBD).

CHITIMIA-DOBBLER, L.; LEMHÖFER, G.; KRÓI, N. Repeated isolation of tick-borne encephalitis virus from adult *Dermacentor reticulatus* tick in an endemic area in Germany. **Parasites and Vector**, v. 12, p. 1-8, 2019a.

CHITIMIA-DOBBLER, L. et al. Imported *Hyalomma* ticks in Germany in 2018. **Parasites & vectors**, v. 12, p. 1-9, 2019b.

COLOMBA, C. et al. Mediterranean spotted fever: clinical and laboratory characteristics of 415 Sicilian children. **BMC infectious diseases**, v. 6, p. 1-5, 2006.

CONRAD, P. A.; KJEMTRUP, A. M.; CARRENO, R. A. Description of *Babesia duncani* n. sp. (Apicomplexa: Babesiidae) from humans and its differentiation from other piroplasms. **International Journal for Parasitology**, v. 36, n. 7, p. 779-789, 2006.

CUTLER, S. J.; RUZIC-SABLJIC, E.; POTKONJAK, A. Emerging borreliae – Expanding beyond Lyme borreliosis. **Molecular and Cellular Probes**, v. 31, p. 22-27, 2017.

DINKEL, K. D. et al. A US isolate of *Theileria orientalis*, Ikeda genotype, is transmitted to cattle by the invasive Asian longhorned tick, *Haemaphysalis longicornis*. **Parasites & vectors**, v. 14, p. 1-11, 2021.

DUMIC, I. et al. "Double Trouble": Severe Meningoencephalitis Due to *Borrelia burgdorferi* and Powassan Virus Co-Infection Successfully Treated with Intravenous Immunoglobulin. **The American Journal of Case Reports**, v. 22, p. e929952-1, 2021.

DUSCHER, G. G.; HODZIC, A.; HUFNAGL, P. et al. Adult *Hyalomma marginatum* tick positive for *Rickettsia aeschlimannii* in Austria, October 2018. **Eurosurveillance**, v. 23, n. 48, p. 1800595, 2018.

EFSA PANEL ON ANIMAL HEALTH AND WELFARE. Scientific Opinion on the role of tick vectors in the epidemiology of Crimean-Congo hemorrhagic fever and African Swine fever in Eurasia. **EFSA Journal**, v. 8, n. 8, p. 1703, 2010.

ELLIS, J.; OYSTON, P. C. F.; GREEN, M. et al. Tularemia. **ASM Journals Clinical Microbiology Reviews**, v. 15, p. 631-646, 2002.

ERGONUL, O. Crimean-Congo haemorrhagic fever. **The Lancet Infectious Diseases**, v. 6, n. 4, p. 203-214, 2006.

ESTRADA, I. et al. Spotted fever group rickettsiae canine serosurveillance near the US-Mexico border in California. **Zoonoses and public health**, v. 67, n. 2, p. 148-155, 2020.

FARES, W. et al. Tick-borne encephalitis virus in *Ixodes ricinus* (Acari: Ixodidae) ticks, Tunisia. **Ticks and tick-borne diseases**, v. 12, n. 1, p. 101606, 2021.

FAROOQ, H.; BEVERIDGE, N.; FLETCHER, T. et al. A systematic review on the incidence and mortality of Crimean-Congo haemorrhagic fever (CCHF) in Pakistan. **International Journal of Infectious Diseases**, v. 101, p. 250, 2020.

FESLER, M. C. et al. Lyme Disease: Diversity of *Borrelia* species in California and Mexico detected using a novel immunoblot assay. In: **Healthcare**. Multidisciplinary Digital Publishing Institute, 2020. p. 97.

FISCHER, M.; GOULD, C. V.; ROLLIN, P. E. (2020). Tickborne Encephalitis. Em: CDC Yellow Book 2020 – Health Information for International Travel. 2020 Yellow Book Home | Travelers' Health | CDC.

FRANCK, M. et al. *Borrelia miyamotoi*: 43 cases diagnosed in France by real-time PCR in patients with persistent polymorphic signs and symptoms. **Frontiers in medicine**, v. 7, p. 55, 2020.

FUKUNAGA, M. et al. Genetic and phenotypic analysis of *Borrelia miyamotoi* sp. nov., isolated from the ixodid tick *Ixodes persulcatus*, the vector for Lyme disease in Japan. **International journal of systematic and evolutionary microbiology**, v. 45, n. 4, p. 804-810, 1995.

GEBREKIDAN, H.; PERERA, P. K.; GHAFAR, A.; et al. An appraisal of oriental theileriosis and the *Theileria orientalis* complex, with an emphasis on diagnosis and genetic characterization. **Parasitology Research**, v. 119, p. 11-22, 2020.

GEISEN, V. et al. *Anaplasma phagocytophilum* infection associated with strong inflammatory response in 3 cats. **Tierärztliche Praxis Ausgabe K: Kleintiere/Heimtiere**, v. 52, n. 01, p. 40-47, 2024.

GERMANAKIS, A.; CHOCHLAKIS, D.; ANGELAKIS, E. et al. *Rickettsia aeschlimannii* infection in a man, Greece. **Emerging Infectious Diseases**, v. 19, n. 7, p. 1176, 2013.

GANDHI, S. et al. *Borrelia miyamotoi* meningoencephalitis in an

immunocompetent patient. In: **Open Forum Infectious Diseases**. Oxford University Press, 2022. p. ofac295.

GHONEIM, N. H.; ABDEL-MOEIN, K. A.; ZAHER, H. M. et al. Molecular detection of *Francisella* spp. among ticks attached to camels in Egypt. **Vector Borne and Zoonotic Diseases**, v. 17, n. 6, p. 384-387, 2017.

GIGLIOTTA, J. L.; GOETHERT, H.K.; BERARDI, V. P. et al. Meningoencephalitis from *Borrelia miyamotoi* in an immunocomprised patient. **New England Journal of Medicine**, v. 368, n. 3, p. 240-245, 2013.

GILLESPIE, J. J. et al. Plasmids and rickettsial evolution: insight from *Rickettsia felis*. **PLoS one**, v. 2, n. 3, 2007.

GILLESPIE, J. J. et al. Rickettsia Phylogenomics: Unwinding the Intricacies of Obligate Intracellular Life. **PLoS One**. v.3, n.4, 2008.

GOR, D. et al. A Rare Occurrence of Tularemia in New Jersey. **Cureus**, v. 13, n. 9, 2021.

GRAY, A. et al. Sheep as host species for zoonotic *Babesia venatorum*, United Kingdom. **Emerging Infectious Diseases**, v. 25, n. 12, p. 2257, 2019.

GURYCOVA, D.; KOCIANOVA, E. ; VYROSTKOVA, V. et al. Prevalence of ticks infected with *Francisella tularensis* in natural foci of tularemia in western Slovakia. **European Journal of Epidemiology**, v. 11, p. 469-474, 1995.

HOLDING, M. et al. Tick-borne encephalitis virus, United Kingdom. **Emerging Infectious Diseases**, v. 26, n. 1, p. 90, 2020.

HONG, S.-H. et al. Detection and characterization of an emerging type of *Babesia* sp. similar to *Babesia motasi* for the first case of human babesiosis and ticks in Korea. **Emerging microbes & infections**, v. 8, n. 1, p. 869-878, 2019.

HOOGSTRAAL, H. The epidemiology of tick-borne Crimean-Congo hemorrhagic fever in Asia, Europe, and Africa. **Journal of Medical Entomology**, v. 15, n. 4, p. 307-417, 1979.

HOPLA, C. E. The ecology of tularemia. **Advances in Veterinary Science and Comparative Medicine**, v. 18, p. 25-53, 1974.

HOVIUS, J.W. R.; DEWEVER, B.; SOHNE, M. et al. A case of meningoencephalitis

by the relapsing fever spirochaete *Borrelia miyamotoi* in Europe. **The Lancet**, v. 382, n. 9892, p. 658, 2013.

IZZO, M. ; POE, I.; HORADAGODA, N. et al. Haemolytic anaemia in cattle in NSW associated with *Theileria* infections. **Australian Veterinary Journal**, v. 88, n. 1-2, p. 45-51, 2010.

JAY, R.; ARMSTRONG, P. A. Clinical characteristics of Rocky Mountain spotted fever in the United States: a literature review. **Journal of Vector Borne Diseases**, v. 57, n. 2, p. 114-120, 2020.

JURKOVIC, D.; MIHALJEVIC, Z.; DUVNJAK, S. et al. First reports of indigenous lethal infection with *Anaplasma marginale*, *Anaplasma bovis* and *Theileria orientalis* in Croatian cattle. **Tick and Tick-Borne Diseases**, v. 11, n. 5, p. 101469, 2020.

KAISER, R.; ARCHELOS-GARCIA, J. J.; JILG, W. et al. Tick-borne Encephalitis (TBE). **Neurology International Open**, v. 1, p. 48-55, 2017.

KANEKO, C. et al. Seroprevalence of severe fever with thrombocytopenia syndrome virus in medium-sized wild mammals in Miyazaki, Japan. **Ticks and tick-borne diseases**, v. 14, n. 2, p. 102115, 2023.

KEMENESI, G.; BÁNYAI, K. Tick-borne Flaviviruses, with focus on Powassan Virus. **Clinical Microbiology Reviews**, v. 32, n. 1, p. 10.1128/cmr.00106-17, 2018.

KHAN, M. et al. An overview of Powassan virus disease. **The Neurohospitalist**, v. 9, n. 4, p. 181, 2019.

KRBKOVÁ, L. et al. Tick-borne encephalitis in an 8.5-month-old boy suspected of febrile seizures. **Microorganisms**, v. 9, n. 7, p. 1425, 2021.

KUBA, Y. et al. Severe Fever with Thrombocytopenia Syndrome Virus RNA in Ticks from Wild Mongooses in Okinawa Prefecture, Japan. **Japanese Journal of Infectious Diseases**, v. 75, n. 6, p. 612-615, 2022.

KUBIAK, K.; SZCZOTKO, M.; DMITRYJUK, M. *Borrelia miyamotoi* – An emerging human tick-borne pathogen in Europe. **Microorganisms**, v. 9, n. 1, p. 154, 2021.

KUMAR, 2019 - <https://www.thehindu.com/news/national/karnataka/kfd-virus-outbreak-in-karnataka-is-a-wake-up-call-for-the-government/article31301402.ece>

found-in-twosamples-in-hassan-dist/article26454021.ece

LANE, J.; JUBB, T.; SHEPHERD, R. et al. **Priority list of endemic diseases for the red meat industries**. Project code: B.AHE.0010. Meat and Livestock Australia, Sydney, pp 76–81, 2015.

LAWRENCE, K. E. et al. The role of sheep (*Ovis aries*) in maintaining *Theileria orientalis* Ikeda type infection. **Veterinary Parasitology**, v. 291, p. 109391, 2021.

LICKOVÁ, M.; HAVLÍKOVA, S. F.; SLÁVIKOVÁ, M. et al. *Dermacentor reticulatus* is a vector of tick-borne encephalitis virus. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 11, n. 4, p. 101414, 2020.

LIN, T. et al. The first discovery of severe fever with thrombocytopenia syndrome virus in Taiwan. **Emerging Microbes & Infections**, v. 9, n. 1, p. 148-151, 2020.

LIVENGOOD, J. et al. Detection of *Babesia*, *Borrelia*, *Anaplasma*, and *Rickettsia* spp. in adult black-legged ticks (*Ixodes scapularis*) from Pennsylvania, United States, with a luminex multiplex bead assay. **Vector-Borne and Zoonotic Diseases**, v. 20, n. 6, p. 406-411, 2020.

MACHADO-FERREIRA, E.; PIESMAN, J.; ZEIDNER, N. S. et al. Francisella-like endosymbiont DNA and *Francisella tularensis* virulence – related genes in Brazilian ticks (Acari: Ixodidae). **Journal of Medical Entomology**, v. 46, n. 2, p. 369-374, 2009.

MANCILLA-AGRONO, L. Y. et al. Is *Borrelia burgdorferi* Sensu Stricto in South America? First molecular evidence of its presence in Colombia. **Tropical medicine and infectious disease**, v. 7, n. 12, p. 428, 2022.

MANSBRIDGE, C. T. et al. Autochthonous tick-borne encephalitis in the United Kingdom: A second probable human case and local eco-epidemiological findings. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 13, n. 1, p. 101853, 2022.

MARDOSAITĖ-BUSAITIENĖ, D. et al. *Babesia microti* in rodents from different habitats of Lithuania. **Animals**, v. 11, n. 6, p. 1707, 2021.

MCDONALD, E. Notes from the field: Investigation of Colorado tick fever virus disease cases—Oregon, 2018. **MMWR. Morbidity and Mortality Weekly Report**, v. 68, 2019.

MINISTÉRIO DA SAÚDE (Brasil). Secretaria de Vigilância em Saúde. Departamento de Imunização e Doenças Transmissíveis. Roteiro de capacitação em diagnóstico clínico, epidemiológico e laboratorial da febre maculosa brasileira e febre maculosa por *Rickettsia Parkeri*: guia do instrutor. Brasília: Ministério da Saúde, 2022.

MOLLOY, P. J.; TELFORD III, S. R.; CHOWDRI, H. R. et al. *Borrelia miyamotoi* Disease in the Northeastern United States: A Case Series. **Annals of Internal Medicine**, v. 163, n. 2, p. 91-98, 2015.

NADELMAN, R. B. et al. Prophylaxis with single-dose doxycycline for the prevention of Lyme disease after an *Ixodes scapularis* tick bite. **New England Journal of Medicine**, v. 345, n. 2, p. 79-84, 2001.

NASIRIAN, H. New aspects about Crimean-Congo hemorrhagic fever (CCHF) cases and associated fatality trends: a global systematic review and meta-analysis. **Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases**, v. 69, p. 101429, 2020.

NEGREDO, A. et al. Autochthonous Crimean-Congo Hemorrhagic Fever in Spain. **New England Journal of Medicine**, v. 377, n. 2, p. 154-161, 2017.

NJERU, J.; TOMASO, H.; MERTENS, K. et al. Serological evidence of *Francisella tularensis* in febrile patients seeking treatment at remote hospitals, northeastern Kenya, 2014–2015. **New Microbes and New Infections**, v. 19, p. 62-66, 2017.

OAKES, V. J.; YABSLEY, M. J.; SCHWARTZ, D. et al. Theileria orientalis Ikeda genotype in cattle, Virginia, USA. **Emerging Infectious Diseases**, v. 25, n. 9, p. 653-1659, 2019.

OIE 2019 – http://www.oie.int/wahis_2/public/wahid.php/Reviewreport/Review?page_refer=MapFullEventReport&reportid=29783.

PACHECO-SILVA, A. B. et al. Fatal Brazilian spotted fever in a healthy military man during field training in Rio de Janeiro city, southeastern Brazil. **Revista do Instituto de Medicina Tropical de São Paulo**, v. 64, p. e77, 2022.

PANCIU, A. M. et al. Serosurvey of Tick-Borne Encephalitis Virus Infection in Romania. **Pathogens**, v. 13, n. 3, p. 231, 2024.

PATTNAIK, P. Kyasanur forest disease: an epidemiological view in India. **Reviews in Medical Virology**, v. 16, p. 151-165, 2006.

PAROLA, P.; PADDOCK, C.D.; SOCOLOVSCHI, C. et al. Update on tick-borne Rickettsioses around the World: a geographic approach. **Clinical Microbiology Review**, v. 26, n. 4, p. 657-702, 2013.

PAROLA, P. et al. Tick-and flea-borne rickettsial emerging zoonoses. **Veterinary Research**, v. 36, n. 3, 2005.

PAULSEN, K. M. et al. Tick-borne encephalitis virus in cows and unpasteurized cow milk from Norway. **Zoonoses and public health**, v. 66, n. 2, p. 216-222, 2019.

PEARSON, A. P. Tularemia. Zoonoses: biology, clinical practice, and public health control. UK, **Oxford University Press**, 1998.

PERERA, P. K.; GASER, R. B.; FIRESTONE, S. M. et al. Oriental theileriosis in dairy cows causes a significant milk production loss. **Parasites & Vectors**, v. 7, p. 1-8, 2014.

PLATONOV, A. E.; KARAN, L. S.; KOLYASNIKOVA, N.M.; et al. Humans infected with relapsing fever spirochete *Borrelia miyamotoi*, Russia. **Emerging Infectious Diseases**, v.17, n. 10, p.1816-1823, 2011.

PLOURDE, P. J.; EMBREE, J.; FRIESEN. F. et al. Glandular tularemia with typhoidal features in a Manitoba child. **Canadian Medical Association Journal**, v. 146, p. 1953-1955, 1992.

PUN, S. B. et al. First report of Lyme disease in Nepal. **JMM Case Reports**, v. 5, n. 3, p. e005128, 2018.

RAOULT, D.; ROUX, V. Rickettsioses as paradigms of new or emerging infectious diseases. **Clinical Microbiology Reviews**, v. 10, n. 4, 1997.

RAOULT, D.; FOURNIER, P.E.; ABOUDP, P. et al. First documented human *Rickettsia aeschlimannii* infection. **Emerging Infectious Diseases**, v. 8, p. 748-749, 2002.

RAOULT, D.; EDOUARD, S. Rickettsia: Spotted fever group-RMSF, *R. conori*, *R. africae*, *R. akari*. *Infectious Diseases*. Disponível em: <https://www.infectiousdiseaseadvisor.com/home/decisionupportinmedicine/infectious-diseases/rickettsia-spotted-fever-group-rmsf-r-conori-r-africcae-rakari/>, 2017.

RATHINAM, B.; SIDHIK, S. Species distribution and ecological suitability

analysis for potential tick vectors of Kyasanur forest disease in the Western Ghats of Kerala. **Medical and Veterinary Entomology**, v. 36, n. 1, p. 38-42, 2022.

REECE, L. M. et al. Current status of Severe Fever with Thrombocytopenia Syndrome vaccine development. **Current opinion in virology**, v. 29, p. 72-78, 2018.

REHMAN, K. et al. Outbreak of Crimean-Congo haemorrhagic fever with atypical clinical presentation in the Karak District of Khyber Pakhtunkhwa, Pakistan. **Infectious diseases of poverty**, v. 7, n. 06, p. 59-64, 2018.

RICCARDI, N.; ANTONELLO, R. M.; LUZZATI, R. et al. Tick-borne encephalitis in Europe: a brief update on epidemiology, diagnosis, prevention and treatment. **European Journal of Internal Medicine**, v. 62, p. 1-6, 2019.

RIEK, R. Epidemiology and transmission of *Theileria* spp. of cattle in Australia. **Australian Veterinary Journal**, v. 59, p. 89-92, 1982.

RIJKS, J. M.; TULEM, A. D.; NOTERMANS, D. W. et al. Tularemia transmission to humans, the Netherlands, 2011-2021. **Emerging Infectious Diseases**, v. 28, n. 4, p. 883, 2022.

ROHANI, M. et al. A case report of human tularemia from Iran. **Iranian journal of microbiology**, v. 10, n. 4, p. 250, 2018.

ROBICH, R. M. et al. Prevalence and genetic characterization of deer tick virus (Powassan virus, lineage II) in *Ixodes scapularis* ticks collected in Maine. **The American journal of tropical medicine and hygiene**, v. 101, n. 2, p. 467, 2019.

ROHANI, M.; MOHSENPOUR, B.; GHASEMI, A. et al. A case report of human tularemia from Iran. **Iranian Journal of Microbiology**, v. 10, n. 4, p. 250-253, 2018.

SABIR, D. K. et al. Epidemiological study of the 2023 Crimean-Congo hemorrhagic fever outbreak in Iraq. **IJID One Health**, v. 2, p. 100017, 2024.

SAKSIDA, A.; DUH, D.; LOTRIC-FURLAN, S. et al. The importance of tick-borne encephalitis virus RNA detection for early differential diagnosis of tick-borne encephalitis. **Journal of Clinical Virology**, v. 33, n.4, p. 331-335, 2005.

SALEHI-VAZIRI, M. et al. An outbreak of crimean-congo hemorrhagic fever in the south west of Iran. **Jundishapur Journal of Microbiology**, v. 10, n. 1, 2017.

SAMAN, E. A. G.; CHEGENI, A. H. Hard ticks (Acari: Ixodidae) infected by rickettsias: the first record of *Rickettsia aeschlimannii* (Rickettsiales: Rickettsiaceae) in Iran. **Systematic and Applied Acarology**, v. 27, n. 4, p. 749-

762, 2022.

SCOTT, J. D. First record of locally acquired human babesiosis in Canada caused by *Babesia duncani*: a case report. **SAGE Open Medical Case Reports**, v. 5, p. 1-4, 2017.

SCOTT, J. D.; PESAPANE, R. R. Detection of *Anaplasma phagocytophilum*, *Babesia odocoilei*, *Babesia* sp., *Borrelia burgdorferi* sensu lato, and *Hepatozoon canis* in *Ixodes scapularis* ticks collected in eastern Canada. **Pathogens**, v. 10, n. 10, p. 1265, 2021.

SCOTT, J.; SCOTT, C. Human Babesiosis Caused by *Babesia duncani* Has Widespread Distribution across Canada. **Healthcare**, v. 6, n. 2, p. 49, 2018.

SHAH, S. Z.; JABBAR, B.; AHMED, N. et al. Epidemiology, pathogenis, and control of a tick-borne disease – Kyasanur Forest Disease: current status and future directions. **Frontiers in cellular and infection microbiology**, v. 8, p. 149, 2018.

SHARMA, D.; KAMTHANIA, M. A new emerging pandemic of severe fever with thrombocytopenia syndrome (SFTS). **Virusdisease**, v. 32, n. 2, p. 220-227, 2021.

SHUAIB, Y. A. et al. Ixodid tick species and two tick-borne pathogens in three areas in the Sudan. **Parasitology research**, v. 119, p. 385-394, 2020.

SIOUTAS, G. et al. First clinical case of tick-borne encephalitis (TBE) in a dog in Greece. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 14, n. 6, p. 102226, 2023.

SIVAKUMAR, T.; HAYASHIDA, K.; SUGIMOTO, C. et al. Evolution and genetic diversity of *Theileria*. **Infection, Genetics and Evolution**, v. 27, p. 250-263, 2014.

SOTO, R. A. et al. Increase in Colorado tick fever virus disease cases and effect of COVID-19 pandemic on behaviors and testing practices, Montana, 2020. **Emerging Infectious Diseases**, v. 29, n. 3, p. 561, 2023.

STANLEY, H. M.; LORD, S. L.; SNELLGROVE, A. N. et al. The ability of the invesive Asian longhorned tick *Haemaphysalis longicornis* (Acari: Ixodidae) to acquire and transmit *Rickettsia rickettsia* (Rickettsiales: Rickettsiaceae), the agent of Rocky Mountain Spotted Feer, under laboratory conditions. **Journal of Medical Entomology**, v. 57, n. 5, p. 1635-1639, 2020.

STEWART, N. *Haemaphysalis humerosa*, not *H. longicornis* is the vector of

Theileria buffeli in Australia. **Australian Veterinary Journal**, v. 64, p. 280-282, 1987.

STOTHARD, D. R. et al. Ancestral divergence of *Rickettsia bellii* from the spotted fever and typhus groups of *Rickettsia* and antiquity of the genus *Rickettsia*. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, v. 44, n. 4, p. 798-804, 1994.

STUEN, S.; GRANQUIST, E. G.; SILAGHI, C. *Anaplasma phagocytophilum*—a widespread multi-host pathogen with highly adaptive strategies. **Frontiers in cellular and infection microbiology**, v. 3, p. 31, 2013.

SUN, Y.; LI, S. G.; JIANG, J. F. *Babesia venatorum* Infection in Child, China. **Emerging Infectious Diseases**, v. 20, n. 5, p. 896-7, 2014.

SZABÓ, M. P. et al. Ecology, biology and distribution of spotted-fever tick vectors in Brazil. **Frontiers in Cellular and Infection Microbiology**, v. 3, p. 27, 2013.

Switzerland Federal Office of Public Health (FOPH), 2021 - Maladies infectieuses à déclaration obligatoire – Nombre de cas hebdomadaires (admin.ch)

TAHC, 2019 - http://www.tahc.texas.gov/news/brochures/TAHCBrochure_EIA.pdf

TCHETGNA, H. S. et al. Molecular and serological evidence of Crimean-Congo hemorrhagic fever orthornairovirus prevalence in livestock and ticks in Cameroon. **Frontiers in Cellular and Infection Microbiology**, v. 13, p. 1132495, 2023.

TINOCO-GRACIA, L. et al. Molecular confirmation of Rocky Mountain spotted fever epidemic agent in Mexicali, Mexico. **Emerging infectious diseases**, v. 24, n. 9, p. 1723, 2018.

TOBUDIC, S. et al. Human *Borrelia miyamotoi* infection, Austria. **Emerging infectious diseases**, v. 26, n. 9, p. 2201, 2020.

TOSONI, A.; MIRIKELLO, A.; CIERVO, A. et al. Human *Rickettsia aeschlimannii* infection: first case with acute hepatitis and review of the literature. **European Review for Medical and Pharmacological Sciences**, v. 20, p. 2630-2633, 2016.

TUKMECHI, A. et al. First molecular detection of *Francisella tularensis* in turtle (*Testudo graeca*) and ticks (*Hyalomma aegyptium*) in Northwest of Iran. **International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife**, v. 23, p. 100892, 2024.

VANNIER, E.; KRAUSE, P. J. Update on babesiosis. **Interdisciplinary**

perspectives on infectious diseases, v. 2009, p. 984568, 2009.

VARMA, M. G. R.; WEBB, H. E.; PAVRI, K. M. Studies on the transmission of Kyasanur Forest disease virus by *Haemaphysalis spinigera* Newman. **Transboundary Tropical Medical Hygiene**, v. 54, p. 509-516, 1960.

VERETA, L. A.; SKOROBREKHA, V. Z.; NIKOLAEVA, S. P. et al. The transmission of the tick-borne encephalitis virus via cow's milk. **Meditsinskaya Parazitologiya I Parazitarnye Bolezni**, v. 3, p. 56-56, 1991.

VILIBIC-CAVLEK, T. et al. An Overview of Tick-Borne Encephalitis Epidemiology in Endemic Regions of Continental Croatia, 2017–2023. **Microorganisms**, v. 12, n. 2, p. 386, 2024.

WAGEMAKERS, A.; STAANIK, P. J.; SPRONG, H. et al. *Borrelia miyamotoi*, a Hard tickborne zoonotic pathogen. **PLoS One** 11(1), 2015.

WATTS, J. G.; PLAYFORD, M. C.; HICKEY, K. L. *Theileria orientalis*: a review. **New Zealand Veterinary Journal**, v. 64, n. 1, p. 1-7, 2016.

WEINERT, L. A. et al. Evolution and diversity of Rickettsia bacteria. **BMC Biology**, v. 7, 2009.

WHIPP M. J.; DAVIS J. M.; LUM G. et al. Characterization of a novicida-like subspecies of *Francisella tularensis* isolated in Australia. **Journal of Medical Microbiology**, v. 52, n. 9, p. 839–842, 2003.

WHITEHOUSE, C. A. Crimean-Congo hemorrhagic fever. **Antiviral Research** 64: 145-160, 2004.

WHO (2017). Crimean-Congo Hemorrhagic fever reported in Afghanistan, 2017. **Weekly Epidemiological Monitor**, 10(51): 17. Epi_Monitor_2017_10_51.pdf (who.int)

XU, B.; LIU, L.; HUANG, X. et al. Metagenomic analysis of Fever, Thrombocytopenia and Leukopenia Syndrome (FTLS) in Henan province, China: Discovery of a New Bunyavirus. **PLOS Pathogens**, v. 7, p. 11, p. e1002369, 2011.

YENI, D. K. et al. Tularemia: a re-emerging tick-borne infectious disease. **Folia microbiologica**, v. 66, n. 1, p. 1-14, 2021.

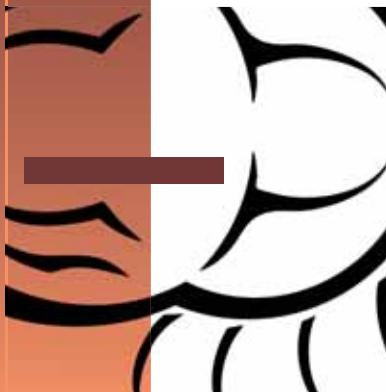
YOSHINARI, N. H.; MANTOVANI, E.; NAZARIO, B. V. L. et al. Doença de Lyme-símile Brasileira ou Síndrome BaggioYoshinari: Zoonose exótica e emergente transmitida

- por carrapatos. **Revista Associação Médica Brasileira**, v. 56, p. 363-369, 2010.
- YU, X. J.; LIANG, M. F; ZHNG, S. Y. et al. Fever with thrombocytopenia associated with a novel Bunyavirus in China. **The New England Journal of Medicine**, v. 364, p. 1523-1532, 2011.
- YU, Q. et al. A fatal case of Powassan virus encephalitis. **Journal of Neuropathology & Experimental Neurology**, v. 79, n. 11, p. 1239-1243, 2020.
- ZELLNER, B.; HUNTLEY, J. F. Ticks and tularemia: do we know what we don't know?. **Frontiers in cellular and infection microbiology**, v. 9, p. 146, 2019.
- ZHAO, L.; LI, J.; CUI, X. et al. Distribution of *Haemaphysalis longicornis* and associated pathogens: analysis of pooled data from a China field survey and global published data. **The Lancet Planetary Health**, v. 4, n. 8, p.320-329, 2020.
- ZHAO, L. et al. Human case infected with *Babesia venatorum*: a 5-year follow-up study. In: **Open Forum Infectious Diseases**. US: Oxford University Press, 2020. p. ofaa062.
- ZHANG, B. et al. Investigation of *Babesia* spp. and *Theileria* spp. in ticks from Western China and identification of a novel genotype of *Babesia caballi*. **BMC Veterinary Research**, v. 20, n. 1, p. 302, 2024.
- ZHUANG, L. et al. Transmission of severe fever with thrombocytopenia syndrome virus by *Haemaphysalis longicornis* ticks, China. **Emerging Infectious Diseases**, v. 24, n. 5, p. 868, 2018.
- ZOHAIB, A. et al. Serologic evidence of severe fever with thrombocytopenia syndrome virus and related viruses in Pakistan. **Emerging Infectious Diseases**, v. 26, n. 7, p. 1513, 2020.

CAPÍTULO

8

Situação atual da Febre Maculosa Brasileira



Leandra Marla Oshiro

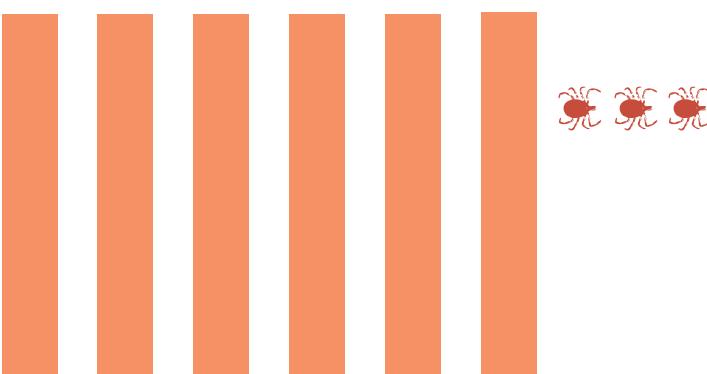
Pâmella Oliveira Duarte

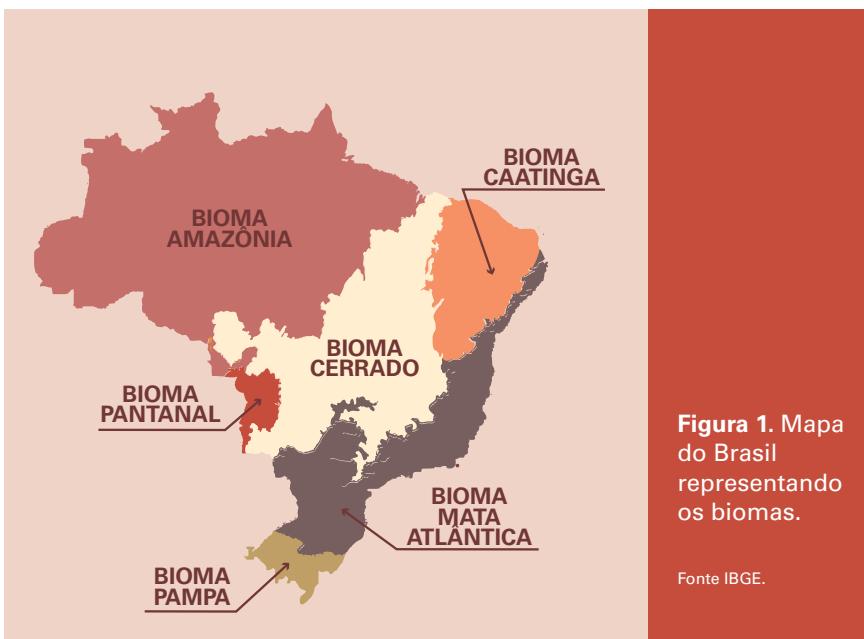
Leandro de Oliveira Souza Higa

Andre de Abreu Rangel Aguirre

Renato Andreotti

O Brasil é dividido em seis biomas (Amazônia, Caatinga, Cerrado, Mata Atlântica, Pampa e Pantanal), sendo o bioma Cerrado o segundo em extensão, tanto no Brasil quanto na América do Sul. Presente em todas as regiões brasileiras, o cerrado ocupa 23,3% do território nacional e faz divisa com os outros biomas, exceto o Pampa (IBGE, 2024). (Figura 1).





Nesta área há nascentes de três grandes bacias hidrográficas, gerando um potencial aquífero favorecendo a biodiversidade. Dentro dessa biodiversidade, a fauna se destaca pela enorme variedade de espécies, que engloba invertebrados, aves, répteis, anfíbios e mamíferos (Cerrado, 2024).

O bioma Cerrado, com a diversidade de fauna e flora, se torna um grande campo de pesquisa em várias áreas; devido a isso, a ação de conservação e preservação ambiental precisa ser intensificada, sendo importante para a manutenção de espécies, tanto animais quanto vegetais (Klink; Machado, 2005). A ação do homem vem degradando esse bioma, transformando a área em espaços produtivos e gerando modificações ambientais importantes que provocam o aparecimento de doenças, tanto em animais quanto em humanos. Entre essas enfermidades, há aquelas com agentes transmitidos por vetores, como a Febre Maculosa Brasileira (FMB), borreliose, babesiose, dengue, zika, febre amarela, malária, entre outras (Zanella, 2016).

A FMB se destaca pelo envolvimento entre animais silvestres e domésticos e esses com o ser humano (Rudakov et al., 2003). Em 2001, essa enfermidade foi colocada na lista de doenças de notificação obrigatória, porque pode provocar surtos e possui alta letalidade (BRASIL, 2001).

Etiologia

A FMB é causada por bactérias pertencentes à ordem *Rickettsiales*, família *Rickettsiaceae* e gênero *Rickettsia* (Figura 2). São Gram negativas, intracelulares obrigatórias que podem infectar uma variedade de seres vivos, como plantas, amebas, anelídeos, vertebrados entre outros, incluindo o ser humano. Esses hospedeiros vertebrados podem adquirir essa bactéria através da picada de artrópodes hematófagos, inoculação transdérmica ou inalação de fezes de artrópodes (Gillespie et al., 2008). Os carapatos estão entre os principais artrópodes hematófagos citados na literatura como vetores do agente da FMB e podem atuar também como reservatório. A manutenção do patógeno (riquétsia) nesses vetores na natureza acontece nas transmissões transovariana, transestadial e horizontal (Fournier; Raoult, 2007).

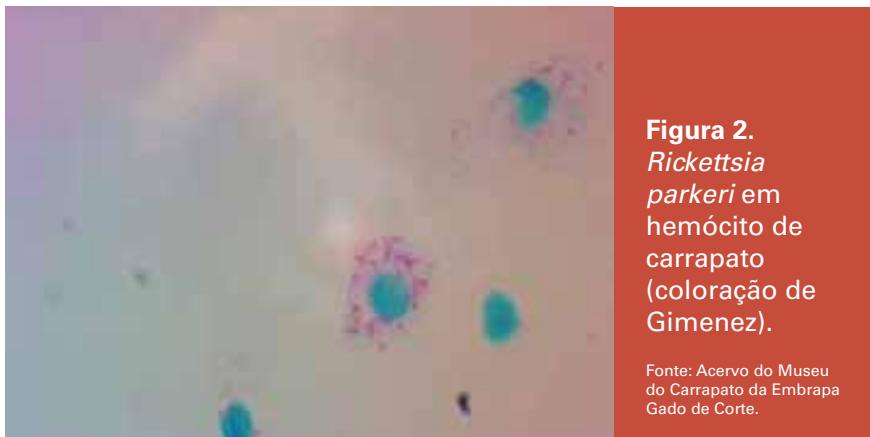


Figura 2.
Rickettsia parkeri em hemócito de carapato (coloração de Gimenez).

Fonte: Acervo do Museu do Carrapato da Embrapa Gado de Corte.

Essa relação Rickettsia-hospedeiro apresenta vários pontos biológicos relevantes como estratégia de sobrevivência, perpetuação da espécie e característica biológica (símbiose) (Merhej; Raoult, 2011). Os fatores importantes para sua sobrevivência são: existência de hospedeiros no ambiente, suscetibilidade ou mesmo a adaptação desses com o patógeno (riquétsia), presença de carapatos, concorrência com outros patógenos nos mesmos vetores e o período sazonal (temperatura e umidade), que são também importantes para sua distribuição geográfica (Rudakov et al., 2003).

O gênero *Rickettsia* é classificado em cinco grupos: febre maculosa, tifo, transicional, Ancestral e *R. canadensis* (Weirnet et al., 2009; Gillespie et al., 2008). O grupo Ancestral é composto por bactéria de patogenicidade

desconhecida (Stothard et al., 1994), já o tifo é transmitido por piolho e pulgas, *Rickettsia prowazekii* e *Rickettsia typhi*, respectivamente (tifo epidêmico e tifo murino); Transicional, *Rickettsia akari*, *Rickettsia australis*, e *Rickettsia felis* e, o maior e mais citado, o grupo da febre maculosa, com cerca de 60 espécies de *Rickettsia* (Raoult; Roux, 1997; Gillespie et al., 2007; Parola et al., 2005).

As riquétsias do grupo da febre maculosa são transmitidas durante a alimentação dos carrapatos em seus hospedeiros; essas bactérias podem estar presentes em diversos carrapatos e, portanto, possuem uma ampla distribuição geográfica (Parola et al., 2013). Na natureza, os carrapatos são considerados os principais reservatórios e vetores da riquétsia do grupo da febre maculosa, pois essas bactérias conseguem sobreviver e se perpetuar nos mesmos pela transmissão transestacial e transovariana (Socolovchi et al., 2009).

Vetores de agentes da Febre Maculosa Brasileira (FMB)

No Brasil, algumas espécies de carrapatos atuam como vetores dos agentes causadores da FMB. Infecções humanas pelo agente da FMB, geralmente estão associadas a picadas de carrapatos do gênero *Amblyomma*, como *A. sculptum*, *A. aureolatum* e *A. ovale* (Szabó et al., 2013). Sendo que *A. sculptum* e *A. aureolatum* são os vetores conhecidos para *R. rickettsii*, enquanto *A. ovale* está associado a *R. parkeri* cepa Mata Atlântica, que é caracterizada por causar uma forma mais branda da FMB. No entanto, *A. sculptum* já foi relatado em Mato Grosso do Sul, infectado com *R. parkeri* (Higa et al., 2020).

O carrapato *A. sculptum* faz parte de um complexo composto por seis espécies, denominado de complexo *A. cajennense sensu lato*. Possui ampla distribuição em áreas úmidas da Argentina, Bolívia e Paraguai; no Brasil está presente nos estados do Espírito Santo, Minas Gerais, Rio de Janeiro, São Paulo, Paraná, Pernambuco, Piauí, Mato Grosso, Mato Grosso do Sul e Goiás (Nava et al., 2014).

O ciclo de vida do *A. sculptum* é trióxeno, possui baixa especificidade parasitária nas fases imaturas; sendo assim uma ampla variedade de espécies animais podem servir como hospedeiro, inclusive seres humanos (Aragão, 1936; Labruna et al., 2001). Nas fases adultas de *A. sculptum* seus principais hospedeiros são equinos, capivaras e antas (Labruna et al., 2001).

O *Amblyomma aureolatum* ocorre em vários países na América do Sul (Bar-

ros-Battesti et al., 2006) e no Brasil é um carapato tipicamente de Mata Atlântica (Sabatini et al., 2010). Possui ciclo trioxeno (Guglielmone et al., 2003), sendo os cães e outros canídeos considerados hospedeiros primários de *A. aureolatum* adulto, enquanto aves e algumas espécies de pequenos roedores são possíveis hospedeiros primários de fases imaturas em condições naturais (Pinter et al., 2004). Carapatos adultos dessa espécie já foram relatados atacando humanos (Guglielmone et al., 2006).

Em condições laboratoriais, *A. aureolatum* mostrou-se mais suscetível à infecção por *R. rickettsii*, apresentando 100% de transmissão transovariana e perpetuação transstacial quando comparado com *A. cajennense*, espécie classificada atualmente como *A. sculptum* (Labruna et al., 2008, 2011).

O *Amblyomma ovale* possui ampla distribuição, com ocorrência na América Central e na América do Sul, e relatos também na Região Neártica (Barros-Battesti et al., 2006). No Brasil, é encontrado em diversos biomas, como Pantanal, Amazônia, Mata Atlântica e Cerrado (Pereira et al., 2000; Labruna et al., 2005; Szabó et al., 2007, 2009). É uma espécie de carapato de ciclo trioxeno, em que os adultos possuem especificidade moderada por carnívoros e os estágios imaturos parasitam principalmente roedores, mas possuem capacidade de se alimentar de diferentes tipos de hospedeiros (Guglielmone et al., 2003). No estado de Mato Grosso do Sul, há relato de *A. ovale* infectado com *R. parkeri* (Garcia et al., 2022).

No Brasil, algumas outras espécies de carapatos já foram relatadas como vetores de riquetsias, como o *Amblyomma dubitatum*, que possui a capivara como principal hospedeiro (Nava et al., 2010) e, normalmente está associado a *Rickettsia belli* que pertence a um grupo ancestral com patogenicidade ainda não reconhecida para humanos (Pacheco et al., 2009; Ogrzewalska et al., 2012). Foi relatado também que *Rickettsia parkeri* pode infectar *A. dubitatum* (Matias et al., 2015). Já foi relatado *Amblyomma triste* infectado com *R. parkeri* em São Paulo (Silveira et al., 2007), mas, até o momento não há relatos de parasitismo humano por *A. triste*.

Carapatos *Rhipicephalus sanguineus* (classificado atualmente como *Rhipicephalus linnaei*, naturalmente infectados, já foram relatados no Brasil (Pacheco et al., 2011; Almeida et al., 2013a), embora a infecção humana não tenha sido comprovada. Foi demonstrado em laboratório que *R. sanguineus* pode ser um vetor competente de *R. rickettsii* (Piranda et al., 2011). No entanto,

R. sanguineus não é um carapato agressivo para humanos no Brasil, mas podem ocorrer picadas ocasionais (Szabó et al., 2013). Na região Centro Oeste foram relatados *A. nodosum* infectado por *R. belli*, *Rickettsia parkeri* isolado NOD e *Rickettsia spp.* (Almeida et al., 2013b). Esta última é uma espécie de carapato que, na fase adulta, parasita preferencialmente tamanduás entre outros animais (Barros-Battesti et al., 2006).

Hospedeiros do agente da FMB

A infecção por *R. rickettsii* pode ter um impacto negativo para o carapato vetor, uma vez que pode causar mortalidade entre a população de carapatos e contribuir para que menos descendentes se desenvolvam (Niebylski et al., 1999; Dumler; Walker, 2005). A patogenicidade de *R. Rickettsii* para o vetor pode estar relacionada com as baixas taxas de infecção do carapato na natureza, o que impede sua manutenção apenas por transmissão transovariana e transestadial (Labruna, 2009).

Portanto, a presença de hospedeiros amplificadores, animais vertebrados que desenvolvem ricketsemia por alguns dias, é importante para que carapatos não infectados se infectem e iniciem linhagem de carapatos infectados dentro da população (Dumler; Walker, 2005; Labruna, 2009). De acordo com Labruna (2009), um hospedeiro amplificador precisa apresentar cinco requisitos para ser considerado eficiente: ser abundante na área endêmica, ser um hospedeiro importante para o carapato vetor, ser suscetível à infecção, desenvolver ricketsemia suficiente para infectar carapatos que se alimentem nesse hospedeiro, e ser uma espécie prolífica para que haja introdução contínua de animais não imunes na população hospedeira.

Entre os aspectos citados acima, pelo menos duas espécies no Brasil são consideradas como hospedeiros amplificadores. A capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*) atua como hospedeiro amplificador de *R. rickettsii*, já que foi demonstrado experimentalmente que capivaras com ricketsemia podem infectar de 20-25% de ninfas de *Amblyomma cajennense* (classificada atualmente como *A. sculptum*), que dela se alimentam (Souza et al., 2009), e o gambá *Didelphis aurita* (Horta et al., 2009).

Estudo experimental demonstrou que gambás (*Didelphis aurita*) não desenvol-

veram doença clínica quando infectados com *R. rickettsii* e foram capazes de desenvolver ricketsemia e infectar de 5% a 18% de carrapatos (Horta et al., 2009).

No Brasil, cavalos não são considerados hospedeiros relevantes no ciclo de *R. rickettsii*, pois não transmitem a bactéria para carrapatos *A. sculptum*. Quando infectados, não desenvolvem doença clínica, mas apresentam anticorpos detectáveis com títulos elevados e persistência de longa duração, e podem ser sentinelas eficientes para detectar a circulação do patógeno, em áreas onde o vetor utiliza o cavalo como hospedeiro (Ueno et al., 2016). Cães que vivem em áreas rurais também são considerados animais sentinelas para o patógeno, já que podem ser infestados pelas mesmas espécies de carrapatos que normalmente infestam seres humanos (Labruna et al., 2007).

Notificações da Febre Maculosa Brasileira

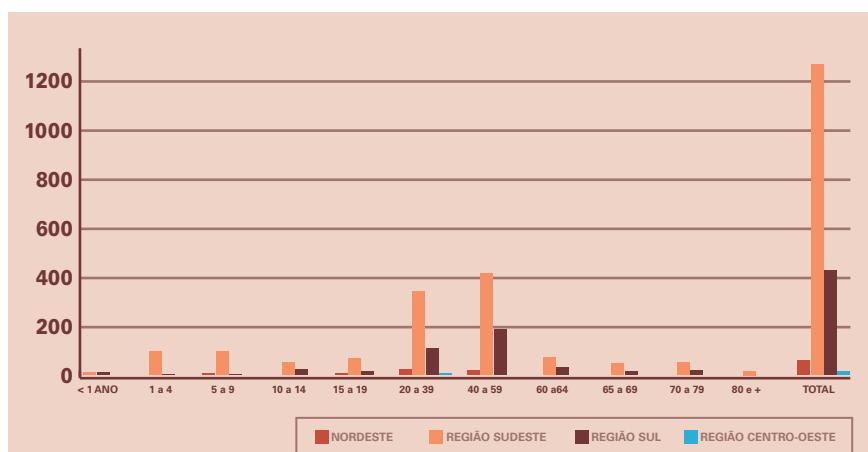


Figura 3. Casos confirmados por faixa etária de Febre Maculosa Brasileira, de acordo com região de notificação, no período de 2018 a 2023.

Fonte: Ministério da Saúde/SVSA - Sistema de Informação de Agravos de Notificação - Sinan Net.

Com relação à faixa etária, as notificações predominantes foram entre 20 a 59 anos, que representam a população economicamente ativa (Figura 3). O maior número de casos confirmados em indivíduos do sexo masculino, de-

monstra suscetibilidade desse grupo, já que podem estar expostos aos carapatos vetores durante atividades laborais em áreas de risco (Figura 4).

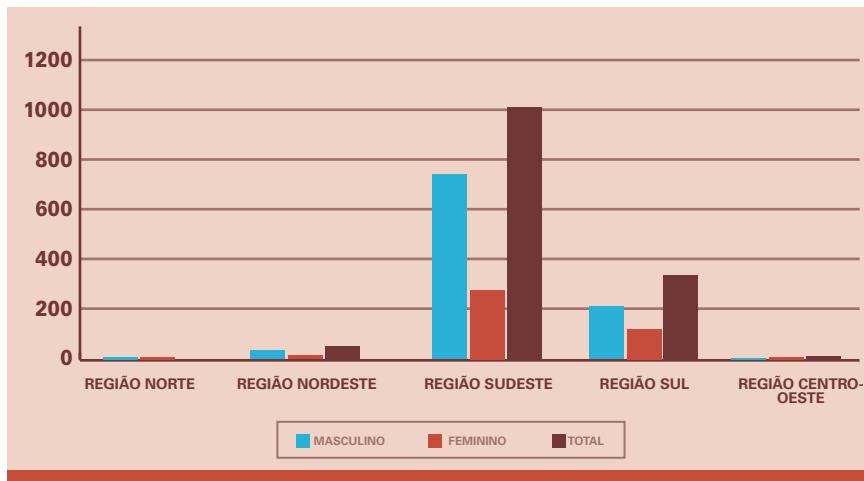


Figura 4. Casos confirmados por sexo de Febre Maculosa Brasileira de acordo com região de notificação, no período de 2018 a 2023.

Fonte: Ministério da Saúde/SVSA - Sistema de Informação de Agravos de Notificação - Sinan Net.

Transmissão

A relação entre a bactéria *Rickettsia* e seus hospedeiros pode ser chamada de parasitária, comensal ou simbótica, e o agente pode ser transmitido de forma transovariana, transestadial, horizontal e por co-alimentação (Abdal et al., 2018; Zemtsova et al., 2010).

Em 2012, Soares et al. realizaram um experimento com instares do carapato *Amblyomma cajennense*, citando a transmissão da *R. rickettsii* pelas vias transovariana e transestadial, e também a transmissão para seus respectivos hospedeiros (transmissão horizontal). Nesse estudo foi observado que a transmissão da bactéria do hospedeiro comprovadamente infectado para os carapatos não chega a 100% dos casos, indicando que esse pode ser o motivo da queda na taxa de infecção bacteriana a cada geração de carapato.

Segundo Polo et al. (2017), *R. rickettsii* pode ser prejudicial a seu vetor (*Amblyomma sculptum*) por ser patogênica a ele, diminuindo assim a infecção nas gerações sucessivas. Devido a isso, é importante que novos animais suscetíveis sejam introduzidos ao ambiente para que possam atuar como hospedeiros amplificadores da infecção no ambiente.

Nieblysk et al. (1999) reportaram que, para que ocorra o ciclo natural de transmissão de riquetsia por carrapatos, há necessidade de esses parasitas agirem tanto como vetores quanto reservatórios da bactéria, para isso devem se alimentar mais de uma vez para adquirir a infecção e repassá-la. O estágio de larva é mais importante para transmissão da riquetsia do que o adulto, pelo fato de terem uma taxa de sobrevida maior quando infectada.

Randolph et al. (1996) descreveram a transmissão da bactéria pelo carrapato pela via chamada de co-alimentação prolongada. Essa via é descrita como não sistêmica, pode ser de carrapato infectado para carrapato não infectado se alimentando no mesmo ou próximo do local da picada e o hospedeiro ser livre de patógeno; assim como a que ocorre logo após o desprendimento do carrapato contaminado e a inserção de outro carrapato sem a bactéria no mesmo local. Zemtsova et al. (2010) fizeram a primeira constatação natural entre carrapatos com base na transmissão de *Rickettsia conorii israelensis* em *Rhipicephalus sanguineus* entre adultos e ninfas.

Em humanos, a transmissão ocorre quando o artrópode contaminado permanece aderido à pele por 6 -10 horas e, após 2-14 dias, que é o período de incubação, aparecem os sintomas. As manifestações clínicas iniciais são febre súbita e elevada, cefaleia, mialgia, prostração, náuseas e vômitos. Esses, por serem sintomas comuns ou inespecíficos, são frequentemente confundidos com doenças como dengue, zica, leptospirose e viroses respiratórias. O exantema é um sinal clínico importante para o diagnóstico da FMB (MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2022).

Diagnóstico

Em humanos, a FMB é uma doença de rápida progressão para as formas graves, havendo o risco de óbito quando o início do tratamento for tardio. Portanto, torna-se relevante a avaliação do quadro clínico e a epidemiologia do parasitismo. O uso da técnica sorológica se faz necessário para obter mais um indício complementar para confirmação do diagnóstico (MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2022).

A reação de imunofluorescência indireta (RIFI) tem sido empregada para diagnóstico sorológico de FMB e é considerada padrão ouro. A coleta de sangue ocorre de forma pareada e em duas fases, no início da suspeita e na

fase de convalescência. A confirmação do diagnóstico de FMB ocorre após a comparação dessas fases, com o aumento $\geq 4x$ o valor da primeira coleta nos títulos sorológicos (IgG) dos pacientes.

A reação em cadeia da polimerase (PCR) também é utilizada pois detecta a presença de material genético da bactéria nas amostras. Essa técnica é uma opção quando há baixos níveis de anticorpos durante a fase aguda da doença, e serve também para identificar outras espécies de riquetsias com potencial patogênico e de interesse para saúde pública (Biggs et al., 2016).

Prevenção

A prevenção de uma doença infecciosa pode ocorrer pela imunoprevenção e/ou quimioprofilaxia, porém, apesar da FMB ser infecciosa, não é recomendado esse tipo de estratégia. Portanto, neste caso, a implementação de barreiras de proteção do carrapato é a melhor opção. Essas barreiras podem ser roupas adequadas, como meias grossas e compridas, botas de cano alto, camisa de manga comprida, e de preferência cor clara das vestimentas. Após a ida a locais que podem abrigar esses parasitas, deve-se fazer uma inspeção minuciosa nas roupas e no corpo.

O uso de repelentes, tanto químicos como aqueles à base de óleos e essências, também pode ser recomendado como medida de prevenção. Medidas para evitar a proliferação de carrapatos também ajudam: limpeza de terrenos baldios, pois o excesso de vegetação ajudaria na manutenção do microclima propício para a sobrevivência do carrapato. A incidência da luz solar evita a proliferação de estágios imaturos do carrapato.

A existência de barreira física entre área gramada e/ou arborizada e área de convívio de pessoas como parques, bosques separa as pessoas dos locais onde os carrapatos abundam. Para não atrair animais potencialmente hospedeiros de carrapatos deve ser realizada a limpeza de áreas que possam gerar lixos e restos de comidas. (MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2022)



Referências

- ABDAD, M. Y. et al. Concise review of the epidemiology and diagnostics of rickettsioses: *Rickettsia* and *Orientia* spp. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 56, n. 8, 2018. 1-10 p. DOI:10.1128/JCM.01728-17.
- ALMEIDA, R. F. C. et al. Ixodid fauna and zoonotic agents in ticks from dogs: first report of *Rickettsia rickettsii* in *Rhipicephalus sanguineus* in the state of Mato Grosso do Sul, mid-western Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, v. 60, p. 63-72, 2013. DOI: 10.1007/s10493-012-9641-y ,2013a.
- ALMEIDA, R. F. C. et al. The first report of *Rickettsia* spp. in *Amblyomma nodosum* in the State of Mato Grosso do Sul, Brazil. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 4, n. 1-2, p. 156-159, 2013. DOI: 10.1016/j.ttbdis.2012.08.002 , 2013a
- ARAGÃO, H. D. B. Ixodidas brasileiros e de alguns países limitrofes. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 31, p. 759-843, 1936.
- BARROS-BATTESTI, D. M. et al. Carrapatos de Importância Médico-Veterinária da Região Neotropical. In: Onofrio, V. C. et al. **Comentários e chaves para espécies do gênero Amblyomma**. São Paulo: Vox/ICTTD-3/ Butantan, 2006. p. 53-59.
- BIGGS, H. M. et al. Diagnosis and management of tick-borne rickettsial diseases: Rocky Mountain spotted fever and other spotted fever group rickettsioses, ehrlichioses, and anaplasmosis—United States. **MMWR. Recommendations and Reports**, v. 65, 2016. p. 1-44.
- BRASIL. Ministério da Saúde. Portaria nº1943, de 18 de outubro de 2001. Diário Oficial da União. Brasília, 2001.
- CERRADO. Gov.br – Ministério do meio ambiente e mudança do clima, 2024. Disponível em: <https://www.gov.br/mma/pt-br/assuntos/biodiversidade-e-biomas/ecossistemas/biomas/cerrado>. (Acesso em 25/07/2024).
- DUMLER, J. S.; WALKER, D. H. Rocky Mountain spotted fever-changing ecology and persisting virulence. **New England Journal of Medicine**, v. 353, n. 6, p. 551-3, 2005.
- FOURNIER, P. -E.; RAOULT, D. Rickettsial Diseases. In: RAOULT, D. e PAROLA,

P. **Bacteriology, Taxonomy, and Phylogeny of Rickettsia**. CRC Press, 2007. chap. 1, 5-13 p. ISBN 9780849376115.

GARCIA, M. V. et al. Tick fauna in non-anthropogenic areas in Mato Grosso do Sul, Brazil, with the presence of the *Rickettsia parkeri* strain Atlantic rainforest in *Amblyomma ovale*. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 13, n. 1, p. 101831, 2022. DOI: 10.1016/j.ttbdis.2021.101831.

GILLESPIE, J. J. et al. Plasmids and rickettsial evolution: insight from *Rickettsia felis*. **PLoS one**, v. 2, n. 3, 2007. e 266p. DOI: 10.1371/journal.pone.0000266.

GILLESPIE, J. J. et al. *Rickettsia Phylogenomics*: Unwinding the Intricacies of Obligate Intracellular Life. **PLoS One**. v.3, n.4, 2008. 1-34p. DOI: 10.1371/journal.pone.0002018.

GUGLIELMONE, A. E. A. et al. *Amblyomma aureolatum* (Pallas, 1772) and *Amblyomma ovale* Koch, 1844 (Acarina: Ixodidae): hosts, distribution and 16S rDNA sequences. **Veterinary Parasitology**, v. 113, n. 3-4, p. 273-288, 2003. DOI: 10.1016/S0304-4017(03)00083-9.

GUGLIELMONE, A. A. et al. Ticks (Ixodidae) on humans in South America. **Experimental and Applied Acarology**, v. 40, p. 83-100, 2006. DOI: 10.1007/s10493-006-9027-0.

HIGA, L. O. S. et al. Spotted fever group *Rickettsia* and *Borrelia* sp. cooccurrence in *Amblyomma sculptum* in the Midwest region of Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, v. 81, p. 441-455, 2020. DOI: 10.1007/s10493-020-00513-2.

HORTA, M. C. et al. Experimental infection of opossums *Didelphis aurita* by *Rickettsia rickettsii* and evaluation of the transmission of the infection to ticks *Amblyomma cajennense*. **Vector-Borne and Zoonotic Diseases**, v. 9, n. 1, p. 109-118, 2009. DOI: 10.1089/vbz.2008.0114.

IBGE – Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística acessado em 24/07/2024. Disponível em <https://agenciadenoticias.ibge.gov.br/agencia-sala-de-imprensa/2013-agencia-de-noticias/releases/12789-asi-ibge-lanca-o-mapa-de-biomas-do-brasil-e-o-mapa-de-vegetacao-do-brasil-em-comemoracao-ao-dia-mundial-da-biodiversidade>.

KLINK, C. A.; MACHADO, R. B. A conservação do cerrado brasileiro.

Megadiversidade, Belo Horizonte, v. 1, n. 1, jul. 2005. 147-155p.

LABRUNA, M. B. Ecology of rickettsia in South America. **Annals of the New York Academy of Sciences**, v. 1166, n. 1, p. 156-166, 2009. DOI: 10.1111/j.1749-6632.2009.04516.x.

LABRUNA, M. B. et al. Comparative susceptibility of larval stages of *Amblyomma aureolatum*, *Amblyomma cajennense*, and *Rhipicephalus sanguineus* to infection by *Rickettsia rickettsii*. **Journal of Medical Entomology**, v. 45, n. 6, p. 1156-1159, 2008. DOI: 10.1093/jmedent/45.6.1156.

LABRUNA, M. B. et al. Experimental infection of *Amblyomma aureolatum* ticks with *Rickettsia rickettsii*. **Emerging Infectious Diseases**, v. 17, n. 5, p. 829, 2011. DOI: 10.3201/eid1705.101524.

LABRUNA, M. B. et al. Prevalence of Rickettsia infection in dogs from the urban and rural areas of Monte Negro municipality, western Amazon, Brazil. **Vector-borne and Zoonotic Diseases**, v. 7, n. 2, p. 249-255, 2007. DOI: 10.1089/vbz.2006.0621.

LABRUNA, M. B. et al. Risk factors to tick infestations and their occurrence on horses in the state of São Paulo, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 97; n. 1, p. 1-14, 2001. DOI: 10.1016/S0304-4017(01)00387-9.

LABRUNA, M. B. et al. Ticks (Acari: Ixodidae) from the state of Rondônia, western Amazon, Brazil. **Systematic and Applied Acarology**, v. 10, n. 1, p. 17-32, 2005. DOI: 10.11158/saa.10.1.5.

MATIAS, J. et al. Spotted fever group Rickettsia in *Amblyomma dubitatum* tick from the urban area of Campo Grande, Mato Grosso do Sul, Brazil. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 6, n. 2, p. 107-110, 2015. DOI:10.1016/j.ttbdis.2014.10.001.

MERHEJ, V.; RAOULT, D. Rickettsial evolution in the light of comparative genomics. **Biological Reviews**, v. 86, n. 2, 2011, 379-405 p. doi: 10.1111/j.1469-185X.2010.00151.x.

MINISTÉRIO DA SAÚDE (Brasil), Secretaria de Vigilância em Saúde, Departamento de Imunizações e Doenças Transmissíveis, Febre Maculosa: aspectos epidemiológico, clínicos e ambientais. Brasília: Ministério da Saúde, 2022. 160 p. ISBN 978-65-5993-255-9.

NAVA, S. et al. Hosts, distribution and genetic divergence (16S rDNA) of *Amblyomma dubitatum* (Acari: Ixodidae). **Experimental and Applied Acarology**, v. 51, p. 335-351, 2010. DOI 10.1007/s10493-009-9331-6.

NAVA, S. et al. Reassessment of the taxonomic status of *Amblyomma cajennense* (Fabricius, 1787) with the description of three new species, *Amblyomma tonelliae* n. sp., *Amblyomma interandinum* n. sp. and *Amblyomma patinoi* n. sp., and reinstatement of *Amblyomma mixtum* Koch, 1844, and *Amblyomma sculptum* Berlese, 1888 (Ixodida: Ixodidae). **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 5, n. 3, p. 252-276, 2014. DOI: 10.1016/j.ttbdis.2013.11.004.

NIEBYLSKI, M. L. et al. Lethal effect of *Rickettsia rickettsii* on its tick vector (*Dermacentor andersoni*). **Applied and Environmental Microbiology**, v. 65, n. 2, p. 773-778, 1999. DOI: 10.1128/AEM.65.2.773-778.1999.

OGRZEWALSKA, M. et al. *Rickettsia bellii* in ticks *Amblyomma varium* Koch, 1844 from birds in Peru. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 3, n. 4, p. 254-256, 2012. DOI: 10.1016/j.ttbdis.2012.05.003.

PACHECO, R. C. et al. Pesquisa de *Rickettsia spp* em carapatos *Amblyomma cajennense* e *Amblyomma dubitatum* no Estado de São Paulo. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v. 42, p. 351-353, 2009. DOI: 10.1590/S0037-86822009000300023.

PACHECO, R. C. et al. Rickettsial infections of dogs, horses and ticks in Juiz de Fora, southeastern Brazil, and isolation of *Rickettsia rickettsii* from *Rhipicephalus sanguineus* ticks. **Medical and Veterinary Entomology**, v. 25, n. 2, p. 148-155, 2011. DOI: 10.1111/j.1365-2915.2010.00915.x.

PAROLA, P. et al. Tick-and flea-borne rickettsial emerging zoonoses. **Veterinary Research**, v. 36, n. 3, 2005, 469-492 p. DOI: 10.1051/vetres:2005004.

PAROLA, P. et al. Update on tick-borne rickettsioses around the world: a geographic approach. **Clinical Microbiology Reviews**, v. 26, n. 4, 2013, 657-702 p. doi/10.1128/cmr.00032-13.

PEREIRA, M. C. et al. Ticks (Acari: Ixodidae) associated with wild animals in the Pantanal region of Brazil. **Journal of Medical Entomology**, v. 37, n. 6, p. 979-983, 2000. DOI: 10.1603/0022-2585-37.6.979.

PINTER, A. et al. Study of the seasonal dynamics, life cycle, and host specificity of *Amblyomma aureolatum* (Acari: Ixodidae). **Journal of Medical Entomology**, v. 41, n. 3, p. 324-332, 2004. DOI: 10.1603/0022-2585-41.3.324.

PIRANDA, E. M. et al. Experimental infection of *Rhipicephalus sanguineus* ticks with the bacterium *Rickettsia rickettsii*, using experimentally infected dogs. **Vector-Borne and Zoonotic Diseases**, v. 11, n. 1, p. 29-36, 2011. DOI: 10.1089/vbz.2009.0250.

POLO, G. et al. Transmission dynamics and control of *Rickettsia rickettsii* in populations of *Hydrochoerus hydrochaeris* and *Amblyomma sculptum*. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v. 11, n. 6, 2017. e0005613 p. DOI:10.1371/journal. pntd.0005613.

RANDOLPH, S. E. et al. Co-feeding ticks: epidemiological significance for tick-borne pathogen transmission. **Parasitology today**, v. 12, n. 12, 1996. 472-479 p.

RAOULT, D.; ROUX, V. Rickettsioses as paradigms of new or emerging infectious diseases. **Clinical Microbiology Reviews**, v. 10, n. 4, 1997. p. 694-719.

RUDAKOV, N. V. et al. Ecology and epidemiology of spotted fever group rickettsiae and new data from their study in Russia and Kazakhstan. **Annals of the New York academy of sciences**, v. 990, n. 1, 2003.12-24p.

SABATINI, G. S. et al. Survey of ticks (Acari: Ixodidae) and their rickettsia in an Atlantic rain forest reserve in the State of São Paulo, Brazil. **Journal of medical entomology**, v. 47, n. 5, p. 913-916, 2010.

SILVEIRA, I. et al. *Rickettsia parkeri* in Brazil. **Emerging Infectious Diseases**, v. 13, n. 7, p. 1111, 2007. DOI: 10.3201/eid1307.061397.

SOARES, J. F. et al. Experimental infection of the tick *Amblyomma cajennense*, Cayenne tick, with *Rickettsia rickettsii*, the agent of Rocky Mountain spotted fever. **Medical and Veterinary Entomology**, v. 26, n. 2, 2012. 139-151 p. doi: 10.1111/j.1365-2915.2011.00982.x.

SOCOLOVSCHI, C. et al. The relationship between spotted fever group *Rickettsiae* and ixodid ticks. **Veterinary Research**, v. 40, n. 2, 2009, DOI: 10.1051/vetres/2009017.

SOUZA, C. E. et al. Experimental infection of capybaras *Hydrochoerus hydrochaeris* by *Rickettsia rickettsii* and evaluation of the transmission of the infection to ticks *Amblyomma cajennense*. **Veterinary Parasitology**, v. 161, n. 1-2, p. 116-121, 2009. DOI: 10.1016/j.vetpar.2008.12.010.

STOTHARD, D. R. et al. Ancestral divergence of *Rickettsia bellii* from the spotted fever and typhus groups of *Rickettsia* and antiquity of the genus *Rickettsia*. **International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology**, v. 44, n. 4, p. 798-804, 1994.

SZABÓ, M. P. J. et al. Ecological aspects of the free-living ticks (Acar: Ixodidae) on animal trails within Atlantic rainforest in south-eastern Brazil. **Annals of Tropical Medicine & Parasitology**, v. 103, n. 1, p. 57-72, 2009. DOI: 10.1179/136485909X384956.

SZABÓ, M. P. J. et al. Ecology, biology and distribution of spotted-fever tick vectors in Brazil. **Frontiers in Cellular and Infection Microbiology**, v. 3, p. 27, 2013. DOI: 10.3389/fcimb.2013.00027.

SZABÓ, M. P. J. et al. Tick fauna from two locations in the Brazilian savannah. **Experimental and Applied Acarology**, v. 43, n. 1, p. 73-84, 2007. DOI: 10.1007/s10493-007-9096-8.

UENO, T. E. H. et al. Experimental infection of horses with *Rickettsia rickettsii*. **Parasites & Vectors**, v. 9, p. 1-11, 2016. DOI: 10.1186/s13071-016-1784-y.

ZANELLA, J. R. C. Zoonoses emergentes e reemergentes e sua importância para saúde e produção animal. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**. v. 51, n.5, 2016. 510-519p. DOI: 10.1590/S0100-204X2016000500011.

ZEMTSOVA, G. et al. Co-feeding as a route for transmission of *Rickettsia conorii israelensis* between *Rhipicephalus sanguineus* ticks. **Experimental and Applied Acarology**, v. 52, 2010. 383-392 p. 392 DOI 10.1007/s10493-010-9375-7.

WEINERT, L. A. et al. Evolution and diversity of *Rickettsia* bacteria. **BMC Biology**, v. 7, 2009. 1-15p. DOI:10.1186/1741-7007-7-6.

CAPÍTULO

9

Prevenção e
controle da Tristeza
Parasitária Bovina



Kauê Rodriguez Martins

Celso Raul Romero Ramos

Marcos Valério Garcia

Renato Andreotti

Dos agentes transmitidos pelos carapatos aos bovinos, o complexo de agentes infecciosos, que causam a Tristeza Parasitária Bovina (TPB), protozoários *Babesia bovis* e *B. bigemina* e a bactéria *Anaplasma marginale*, é considerado o de maior importância econômica para a pecuária no país.

Esses agentes ao infectarem hemárias obrigatoriamente provocam sintomas semelhantes tendo em vista que destroem as mesmas. O carapato *Rhipicephalus microplus* é o principal vetor e pode atuar de forma concomitante com dois ou três agentes.

O controle da TPB é complexo e requer uma abordagem multidisciplinar, que inclui o manejo de vetores, imunoproteção e intervenções terapêuticas. As medidas tradicionais de controle têm se baseado fortemente no uso de

acaricidas para controlar populações de carapatos e antibióticos para tratar animais infectados. No entanto, o surgimento da resistência a acaricidas e as limitações dos tratamentos com antibióticos ressaltam a necessidade de estratégias de controle mais sustentáveis e eficazes.

Apresenta-se a seguir uma visão geral das estratégias atuais de controle da TPB, destacando os progressos recentes no desenvolvimento de vacinas, controle de vetores e ferramentas de diagnóstico. Ao examinar a eficácia e os desafios dessas abordagens, propõem-se oferecer orientações sobre métodos mais eficazes e sustentáveis para o manejo dessa doença endêmica no rebanho bovino do país.

Epidemiologia

Como o carapato-do-boi é o principal vetor, a flutuação da sua população é um dos fatores importantes na taxa de transmissão dos agentes. O primeiro ponto a ser observado está relacionado com a distribuição geográfica do vetor, *R. microplus*, que compreende a região entre os paralelos 32°N e 32°S. A ocorrência de babesiose está limitada a essa região, por outro lado, a anaplasmosse também pode ocorrer em áreas livres de carapato por meio da transmissão mecânica por moscas hematófagias. Esses agentes também podem ser transmitidos por fômites contaminados.

Nas áreas onde o carapato é encontrado devem ser observadas as mudanças ambientais atualmente registradas. As raças bovinas sensíveis causam impacto no tamanho da população de carapatos e no nível de infecção dos hospedeiros gerando processos epidemiológicos distintos.

Para o perfil epidemiológico, segundo Mahoney; Ross (1972), podem ser consideradas três situações: Áreas livres, demarcadas ao norte pelo paralelo 32°N e ao sul pelo paralelo 32°S, onde esta espécie de carapato está ausente, bem como, áreas em regiões de elevada altitude, onde o desenvolvimento do vetor é limitado pelo frio de forma permanente. Temos as áreas próximas desses paralelos conhecidas como zonas marginais que geram Instabilidade enzoótica. No Brasil, o sul do Rio Grande do Sul encontra-se nesta condição, com interrupção do ciclo do carapato durante o inverno, em que os animais nem sempre são naturalmente desafiados com os agentes da TPB. Em áreas com menos de 75% dos animais desafiados antes dos nove meses de idade, há alto risco de surtos de TPB. Por último, a Estabilidade enzoótica, ocorre

entre os paralelos 32°N e 32°S, que compreende a quase totalidade do território brasileiro.

No cerrado brasileiro, mesmo com estabilidade, o período de seca ocasiona uma diminuição da população de carrapatos associada a um estado nutricional dos bovinos de baixa qualidade, resultando em condições de baixa resposta imune, podendo gerar instabilidade e surtos da TPB. Esse fato se agrava quando o projeto de produção investe em tecnologia, gerando populações de bovinos mais produtivos com sangue europeu o que aumenta a sensibilidade do rebanho ao carrapato-do-boi, favorecendo o aumento da população de carrapatos e a intensidade da transmissão.

Situações de instabilidade enzoótica também podem ocorrer no sertão nordestino pelos períodos prolongados de seca, interferindo no desenvolvimento do carrapato e levar à interrupção do ciclo de transmissão dos agentes de TPB deixando os animais mais susceptíveis (Souza et al., 2013).

A intervenção técnica, mesmo em áreas de estabilidade com tratamentos ou uso de práticas de manejo que favoreçam a erradicação do carrapato, como, por exemplo, a interação lavoura-pecuária, pode gerar situações de instabilidade devido à redução da proteção imunológica do rebanho por falta de desafio.

Monitoramento e controle da TPB

O controle da população de carrapatos seria o primeiro grande passo para se manter a imunoproteção natural e estabilidade do sistema. Por outro lado, o controle por meio de vacina atenuada gera procedimentos estratégicos de imunoproteção no rebanho. Hoje em dia essas ações técnicas ainda são bastante limitadas.

O monitoramento do rebanho por Médico Veterinário para definir o *status* da infecção pode fornecer subsídios técnicos mais adequados para o manejo. A estratégia mais comum para a detecção deste complexo é o esfregaço sanguíneo corado com Giemsa ou Panóptico (Figura 1), porém esta técnica é limitada ao momento da infecção aguda, dificilmente conseguindo detectar animais em fase crônica. Essa técnica pode fornecer informações preliminares sobre a presença de parasitas, mas não permite a quantificação precisa, pois, quando a parasitemia é baixa geralmente não é possível a sua identificação.

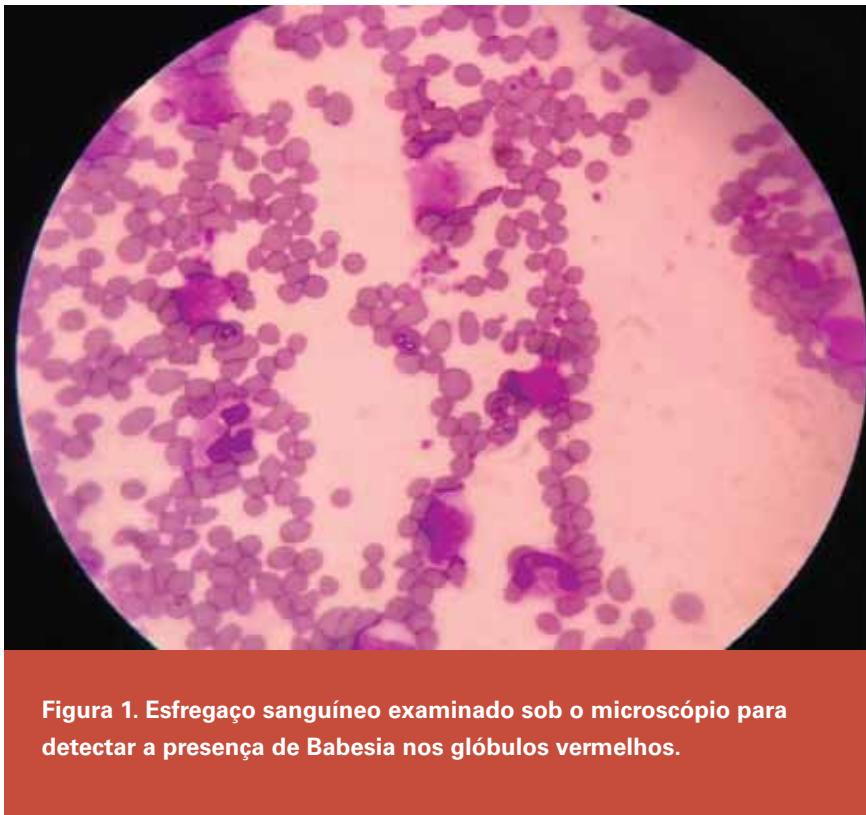


Figura 1. Esfregaço sanguíneo examinado sob o microscópio para detectar a presença de Babesia nos glóbulos vermelhos.

Outro suporte de diagnóstico seriam os testes sorológicos como Imunofluorescência Indireta (IFA). Os IFA medem a resposta do sistema imunológico do bovino produzindo anticorpos específicos contra Anaplasma e/ou Babesia. Os resultados são quantitativos indicando títulos de anticorpos, pela resposta imunológica ao parasita auxiliando nas estratégias de manejo.

Quanto à precisão da detecção do gene, existem os testes de reação em cadeia da polimerase (PCR): A PCR é uma técnica molecular usada para amplificar e detectar o DNA de Anaplasma e Babesia. É altamente sensível e específica, permitindo a detecção precoce dos agentes da TPB, mesmo em casos de baixa parasitemia.

Ainda existe a possibilidade do qPCR quantitativo, que utiliza sondas específicas e enzima de hidrólise e possui alta sensibilidade. Essas característi-

cas favorecem seu uso para diagnóstico e quantificação de animais persistentemente infectados em um rebanho.

Utilizando esta técnica diversos trabalhos foram realizados tentando relacionar a quantidade de agentes da TPB no vetor e no hospedeiro (Gigliotti et al., 2018). Okino et al. (2018) verificaram que bezerros infectados com *B. bovis* foram melhor detectados por qPCR do que por microscopia direta (100% vs. 10% de positividade, respectivamente), bem como utilizado para monitorar rebanhos em sistemas de rotação como, por exemplo, o Sistema Lone Tick no cerrado (Andreotti et al., 2024).

Ficou demonstrado que, com um sistema de manejo com uma média de apenas 6 carrapatos por animal, é possível manter a estabilidade enzoótica no rebanho. Atualmente, os avanços no qPCR têm apresentado melhor sensibilidade e especificidade, com menor variabilidade, oferecendo validade e confiabilidade na identificação de indivíduos persistentemente infectados (Martins et al., 2020,2022).

O controle do vetor é necessário para que a inoculação de *Babesia* spp. ou *A. marginale* não seja massiva, expondo os animais ao risco de desenvolvimento da doença clínica, por outro lado, a erradicação do carrapato não é desejada em áreas de ocorrência natural dele, pois o desenvolvimento e a manutenção da imunidade concomitante dependem da inoculação de *Babesia* spp. e *A. marginale*.

Em áreas com erradicação de carrapatos, animais que entrarem em contato com outros infestados por carrapato vão gerar surtos de infecção pelos agentes da TPB com sintomatologia aguda e severa. Animais já adultos de áreas livres comercializados para propriedades com ocorrência de carrapatos, provavelmente adoecerão, com elevado risco de morte.

Vacas, sem contato com carrapatos por longo tempo, não têm anticorpos contra os agentes da TPB e não conseguem produzir colostro com capacidade de proteger os bezerros quando infestados por carrapatos.

Na TPB animais jovens são mais resistentes que adultos. A resistência não é devida apenas aos anticorpos maternos que os animais jovens recebem no colostro, embora a imunidade passiva recebida da mãe possa auxiliar no controle da infecção. A maior resistência dos animais jovens persiste, porém, além do período de duração dos anticorpos ingeridos com o colostro (Goff et al., 2010).

Os picos de produção de transcritos de IL-12 e IFN- γ ocorrem três dias mais cedo nos animais jovens em relação aos mais velhos, sendo que o pico de IFN- γ sérico nos bezerros ocorre no sexto dia pós-infecção, enquanto nos animais mais velhos ocorre nos dias 11 a 13 (Brown et al., 2006) que contribuem para a maior resistência dos bezerros à TPB. Além disso, iNOS (óxido nítrico sintase indutível) só foi detectado nos bezerros e a produção de óxido nítrico (NO) foi mais inicial e mais intensa quando macrófagos esplênicos de bezerros foram infectados *ex vivo* com *B. bovis*, em comparação aos macrófagos de animais mais velhos (Goff et al., 2010).

Em geral, um animal se torna imune quando entra em contato com o parasita antes dos nove meses de idade. Quando há carrapatos infestando ao longo do ano cria-se uma situação de estabilidade enzoótica. Já nas áreas de instabilidade existe a ausência de carrapatos por período longo e muitos animais só se infectam posteriormente, quando a infecção pode ser letal (Mahoney, 1969).

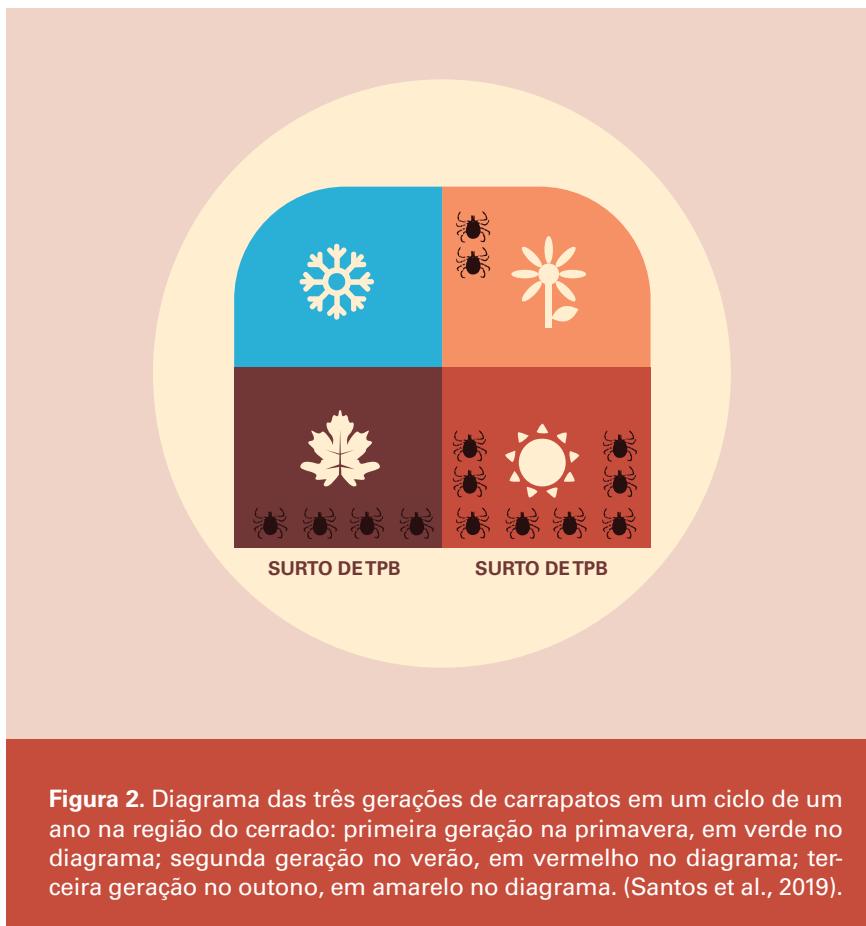
Animais jovens expostos aos carrapatos apresentam parasitemia branda e geralmente se recuperam naturalmente, estimulando o sistema imunológico do animal e evitando o aparecimento da doença. A vacinação, a pré-imunização e a quimioprofilaxia são possibilidades de prevenção e controle da TPB.

Controle do carrapato em zonas marginais

Enquanto em áreas tropicais o carrapato desenvolve quatro a cinco gerações por ano, e bovinos são encontrados em diferentes níveis de infestação ao longo do ano, em áreas marginais, como no sul do Rio Grande do Sul, o carrapato desenvolve duas e meia a três gerações ao ano: na primavera, no verão e no outono (Santos et al., 2019).

No inverno, devido ao frio intenso, o carrapato não desenvolve seu ciclo. Assim, o primeiro ciclo, da primavera, tem menor população de carrapatos e essa população vai aumentando até o ápice, que ocorre no outono (Figura 2). Na região sul, os surtos de TPB normalmente ocorrem no verão e no outono, coincidente com as maiores infestações por carrapato (Santos et al., 2019).

O controle do carrapato deve ser iniciado na primavera quando a população de carrapatos ainda é pequena no sistema de produção. Desta forma, os bezerros entram em contato com os carrapatos gerando a infecção dos animais com *Babesia* e *Anaplasma* ainda jovens, quando são mais resistentes. Expor os bezerros à infestação branda com carrapatos é o ponto-chave para evitar surtos de TPB quando estes se tornarem adultos.



Na primavera quando as primeiras teleóginas aparecem, as primeiras larvas subiram nos animais e se tornaram adultas levando um período chamado de fase parasitária do carapato que leva de 18 a 24 dias. Nesse momento deve ser realizado o primeiro tratamento com carrapaticida.

A produção de 3.000 ovos em média, por cada teleóquina, possibilita grande capacidade de contaminação das pastagens e maior carga parasitária dos agentes da TPB nas estações seguintes.

As fêmeas de carapato adultas e ingurgitadas, por serem grandes, são facilmente visualizadas, enquanto as formas juvenis e os machos de carapato são menores e ficam sob a pelagem, só sendo visualizados por um observador atento e preparado para a identificação dos mesmos (Figura 3).

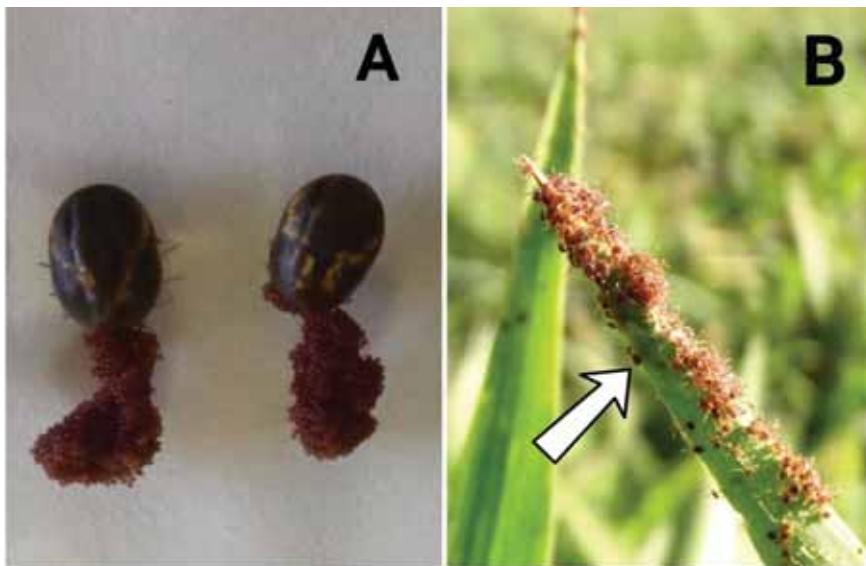


Figura 3. Exemplares do carrapato-do-boi *Rhipicephalus microplus*. (A) Fêmeas engorgitadas. (B) Larva. Notar o tamanho diminuto da larva (seta) em relação à grama.

As fases iniciais, muitas vezes não percebidas parasitando os bovinos no início da primavera, podem transmitir tanto *B. bovis* quanto *B. bigemina*, podendo gerar perdas de animais que aparentemente não estavam infestados por carrapatos.

O acompanhamento técnico na propriedade é fundamental para relacionar o perfil da produção, a genética dos animais, as condições climáticas e a relação com a população de carrapato para uma melhor definição de estratégias de prevenção e controle.

Temperaturas interferem tanto na sobrevivência dos carrapatos quanto em seus parâmetros reprodutivos (Short et al., 1989; Davey et al., 1991; Esteves et al., 2015). A umidade também é bastante importante no desenvolvimento do carrapato, sendo que o carrapato-do-boi é bastante sensível ao dessecamento (Davey et al., 1991). No bioma cerrado a estiagem é um período desfavorável ao carrapato levando a situações de instabilidade enzoótica, assim como em algumas áreas do sertão do Nordeste.

O uso de carrapaticida no controle deve ser baseado na análise das bases químicas para evitar produtos com efeito inferior a 95% de eficácia. A frequência do tratamento deve ser determinada por propriedade, pois será dependente do grau de contaminação das pastagens e do efeito residual do produto. O uso dos produtos deve ser realizado sempre com orientação técnica.

Quimioprofilaxia dos agentes da TPB

A quimioprofilaxia oferece a possibilidade de tratar os animais pré-exposição ou pré-adoecimento. Assim, animais que nunca tiveram contato com os agentes causadores da TPB são tratados e expostos aos carrapatos. Ao entrar em contato com carrapatos contaminados com *Babesia* e/ou *Anaplasma* forma protegida e controlada, consegue estabelecer imunidade sem causar sintomas (Figura 4).

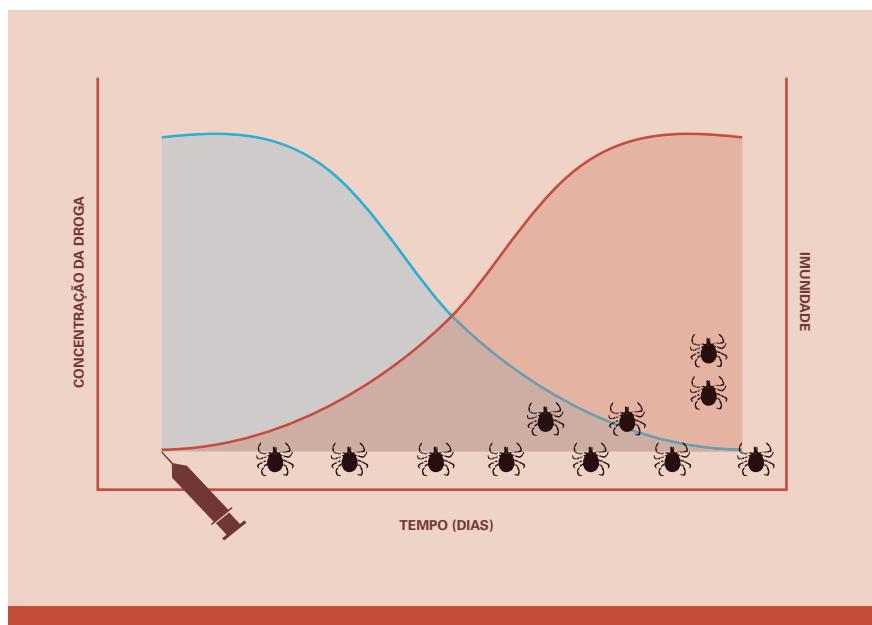


Figura 4. Diagrama ilustrativo do processo de quimioprofilaxia. Conforme a concentração da droga (linha azul), inoculada no início (injeção), vai reduzindo, os animais são expostos à infestaçāo gradual e ocorre o estabelecimento da imunidade (linha vermelha) (Sacco, 2002).

Conforme a recomendação dos fabricantes, este método consiste na aplicação de imidocarb, na dose de 3 mg/kg (1 mL para cada 40 kg). Durante o processo é importante o acompanhamento do Médico Veterinário, por meio do diagnóstico parasitológico (esfregaços sanguíneos) para ter certeza de que os animais se infectaram, pois, sem infecção, os animais não estarão protegidos. Além disso, deve-se monitorar o aparecimento de sintomatologia, para os devidos procedimentos técnicos.

Este método carece de maiores comprovações na literatura e tem eficiência restrita, pois, mesmo submetendo os animais à infestação progressiva por carrapato, a taxa de inoculação com *Babesia* e *Anaplasma* pode ser insuficiente para a imunização (muito baixa) ou alta o suficiente para que os animais adoecem, mesmo sob efeito da droga. É importante salientar que a quimioprofilaxia não possui a mesma função da vacina pois não garante a infecção.

Quando o imidocarb é fornecido aos animais a cada 28 dias, como fazem alguns produtores, não ocorre a quimioprofilaxia, pois a infecção não se estabelece e os animais não se tornam imunes. Esta estratégia - manter os animais continuamente tratados, pode ser usada para animais de alto valor zootécnico, quando provenientes de áreas livres de carrapatos.

Em áreas de instabilidade enzoótica, mesmo tomando-se todos os cuidados acima, casos isolados de TPB ainda podem ocorrer. O risco de surtos aumenta quando o rebanho tem sangue taurino (europeu) pois estes animais são mais sensíveis à TPB que os zebuínos (Bock et al., 2004), o mesmo ocorre com as propriedades leiteiras, que, normalmente, mantém animais com elevado grau de sangue taurino.

Quando casos isolados ocorrem, o tratamento específico aliado à terapia de suporte (soro, hepatoprotetores e, eventualmente, transfusão sanguínea) tem bom efeito curativo, desde que os animais sejam tratados a tempo. É importante tratar os animais no local onde eles estejam, pois a simples movimentação dos mesmos até os centros de manejo pode levar à morte, já que, em alguns casos, os animais já estão com anemia bastante pronunciada.

O controle da TPB está intimamente associado ao controle de seus vetores, o carrapato-do-boi, *Rhipicephalus microplus*, e moscas hematófagas. No entanto, a infecção persistente em hospedeiros ao longo de suas vidas pode ser mantida em circulação dentro do rebanho por outros agentes bem conhecidos, como as moscas-dos-estábulos, tabanídeos (Hornok et al. 2008) e mosquitos (Ristic 1977) como vetores mecânicos.

A transmissão de *A. marginale* por moscas como *Stomoxys calcitrans* não pode ser descartada, no entanto, sua capacidade de transmitir essa infecção mecanicamente é questionável (Scoles et al. 2005).

Populações de *R. microplus* estão presentes em todos os estados brasileiros independentemente de diferenças climáticas, porém observa-se a presença de diferentes haplótipos nas populações (Csordas et al., 2016). Algumas dessas populações apresentam maior número de gerações anuais, tal como o cerrado que apresentava 3 a 4 gerações (Gomes et al., 1989), porém recentemente estudos em ambiente tropical (Cruz et al., 2020) e de Cerrado (Nicareta et al., 2021) observaram 5 gerações anuais de *R. microplus*, atribuindo tal diferença ao aumento da temperatura ambiental.

Na falta de uma vacina, métodos de pré-imunização e quimioprofilaxia são opções para minimizar surtos de TPB quando o manejo do carrapato não propiciou condições de infestações moderadas.

O tratamento é outro ponto em comum entre estas doenças. Embora a anaplasmosse possa ser tratada especificamente com antibióticos da classe das tetraciclínas e as babesias com diaceturato de diminazeno, na ausência de um diagnóstico definitivo que diferencie o agente etiológico, o dipropionato de imidocarb pode ser a droga de escolha. Este medicamento age tanto contra as babesias, quanto contra *A. marginale*, embora a dosagem efetiva contra a anaplasmosse seja duas vezes e meia maior que a utilizada para tratar exclusivamente a babesiose.

Pré-imunização e vacinação contra os agentes da TPB

A imunidade de longo prazo induzida pelos agentes por meio do contato prévio com o bovino pode ser realizada dentro do período inferior a nove meses de idade podendo ser por meio de cepas virulentas das babesias ou de *A. marginale*. A pré-imunização e a vacinação por meio desse conceito utilizam cepas atenuadas de babesias ou de *A. centrale*.

Na estratégia da pré-imunização o sangue de um animal parasitado é coletado, animal doador, e sofre um processo de atenuação de cepas por meio de passagem por geladeira durante 24 horas, posteriormente é inoculado em um animal que necessita estimular sua imunidade contra o agente, animal receptor. Esse método de estímulo da imunidade para a prevenção da TPB necessita de um monitoramento dos animais receptores devido à possibilidade

de de aparecimento de sintomas e necessidade de intervenção clínica. Essa atividade requer um controle sanitário dos animais doadores para evitar a transmissão de outros agentes infecciosos.

O uso da vacina atenuada passa por um processo de qualidade utilizando cepas atenuadas, representando um risco de doença clínica bem menor. Os dois processos devem ser realizados antes dos 9 meses de idade, quando os animais são mais resistentes. Vacas prenhas não devem ser vacinadas, pois o risco de aborto é alto.

Atualmente, o Brasil dispõe de apenas uma vacina licenciada, a qual é vendida refrigerada e, apenas, mediante encomenda. Esta vacina tem como base microrganismos vivos - cepa *A. centrale* para imunização contra *A. marginale* e cepas atenuadas de *B. bovis* e *B. bigemina*. Alguns países ainda fazem uso de preparações semelhantes. – Austrália, Israel, alguns países da África e da América do Sul, podem ser citados como exemplo (Bell-Sakyi et al., 2015).

As vacinas vivas são eficientes em induzir imunidade, uma vez que se multiplicam no animal inoculado. A manutenção das vacinas vivas em nitrogênio líquido, descongelamento rápido em banho-maria, e necessidade do uso imediato da vacina descongelada geram uma vida de prateleira de curto prazo, com dificuldades de avaliação de cada lote de vacina viva produzido. Essas dificuldades mostram que o seu uso é bastante limitado na cadeia produtiva de bovinos.

Várias alternativas para o desenvolvimento de uma nova vacina contra os agentes da TPB vêm sendo testadas no mundo todo. Apesar dos esforços realizados, no momento não se tem vacinas de nova geração disponíveis no mercado nacional e mundial. A Tabela 1 lista os principais antígenos testados em estudos de imunização e desafio contra os agentes da TPB.

Tabela 1 - Antígenos testados nos últimos anos.

AUTOR	ANO	DESCRIÇÃO
Brayton et al.	2005	Variabilidade de sequências genômicas de diferentes isolados de <i>A. marginale</i>
Brayton et al.	2007	Pesquisa de proteínas de superfície conservadas em babesiose

Noh et al.	2008	Fração de proteínas de membrana externa para imunidade contra <i>A. marginale</i>
Dark et al.	2011	Variabilidade de sequências genômicas de diferentes isolados de <i>A. marginale</i>
Mtshali;Mtshali	2013	Análise filogenética de isolados de <i>B. bovis</i>
Silvestre et al.	2014	Imunização com MSP1-a usando nanotubos de carbono
Pierlé et al.	2014	Variabilidade de sequências genômicas de diferentes isolados de <i>A. marginale</i>
Jackson et al.	2014	Pesquisa de proteínas de superfície conservadas em babesiose
Bell-Sakyi et al.	2015	Vacina viva com cepa <i>A. centrale</i> e cepas atenuadas de <i>B. bovis</i> e <i>B. bigemina</i>
Zhang et al.	2016	Nanocarreadores de sílica com VIRB9-1, VIRB9-2 e VIRB10
Gimenez et al.	2016	Vacina multi-antigênica com proteínas recombinantes de merozoítos de <i>B. bovis</i> em adjuvante Montanide ISA 720
Herbert et al.	2017	Sequências repetitivas de MSP1-a como componentes vacinais
Deringer et al.	2017	Epítópos conservados de células T CD4 e células B

Mtshali;Mtshali	2017	Análise filogenética de isolados de <i>B. bovis</i>
Rojas-Martínez et al.	2017	Cultivo <i>in vitro</i> de <i>B. bovis</i> e <i>B. bigemina</i> para produção de cepas vacinais
Silvestre et al.	2018	Imunização com MSP1-a usando nanotubos de carbono
Cangussu et al.	2018	Construção híbrida de proteínas MSP1-a e OMP7, OMP8, OMP9
Hernández-Silva et al.	2018	Gene mic-1 em <i>B. bigemina</i> e anticorpos anti-MIC-1
Rojas-Martínez et al.	2018a	Cultivo <i>in vitro</i> de <i>B. bovis</i> e <i>B. bigemina</i> para produção de cepas vacinais
Rojas-Martínez et al.	2018b	Teste de campo da vacina viva em bovinos no México
Alzan et al.	2021	Eficácia imunogênica das proteínas recombinantes (r) <i>B. bovis</i> 6cys A e B como uma formulação de TBV foi estudada.
Masterson et al.	2022	Proteínas TRAP podem servir como potenciais alvos de vacina para prevenir a infecção de bovinos e carrapatos com <i>B. bovis</i> .
Bastos et al.	2022	Superinfectaram bovinos com cepas atenuadas e virulentas de <i>B. bovis</i> para investigar os correlatos imunológicos de proteção contra a babesiose bovina aguda.
Bastos et al.	2023	Avaliou a segurança e a eficácia do Att-S74-T3Bo na prevenção da babesiose aguda em bovinos adultos (>1,5 ano de idade)

Medidas tradicionais de controle da TPB, como o uso de acaricidas e antibióticos, mostraram limitações, incluindo o desenvolvimento de resistência e proteção incompleta. Portanto, uma abordagem abrangente que integre múltiplas estratégias é essencial para o gerenciamento eficaz.

Para controlar efetivamente a TPB, deve-se encontrar um equilíbrio, no qual o controle de carrapatos não seja tão intenso, para que se permita a inoculação de pequenas quantidades dos agentes de TPB nos animais e espoliação abaixo do limiar econômico. Isso requer um manejo integrado de pragas, que combinam agentes de controle biológico, manejo ambiental como o Sistema Lone Tick e uso estratégico de acaricidas. Essas estratégias, juntamente com ferramentas de diagnóstico e sistemas de vigilância aprimorados, podem melhorar a detecção precoce e o controle de surtos, reduzindo a carga geral da doença. Fica claro ao leitor que medidas específicas no sistema da propriedade são fundamentais por um lado e investimento em novas tecnologias por outro.

Assim, a pecuária em transformação nas condições do bioma cerrado precisa investir em novas tecnologias com acompanhamento técnico para garantir que o investimento em genética e a infestação dos bovinos pelos carrapatos possam estar em equilíbrio e resultar no controle da TPB gerando rentabilidade para o sistema de produção.



Referências

ALZAN, H. F. et al. Assessment of *Babesia bovis* 6cys A and 6cys B as components of transmission blocking vaccines for babesiosis. **Parasites & Vectors**, v. 14, p. 1-13, 2021. Disponível em: doi: 10.1186/s13071-021-04712-7.

ANDREOTTI, R. et al. Control of *Rhipicephalus microplus* tick larvae in the field based on distancing from the host-Lone tick system. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 47, p. 100950, 2024.

BASTOS, R. G. et al. Identification of novel immune correlates of protection against acute bovine babesiosis by superinfecting cattle with in vitro culture attenuated and virulent *Babesia bovis* strains. **Frontiers in Immunology**, v. 13, p. 1045608, 2022. Doi: 10.3389/fimmu.2022.1045608.

BASTOS, R. G. et al. Vaccination with an in vitro culture attenuated *Babesia bovis* strain safely protects highly susceptible adult cattle against acute bovine babesiosis. **Frontiers in Immunology**, v. 14, p. 1219913, 2023. Doi: 10.3389/fimmu.2023.1219913.

BELL-SAKYI, L. et al. Propagation of the Israeli vaccine strain of *Anaplasma centrale* in tick cell lines. **Veterinary Microbiology**, v. 179, n. 3-4, p. 270-276, 2015.

BOCK, R. et al. Babesiosis of cattle. **Parasitology**, v. 129, n. S1, p. S247-S269, 2004.

BRAYTON, K. A. et al. Complete genome sequencing of *Anaplasma marginale* reveals that the surface is skewed to two superfamilies of outer membrane proteins. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 102, n. 3, p. 844-849, 2005.

BRAYTON, K. A. et al. Genome sequence of *Babesia bovis* and comparative analysis of apicomplexan hemoprotezoa. **PLoS pathogens**, v. 3, n. 10, p. e148, 2007.

BROWN, W. C. et al. Immune control of *Babesia bovis* infection. **Veterinary Parasitology**, v. 138, n. 1, p. 75-87, 2006.

CANGUSSU, A. S. et al. A hybrid protein containing MSP1a repeats and Omp7, Omp8 and Omp9 epitopes protect immunized BALB/c mice against anaplasmosis. **Veterinary Research**, v. 49, p. 1-11, 2018.

CRUZ, B. C. et al. Biological parameters for *Rhipicephalus microplus* in the field and laboratory and estimation of its annual number of generations in a tropical region. **Parasitology Research**, v. 119, p. 2421-2430, 2020. Doi. org/10.1007/s00436-020-06758-5.

CSORDAS, B. G. et al. New insights from molecular characterization of the tick *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* in Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 25, n. 3, p. 317-236, 2016.

DARK, M. J. et al. Multistrain genome analysis identifies candidate vaccine antigens of *Anaplasma marginale*. **Vaccine**, v. 29, n. 31, p. 4923-4932, 2011.

DAVEY, R. B. et al. Survival of larvae of *Boophilus annulatus*, *Boophilus microplus*, and *Boophilus hybrids* (Acari: Ixodidae) in different temperature and humidity regimes in the laboratory. **Veterinary Parasitology**, v. 40, n. 3-4, p. 305-313, 1991.

DERINGER, J. R. et al. Identification of a T cell epitope that is globally conserved among outer membrane proteins (OMPs) OMP7, OMP8, and OMP9 of *Anaplasma marginale* strains and with OMP7 from the A. marginale subsp. centrale vaccine strain. **Clinical and Vaccine Immunology**, v. 24, n. 1, p. e00406-16, 2016.

ESTEVES, E. et al. Low temperature affects cattle tick reproduction but does not lead to transovarial transmission of *Anaplasma marginale*. **Veterinary parasitology**, v. 214, n. 3, p. 322-326, 2015.

GIGLIOTTI, R. et al. qPCR estimates of *Babesia bovis* and *Babesia bigemina* infection levels in beef cattle and *Rhipicephalus microplus* larvae. **Experimental and Applied Acarology**, v. 75, p. 235-240, 2018. Doi.org/10.1007/s10493-018-0260-0.

GIMENEZ, A. M. et al. A recombinant multi-antigen vaccine formulation containing *Babesia bovis* merozoite surface antigens MSA-2a 1, MSA-2b and MSA-2c elicits invasion-inhibitory antibodies and IFN- γ producing cells. **Parasites & vectors**, v. 9, p. 1-13, 2016.

GOFF, W. L. et al. The bovine spleen: interactions among splenic cell populations in the innate immunologic control of hemoparasitic infections. **Veterinary Immunology and Immunopathology**, v. 138, n. 1-2, p. 1-14, 2010.

GOMES, A. et al. Populations of the cattle tick (*Boophilus microplus*) on purebred Nellore, Ibague and Nellore X European crossbreds in the Brazilian savanna. **Tropical Animal Health and Production**, v. 21, n. 1, p. 20-24, 1989.

HERBERT, K. et al. *Anaplasma marginale* outer membrane protein A is an adhesin that recognizes sialylated and fucosylated glycans and functionally depends on an essential binding domain. **Infection and Immunity**, v. 85, n. 3, p. 10.1128/iai. 00968-16, 2017.

HERNÁNDEZ-SILVA, D. J. et al. Immunomolecular Characterization of MIC-1, a Novel Antigen in *Babesia bigemina*, Which Contains Conserved and Immunodominant B-Cell Epitopes that Induce Neutralizing Antibodies. **Veterinary sciences**, v. 5, n. 2, p. 32, 2018.

HORNOK, S. et al. Molecular identification of *Anaplasma marginale* and rickettsial endosymbionts in blood-sucking flies (Diptera: Tabanidae, Muscidae) and hard ticks (Acari: Ixodidae). **Veterinary parasitology**, v. 154, n.3-4, p. 354-359, 2008.

JACKSON, A. P. et al. The evolutionary dynamics of variant antigen genes in Babesia reveal a history of genomic innovation underlying host-parasite interaction. **Nucleic acids research**, v. 42, n. 11, p. 7113-7131, 2014.

MAHONEY, D. F. Bovine babesiosis: a study of factors concerned in transmission. **Annals of Tropical Medicine & Parasitology**, v. 63, n. 1, p. 1-14. 1969.

MAHONEY, D. F.; ROSS, D. R. Epizootiological factors in the control of bovine babesiosis. **Australian Veterinary Journal**, v. 48, n. 5, p. 292-298, 1972.

MARTINS, K. et al. Seasonal fluctuations of *Babesia bigemina* and *Rhipicephalus microplus* in Brangus and Nellore cattle reared in the Cerrado biome, Brazil. **Parasites & Vectors**, v. 15, p. 395-9, 2022.

MARTINS, K. R. et al. Correlation between *Rhipicephalus microplus* ticks and *Anaplasma marginale* infection in various cattle breeds in Brazil. **Experimental**

and Applied Acarology, v.1, p. 01-14, 2020.

MASTERSON, H. E. et al. Thrombospondin-Related Anonymous Protein (TRAP) Family Expression by *Babesia bovis* Life Stages within the Mammalian Host and Tick Vector. **Microorganisms**, v. 10, n. 11, p. 2173, 2022. Doi: 10.3390/microorganisms10112173.

MTSHALI, M. S.; MTSHALI, P. S. Molecular diagnosis and phylogenetic analysis of *Babesia bigemina* and *Babesia bovis* hemoparasites from cattle in South Africa. **BMC veterinary research**, v. 9, p. 1-7, 2013.

MTSHALI, P. S.; MTSHALI, M. S. In silico and phylogenetic analyses of partial BbRAP-1, BbCP2, BbSBP-4 and Bb β TUB gene sequences of *Babesia bovis* isolates from cattle in South Africa. **BMC veterinary research**, v. 13, p. 1-10, 2017.

NICARETTA, J. E. et al. *Rhipicephalus microplus* seasonal dynamic in a Cerrado biome, Brazil: An update data considering the global warming. **Veterinary Parasitology**, v. 296, p. 109506, 2021.

NOH, S. M. et al. Composition of the surface proteome of *Anaplasma marginale* and its role in protective immunity induced by outer membrane immunization. **Infection and Immunity**, v. 76, n. 5, p. 2219-2226, 2008.

OKINO, C. H. et al. Comparative evaluation of DNA extraction kit, matrix sample and qPCR assays for bovine babesiosis monitoring. **Molecular Biology Reports**, v. 45, n. 6, p.2671-2680, 2018.

PIERLÉ, S. A. et al. Genetic diversity of tick-borne rickettsial pathogens; insights gained from distant strains. **Pathogens**, v. 3, n. 1, p. 57-72, 2014.

RISTIC, M. Bovine anaplasmosis. **Parasitic protozoa**, v. 4, p. 235-249, 1977.

ROJAS-MARTÍNEZ, C. et al. *Babesia bigemina*: Advances in continuous in vitro culture using serum-free medium supplemented with insulin, transferrin, selenite, and putrescine. **Parasitology international**, v. 67, n. 3, p. 294-301, 2018a.

ROJAS-MARTÍNEZ, C. et al. Bovine babesiosis: Cattle protected in the field with a frozen vaccine containing *Babesia bovis* and *Babesia bigemina* cultured in vitro with a serum-free medium. **Parasitology international**, v. 67, n. 2, p. 190-195, 2018b.

ROJAS-MARTINEZ, C. et al. Putrescine: Essential factor for in vitro proliferation of *Babesia bovis*. **Experimental parasitology**, v. 175, p. 79-84, 2017.

SACCO, A. M. S. **Profilaxia da Tristeza Parasitária Bovina: por quê, quando e como fazer**. Campo Grande: Embrapa Circular Técnica - 28, 2002, p.12.

SANTOS, L. R. et al. Tristeza Parasitária Bovina - Medidas de controle atuais. In: ANDREOTTI, R. et al. **Carapatos na cadeia produtiva de bovinos**. Brasília, DF: Embrapa, 2019.

SCOLES, G. A. et al. Relative efficiency of biological transmission of *Anaplasma marginale* (Rickettsiales: Anaplasmataceae) by *Dermacentor andersoni* (Acar: Ixodidae) compared with mechanical transmission by *Stomoxys calcitrans* (Diptera: Muscidae). **Journal of Medical Entomology**, v. 42, n. 4, p. 668-675, 2005. DOI: 10.1603/0022-2585(2005)042[0668:REOBTO]2.0.CO;2.

SHORT, N. J. et al. Survival and behaviour of unfed stages of the ticks *Rhipicephalus appendiculatus*, *Boophilus decoloratus* and *B. microplus* under field conditions in Zimbabwe. **Experimental & applied acarology**, v. 6, n. 3, p. 215-236, 1989.

SILVESTRE, B. T. et al. Evaluation of humoral and cellular immune response of BALB/c miceimmunized with a recombinant fragment of MSP1a from *Anaplasma marginale* using carbon nanotubes as a carrier molecule. **Vaccine**, v. 32, n. 19, p. 2160-2166, 2014.

SILVESTRE, B. T. et al. Immune response and biochemistry of calves immunized with rMSP1a (*Anaplasma marginale*) using carbon nanotubes as carrier molecules. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 27, n. 02, p. 191-202, 2018.

SOUZA, F. D. A. et al. Babesiosis and anaplasmosis in dairy cattle in Northeastern Brazil. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v.33, p. 1057-1061, 2013.

ZHANG, B. et al. Nanoparticle-Based Delivery of *Anaplasma marginale* Membrane Proteins; VirB9-1 and VirB10 Produced in the *Pichia pastoris* Expression System. **Nanomaterials**, v. 6, n. 11, p. 201, 2016.

CAPÍTULO

10

Patógenos
transmitidos por
carapatos aos
cabalos



Rodrigo da Costa Maia

Vinicius da Silva Rodrigues

Karina Castagnolli Martins

Adriane Suzin

Renato Andreotti

No decorrer da história, carapatos e agentes transmitidos por eles coevoluíram com seus hospedeiros para estabelecer uma relação de equilíbrio. Equilíbrio esse que consiste na manutenção da integridade de ambos, preservando suas continuidades como espécies (Crofton, 1971; Jongejan; Uilenberg, 2004). No entanto, a inserção de novas espécies, em geral, pode levar a mudanças na dinâmica ambiental o que, consequentemente, resulta na diminuição ou perda desse equilíbrio (Anderson; May, 1982). O trânsito de espécies entre diferentes locais como acontece com algumas espécies de equinos, animais com elevada importância econômica e social, utilizados para lazer, competições, transporte, trabalho e que foram introduzidos no Brasil durante o processo de colonização (Goulart, 1964; Santos et al., 1992) pode alterar o equilíbrio.

Essa mobilidade cria situações epidemiológicas gerando a necessidade de monitoramento para mitigar os riscos de surtos de doenças. Neste capítulo serão abordados os patógenos transmitidas aos equinos por carrapatos e as doenças relacionadas, com ênfase naquela de maior importância em território brasileiro: a piroplasmose.

Patógenos transmitidos por carrapatos aos equinos

Muitas doenças podem acometer equinos e entender todas é um processo minucioso e exaustivo, mas permite conhecê-las melhor para controlá-las ou eliminá-las.

Entender a dinâmica agente/hospedeiro permeia 3 fatores:

1. **a área onde o hospedeiro tem contato com o patógeno, a área de perigo;**
2. **o encontro desse patógeno com o possível hospedeiro, a exposição; e**
3. **a interação entre esse patógeno e o hospedeiro, levando em consideração respostas físicas e fisiológicas, a interação parasitária (Zeimes et al., 2014).**

Muitos são os meios de um organismo causador de uma determinada doença entrar em contato com um hospedeiro e, posteriormente, mudar o estado de animal saudável para animal doente. Considerados os tipos de transmissão, podem ser encontrados patógenos que são transmitidos de um animal para outro por meio de instrumentos ou ambientes compartilhados, além da transmissão por vetores podendo ter sua dinâmica alterada por diversos fatores, incluindo os ambientais (De Souza; Weaver, 2024).

Aqui será tratado em especial o último caso: as doenças transmitidas por vetores, como o carrapato. Esse ectoparasito é conhecido mundialmente por ser transmissor de doenças como as rickettsioses, tularemia, babesiose, borrelioses e theileriose (de La Fuente et al., 2023). No Brasil alguns carrapatos de maior importância são relacionados a problemas em saúde única, como é o caso do *Amblyomma sculptum*, do *Amblyomma ovale* e do *Amblyomma aureolatum* (Barbieri et al., 2014; Szabó et al., 2024; Szabó et al., 2013). Já outros se relacionam a perdas econômicas e saúde animal, principalmente na bovinocultura, como o *Rhipicephalus microplus* e o *Dermacentor nitens* (Roby; Anthony, 1963; Grisi et al., 2014; Rodrigues et al., 2017).

No Brasil, alguns patógenos merecem destaque quando se fala em carrapatos como vetor de agentes que provocam doenças em cavalos: a *Theileria equi* e *Babesia caballi*, (Dumler et al., 2001; Heim et al., 2007; Machado et al., 2012). As doenças causadas por esses patógenos possuem características epidemiológicas distintas que vão depender, principalmente, da espécie do carrapato vetor, proximidade com outras espécies de animais (domésticos ou selvagens) e condições de criação do hospedeiro. A seguir se discute como esses patógenos podem se relacionar a cavalos.

Piroplasmose

Tendo o título de doença parasitária de maior importância em equinos no mundo todo, a piroplasmose, causada por *T. equi* e *B. caballi*, é considerada endêmica no Brasil e tem grande impacto, principalmente, por resultar em perdas econômicas (Kerber et al., 2009; Rothschild, 2013). É uma doença debilitante que resulta em quadro anêmico, cujo período de incubação é de aproximadamente 8 a 10 dias. Infecções por *T. equi* apresentam duas fases, uma aguda que se caracteriza por febre, anemia, hemorragias petequiais de mucosas, hemoglobinúria e icterícia e uma crônica, quando se observa inapetência, perda de peso, queda no desempenho físico e reprodutivo (Wise et al., 2014).

Theileria equi

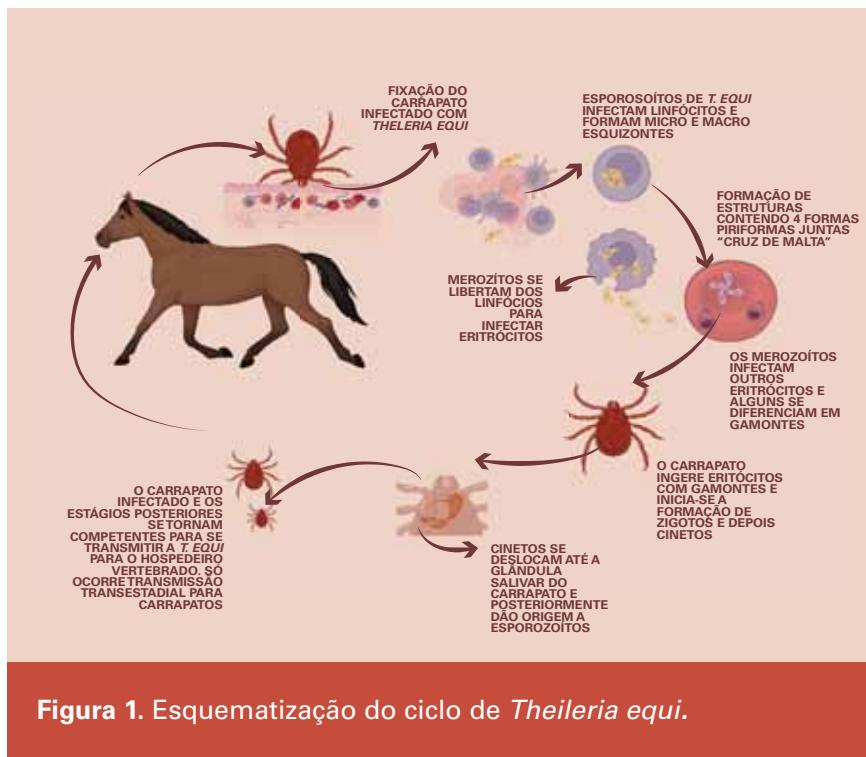
Antes chamado de *Babesia equi*, o agora denominado *T. equi*, foi destacado do gênero *babesia* por apresentar algumas diferenças, entre as quais o ciclo. Como particularidades, até então, sabe-se que não ocorre transmissão transovariana e a invasão é observada primeiramente em linfócitos com posterior migração de merozoítos para os eritrócitos (Moltmann et al., 1983; Rothschild, 2013).

No ciclo desse parasito, carrapatos infectados com *T. equi* o eliminam durante a alimentação, e nesse processo o sangue do hospedeiro vertebrado entra em contato com a saliva de carrapatos dos gêneros *Hyalomma*, *Rhipicephalus* e *Dermacentor* (De Waal, 1992b; Onyiche et al., 2019).

Na saliva, são encontrados os esporozoítos que penetram nos linfócitos do cavalo, nessas células ocorre a formação de macro e micro esquizontes que

darão origem a merozoitos que, por sua vez, penetram em eritrócitos e ao fazê-lo observa-se mudança em sua estrutura, quando adquirem um formato arredondado e posteriormente começam a fase de reprodução assexuada. Assim que se inicia esse processo é dada a origem às formas piriformes que, quando juntas, fazem lembrar uma cruz, também denominada cruz de malta, após isso, migram para outros eritrócitos para se tornarem gamontes, essa primeira etapa é chamada de esquizogonia.

Após a formação dos gamontes, os eritrócitos parasitados podem ser ingeridos pelo carrapato, dando início à fase de gamogonia que consiste no crescimento dos gamontes e posterior formação de micro a macrogametas. Tais estruturas se fundem para formar, em reprodução sexuada, os zigotos que contêm um cineto cada um e que podem ser encontrados livres na hemolinfa do carrapato. A última fase, a esporogonia, ocorre com a penetração dos cinetos nas células da glândula salivar do carrapato e formação de esporontes que se dividem em esporoblastos e esporozoitos assim continuando o ciclo (Onyiche et al., 2019; Rothschild, 2013). Um esquema desse ciclo pode ser visto na Figura 1.



Quanto à transmissão de *T. equi*, ninfas provenientes de larvas infectadas ou adultos de ninfas infectadas são competentes para transmitir o parasito, logo observa-se uma transmissão transestacial. Vale ressaltar que o nível de parasitemia do hospedeiro influencia na possibilidade do carrapato em se infectar com *T. equi*. No entanto, ocorre replicação do parasito na glândula salivar do carrapato, o que pode significar que, mesmo ingerindo um pequeno número de protozoários, o carrapato pode se tornar competente para a transmissão justamente por aumentar esse número (Maurer, 1962; Onyiche et al., 2019; Stiller et al., 2002).

Ao compartilhar fômites (agulhas, seringas e outros objetos) contaminados com sangue de animais parasitados pelo protozoário, há possibilidade da transmissão iatrogênica da *T. equi* entre equídeos do mesmo rebanho, (Wise et al., 2014).

Embora a transmissão transovariana do agente não ocorra no carrapato, foi registrada a transmissão transplacentária de *T. equi* da égua prenha infectada para o potro, testado horas após o nascimento, isento de contato com o carrapato (Wise et al., 2013; Françoso et al., 2018). Como resultado da transmissão transplacentária, pode ocorrer aborto, morte logo após o nascimento ou nascimento de potros com piroplasmose neonatal (Allsopp; Lewis; Penzhorn, 2007).

Uma vez que o carrapato macho é capaz de fecundar mais de uma fêmea, atraído pelo feromônio liberado (Borges; Ribeiro, 1999), pode-se supor que esse caminho seja uma possibilidade em se tratando de espécies monoxenias como o *Dermacentor nitens*.

Os animais infectados pela *T. equi* tornam-se portadores crônicos do protozoário (Onyiche et al., 2019). Na ausência de sinais clínicos, o transporte de animais aparentemente sadios, comercializados principalmente para regiões ou países não endêmicos, pode causar grande impacto na saúde do rebanho de equídeos, devido à propagação epizoótica da doença (Friedhoff; Tenter; Müller, 1990).

Portadores crônicos, quando submetidos a situações estressantes como transporte, competições ou quando apresentam outras doenças concomitantes, passam a manifestar a fase aguda da doença (Wise et al., 2013).

Babesia caballi

Babesia caballi, diferente da *T. equi*, tem como alvo somente os eritrócitos dos hospedeiros. O ciclo de infecção acontece quando um carapato infectado, como exemplo do *D. nitens*, se alimenta e libera esporozoítos de *B. caballi*, que, por sua vez, invadem eritrócitos. Nos eritrócitos esses esporozoítos crescem com posterior divisão em dois merozoítos, nessa fase ocorre a replicação dos merozoítos com liberação e infecção para novos eritrócitos.

No carapato vetor os merozoítos são destruídos, no entanto alguns deles se mantêm e seguem para a fase de divisão nuclear, para o processo de gametogênese que dá origem a micro e a macro gametas que, por sua vez, dão origem a zigotos diploides que penetram em tecidos do carapato vetor para se diferenciarem em oocinetos, essas formas passam por dois ciclos de reprodução assexuada, somente no segundo ocorre a invasão de tecidos da glândula salivar do carapato onde são produzidos novos esporozoítos. Devido à sua característica de invadir diversos tecidos do carapato, gerações posteriores, originadas do carapato infectado, também contêm o parasita hábil para a transmissão ao hospedeiro vertebrado (De Waal, 1992b; Holbrook; Rothschild, 2013).

A esquematização desse ciclo pode ser observada na Figura 2.

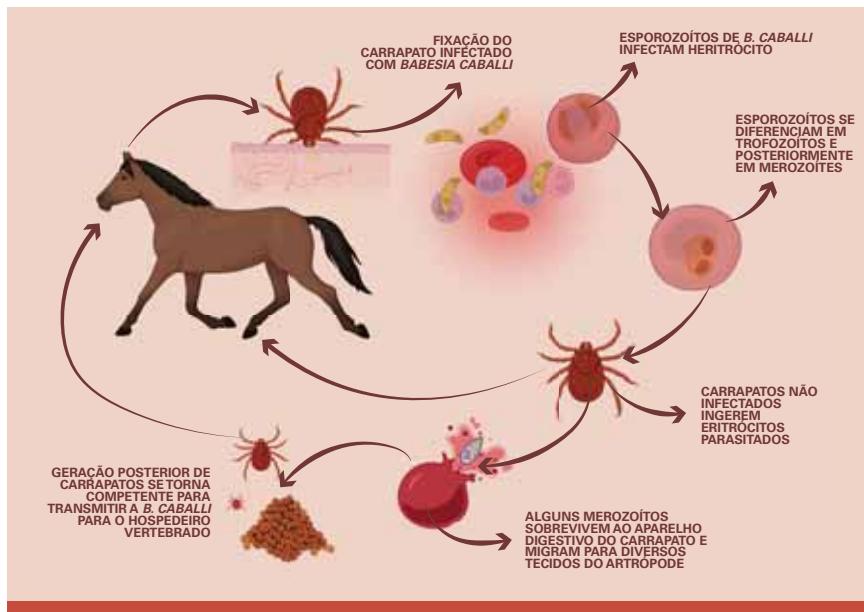


Figura 2. Esquematização do ciclo de *Babesia caballi*.

Diagnóstico

Identificar um animal doente requer a avaliação de um conjunto de fatores que vão desde a observação do estado geral de saúde, até testes para identificação direta ou indireta do parasita. Tais testes são escolhidos de forma a garantir que o material e a técnica utilizados sejam condizentes com a suspeita clínica. A piroplasmose é uma doença de sinais inespecíficos que pode, eventualmente, ser confundida com outras patologias, assim testes laboratoriais são essenciais para identificar animais doentes (Rothschild, 2013).

As diferentes técnicas de diagnóstico mostram contato atual ou prévio do animal com o parasita. Sabendo que são parasitas de células sanguíneas, em um primeiro momento, pode-se considerar que esfregaços são ideais para diagnosticar animais doentes o que, de fato, é possível com a coloração de Giemsa 10% e observando as formas parasitárias, utilizando um microscópio. No entanto, vale ressaltar que, para uma técnica ideal de diagnóstico, é necessária alta sensibilidade e especificidade e, no caso do esfregaço sanguíneo, para essa doença, a sensibilidade é muito baixa tendo em vista que a parasitemia é menos intensa, principalmente em animais cronicamente infectados, dificultando a identificação do patógeno (De Waal, 1992a; Tirosh-Levy et al., 2020).

Teste de fixação de complemento (CFT) deixou de ser aplicado em virtude da possibilidade de resultados falso negativo (Knowles et al., 2018).

Nesse contexto, outra técnica que visa identificar o parasita se baseia em encontrar fragmentos de material genético em tecidos do hospedeiro. A reação em cadeia da polimerase (PCR) amplifica um fragmento de gene com objetivo de o tornar visível quando presente na amostra. Tal teste possui grande especificidade visto que, para a realização do mesmo, são utilizadas regiões iniciadoras específicas do parasita amenizando alguns entraves que são encontrados, por exemplo, em técnicas sorológicas, como em reações cruzadas entre espécies com grande similaridade. No entanto, para cenários epidemiológicos onde é necessário obter informações sobre infecções antigas de um território extenso, tal técnica deve ser combinada com teste que identifique, não diretamente, mas de forma indireta o contato com o parasita (Sgorbini et al., 2015; Tirosh-Levy et al., 2020).

As técnicas sorológicas se propõem a resolver esse problema, de modo que identificam anticorpos produzidos no animal, caso ocorra ou tenha ocorrido

o contato com o parasito. Tais anticorpos permanecem por longo período e podem ser identificados por técnicas como o ELISA. Nessa técnica, antígenos com capacidade de se ligar a anticorpos produzidos contra *T. equi* e *B. caballi* são confrontados com amostras de soro sanguíneo dos animais, se tal animal tiver sido exposto ao parasito e produzido anticorpos contra ele, esses anticorpos se ligam ao antígeno e permitem sua identificação (Asenzo et al., 2008; Ogunremi et al., 2007; Tirosh-Levy et al., 2020).

Tais testes, além de serem ferramentas para identificar indivíduos doentes, são necessários para permitir/autorizar a circulação de animais em um determinado contexto, como na exportação. Exemplo disso são os testes necessários e listados pelo Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento (MAPA), por meio do Anexo II da IN 37, que apresenta o Modelo de Certificado Veterinário Internacional para exportação definitiva de equídeos aos países parte do Mercosul (MAPA, 2018).

Tratamento e manejo

O tratamento dos animais acometidos pela doença visa reduzir os sintomas clínicos e a taxa de mortalidade. Para tal, a utilização de medicamentos tem como objetivo a eliminação dos parasitos, como é o caso do dipropionato de imidocarb, indicado no tratamento de piroplasmose. No entanto, vale ressaltar que *T. equi* é de difícil eliminação, fazendo com que exista a possibilidade de os animais infectados continuarem portadores por toda a vida, voltando ao estado de doentes em casos de imunossupressão (Rothschild, 2013).

Além do tratamento, é essencial a atenção ao manejo dos animais, já que procedimentos e itens terapêuticos e cirúrgicos podem ser meios de transmissão mecânica da doença, como é o caso de instrumentos cirúrgicos e agulhas ou material biológico. Outro fator chave é o correto manejo para controle de ectoparasitas, em especial em se tratando de utilização de acaricidas que visem o controle de carrapatos vetores (Coulton et al., 2022; Rothschild, 2013).



Referências

- ALLSOPP, M. T. E. P.; LEWIS, B. D.; PENZHORN, B. L. Molecular evidence for transplacental transmission of *Theileria equi* from carrier mares to their apparently healthy foals. **Veterinary Parasitology**. v. 148, n. 2, p. 130–136, 2007.
- ANDERSON, R. M.; MAY, R. M. Coevolution of hosts and parasites. **Parasitology**. v. 85, n. 2, p. 411–426, 1982.
- ASENZO, G. et al. Development of an Indirect ELISA for the Diagnosis of Equine Piroplasmosis. **Annals of the New York Academy of Sciences**. v. 1149, n. 1, p. 235–238, 2008.
- BARBIERI, A. R. M. et al. Epidemiology of *Rickettsia* sp. strain Atlantic rainforest in a spotted fever-endemic area of southern Brazil. **Ticks and tick-borne Diseases**. v. 5, n. 6, p. 848–853, 2014.
- BORGES, L. M. F.; RIBEIRO, M. F. B. Presence of Sex Pheromones in *Anocentor nitens* (Acar: Ixodidae). **Journal of Medical Entomology**. v. 36, n. 1, p. 50–54, 1999.
- COULTOUS, R. M.; SUTTON, D. G. M.; BODEN, L. A. A risk assessment of equine piroplasmosis entry, exposure and consequences in the UK. **Equine Veterinary Journal**. v. 55, n. 2, p. 282–294, 2022.
- CROFTON, H. D. A model of host–parasite relationships. **Parasitology**. v. 63, n. 3, p. 343–364, 1971.
- DE LA FUENTE, J. et al. Perception of Ticks and Tick-Borne Diseases Worldwide. **Pathogens**. v. 12, n. 10, p. 1258, 2023.
- DE SOUZA, W. M.; WEAVER, S. C. Effects of climate change and human activities on vector-borne diseases. **Nature Reviews Microbiology**. p. 1–16, 2024.
- DE WAAL, D. T. Equine piroplasmosis: A review. **British Veterinary Journal**. v. 148, n. 1, p. 6–14, 1992b.
- DEWAAL, D. T. **Special Review Series Equine Piroplasmosis: A Review**. [s.l.: s.n.].
- DUMLER, J. S. et al. Reorganization of genera in the families Rickettsiaceae

and Anaplasmataceae in the order Rickettsiales: unification of some species of *Ehrlichia* with *Anaplasma*, *Cowdria* with *Ehrlichia* and *Ehrlichia* with *Neorickettsia*, descriptions of six new species combinations and designation of *Ehrlichia equi* and 'HGE agent' as subjective synonyms of *Ehrlichia phagocytophila*. **International journal of systematic and evolutionary microbiology**. v. 51, n. 6, p. 2145–2165, 2001.

FRANÇOSO, R. et al. Transplacental transmission of *Theileria equi* in mules: Should we worry? **Veterinary Parasitology**. v. 264, p. 39–41, 2018.

FRIEDHOFF, K. T.; TENTER, A. M.; MÜLLER, I. Haemoparasites of equines: impact on international trade of horses. **Revue scientifique et technique (International Office of Epizootics)**. v. 9, n. 4, p. 1187–1194, 1990.

GOULART, J. A. **O cavalo na formação do Brasil**. [s.l.] Editôra Letras e Artes, 1964.

GRISI, L. et al. Reassessment of the potential economic impact of cattle parasites in Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**. v. 23, p. 150–156, 2014.

HEIM, A. et al. Detection and molecular characterization of *Babesia caballi* and *Theileria equi* isolates from endemic areas of Brazil. **Parasitology Research**. v. 102, n. 1, p. 63–68, 2007.

HOLBROOK, A. A.; FRERICHS, W. M. Equine piroplasmosis. Em: Proceedings, Annual Meeting of the United States Animal Health Association, 1968, [...]. 1968. v. 72, p. 220–222.

JONGEJAN, F.; UILENBERG, G. The Global Importance of Ticks. **Parasitology**. v. 129 Suppl, p. S3-14, 2004.

KERBER, C. E. et al. Prevalence of equine Piroplasmosis and its association with tick infestation in the State of São Paulo, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária** v. 18, p. 1–8, 2009.

MACHADO, R. Z. et al. Molecular and serological detection of *Theileria equi* and *Babesia caballi* in donkeys (*Equus asinus*) in Brazil. **Veterinary Parasitology**. v. 186, n. 3–4, p. 461–465, 2012.

- MAURER, F. D. Equine piroplasmosis-another emerging disease. 1962.
- MOLTMANN, U. G. et al. Fine structure of *Babesia equi* Laveran, 1901 within lymphocytes and erythrocytes of horses: an in vivo and in vitro study. **Journal of Parasitology**. p. 111–120, 1983.
- OGUNREMI, O. et al. Validation of the indirect fluorescent antibody and the complement fixation tests for the diagnosis of *Theileria equi*. **Veterinary Parasitology**. v. 148, n. 2, p. 102–108, 2007.
- ONYICHE, T. E. et al. A Review on Equine Piroplasmosis: Epidemiology, Vector Ecology, Risk Factors, Host Immunity, Diagnosis and Control. **International Journal of Environmental Research and Public Health**. v. 16, n. 10, p. 1736, 2019.
- ROBY, T. O.; ANTHONY, D. W. Transmission of equine piroplasmosis by *Dermacentor nitens* Neumann. 1963.
- RODRIGUES, V. da S. et al. Life cycle and parasitic competence of *Dermacentor nitens* Neumann, 1897 (Acar: Ixodidae) on different animal species. **Ticks and tick-borne Diseases**. v. 8, n. 3, p. 379–384, 2017.
- ROTHSCHILD, C. M. Equine piroplasmosis. **Journal of Equine Veterinary Science**. v. 33, n. 7, p. 497–508, 2013.
- SANTOS, S. A. et al. Origin of the Pantaneiro horse in Brazil. **Arch. Zootec**, v. 41, p. 371–381, 1992.
- SGORBINI, M. et al. Seroprevalence and Molecular Analysis of *Babesia caballi* and *Theileria equi* in Horses From Central Italy During a 10-Year Period. **Journal of Equine Veterinary Science**. v. 35, n. 10, p. 865–868, 2015.
- STILLER, D. et al. *Dermacentor variabilis* and *Boophilus microplus* (Acar: Ixodidae): experimental vectors of *Babesia equi* to equids. **Journal of medical entomology**. v. 39, n. 4, p. 667–670, 2002.
- SZABÓ, M. P. J.; PINTER, A.; LABRUNA, M. B. Ecology, biology and distribution of spotted-fever tick vectors in Brazil. **Frontiers in Cellular and Infection Microbiology**. v. 3, 2013.
- SZABÓ, M. P. J. et al. Density and behavior of capybara (*Hydrochoerus*

hydrochaeris) ticks (Acari: Ixodidae) *Amblyomma sculptum* and *Amblyomma dubitatum* with notes on *Rickettsia bellii* infection: Assessing human exposure risk. **Ticks and tick-borne Diseases**. v. 15, n. 3, p. 102330, 2024.

TIROSH-LEVY, S. et al. **Twenty years of equine piroplasmosis research: Global distribution, molecular diagnosis, and phylogeny** *Pathogens* MDPI AG, 2020.

WISE, L. N. et al. Equine Piroplasmosis. **Veterinary Clinics of North America: Equine Practice**, v. 30, n. 3, p. 677–693, 2014.

ZEIMES, C. B. et al. Shaping zoonosis risk: landscape ecology vs. landscape attractiveness for people, the case of tick-borne encephalitis in Sweden. **Parasites & Vectors**, v. 7, n. 1, p. 370, 2014.

CAPÍTULO

11



Situação atual do controle dos carrapatos nos bovinos no Cerrado

Renato Andreotti

Marcos Valério Garcia

Paulino Bonatte Junior

Vinicius da Silva Rodrigues

Leandro de Oliveira Souza Higa

O controle do carrapato nos bovinos no bioma cerrado se refere a apenas uma espécie de carrapato, o carrapato-do-boi (*Rhipicephalus microplus*), endêmica em praticamente todo o território nacional e considerado um problema mundial para a pecuária. A cadeia produtiva de bovinos pela sua importância ao produzir carne e leite em condições adequadas de consumo - com qualidade e segurança alimentar, protegendo, o meio ambiente e buscando produtividade e competitividade no mercado tanto no interno como externo, necessita realizar o controle do carrapato utilizando as melhores informações técnicas para obter uma eficácia satisfatória com base no viés econômico e ambiental.

O carrapato-do-boi causa grandes prejuízos econômicos à cadeia produtiva de bovinos no Brasil e o seu controle ainda é realizado principalmente com acaricidas de forma tática, quando o gado se apresenta altamente infestado por esse ectoparasita já no final da fase parasitária. Neste momento, a maior parte dos danos

se tornam irreversíveis, contudo, deve-se considerar o efeito desse tratamento quanto ao impacto positivo que causa na redução de infestações posteriores.

Este carapato, por ser hematófago e possuir uma fase de vida parasitária, necessita obrigatoriamente passar um período de três semanas preferencialmente nos bovinos. As fêmeas são as principais consumidoras de sangue durante a fase de vida parasitária, e representam a maior parte do problema, causando espoliação nos animais por ingerir uma grande quantidade de sangue (0,5 a 3,0 mL durante a sua vida). Esse valor, multiplicado pelo número de parasitas sobre cada animal, permite estimar o total de sangue que o animal perde durante cada infestação.

Os carapatos inoculam substâncias nos animais, pela saliva, imunomodulando o hospedeiro e podendo transmitir, entre outros, os agentes da Tristeza Parasitária Bovina -TPB (*Babesia bovis*, *B. bigemina* e *Anaplasma marginale*). Quanto maior o número de carapatos maior é o risco de se desenvolver a doença.

Lesões no couro causados pela picada dos carapatos, além de desvalorizar o produto, também podem favorecer a penetração de larvas de moscas causadoras das bicheiras (miíases). Além disso, durante hematofagia, caso estiver portando agentes patogênicos, o carapato pode transmitir estes patógenos. A soma dos prejuízos anuais que pode causar à pecuária brasileira, incluindo tanto os danos diretos quanto os custos para o seu controle, tem sido estimada em mais de três bilhões de dólares (Grisi et al., 2014).

Nos Estados da Região Sul, e demais regiões do País com grandes altitudes (clima temperado), podem ocorrer até três gerações anuais do carapato. Este fato promove a instabilidade enzoótica para a TPB naquelas regiões em virtude das restrições causadas principalmente pelas baixas temperaturas. Nos demais estados do país podem ocorrer até cinco gerações, de modo que o carapato ocorre em qualquer época do ano e, nesse caso, a baixa umidade oferece uma maior influência na redução da sobrevivência das larvas no ambiente.

Por todos esses fatores o carapato tem sido incriminado, economicamente, como o mais importante parasita de bovinos do país, particularmente em raças taurinas ou seus cruzamentos. O grau de sangue europeu é determinante para o tamanho do problema e das estratégias do uso das ferramentas disponíveis para o controle.

A cadeia produtiva de bovinos atua de forma heterogênea no uso das tecnolo-

gias, desde o sistema tradicional onde o produtor define a compra de um produto acaricida no balcão da loja de produtos veterinários até sistemas sofisticados, onde o uso integrado de práticas de controle é desenhado para o sistema produtivo em questão e reduz ao mínimo os impactos causados pelo controle.

Deve-se considerar, por um lado, o produtor de gado de corte que, ao usar os cruzamentos com raças mais produtivas buscando aumentar a produtividade do seu sistema por meio da precocidade, qualidade da carne etc., porém mais sensíveis ao carrapato, fica refém das infestações por carrapatos pela definição genética dessa nova população de bovinos cruzados em sistemas de produção em escala. Considerando que existe uma estimativa de perda de um grama de carne por carrapato ao longo do ano este efeito é a grande justificativa da necessidade do controle. Por outro lado, considera-se o produtor de leite que procura levar a sua produção baseada em rebanhos com animais mais produtivos e também sensíveis ao carrapato, podendo chegar a perdas de leite de 95 kg/animal/ano, principalmente com a raça holandesa e em sistema de produção familiar, acarretando diminuição nos lucros.

Controle estratégico do carrapato

O uso de acaricidas é apenas uma ferramenta no processo de controle, a ação baseada no conhecimento da biologia do parasita resultará em um melhor controle, menor custo, retardamento no avanço da seleção para resistência e menor impacto no ambiente pela redução da quantidade de acaricidas utilizada no controle deste ectoparasita.

O carrapato sofre influência da temperatura e umidade no ambiente e isso determina a produção de gerações da sua população na pastagem. Tomando como exemplo o bioma cerrado existe uma definição de dois períodos no ano determinados pela umidade do ar: de abril a setembro o período de seca e outubro a março o período das águas.

Como principal ferramenta de controle permanece o uso de produtos acaricidas aplicados sobre os animais, os quais, em geral, não são empregados da forma recomendada.

Esse procedimento tem, então, levado a um conjunto de consequências, como, por exemplo, a contaminação do ambiente, das pessoas que aplicam

o acaricida e dos produtos de origem animal. A mencionada prática também acarreta um controle com baixa eficácia e facilita a seleção de carrapatos resistentes às bases químicas utilizadas no manejo, com crescente aumento dos prejuízos econômicos assim resultantes.

Para um controle mais eficiente deve-se considerar alguns aspectos, entre os quais, conhecer o ciclo de vida do carrapato e suas relações com as variações das condições ambientais; a dinâmica populacional, especialmente a sazonalidade, para identificar quando a população de carrapato está na fase mais vulnerável ao controle. Considerar o grau de sangue europeu dos animais, associado com o tipo e o manejo da pastagem, bem como, a lotação estabelecida.

10 PASSOS para o controle do carrapato-do-boi

No sentido de organizar as ações de controle, pode-se pensar essas ações em passos a serem dados segundo uma ordem cronológica, para programar o controle estratégico do carrapato.

1– Escolher o produto adequado para uso no controle do carrapato



CADA PRODUTOR DEVE CONHECER O PRODUTO IDEAL PARA O CONTROLE DO CARRAPATO NA SUA PROPRIEDADE. O TESTE PODE SER REALIZADO NA EMBRAPA GADO DE CORTE.

Para determinar o produto carrapaticida mais adequado ou eficiente a ser utilizado em determinada propriedade deve-se realizar um teste, denominado de bioensaio. Estes testes servem para comparar a eficácia entre os produtos carrapaticidas pertencentes às diferentes famílias ou grupos químicos, sendo que, no caso de produtos destinados ao controle de carapatos, para estes testes devem ser empregados aqueles que agem por “contato”.

Tal recomendação se baseia no fato de que produtos “sistêmicos” somente entram em contato com os carapatos por meio da ingestão de sangue, sem que se tenha controle sobre a concentração necessária para matar os carapatos. Os bioensaios utilizando produtos que agem por via sistêmica (injetável, *pour on* ou ministrados por via oral) são realizados em geral somente na pesquisa.

Assim, pelo uso de testes de bioensaio ou carrapaticidogramas, podem ser esclarecidas quaisquer dúvidas sobre a eficiência de determinado carrapaticida, bem como, ser determinado o produto mais eficiente para controlar a população de carapatos a tratar, evitando-se, com isso, a troca constante e indiscriminada de produtos.

Na elaboração do teste, preparam-se soluções para banho (um litro é o suficiente), conforme a dose recomendada pelo fabricante, para cada produto a ser testado, utilizando-se para isso seringas plásticas de 5 ou 10 mL, copos plásticos descartáveis, ou vidros limpos, rotulados com os nomes dos produtos testados.

Outro frasco descartável deve ser utilizado com água, como grupo controle ou comparativo (testemunha). É muito importante a leitura atenta da bula de cada produto para que seja seguida a recomendação de dose preconizada pelo fabricante, e a utilização de seringa plástica graduada para medir o pequeno volume do carrapaticida a ser utilizado. Cada produto deve ter o seu próprio kit: seringa, frasco para a solução carrapaticida, etc., perfeitamente identificados. Os kits não devem de modo nenhum entrar em contato ou serem usados para os demais.

Para cada produto a ser testado devem ser utilizados pelo menos dez carapatos grandes (fêmeas ingurgitadas), que serão mergulhados em cada produto já diluído, além de outros dez carapatos para mergulhar na água (que é o tratamento usado para comparação ou controle). O ideal é que seja colhido um número grande de carapatos e, depois, selecionados para o teste aqueles que apresentarem maior desenvolvimento, formando grupos, o mais homogêneo possível.

Cada grupo de dez carapatos deve ser colocado no recipiente com a solução

para pulverização, após homogeneização, de forma que os carrapatos fiquem perfeitamente submersos. O grupo controle é colocado no recipiente com água. Depois de cinco minutos, os carrapatos são retirados destes recipientes e secos com um pedaço de papel filtro com o cuidado de não causar danos aos carrapatos. Em seguida cada grupo é colocado em outro frasco limpo, com identificação do respectivo tratamento.

Os recipientes devem, então, ser colocados num lugar abrigado do sol. Em regiões e épocas com umidade do ar muito baixa, pode ser colocado um chumaço de algodão embebido em água no recipiente de modo a manter úmido o ambiente.

Em quatro a dez dias pode-se avaliar o resultado parcial, ou seja, efeito adulticida (número de adultos mortos). O teste somente será válido caso os carrapatos do grupo controle tenham realizado postura, indicando que o ambiente do teste está em boas condições para os carrapatos. A temperatura do ambiente e a umidade têm influência sobre o tempo de postura e as demais fases de vida dos carrapatos. Em condições de baixa temperatura pode, por exemplo, levar mais tempo para iniciar a postura e para que se complete o desenvolvimento embrionário, ou seja, a incubação (período entre a postura até o início de eclosão das larvas).

A maioria dos carrapatos do grupo controle realizará a postura de grande quantidade de ovos, marrons, brilhantes e aderidos uns aos outros, formando uma massa de ovos.

Em relação aos carrapatos submetidos aos carrapaticidas durante os bioensaios, podem ocorrer duas situações: na primeira, o produto, sendo eficiente, ou seja, não existindo resistência, a maioria dos carrapatos morre antes de começar a postura ou realiza a postura de poucos ovos, porém de cor escura, secos e separados uns dos outros. Desses ovos não nascerão larvas e, desta forma, o produto é considerado eficiente. Se o produto escolhido no teste for aplicado no rebanho e não acontecer o controle, isso indica, necessariamente, que o problema pode estar no preparo e/ou na maneira que a solução carrapaticida foi aplicada.

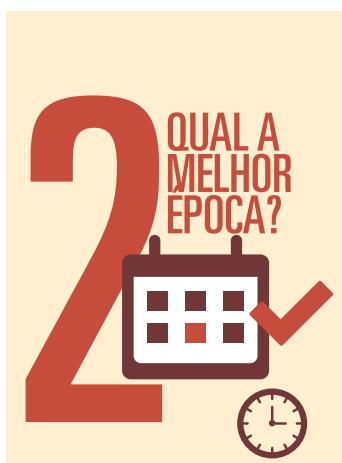
Na segunda situação, quando o produto for ineficiente, ou seja, existindo resistência dos carrapatos, a maioria dos carrapatos não morrerá. Isso indica a presença de resistência dos carrapatos àquele determinado carrapaticida. Quanto maior a quantidade de ovos e quanto mais o aspecto destes se aproximar daquele dos ovos do grupo controle, maior é o nível de resistência a este produto na população de carrapatos testada.

A escolha final do carrapaticida é baseada no produto que apresente melhor eficácia nos resultados do teste.



A = Fêmeas apresentando postura em condições normais.
 B = Fêmeas que receberam tratamento carrapaticida e incapacitou a oviposição.

2 – Aplicar na época adequada



A MELHOR ÉPOCA É NO FINAL DO PERÍODO DA SECA, QUANDO OS CARRAPATOS ESTÃO EM MENOR NÚMERO NAS PASTAGENS. UTILIZANDO DE 5 A 6 BANHOS COM INTERVALO DE 21 DIAS.

Sobre o animal, geralmente, existem carrapatos em diferentes estádios de desenvolvimento, sendo que sempre haverá indivíduos se desprendendo entre os intervalos de tratamentos, assegurando, desse modo, as reinfestações. Por isso, é importante sempre realizar o tratamento contra carrapatos quando

estes ainda não estiverem totalmente ingurgitados, com objetivo de evitar que os carapatos caiam no solo em condições de realizar a postura e possam, assim, garantir a manutenção da população no ambiente.

Iniciar o controle no final da época desfavorável ao carapato no campo, quando existem baixas populações de larvas é denominado controle estratégico. Justifica-se pelo fato de esta espécie de carapato ser monóxena, o que significa que todas as larvas precisam subir no bovino para se desenvolver até a sua fase adulta para depois desprender do bovino.

Num período de baixas populações de larvas nas pastagens, pode-se realizar aplicações de carrapaticidas nos animais para combater as formas que estão chegando e aquelas em desenvolvimento no hospedeiro. Deve-se observar intervalos de aplicação menores que o período necessário para o desenvolvimento final das fêmeas para a produção de ovos que irão reinfestar as pastagens, conforme citados mais adiante.

Assim sendo, por controle estratégico entende-se a adoção de banhos ou tratamentos com carrapaticidas no final de períodos desfavoráveis ao desenvolvimento do carapato na pastagem. Como essas condições variam de região para região no país, o controle estratégico deve ser regionalizado.

O sistema estratégico é realizado com uma série de cinco banhos ou tratamentos com carrapaticida de contato com intervalos de 21 dias. Utilizando produto com efeito prolongado pode ser ampliado o espaçamento de tratamento. Aqui considera-se a eficácia de 100% em cada tratamento para não ocorrer a produção de larvas nas pastagens durante um período de pelo menos 83 dias acarretando uma redução significativa de carrapatos nas pastagens.

Durante a época das águas, a temperatura e a umidade são favoráveis ao desenvolvimento das fases do carapato na pastagem, e, desde o momento da postura até a eclosão das larvas, o processo é rápido, comparando-se com o que acontece na época da seca. O metabolismo do carapato é mais rápido e uma geração leva em torno de 60 dias gerando um pico de reinfestação devido ao grande número de larvas produzidas podendo comprometer o controle senão for observado.

Na época da seca, após a eclosão, as larvas procuram se proteger ficando no lado inferior da folha ou descendo um pouco na planta, uma vez que o ambiente onde se encontram na pastagem é seco, afetando negativamente a sobrevivência das larvas.

O ambiente seco e com baixas temperaturas, como nas regiões com altitude elevada e no Sul do país, contribui para uma alta mortalidade das larvas, logo após a eclosão. Estrategicamente, o final do período seco do ano é uma situação adequada para combater o carrapato.

É necessário ajustar a época de controle estratégico do carrapato em situações de microrregiões específicas e categoria animal. No bioma cerrado, para animais em início de recria que foram separados das mães gerando estresse e com pasto em baixas condições nutricionais em geral, ocorre baixas condições nutricionais afetando a resposta imune protetora contra o carrapato podendo gerar altas infestações mesmo em períodos considerados desfavoráveis para o carrapato (Bonatte-Junior et al., 2019).

No início do período das chuvas o ciclo biológico se acelera e é possível perceber um aumento significativo na população de carrapatos nos animais em comparação com aquela observada durante o período seco, justificando, assim, que seja iniciado o controle estratégico antes que a população de carrapato aumente.

O combate a essas populações enquanto ainda estiverem em baixos níveis, em resposta às condições menos favoráveis de desenvolvimento e sobrevivência de ovos e larvas do carrapato, impedirá o surgimento de altas infestações comuns no verão.

A principal regra é combater o carrapato em qualquer região quando a população de carrapato na pastagem está no final do seu período desfavorável.

3 – Aplicar seguindo a recomendação do fabricante



SIGA A BULA DO PRODUTO RIGOROSAMENTE, PRINCIPALMENTE QUANTO À HOMOGENEIZAÇÃO, DOSAGEM, PERÍODO DE DESCARTE DO LEITE E PERMISSÃO PARA USO EM VACAS LACTANTES.

A concentração indicada nas recomendações do fabricante é a mínima necessária para obter um bom controle da população de carrapatos. A utilização de dose inferior às recomendadas, assim como de produto vencido ou armazenado em condições inadequadas, além de não apresentar bom resultado, possibilita acelerar a resistência ao tratamento com o carrapaticida.

Os carrapaticidas “de contato”, como o próprio nome diz, necessitam ter contato com os carrapatos no mínimo nas quantidades recomendadas pelos fabricantes; serem muito bem misturados e aplicados com pressão suficiente para penetrar entre os pelos, além de molhar completamente o animal, que deve ser tratado individualmente.

A diluição incorreta e a aplicação inadequada do produto podem ser os responsáveis pela baixa eficiência do produto, como também causar acidentes com os animais ou com o operador.

4 – Segurança do operador



**NO PREPARO E APPLICAÇÃO
DO PRODUTO UTILIZE
MASCARA, LUVA, ROUPA
ADEQUADA E BANHE OS
ANIMAIS A FAVOR DO VENTO
PARA EVITAR INTOXICAÇÃO.**

Para aplicação da calda utilizar os equipamentos de proteção individual (EPIs) e realizar o manejo com o carrapaticida, invariavelmente a favor do vento, para proteção do aplicador, o qual, desde o início do preparo da solução deverá estar protegido com macacão, botas, luvas e máscara, para evitar o contato com o produto químico.

Os carrapaticidas são tóxicos que atuam principalmente no sistema nervoso central, causando alergias, intoxicações, malformações de órgãos fetais e podem deflagrar o surgimento de processos tumorais.

Geralmente, as pessoas que têm contato com parasiticidas são as mesmas na propriedade, e como o fazem com frequência, tendem a diminuir o cuidado no manuseio com essas substâncias tóxicas.

É importante que as pessoas que trabalham com carrapaticidas sejam devidamente treinadas, tanto sobre os perigos dessa tarefa, quanto sobre os cuidados para proteger-se ao máximo. Além disso, devem ainda ter conhecimento suficiente sobre os sintomas mais comuns que sinalizam uma possibilidade de intoxicação e a necessidade de procurar imediatamente a assistência médica.

5 – A forma correta de aplicação de carrapaticidas



O BANHO DEVE SER DADO COM O ANIMAL CONTIDO, NO SENTIDO CONTRÁRIO AO DO PELO, COM PRESSÃO ADEQUADA E EM TODA A SUPERFÍCIE DO CORPO, INCLUINDO CARA, ORELHAS E ENTRE AS PERNAS. EVITE DIAS DE CHUVA E HORÁRIOS DE SOL FORTE. EM CASO DE TRATAMENTO POUR-ON (NA LINHA DO DORSO), AVALIE O PESO DE CADA ANIMAL PARA APLICAÇÃO DA QUANTIDADE CORRETA DO PRODUTO, DE ACORDO COM AS RECOMENDAÇÕES DA BULA.

Os produtos carrapaticidas, aplicados por imersão ou aspersão, atuam por contato, intoxicando os carapatos molhados pelo produto diluído na água. Os carapatos grandes são mais facilmente visualizados nos lugares em que os animais não conseguem lambê, como tábua do pescoço, orelhas, entre as pernas e axilas. Nas outras partes do corpo podem ser observados carapatos pequenos

recém-chegados, sendo que aqueles que sobreviverem à autolimpeza feita pelo próprio hospedeiro, se não tratados, se desenvolverão até a fase adulta.

Após o banho, o animal deve ter sido completamente molhado, pois os carrapatos pequenos, localizados debaixo dos pelos de partes do corpo onde não são vistos com facilidade, representam uma parcela importante da população que parasita os animais, e só morrerão se forem alcançados pela quantidade necessária de carrapaticida. Em média, para banhar adequadamente um animal adulto, são necessários quatro a cinco litros de solução carrapaticida.

A camada de pelos exerce uma proteção natural do couro e, além disso, a gordura do pelo prejudica a penetração da solução, fazendo com que esta escorra pela pelagem, sem atingir o couro onde os carrapatos se encontram fixados. Em função disso, é muito importante que a pressão de aspersão seja tal que produza pequenas gotículas de solução com capacidade para penetrar entre os pelos e chegar até o couro. Gotas grandes, com maior peso e menor pressão, tendem a escorrer sobre os pelos sem penetrar até o couro.

Os carrapaticidas em determinadas condições podem intoxicar e matar os animais como, por exemplo, alguns produtos que não podem ser aplicados em bezerros até quatro meses de idade, e outros sobre animais em avançado estado de gestação ou em lactação.

Animais em final de gestação devem ser manejados separadamente dos demais, e de forma a não lhes causar apertos no curral e no brete, evitando-se possibilidades de aborto. Também, em função do estresse que os animais sofrem quando da aplicação destes produtos, eles devem ser banhados ou tratados preferencialmente cedo pela manhã ou no final da tarde - nunca nos períodos mais quentes do dia e ou imediatamente após esforço físico.

Em dias de chuva pode-se adiar para o dia seguinte, ou deixar os animais já tratados sob uma cobertura protegidos da chuva. O tempo necessário para a ação do produto por contato é de no mínimo duas horas após o tratamento. Após esse período o produto já pode ser lavado pela água da chuva sem comprometer o tratamento realizado.

Todo carrapaticida de contato atua de forma imediata e, após o tratamento, as larvas do ambiente começam a subir novamente nos animais, devendo

ser mortas no próximo tratamento estratégico antes da sua queda, de modo a não permitir que realizem nova postura.

Recorrendo-se ao sistema estratégico, que envolve ações integradas com outras práticas de manejo relacionadas aos animais e à pastagem é que se pode alcançar a diminuição da população de carapatos e dos prejuízos que causa.

O processo do banho por aspersão inicia-se pelo preparo da solução para pulverização com a quantidade de carrapaticida indicada pelo fabricante, a qual deve ser adicionada a uma pequena quantidade de água (calda). Somente depois de a calda estar misturada homogeneousmente, adiciona-se o volume de água necessário para completar a quantidade total da solução a ser preparada. A solução final também deve ser muito bem misturada para se obter uma diluição homogênea.

A aplicação do carrapaticida deve ser feita com o animal contido, um animal por vez. O equipamento deve ser prático, o mais confortável que se dispõe, e capaz de possibilitar um banho com pressão forte o suficiente para pulverizar a solução carrapaticida na forma de uma nuvem de gotículas, para que cheguem até o couro do animal.

São diversos os equipamentos utilizados na aplicação de carrapaticida, tais como, o pulverizador costal; a bomba de pistão manual; os vários tipos de adaptação de bombas d'água elétricas e a câmara atomizadora. Como regra geral, a escolha do tipo de equipamento a ser utilizado depende do tamanho do rebanho. Independentemente do tipo de equipamento, o seu uso deve seguir as recomendações descritas, capazes de permitir uma pulverização correta.

A câmara atomizadora, com seu túnel repleto de bicos aspersores é a maneira mais prática e eficiente de aplicação de carrapaticida pelo método de aspersão em rebanhos médios ou grandes.

6 – Redução dos carrapatos livres na pastagem



OS ANIMAIS RECÉM TRATADOS DEVEM RETORNAR AS PASTAGENS INFESTADAS PARA QUE FUNCIONEM COMO “ASPIRADORES” DOS CARRAPATOS QUE LÁ ESTÃO À ESPERA DO HOSPEDEIRO. OS CARRAPATOS QUE SUBIREM NOS ANIMAIS SERÃO MORTOS QUANDO ENTRAREM EM CONTATO COM O PRODUTO. OS QUE CONSEGUIREM SOBREVIVER SERÃO COMBATIDOS NO PRÓXIMO BANHO.

Na fase não parasitária a fêmea ingurgitada procura um lugar úmido e abrigado do sol. Ali ela aguarda completar a maturação dos ovos e, então, realiza a postura, colocando em torno de 3.000 ovos por fêmea. Estes ovos, após completarem o período embrionário originam larvas que infestam as pastagens de forma rápida e intensa.

As larvas, logo após a eclosão, ficam no chão por um período de dois a três dias, próximas às cascas de onde saíram, aguardando o endurecimento da cutícula ou carapaça. Depois, mantendo-se agrupadas, sobem no primeiro talo de planta que encontram, permanecendo juntas e formando bolinhos, à espera da passagem de seus hospedeiros. Atraídas pelo gás carbônico da respiração dos animais, ou pelo deslocamento do ar, percebem a aproximação de hospedeiros, preferencialmente bovinos, nos quais tratam de subir e fixar-se. Começa então a chamada “fase parasitária” do ciclo de vida do carrapato.



7 – Atenção especial aos animais sempre mais infestados que os demais



OS BOVINOS MAIS INFESTADOS, CONHECIDOS COMO ANIMAIS DE "SANGUE DOCE" SÃO OS RESPONSÁVEIS PELA CONTAMINAÇÃO DA PASTAGEM. ELES DEVEM SER IDENTIFICADOS E TRATADOS COM MAIS FREQUÊNCIA.

Após a série de banhos ou tratamentos, os animais terão poucos carrapatos por muitos meses, e não necessitarão de novas aplicações. Em geral, após a aplicação dos banhos ou tratamentos estratégicos, poucos animais no rebanho sempre carregarão a maioria dos carrapatos (popularmente conhecidos como "animais de sangue doce").

Apenas esses animais devem ser tratados, esporadicamente, caso se perceba neles populações médias acima de 25 fêmeas ingurgitadas em um dos lados do corpo dos animais.

O não tratamento dos animais restantes permitirá o desenvolvimento neles de poucos carrapatos, os quais, sem contato com o carrapaticida, terão maior chance de retardar o aparecimento da resistência na população ao produto químico (tática do refúgio). No ano seguinte o sistema estratégico deve ser novamente estendido a todo rebanho.

Existe um caminho inverso quando o produtor introduz animais resistentes em rebanhos sensíveis ao carrapato, como por exemplo, introduzir animais nelore em rebanho cruzado com angus. Neste caso os dois tipos raciais terão

padrões de infestação mais próximos da raça e o controle deverá ser realizado nos dois grupos, ou seja, em todo o rebanho para controlar a população de larvas nas pastagens. Se o rebanho nelore estiver separado e em bom estado nutricional ele vai necessitar apenas de tratamento tático, ou seja, esporádico, economizando recursos no seu tratamento (Andreotti et al., 2018)

8 – Controle preventivo ao introduzir animais no rebanho



OS ANIMAIS RECÉM ADQUIRIDOS DEVEM SER TRATADOS NO LOCAL DE ORIGEM. ISOLADOS POR 30 DIAS ANTES DE SUA INCORPORAÇÃO AO REBANHO.

A introdução com a compra de animais portando carrapatos leva a um aumento e uma variabilidade de população de carrapatos na propriedade, tanto por si só, quanto pelo fato de poderem trazer carrapatos portadores de novos genes com mutações de resistência a outras bases químicas de carrapaticidas. Podem, portanto, gerar uma possibilidade de desenvolvimento de multirresistência nas populações de carrapatos pela introdução desses novos genes aliados à resistência, aumentando sensivelmente o problema de controle do carrapato. O período de 30 dias proposto consiste em uma recomendação baseada no período parasitário do carrapato, que é de cerca de 21 dias. Sendo assim, durante o período de quarentena, os carrapatos caem em um pasto separado antes de serem incorporados ao rebanho principal (Andreotti et al., 2024), evitando assim a inserção de novos genes de resistência aos acaricidas provenientes de cepas externas.

9 – Evitar infestações mistas



EQUINOS E BOVINOS DEVEM SER MANTIDOS EM PASTOS SEPARADOS, POIS OS BOVINOS TAMBÉM PODEM SER INFESTADOS PELOS "CARRAPATOS DE CAVALO" CUJO CONTROLE É DIFERENTE.

Manter diferentes espécies animais compartilhando um mesmo espaço ou pastagem pode acarretar novos problemas, conforme já foi tratado no capítulo 10. Animais que, quando criados isoladamente, não apresentavam infestações por este parasita, como era o caso de ovinos deslanados (Garcia et al., 2014), podem sofrer com o parasitismo quando criados juntos com bovinos. Há, também, uma preocupação quando cavalos e bovinos são mantidos juntos, pois um dos carrapatos mais comuns em cavalos é de outro gênero, *Amblyomma sculptum*, que em alguns países têm representantes - outras espécies, passando, também para os bovinos. Caso isso venha a acontecer no Brasil, o controle estratégico atualmente preconizado terá que ser revisto para alcançar ambas as espécies em questão. Como medida preventiva a medida inteligente e urgente é que se passe a monitorar também desde já a resistência dessa espécie frente aos acaricidas.

10 – Avaliar anualmente o desempenho do produto



O TESTE DE SENSIBILIDADE DOS CARRAPATOS AOS CARRAPATICIDAS DEVE SER REPETIDO ANUALMENTE. TROQUE O CARRAPATICIDA POR OUTRO DE MECANISMO DE AÇÃO DIFERENTE, NO MÁXIMO A CADA DOIS ANOS, DE ACORDO COM OS RESULTADOS DO NOVO TESTE.

Recomenda-se que, anualmente, ou sempre que se suspeitar de falhas após a aplicação carrapaticida, que sejam colhidas amostras de carrapatos adultos (teleóginas) e enviadas para laboratórios capacitados para a realização de testes. Estes testes irão propiciar informações para um diagnóstico detalhado da situação de resistência na propriedade.

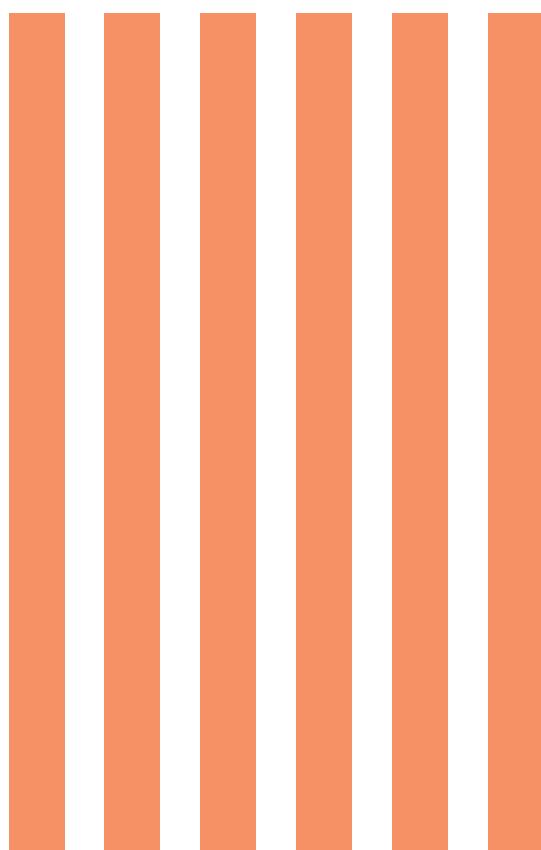
Produtos não recomendados para animais, como formulações caseiras feitas, entre outros, com produtos destinados a pragas agrícolas, não devem jamais ser empregados. Além de possibilitarem resultados insatisfatórios no controle do parasita, podem causar sérias intoxicações nos animais e também severa contaminação ambiental.

Os períodos de carência de cada produto para posterior utilização do leite e carne devem ser respeitados, para garantir segurança alimentar. Cuidado especial deve ser tomado quando se for adquirir o produto a utilizar, pois existem no mercado diferentes produtos com o mesmo nome comercial, os quais podem ou não ser aplicados em animais em lactação, dependendo da forma de aplicação (por exemplo, “pour on” ou “injetáveis”).

Ainda, quando da aquisição de carrapaticidas, tendo sido orientados a mudar a base química do produto, é preciso uma verificação cuidadosa sobre isso, pois apenas trocar de nome comercial não significa trocar a base química. Tal

cuidado é necessário porque para cada base química existe uma gama variada de marcas comerciais, e a resistência tem apenas a ver com as bases químicas e suas associações e não com as diferentes formulações comerciais.

Outro fator que é importante para o sucesso do controle do carrapato está relacionado ao nível tecnológico da propriedade, sendo que a presença do carrapato diminui os índices de produção de forma geral impactando mais nos sistemas mais tecnificados (Calvano et al., 2021). Vale ressaltar que os perfis genéticos do rebanho também podem ser levados em conta durante o manejo e controle dos carrapatos, visto que raças taurinas apesar de apresentarem vantagens em parâmetros produtivos, são mais suscetíveis a infestações por carrapatos (Barros et al., 2024), demandando mais atenção durante o tratamento. Lembrando que o uso do controle estratégico abordado no presente capítulo auxilia na redução da frequência do uso de acaricidas. Além disso, métodos como o Sistema Lone Tick diminuem ainda mais a dependência de químicos na cadeia produtiva (Andreotti et al., 2024).



Referências

ANDREOTTI, R. et al. Cattle tick infestation in Brangus cattle raised with Nellore in central Brazil. **Semina**, v.39, p. 1099-1114, 2018.

ANDREOTTI, R. et al. Control of *Rhipicephalus microplus* tick larvae in the field based on distancing from the host - Lone tick system. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v.47, p. 100950, 2024.

BARROS, J. C. et al. Impacto econômico do carrapato-do-boi na pecuária em transformação no brasil. Contemporânea – **Revista de Ética e Filosofia Política**, v.4, p. 3266-3287, 2024.

BONATTE-JÚNIOR, P. et al. Economic performance evaluation of Brangus and Nellore cattle breed naturally infested with *Rhipicephalus microplus* in an extensive production system in Central-West Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, v.1, p.1-13, 2019.

CALVANO, M. P. C. A. et al. Bioeconomic simulation of *Rhipicephalus microplus* infestation in different beef cattle production systems in the Brazilian Cerrado. **Agricultural Systems**, v.194, p. 103247, 2021.

GARCIA, M. V. et al. Contributions of the hair sheep breed Santa Ines as a maintenance host for *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Acari: Ixodidae) in Brazil. **Parasites & Vectors**, v.47, p. 515-4, 2014.

CAPÍTULO

12

Situação atual
do controle do
carapato por meio
de acaricidas



Leandro de Oliveira Souza Higa

Jacqueline Cavalcante Barros

Marcos Valério Garcia

Renato Andreotti

A domesticação de bovinos, processo de grande relevância histórica e econômica, teve origens complexas há mais de 10.000 anos e, provavelmente, ocorreu em múltiplos eventos distintos. De acordo com estudos recentes, há evidências que sugerem que a domesticação de bovinos ocorreu em duas ou três regiões diferentes do planeta, refletindo a adaptação dos humanos às diversas condições ambientais e necessidades econômicas (Pitt, 2018). Com o aumento da criação de bovinos para atender à crescente demanda por alimentos, especialmente durante o século XIX, houve um concomitante aumento na população de carapatos, como o *Rhipicephalus microplus*, que se adaptaram a essa nova e abundante fonte de alimento.

A presença de carapato *R. microplus* representa uma ameaça significativa à bovinocultura, não apenas pelo desconforto causado, mas também por acar-

retar danos diretos aos animais como anemia, redução no ganho de peso e na produção de leite, danos ao couro entre outros (Lehman, 1993; Marques et al., 2000; Jonsson, 2006), situação agravada principalmente em casos de altas infestações (Figura 1).

O problema relacionado ao carrapato, que representou um momento singular na criação de bovinos, foi a relação desse hematófago com a transmissão de patógenos. Os protozoários *Babesia bovis* e *Babesia bigemina*, juntamente com a bactéria *Anaplasma marginale*, são os agentes causadores da doença conhecida como Tristeza Parásitária Bovina –TPB transmitidos pelo carrapato-do-boi (*R. microplus*). O parasito vem causando prejuízos severos na pecuária a partir do final do século XIX, impulsionando a necessidade do seu controle.

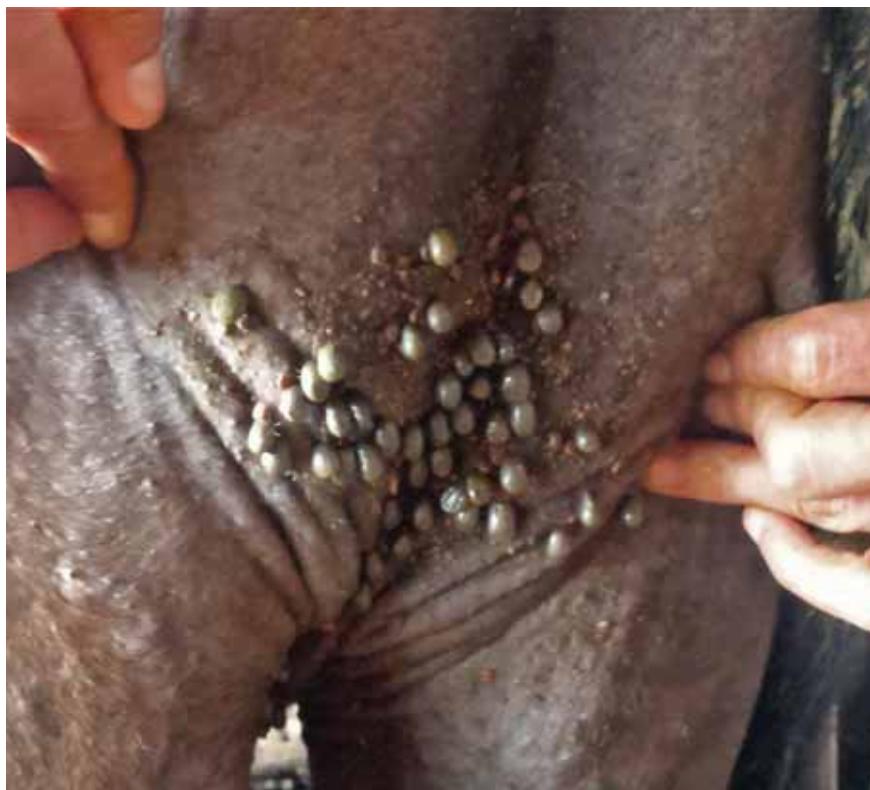


Figura 1. Infestação de um bovino pelo carrapato *R. microplus*.
Foto: Acervo do Museu do Carrapato Embrapa Gado de Cor

Com essa nova demanda, ainda sem muitos estudos, o controle iniciou-se com o uso de diversas substâncias como solução de nicotina, cal-enxofre, glicerina, sulfito de sódio, cresol, graxa, petróleo em óleo, óleo de semente de algodão e outros. Com o avanço nos estudos do controle químico, produtos mais adequados e testados foram desenvolvidos, melhorando substancialmente as formas de controlar o carapato mediante uso de acaricidas bem como o desenvolvimento e estudo de novos princípios ativos (Graham; Hourigan, 1977; George et al., 2008).

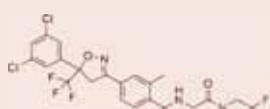
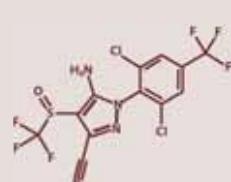
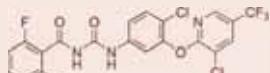
Segundo o site “Arthropod Pesticide Resistance Database | Michigan State University”, que reúne informações a respeito de bases químicas e resistência em diversos artrópodes, o *R. microplus* pode ser considerado como um dos carapatos mais estudados com relação ao uso de acaricidas, com ampla gama de princípio ativos disponíveis: cerca de 50 princípios ativos catalogados, pertencentes a várias bases químicas.

Basicamente, os diferentes compostos são alocados em grupos ou famílias de acaricidas, cada uma reunindo características farmacológicas e mecanismos de ação em comum. Atualmente, diversos grupos químicos são descritos: arsenicais, organoclorados, carbamatos, organofosforados, piretroides, amidinas, lactonas macrocíclicas, benzoilfeniluréia, fipronil e mais recentemente o fluralaner. Segundo o site do Ministério do Abastecimento, Pecuária e Agricultura (MAPA), existem mais de 1,300 produtos farmacêuticos registrados para bovinos no país. Além disso, mais de 900 produtos são pertencentes à classe dos antiparasitários.

A Tabela 1 mostra a ampla gama de fármacos, princípios ativos e suas referentes classes acaricidas:



Tabela 1. Diferentes princípios ativos utilizados para o controle pragas agrícolas e pecuárias, adaptado de Arthropod Pesticide Resistance Database; George et al., 2004; Agwunobi et al., 2021.

GRUPO QUÍMICO (ANO DE INTRODUÇÃO)	ESTRUTURA QUÍMICA	MECANISMO DE AÇÃO (REFERÊNCIAS)	PRINCÍPIO ATIVO
<i>Organofosforados (1955)</i>	 <i>Clorpirimifos</i>	Inibição de enzima acetilcolinesterase (1)	Bromofós-etílico, clorfenvinfós, clorpirifós, coumafós, diazinon, diclorvós, dimetoato, dioxation, etion, fenitrotion, fenthion, malation, monocrotofós, naled (dibrom), fenthoato, fosalon, fomepete, fosfamidon, prothidation, triclorform, Paration, Tetraclorvinfós, Azametifós, Azinfos-metil, Metil-paration
<i>Carbamatos (1955)</i>	 <i>Carbamato</i>	Inibição de enzima acetilcolinesterase (2)	Carbaril, mecarbam
<i>Formamidinas (1975)</i>	 <i>amitraz</i>	Agonista do receptor octopamina (3)	Amitraz, clordimeform

<i>Piretróides (1977)</i>		Modulador de canal de sódio (4)	Cialotrina, cipermetrina, deltametrina, flumetrina, permetrina, fenvelarato
<i>Lactonas macrocíclicas</i>		Modulador de canal de cloro via glutamato (5, 6, 7)	Ivermectina, doramectina, abamectina, milbemicina
<i>Fluazuron ou regulador do crescimento (1994)</i>		Inibição da síntese de quitina (8)	Fluazuron, diflubenzuron, lufenuron, novaluron, teflubenzuron
<i>Fenilpirazóis (1995)</i>		Bloqueador de canal de cloro ativado pelo GABA (9)	Fipronil, piriprol
<i>Isoxazolinas (2022)</i>		Inibidores dos canais de cloreto mediados por GABA e canais de cloreto controlados por L-glutamato (10)	Fluralaner, afoxolaner, sarolaner e lotilaner

1: Fukuto, 1990; 2: Jonsson et al., 2018; 4: Narahashi, 1971; 5: Cully et al., 1994; 6: Yates et al., 2003; Wolstenholme, 2012; Graf et al. (1993); 9: Cole et al. (1993); 10: Gassel et al. (2014).

Grupos acaricidas com uso proibido

Ao longo dos anos, pesquisas relacionadas à segurança alimentar, saúde animal e questões ambientais com relação ao uso de acaricidas, mostraram alguns pontos de restrição quanto ao uso de certos princípios ativos

Arsenicais

Conhecido como primeiros acaricidas utilizados, os arsenicais começaram a ser empregados no controle do carrapato a partir do ano de 1895 (George et al., 2004), impulsionados por problemas com a TPB causados por altas infestações por carrapatos. Durante a década de 1940, os arsenicais foram perdendo espaço no mercado de antiparasitários devido principalmente a casos de resistência e acúmulo de resíduos em tecidos animais (Graham; Hourigan, 1977). Atualmente esse grupo acaricida não é mais utilizado.

A principal forma de aplicação deste acaricida eram as piscinas de mergulho/banhos de imersão (“dipping vats”), as quais continham grandes volumes de água diluindo o acaricida. Como o composto apresenta um período residual muito baixo (24h), o uso dos banhos deveria ser maior (Mitchell, 1996). Após algum tempo, em caso de redução na eficácia acaricida, seriam necessárias novas diluições e um grande problema ambiental para o descarte do volume das piscinas, além do investimento em estrutura para o sistema funcionar.

Organoclorados

Considerados os primeiros acaricidas sintéticos, os organoclorados são representados principalmente por moléculas como Aldrin, BHC, DDT, dieldrin, lindano e toxafeno. Foram introduzidos no mercado de acaricidas por volta de 1930-40, assim como os arsenicais, o grupo dos organoclorados apresentava indícios de resíduos em alimentos de origem animal como a carne e o leite e o ambiente (Kunz; Kemp, 1994). Além disso, casos de resistência foram relatados no Brasil em 1952 (Freire, 1953), tornando o uso desta molécula cada vez mais inviável e culminando em seu banimento no ano de 1962.



Métodos de aplicação dos acaricidas

Banheiros de imersão constituem um dos métodos de aplicação de acaricidas. As vantagens dessa técnica de controle de carapatos são: praticidade em promover o contato entre o carapato e o acaricida, podendo ser utilizado para grandes rebanhos; aplicação “uniforme” de acaricida por animal tratado, uma vez que os mesmos passam pelos banheiros e têm o corpo todo em contato com a solução acaricida. As desvantagens estão relacionadas à perda da eficácia ao longo do uso devido à interferência de partículas de poeira, dejetos e demais sujidades deixadas na piscina durante a passagem dos animais, alteração na diluição por meio de chuvas e por fim, o descarte dos grandes volumes do acaricida (Ransom; Graybill, 1912; Kunz; Kemp, 1994).

Pulverização

A pulverização é a técnica que promove a interação entre o acaricida e o carapato por meio do contato. O método consiste em diluir a calda acaricida de acordo com a recomendação do fabricante e aplicar nos bovinos via pulverizador manual (Figura 2) ou bomba de aspersão ou mesmo na forma de brete de aspersão ou câmara atomizadora (Figura 3).



Figura 2. Aplicação acaricida via pulverizador manual ou bomba de aspersão.

Fonte: Museu do Carapato



Figura 3. Tratamento com acaricida de bovinos em câmara atomizadora.

Fonte: Museu do Carrapato

A principal vantagem da pulverização manual é que o resíduo ambiental gerado é menor se comparado aos banhos de imersão. A diluição precisa seguir a recomendação comercial de um volume de 4 a 5 litros por animal, o que traz como vantagem a menor possibilidade de intoxicação dos animais, mas, a desvantagem seria uma diluição incorreta que pode gerar problemas com a eficácia do acaricida e o consequente desenvolvimento de resistência. Outra desvantagem desta técnica é o tempo necessário para aplicação correta do acaricida e a quantidade de pessoas para aplicação, uma vez que o cansaço pode afetar o padrão de qualidade da aplicação (Rodrigues, 2012).

No caso do brete de aspersão ou câmara atomizadora as recomendações e cuidados seguem os mesmos princípios, porém com uma grande vantagem em relação ao pulverizador manual: a maior adequação do método a grandes rebanhos, uma vez que a aplicação segue um padrão coerente no volume de calda por animal. Vale ressaltar que o padrão de aspersão dos jatos contendo a calda precisa ser averiguado, uma vez que o mesmo precisa ser suficiente para atingir regiões mais internas do corpo dos animais como orelha e subcaudal (Figura 3).

Pour on

O método *pour on* apresenta duas grandes vantagens: o produto já vem diluído e é de fácil aplicação (a solução é aplicada na região da linha dorsal de cada animal). Apesar de ser um produto pronto para uso, o volume da dose é calculado a partir do peso corporal do animal seguindo as orientações presentes nas bulas dos medicamentos. Essa necessidade de pesagem pode ser um ponto de desvantagem pois exige uma balança para realizar um cálculo correto do volume a ser aplicado. Em caso de superdosagens há perigo de intoxicação dos animais podendo levar a morte, se o volume utilizado for abaixo do recomendado, pode contribuir para o surgimento da resistência dos carrapatos aos princípios ativos administrados.



Figura 4. Tratamento acaricida *pour on*.

Fonte: Museu do Carrapato

Injetáveis

Assim como produtos *pour on*, acaricidas injetáveis são prontos para uso e também necessitam de pesagem para aplicação da dose correta. A necessidade do uso de agulhas para aplicação deve ser individualizada pois patógenos presentes nos animais podem ser transmitidos a outros bovinos quando agulhas são compartilhadas (De Melo Junior et al, 2022).

Outros

Com o objetivo de obter alguma praticidade no controle dos carrapatos aliado à nutrição animal, formulações contendo acaricidas em sal mineral também já foram desenvolvidas ao longo dos anos. Um exemplo disso é o uso da molécula diflubenzuron em sal mineral, sendo um método, que, apesar de oferecer vantagens, não apresenta resultados satisfatórios para o controle do carrapato ou mesmo outros ectoparasitos (Andreotti et al., 2015; Cruz et al., 2018).

Pour on vs pulverização vs câmara atomizadora

Mesmo diante das vantagens e desvantagens, os diferentes métodos de aplicação de acaricidas são uma importante ferramenta para o controle de *R. microplus*.

Estudos a campo foram conduzidos no ano de 2016 no estado de Mato Grosso do Sul para investigar o desempenho de um produto aplicado via pulverizador manual (cipermetrina 15 g, clorpirifós 25 g, fenthion 15 g) e um produto *pour on* (cipermetrina 15 g, clorpirifós 25 g, citronelal 1 g). Os resultados indicaram que o produto aplicado por pulverização apresentou eficácia média de 95.8% e o *pour on* 51% (Rodrigues et al., 2018).

Novo teste a campo foi realizado na mesma região, com bases químicas idênticas para *pour on* (cipermetrina 5 g, clorpirifós 7 g, butóxido de piperonila 5 g, citronelal 0.5 g) e pulverização (cipermetrina 15 g, clorpirifós 25 g, butóxido de piperonila 15 g, citronelal 1 g/100 ml). Neste estudo, foram observadas eficácia média a campo em animais Brangus de 87% para pulverização e 51% para o acaricida *pour on* após um período de 72 dias (Higa et al., 2019). Tal fato indica que o método de aplicação deve ser levado em consideração na hora de escolher e monitorar o desempenho dos acaricidas nas propriedades. Aqui a facilidade do manejo pode prevalecer sobre a eficácia e comprometer o controle do carrapato.

O método de aplicação com maior eficácia foi de pulverização com uso de bomba costal. Sabendo da limitação dessa técnica para grandes rebanhos, outro estudo a campo foi realizado com o intuito de verificar o desempenho de diferentes métodos de aplicação, incluindo produtos de injetáveis (moxidectina), *pour on* (fipronil; fluazuron) e pulverização na forma de câmara atomizadora (cipermetrina 15 g, clorpirifós 25 g, fenthion 15 g). Segundo Bonatte-Junior et al. (2022), o método de pulverização apresentou melhor desempenho, sendo um método de controle em larga escala eficiente e com ação considerada mais “rápida” se comparada com as moléculas presentes nos demais produtos.

Os autores observaram ainda um efeito mais tardio se comparado aos outros no produto injetável (moxidectina), que apresentou seu pico de eficácia apenas no 28º dia pós-tratamento. Vale ressaltar que todos os trabalhos aqui citados realizaram testes *in vitro* para verificação prévia da eficácia dos produtos, sendo as análises comparativas entre métodos de aplicação baseadas em produtos com indicação técnica.

Estudos posteriores também confirmaram o sucesso no uso de métodos de pulverização e suas variações, incluindo a câmara atomizadora realizados também em região de Cerrado (Moraes et al., 2023). Além disso, com relação aos produtos *pour on*, este método de aplicação parece ser influenciado negativamente com relação à eficácia quando utilizado em animais altamente infestados (Zapa et al., 2020), sendo mais um ponto de atenção a ser notado para a escolha da metodologia a ser empregada no uso dos acaricidas. A mesma problemática já foi observada em animais com infestação elevada e tratados com produtos de pulverização (Felipelli et al., 2022).

Contaminação ambiental

A contaminação ambiental pode estar relacionada a diversas possibilidades, entre as quais as drogas de uso veterinário ocupam um lugar de destaque. Categorias farmacológicas como antimicrobianos, antifúngicos, hormônios, anti-inflamatórios, anestésicos, antiparasitários e outros podem ser citados. No caso dos antiparasitários como acaricidas, um fator que está relacionado à maior contaminação ambiental tem relação com o uso indiscriminado destes químicos, afetando inclusive a própria biodiversidade (Roche et al., 2011).

Diversos organismos podem estar sujeitos à ação de acaricidas também por estes apresentarem um amplo espectro de ação. Apesar de serem comercializados como carapaticidas, a grande maioria dos acaricidas possuem ação também em insetos, além de toxicidade observada para outros animais (Cole et al., 1993; Graf et al., 1993; Kunz; Kemp, 1994).

Nos últimos anos, esse tema foi amplamente abordado e, animais com função ecológica importante como abelhas e o besouro-do-esterco já foram relatadas como espécies afetadas por resíduos acaricidas. Exemplo disso é a redução de populações do besouro do esterco em diferentes países (Su et al.,

2023), pois o inseto, quando interage com o esterco, fica exposto a porções residuais de acaricidas nas fezes. Nesse caso, fica clara a importância de estudos e cuidados com as dosagens recomendadas dos produtos injetáveis que, apesar de não gerarem resíduos líquidos como nos métodos de pulverização, também apresentam riscos ao meio ambiente.

Outro problema que gera a contaminação ambiental é o local onde descartar as caldas acaricidas. Um exemplo histórico disso foi o uso das piscinas acaricidas e que hoje não são mais amplamente utilizadas no Brasil. O descarte inadequado de acaricidas pode afetar organismos presentes no solo, principalmente os aquáticos, considerados mais sensíveis aos resíduos químicos (Yoshimura; Endoh, 2005).

Para evitar tal problema, quando utilizada a bomba costal ou a câmara atomizadora, é possível calcular a quantidade de calda acaricida baseado no volume de quatro a cinco litros para a aplicação em cada animal, evitando assim desperdícios e possíveis resíduos.

Intoxicação de humanos

O controle do carrapato por meio de pesticidas apresenta um outro ponto de atenção: a intoxicação de pessoas envolvidas no processo de manuseio e aplicação. Um exemplo clássico tem relação com acaricidas contendo organofosforados. Essa molécula, conforme visto anteriormente, possui ação como inibidor de acetilcolinesterase (Fukuto, 1990). Ela também possui ação no sistema nervoso de mamíferos, atingindo a mesma enzima. Segundo Mekonnen; Agonafir (2002), a prática do uso de pulverização e a intoxicação de humanos já tem sido em relatada, sendo necessárias melhores práticas durante o manejo e treinamento de aplicadores. Vale ressaltar que outras moléculas não devem ser negligenciadas pois também podem apresentar efeitos adversos e casos de intoxicação, conforme orientações contidas nas bulas dos medicamentos.

Outro ponto a ser comentado é que exposições crônicas a resíduos de acaricidas têm sido associadas a efeitos neurotóxicos não somente em trabalhadores, mas também em consumidores (Colosio et al., 2003). Tal fato reforça a importância do monitoramento desses resíduos de forma constante e em produtos derivados, conforme explicado no tópico a seguir.

Contaminação da carne e leite

Estudos revelam que o leite, ou seus derivados, mesmo mediante processamento, podem apresentar resíduos de uma ou mais lactonas macrocíclicas, por exemplo. Em estudo realizado por Lobato et al. (2006) utilizando amostras de leite pasteurizado obtido em supermercados, foi encontrada a presença de resíduos de ivermectina em 17,8% dessas amostras. De forma semelhante, outros derivados como a manteiga já apresentaram resíduos, sendo detectada a presença de ivermectina (89,5%), doramectina (76,3%) e abamectina (55,2%), conforme relatado por Macedo et al., 2015). Vale ressaltar que o grupo das lactonas macrocíclicas representam um risco maior para contaminação de forma geral por apresentarem amplo espectro de ação, sendo ecto e endectocida.

Além do leite, resíduos de acaricidas diversos também já foram relatados em carne bovina, levantando preocupações sobre a segurança alimentar e a exposição humana a essas moléculas (Ribeiro et al., 2007).

Fatores que afetam a eficácia do acaricida

Além do método de aplicação, um outro fator que pode causar alterações na eficácia acaricida é o pH da água utilizada para realizar a diluição de acaricidas de pulverização. Estudos revelam que o pH da água pode variar em diferentes regiões do país sendo mais ácido ou mais básico dependendo do local e condições ambientais ali presentes.

Amostras provenientes dos estados de Goiás, Minas Gerais, São Paulo e Mato Grosso revelaram uma variação no pH entre 5,1 e 8,3 para água proveniente de poço artesiano, 3,7 a 7,7 para não artesianos e média geral no estudo de 6,5 de pH (Nicaretta et al., 2023), sendo que a maioria dos produtos acaricidas atingiam melhores eficácia em pH entre 4,5 e 5,5. Segundo os autores, variações nas eficácia de acaricidas comerciais testados de forma *in vitro* foram encontradas quando testadas com diferentes pH, revelando um ponto de atenção aos técnicos e veterinários para monitoramento como um fator influenciador no controle químico.

Para produtos formulados na forma *pour on*, é importante lembrar que após tratados, os animais devem ser mantidos sem exposição a fatores como a

chuva, uma vez que a eficácia terapêutica e residual em bovinos tratados fica reduzida se comparado com animais não expostos à chuva, conforme observado por Zapa et al. (2020).

Vale ressaltar que a chuva pode afetar negativamente a eficácia também dos acaricidas aplicados com outros métodos, como por exemplo as banheiras de imersão (Davey et al., 2009). De maneira geral, erros na diluição, aplicação frequente juntamente com as situações anteriormente citadas, são fatores que contribuem para a ineficiência dos acaricidas. Além disso, um dos principais mecanismos responsáveis pelo baixo desempenho do controle químico é o processo conhecido como resistência aos acaricidas, no qual o próprio carrapato desenvolve diversos mecanismos para burlar ou reduzir o efeito dos tratamentos (Abbas et al., 2014; Obaid et al., 2022).



Referências

- ABBAS, R. Z. et al. Acaricide resistance in cattle ticks and approaches to its management: The state of play. **Veterinary Parasitology**, v. 203, n. 1-2, p. 6-20, 2014.
- AGWUNOBI, D. O. et al. A retrospective review on ixodid tick resistance against synthetic acaricides: implications and perspectives for future resistance prevention and mitigation. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 173, p. 104776, 2021.
- ANDREOTTI, R. et al. Diflubenzuron effectiveness in cattle tick (*Rhipicephalus Boophilus microplus*) control in field conditions. **Pharmaceutica Analytica Acta**, v.6, p. 6, 2015.
- BONATTE-JUNIOR, P. et al. Control Strategies for the Tick *Rhipicephalus microplus* (Canestrini, 1888) on Cattle.: Economic Evaluation and Report of a MultidrugResistant Strain. **Acta Parasitologica**, v. 67, p. 1564–1572, 2022.
- COLE, L. M. et al. Action of phenylpyrazole insecticides a the GABA-Gated chloride channel. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v.46, p. 47-54, 1993.
- COLOSIO, C. et al. Neurobehavioral effects of pesticides: state of the art. **Neurotoxicology**, v. 24, n. 4-5, p. 577-591, 2003.
- CRUZ, B. C. et al. In vivo effect of diflubenzuron, administered via mineral salt supplementation, against *Haematobia irritans* and *Rhipicephalus microplus* parasitizing cattle. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 27, p. 545-554, 2018.
- CULLY, D. F. et al. Cloning of an avermectin-sensitive glutamate-gated chloride channel from *Caenorhabditis elegans*. **Nature**, v. 20, n. 371, p. 707-711, 1994.
- DAVEY, R. B. et al. Effect of rainfall exposure immediately after a single dip treatment with coumaphos on the control of *Rhipicephalus microplus* (Acari: Ixodidae) on infested cattle. **Vector Control, Pest Management, Resistance, Repellents**, v. 46, n.1, p. 93-99, 2009.
- DE MELO JUNIOR, R. D. et al. 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.

FELIPPELLI, G. et al. Tick infestation level interferes with spray formulation (organophosphate + pyrethroid) efficacy against *Rhipicephalus microplus*. **Ticks Tick Borne Disease**, v.13, n.2, p.101903, 2022.

FREIRE, J. J. Arseno e cloro resistência e emprego de tiofosfato de dietilparanitrofenila (Parathion) na luta anticarrapato *Boophilus microplus* (Canestrini, 1887). **Boletim da Diretoria de Produção Animal**, v. 9, n.17, p. 3-21, 1953.

FUKUTO, T. R. Mechanism of action of organophosphorus and carbamate insecticides. **Environmental health perspectives**, v. 87, p. 245-254, 1990.

GASSEL, M. et al. The novel isoxazoline ectoparasiticide fluralaner: Selective inhibition of arthropod γ -aminobutyric acid- and L-glutamate-gated chloride channels and insecticidal/acaricidal activity. **Insect Biochemistry and Molecular Biology**, v.45, p. 111-124, 2014.

GEORGE, J. E. et al. Acaricides for controlling ticks on cattle and the problem of acaricide resistance. In: BOWMAN, A. S.; NUTTALL, P. A. **Ticks: biology, disease and control**. Cambridge: University Press, 2008. 415-416p.

GEORGE, J. E. et al. Chemical control of ticks on cattle and the resistance of these parasites to acaricides. **Parasitology**, v. 129, p. 353-366, 2004.

GRAF, J. F. The role of insect growth regulators in arthropod control. **Parasitology Today**, v. 9, n12, p.471-474, 1993.

GRAHAM, O. H.; HOURRIGAN, J. L. Eradication programs for the arthropod parasites of livestock. **Journal of medical entomology**, v. 13, n. 6, p. 629-658, 1977.

HIGA, L. O. S. et al. Effects of cypermethrin, chlorpyrifos and piperonyl butoxide-based pour-on and spray acaricides on controlling the tick *Rhipicephalus microplus*. **Systematic and Applied Acarology**, v.24, n.2, p. 278–286, 2019.

JONSSON, N. N. The productivity effects of cattle tick (*Boophilus microplus*) infestation on cattle, with particular reference to *Bos indicus* cattle and their crosses. **Veterinary Parasitology**, v.137, n.2, p.1- 10, 2006.

JONSSON, N. N. et al. Molecular biology of amitraz resistance in cattle ticks of the genus *Rhipicephalus*. **Frontiers in Biosciences**, v.3, p.796-810, 2018.

KUNZ, S. E.; KEMP, D. H. Insecticides and acaricides: resistance and environmental impact. **Science Technical Office International Epizotology**, v.1, n.3, 1249-1286, 1994.

LEHMAN, T. Ectoparasites: direct impact on host fitness. **Parasitology Today**, v.9, n.1, p. 8-13, 1993.

LOBATO, V. et al. Occurrence of ivermectin in bovine milk from the Brazilian retail market. **Food Additives and Contaminants**, v. 23, p. 668-673, 2006.

MACEDO, F. et al. Macroyclic lactone residues in butter from Brazilian markets. **Journal of Dairy Science**, v. 98, n.6, p.3695-3700, 2015.

MARQUES, F. A. C. et al. Lesões no couro causadas pelos principais ectoparasitas nas regiões Noroeste do Estado do Paraná e Sudoeste do Estado do Mato Grosso. **Ciências Agrárias**, v.21, n.1, p.33-39, 2000.

MEKONNEN, Y.; AGONAFIR, T. Pesticide sprayers' knowledge, attitude and practice of pesticide use on agricultural farms of Ethiopia. **Occupational Medicine**, v. 52, n.6, p.421-425, 2002.

MITCHELL, M. Acaricide resistance – back to basis. **Tropical Animal Health Production**, v.28, p.53-58, 1996.

MORAES, N. et al. Comparison of the efficacy of different methods to apply acaricides for control of *Rhipicephalus* (*Boophilus*) *microplus*. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 14, n. 4, p.102190, 2023

NARAHASHI, T. Mode of action of pyrethroids. **Bulletin de l'Organisation mondiale de la Santé**, v. 44, p. 337-345, 1971.

NICARETTA, J. E. et al. Selective versus strategic control against *Rhipicephalus microplus* in cattle: a comparative analysis of efficacy, animal health, productivity, cost, and resistance management. **Veterinary Parasitology**, v.

321, p. 109999, 2023.

OBAID, M. K. et al. Acaricides resistance in ticks: selection, diagnosis, mechanisms, and mitigation. **Frontiers in Cellular and Infection Microbiology**, v.12, p.941831, 2022.

PITT, D. et al. Domestication of cattle: Two or three events? **Evolutionary Applications**, v. 12, n.1, p.123-136, 2018.

RANSOM, B. H.; GRAYBILL, H. W. Investigations relative to arsenical dips as remedies for cattle ticks. **U.S. Department of Agriculture**. BAI. Bull. 144, 1912.

RIBEIRO, P. R. et al. Avaliação de resíduos de pesticidas em carne bovina no estado de São Paulo, Brasil. **Revista Brasileira de Ciência Veterinária**, v.14, n.3, p.151-154. 2007.

ROCHE, J. R. et al. Fertilizer, cropping, and grazing management effects on soil carbon stocks and greenhouse gas emissions from pastures. **Journal of Dairy Science**, v. 94, n.6, p. 2816-2827, 2011.

RODRIGUES, D. S. **Avaliação de técnicas de banho de aspersão carrapaticida em bovinos de produção de leite**. Orientador: Romário Cerqueira Leite. 2012. Tese de doutorado (Doutor em Ciência Animal) - Escola de Veterinária, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2012.

RODRIGUES, V. S. et al. Efficacy profile of Cypermethrin and Chlorpyrifos based acaricides on *Rhipicephalus microplus* control on cattle in the rearing phase, naturally infested and exposed to tick fever agents in central Brazil, **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v.12, p. 43-48, 2018.

SU, H. et al. Macroyclic lactone residues in cattle dung result in a sharp decline in the populations of dung beetles in the rangelands of northern China. **Agriculture, Ecosystems and Environment**, v.15, p.108621, 2023.

WOLSTENHOLME, A. J. Glutamate-gated chloride channels. **The journal of Biological Chemistry**, v. 287, n.48, p. 40232-40238, 2012.

YATES, D. M. The avermectin receptors of *Haemonchus contortus* and *Caenorhabditis elegans*. **International Journal for Parasitology**, v.30, n.33, p. 1183-1193, 2003.

YOSHIMURA, H.; ENDOH, Y. S. Acute toxicity to freshwater organisms of antiparasitic drugs for veterinary use. **Environmental Toxicology**, v.20, n.1, p. 60-66, 2005.

ZAPA, D. M. B. et al. Do rainfall and tick burden affect the efficacy of pour-on formulations against *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*? **Preventive Veterinary Medicine**, v.177, p.104950, 2020.

CAPÍTULO

13



Situação atual da resistência dos carrapatos aos acaricidas

Leandro de Oliveira Souza Higa

Marcos Valério Garcia

Jacqueline Cavalcante Barros

Renato Andreotti

Os acaricidas utilizados atualmente no controle do carrapato pertencem às classes: organofosforados, formamidinas, piretroides, lactonas macrocíclicas, fenilpirazoles, benzoilfenilureias (fluazuron) e, para todos eles, há relatos de resistência nos carrapatos.

Embora os mecanismos exatos de desenvolvimento da resistência em carrapatos ainda não estejam completamente esclarecidos, fatores como o uso contínuo e indiscriminado de produtos químicos leva à seleção de mutações, resultando no surgimento de populações de carrapatos resistentes. Esse processo é conhecido como estabelecimento de alelos resistentes (Furlong, 2000). Além disso, a resistência também pode ocorrer de forma natural, com uma frequência estimada de um indivíduo resistente a cada um milhão (Roush, 1993).

Após o estabelecimento do alelo resistente, a pressão de seleção faz com que carrapatos carregando o gene da resistência sejam mais frequentes na população em geral, que por sua vez irá gerar mais descendentes resistentes (Roush, 1993).

O tempo ou o número de aplicações necessárias para um alelo resistente se estabelecer na população e a mensuração de quanto tempo é necessário para os acaricidas perderem sua eficácia dependem de diversas variáveis. As variáveis de maior importância são: a forma como foi herdado o alelo resistente (dominante, codominante ou recessiva); a taxa de mutações na população antes da primeira aplicação do acaricida; a quantidade de indivíduos que, por diversos motivos, não entraram em contato com o acaricida; a frequência de aplicações do carrapaticida juntamente com a dosagem utilizada (FAO, 2004). Apesar da dificuldade para realização de tal avaliação, há indícios de que sejam necessárias seis aplicações por ano para que se constate uma redução na eficácia, fato que pode contribuir para o aparecimento de indivíduos resistentes (Mendes et al., 2011).

Os mecanismos de ação dos acaricidas e as bases moleculares da resistência podem envolver o aumento da expressão gênica ou da atividade de enzimas relacionadas ao metabolismo xenobiótico/detoxificador, bem como mutações em neuroreceptores, dependendo da classe do acaricida. A resistência aos acaricidas pode, portanto, ter diferentes causas em função da classe química envolvida. O metabolismo xenobiótico/detoxificador pode também estar relacionado à capacidade das células de modificar ou expelir as moléculas das drogas. Exemplos disso são a família de proteínas denominada “transportadores ABC”, participando ativamente do processo de remoção de drogas e as enzimas citocromo P450, que agem na biotransformação de xenobióticos. Além disso, alguns acaricidas atuam no sistema nervoso dos artrópodes, afetando neurônios pré-sinápticos, neurotransmissores ou neurônios pós-sinápticos, provocando mutações em canais iônicos, como o canal de sódio, que alguns acaricidas utilizam para neutralizar o carrapato (Rufingier et al., 1999; Martin et al., 2003; Oakeshott et al., 2003; Lovis et al., 2012; Waldman et al., 2023).

Testes de diagnóstico da resistência

Para otimizar a escolha de produtos acaricidas e mitigar a resistência, é recomendada a realização de bioensaios (*testes in vitro*) para avaliar a resistência acaricida antes da aplicação, auxiliando na seleção da base química mais

apropriada. Os testes mais comumente utilizados são: Teste de Imersão de Adultos (TIA) (Drummond et al., 1973), Teste de Pacotes de Larvas (TPL) (FAO, 2004) e Teste de Imersão de Larvas (TIL) (Shaw, 1966).

- **TIA:** Utiliza fêmeas ingurgitadas, que são imersas em frascos contendo diluições comerciais dos acaricidas. A eficácia do produto é avaliada através de parâmetros reprodutivos e da eclosibilidade das larvas (Figura 1).
- **TPL:** Larvas são colocadas em papéis filtro previamente embebidos em 670 µL da solução acaricida e vedados com presilhas para formar pacotes. Após 24 horas, a taxa de mortalidade das larvas é avaliada (Figuras 2 e 3)
- **TIL:** Similar ao TIA, mas realizado em larvas, testando diferentes diluições dos acaricidas. Este teste é particularmente relevante para avaliar a eficácia de acaricidas do tipo “pour on”, como as lactonas macrocíclicas (Klafke et al., 2006).



Figura 1. Diluição de acaricida para realização do teste de imersão de adultos.



Figura 2. Diluição de acaricida e impregnação em papel filtro para o TPL.



Figura 3. Pacotes impregnados com acaricidas para desafio de larvas de *R. microplus* usando o TPL.

Classes acaricidas

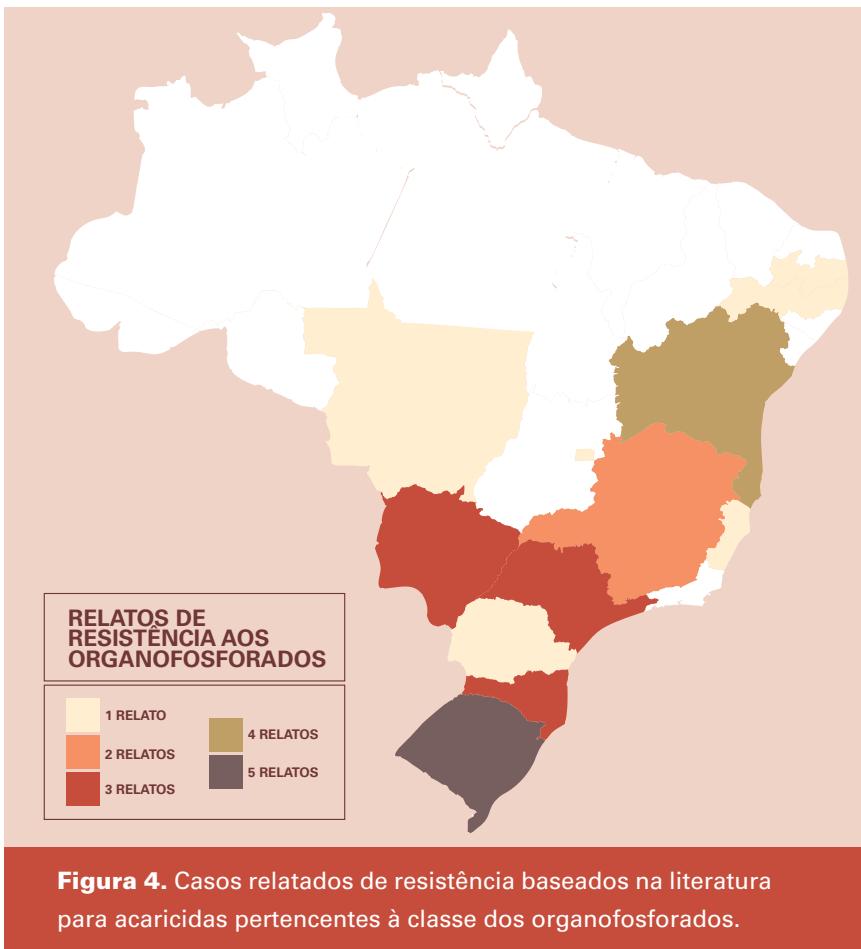
Organofosforados

Introduzidos nos anos 50, os organofosforados são derivados do ácido fosfórico e apresentam ação no canal de sódio, mais especificamente na dinâmica entre o neurotransmissor acetilcolina e a enzima responsável por sua degradação: a acetilcolinesterase. A acetilcolina se liga em um sítio específico do canal de sódio localizado na fenda pré-sináptica, atuando no influxo de íons sódio para o interior da célula, gerando excitação e transmissão do impulso nervoso. A molécula de organofosforado age inibindo a acetilcolinesterase, o que permite a ligação prolongada da acetilcolina, gerando um influxo descompensado de íons Na^+ e tendo por consequência a hiperexcitação e morte do carrapato (Fukuto, 1990).

Conforme descrito na literatura, quando um carrapato é resistente ao tratamento com organofosforado, um dos motivos pode ser uma insensibilidade no sítio de ação, aumento de enzimas esterases via expressão gênica ou mesmo outros mecanismos promovidos pelas próprias células, como o processo de detoxificação celular (Fukuto, 1990; Li et al., 2003; Temeyer et al., 2013).

No Brasil, diversos estudos são realizados com intuito de investigar a eficácia das diferentes bases químicas, seja de forma *in vitro* com testes acaricidas ou na forma de estudos a campo. No caso dos organofosforados, foi encontrada uma maior frequência no uso de acaricidas com duas moléculas distintas, como por exemplo clorpirifós + diclorvós. Diante dessa ressalva, uma análise de caráter investigativo foi realizada em artigos científicos diversos, sendo cada valor de eficácia, percentual de redução ou qualquer outra variável de avaliação de desempenho acaricida e com valor igual ou menor que “90%” considerado um “relato”. Por exemplo, um determinado artigo apresenta uma tabela com resultados referentes a diferentes acaricidas. Se um desses valores for menor que 90%, é registrado como um relato de resistência.





Com base no presente mapa (Figura 4), pode-se observar uma concentração de relatos nas regiões correspondentes ao centro-sul do país, revelando o status avançado de resistência a essa base química no Brasil. Este e os demais mapas são uma atualização do mapa presente em Higa et al. (2015) com: (Soares et al., 2001), (Merlin; Yamamura, 1998), (Spagnol et al., 2010), (Lopes et al., 2014), (Machado et al., 2014), (Maciel et al., 2015), (Carneiro et al., 2015), (Pedrassani; Reisdorfer, 2015), (Santana et al., 2015), (Higa et al., 2016), (de Sousa et al., 2022), (Conti; Figueiredo, 2023), (Junges, 2013), (Nascimento et al., 2021), (Neto, 2007), (Silva et al., 2008), (Ueno et al., 2012), (Valsoni et al.,

2021), (Vilela et al., 2020), (Maciel et al., 2016), (Eckstein et al., 2016), (de Andrade et al., 2013), (Silveira Neto et al., 2017), (Reginato et al., 2017), (Raynal et al., 2018), (Bonatte-Junior et al., 2022), (Mastrantonio et al., 2022), (Foster et al., 2023), (Villareal et al., 2021), (Torres Santos et al., 2021).

Formamidinas

Uma das classes químicas mais amplamente utilizadas e que possui o composto químico mais conhecido denominado amitraz, que foi desenvolvido no início dos anos 1970, apresenta a característica de ser um acaricida não sistêmico. Este pesticida supriu a necessidade de uma alternativa aos organofosforados que apresentavam cada vez mais relatos de resistência e também serviu como uma alternativa de menor toxicidade, se comparado à classe anterior.

Muito se discutiu em relação ao mecanismo de ação deste pesticida e até mesmo casos de resistência já haviam sido relatados enquanto estudos no tema ainda avançavam (George et al., 2004). O amitraz atua na octopamina, um neurotransmissor que regula a excitação celular envolvendo proteínas conhecidas como Proteínas G e uma cadeia de reação enzimática (Abbas et al., 2014; Jonsson et al., 2018). Atuando como estimuladores dos receptores de octopamina (agonistas), o amitraz tem por consequência a diminuição do Ca²⁺ e ativação do efluxo de K⁺, alterando o processo de transmissão nervosa (Evans; Maqueira, 2005).

Estudos realizados por Chen et al. (2007) demonstraram a presença de insensibilidade no sítio de ação em carrapatos considerados resistentes ao químico. Uma mutação no gene do receptor B-adrenérgico da octopamina também já foi descrito em uma população de carrapatos resistentes ao amitraz, sendo esta uma mutação pontual ou de nucleotídeo único (SNP – Single Nucleotide Polymorphism) (Corley et al., 2013).

Mecanismos celulares também são descritos como a detoxificação envolvendo enzimas como o citocromo p450 e esterases (Nolan, 1985; Li et al., 2004) e transportadores ABC, responsáveis por retirar toxinas para fora da célula (Pohl et al., 2018; Jonsson et al., 2018). Atualmente, assim como no caso dos organofosforados, sabe-se que a resistência está presente em diferentes estados brasileiros, conforme informações da literária da Figura 5.

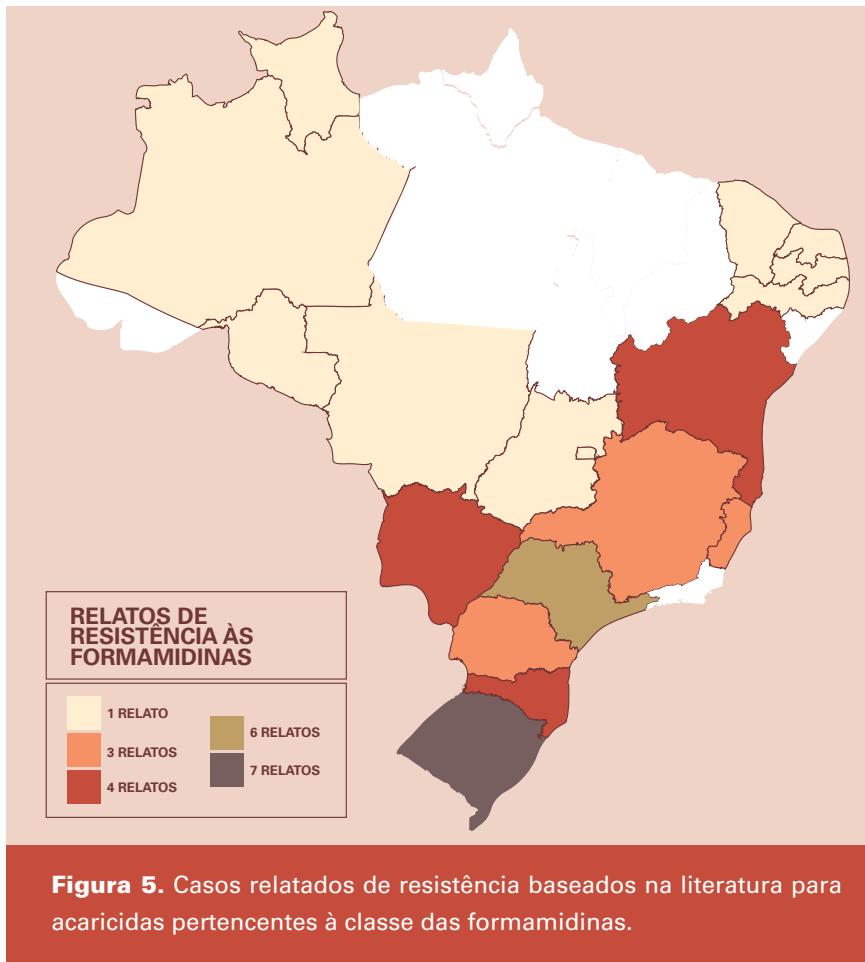


Figura 5. Casos relatados de resistência baseados na literatura para acaricidas pertencentes à classe das formamidinas.

Piretroides

Disponibilizado ainda nos anos 1970 no Brasil e derivado de planta do gênero *Chrysanthemum* spp., essa classe química também está relacionada ao canal de sódio, mais especificamente nos canais de sódio dependentes de voltagem encontrados nos neurônios (Narahashi, 1971; Hayes; Wayland, 1982). Os canais de sódio desempenham um papel importante na transmissão do impulso nervoso. Quando um estímulo elétrico é recebido, esses canais se abrem, permitindo o influxo de íons sódio (Na^+) na célula. Esse movimento iônico provoca a despolarização celular, uma etapa essencial na transmissão

do impulso nervoso. Em seguida, os canais de sódio se inativam e os canais de potássio (K^+) se abrem, permitindo o efluxo desses íons e a restauração do potencial de ação da membrana (Wakeling et al., 2012). Os piretroides agem sobre os canais de sódio, alterando a permeabilidade da membrana ao Na^+ , resultando em hiperexcitação e morte (Naharashi, 1971).

O canal de sódio tem quatro domínios (I a IV), cada um com seis segmentos. Diversas mutações já foram descritas nesse canal e seus diferentes segmentos (He et al., 1999; Domingues et al., 2012; Lovis et al., 2012; Stone et al., 2014;) em diferentes populações no mundo, incluindo o Brasil. A presença de mutações nas populações de carapatos pode ser observada também na forma de testes, conforme observado na Figura 6.

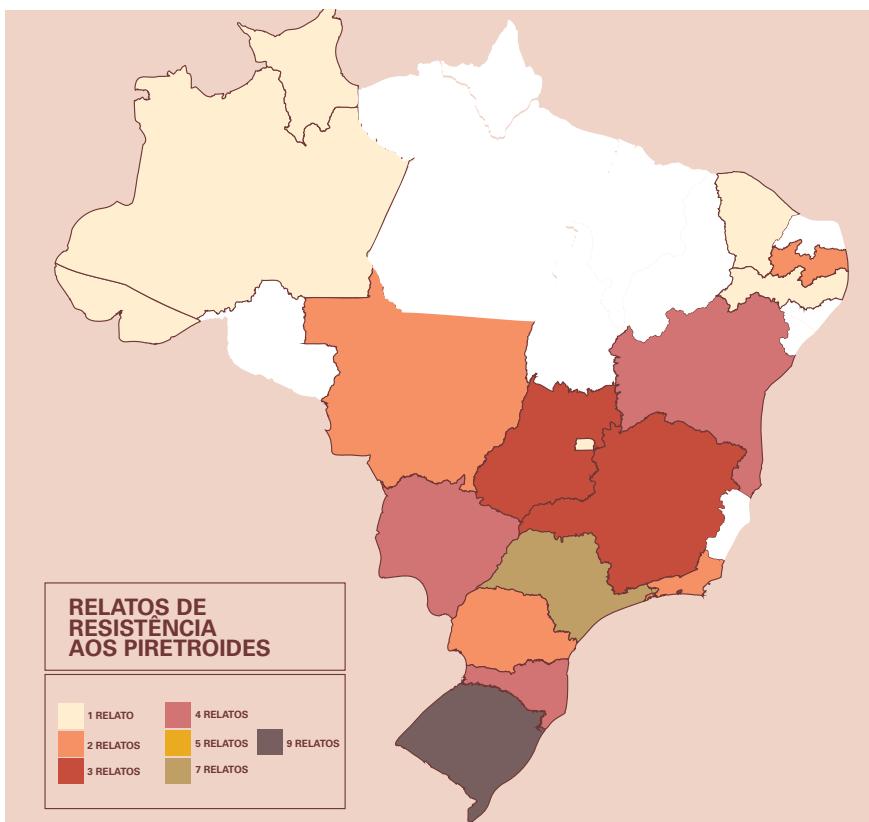


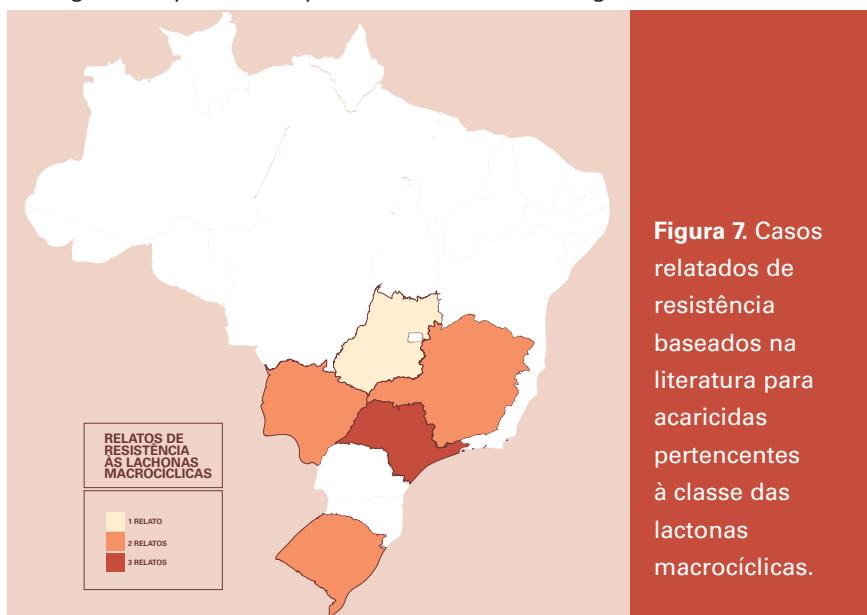
Figura 6. Casos relatados de resistência baseados na literatura para acaricidas pertencentes à classe dos piretroides.

Em comparação com outras classes acaricidas, pode-se afirmar que entre todas as moléculas utilizadas no controle do carrapato bovino, os piretróides estão entre as mais utilizadas. Seguindo por esse raciocínio, é natural que a resistência esteja amplamente presente no país, uma vez que os carrapatos são constantemente expostos a esses químicos e o processo de resistência se torna mais frequente.

Lactonas macrocíclicas

Com início do uso na década de 1980, as lactonas macrocíclicas são conhecidas por terem efeito tanto em endo quanto ectoparasitos. São derivados de produtos obtidos através da fermentação da bactéria *Streptomyces avermitilis*. Esta bactéria pertence ao grupo dos Actinomicetos e pode ser encontrado no solo (Campbell, 2012). Como subprodutos do processo de extração dos compostos dessas bactérias podem ser citadas a ivermectina, abamectina, doramectina entre outros.

As lactonas macrocíclicas atuam principalmente nos receptores de glutamato (Cully et al., 1994; Yates et al., 2003; Wolstenholme, 2012). A abertura prolongada desses canais permite um influxo de íons cloreto na célula, causando hiperpolarização e subsequente paralisia do sistema neuromuscular (Bloomquist, 1993). Relatos de resistência também já foram identificados em diferentes regiões do país, como pode ser observado na Figura 7.



Fenilpirazóis

Originalmente utilizado no controle de pragas agrícolas, o fipronil tem sido utilizado tanto para controle de insetos quanto de carapatos. O método de aplicação mais comum empregado é o “*pour on*”, com restrição de uso para animais em lactação. Seu mecanismo de ação está relacionado ao bloqueio dos receptores GABA (Ácido γ -Aminobutírico), tendo por consequência hiperexcitação e morte (Tanner et al., 1997). O processo de resistência a este composto está ligado a mutações nos domínios dos canais de cloreto controlado por GABA (Castro-Janer et al., 2019).

Com aproximadamente três décadas de uso do fipronil no Brasil, casos de populações resistentes também já foram reportadas em diversas regiões do país, conforme demonstrado na Figura 8.

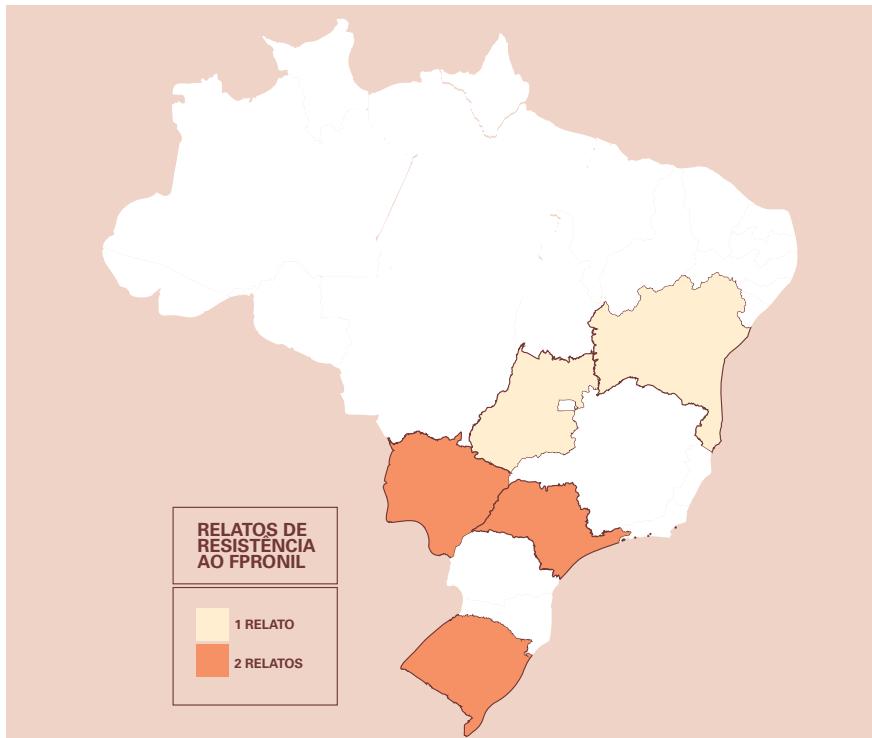


Figura 8. Casos relatados de resistência baseados na literatura para acaricidas pertencentes à classe dos fenilpirazóis.

Benzoiffenilureias

Entre as moléculas pertencentes a essa classe, uma das principais a serem citadas é o fluazuron. Acaricidas pertencentes a essa classe são conhecidos por agirem como inibidores de quitina na cutícula do carrapato, sendo por este motivo também chamados de reguladores do crescimento (Kemp et al., 1990). O efeito deletério ocorre em larvas provenientes de fêmeas do carrapato que foram expostas ao produto previamente (Cruz et al., 2014), sendo uma forma de controle distinta daquelas anteriormente vistas em termos de mecanismo de ação.

O primeiro caso de resistência ao fluazuron no Brasil foi reportado por Reck et al. (2014), estudando população de carrapato originárias do estado do Rio Grande do Sul. Os autores observaram resistência à maioria das classes de acaricidas utilizadas no país. Atualmente, outras localidades também já reportaram a presença de resistência a essa classe, conforme observado na Figura 9.

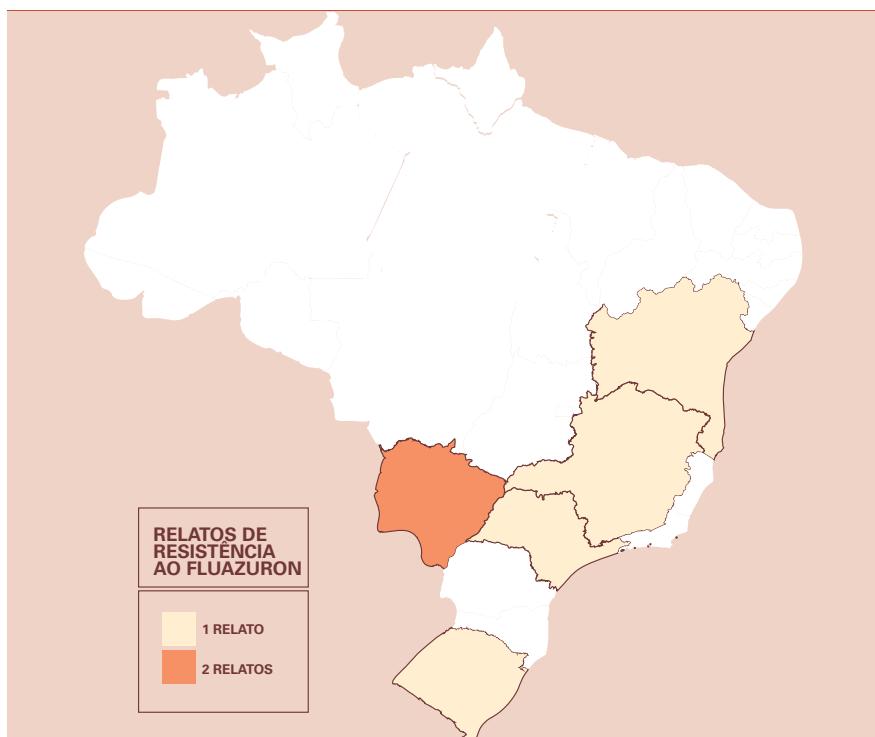


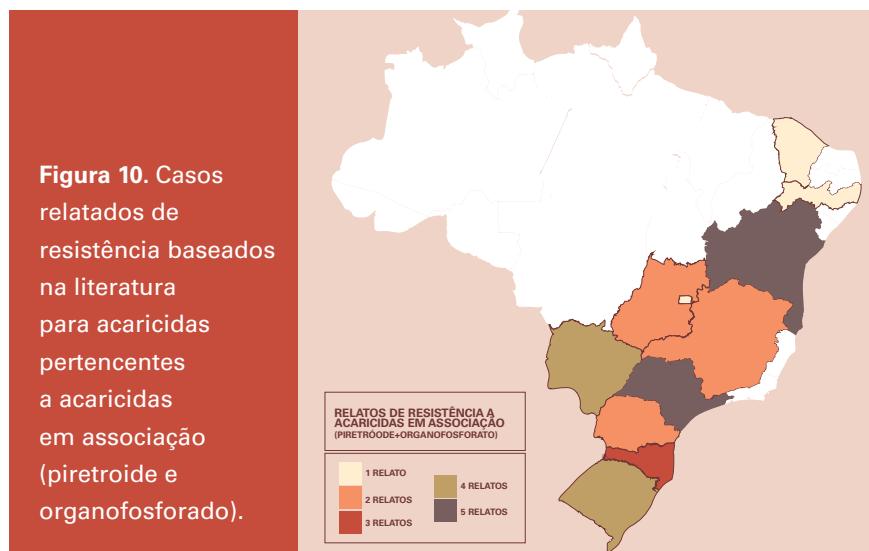
Figura 9. Casos relatados de resistência baseados na literatura para acaricidas pertencentes à classe das benzoiffenilureias.

Associações acaricidas

O uso de testes diagnóstico como forma de relatar a presença de resistência já configura um tipo de ação necessária à mitigação da resistência, uma vez que informações de regiões onde populações resistentes já foram relatadas podem ser utilizadas por autoridades, auxiliando na tomada de decisão quanto ao uso dos químicos.

A maioria dos casos de resistência estão relacionados a produtos com apenas uma classe química (Higa et al., 2016). Tal fato pode ser observado também nos mapas de piretróides e formamidinas aqui apresentados (Figuras 6 e 5, respectivamente). Ao longo dos anos, combinações entre os acaricidas estão se tornando cada vez mais frequentes e até determinado momento, foram muito eficazes conforme observado por diferentes autores (Pazinato et al., 2014; Higa et al., 2016; Eckstein et al., 2016). Acaricidas em associação ainda são uma ferramenta eficaz no controle, sendo mais utilizados, perdendo apenas para piretróides (Carneiro et al., 2015).

Assim sendo, classes acaricidas em combinação e o monitoramento da resistência por meio de testes de diagnóstico, aliados à aplicação correta do acaricida, são as principais formas de aumentar a durabilidade da eficácia dos produtos, diminuindo o aparecimento da resistência. No entanto, conforme podemos observar no mapa a seguir (Figura 10), casos de resistência já estão disseminados em diferentes estados da federação.



Além da habitual combinação entre piretroide e organofosforado, outras combinações envolvendo as demais classes acaricidas também podem ser realizadas. No entanto, todas estão suscetíveis ao processo de resistência. É o caso de associações entre organofosforados e amitraz, sobre as quais já houve relatos de resistência no Rio Grande do Sul (Machado et al., 2014) e na Bahia (Spagnol et al., 2010). Produtos formulados utilizando o novaluron (mesma classe do fluazuron) e eprinomectina (uma lactona macrocíclica) apesar de ser uma associação com histórico recente, já apresentou índices considerados ineficientes no controle do carrapato-do-boi nos estados de São Paulo (Gomes et al., 2015; Maciel et al., 2016) e Goiás (Maciel et al., 2016).

Isoxazolina

À medida que uma população de carapatos é exposta aos produtos acaricidas, as populações tendem a se tornar resistentes e o efeito dos tratamentos fica prejudicado. A inserção de bases químicas pode ocorrer basicamente por dois caminhos: o desenvolvimento de novas moléculas baseado em princípios ativos e estudos provenientes, por exemplo, de extratos de plantas ou pela adaptação na utilização de drogas utilizadas para insetos ou outras espécies de carrapato. Assim sendo, no ano de 2014, a classe de acaricidas conhecida como isoxazolinas começou a ser utilizada para controle de ectoparasitos (Williams et al., 2014).

O fluralaner foi a primeira molécula desta classe a ser desenvolvida e foi utilizada primeiramente no controle do carrapato do cão, o *Rhipicephalus linnei* (Rohdich et al., 2014). Outros compostos pertencentes a esta classe são o sarolaner, afoxolaner e lotilaner.

Segundo a literatura, as *isoxazolinas* agem como inibidores dos canais de cloreto mediados por GABA e canais de cloreto controlados por L-glutamato, resultando em paralisia e morte do carrapato por ação no sistema nervoso central. No ano de 2022, foi formulado e registrado no Brasil com o nome de Exzolt (*pour-on*) para o controle do *R. microplus*, sendo considerado altamente eficaz no controle do carrapato-do-boi e outros ectoparasitos de importância veterinária (da Costa et al., 2023).

Boas práticas no controle químico

Procedimentos como aplicação segundo a recomendação do fabricante, realização de períodos de quarentena para inserção de novos animais no re-

banho e o acompanhamento anual das bases químicas por meio de testes são fatores que influenciam diretamente no sucesso do controle por meio de acaricidas, sendo recomendado o cumprimento de tais diretrizes.

Grande parte das reclamações de efeito abaixo do esperado está relacionado com o uso inadequado, não observando as boas práticas levando à necessidade de treinamento do pessoal que desenvolve essas práticas e acompanhamento técnico de Médico-Veterinário.

Por fim, mais informações sobre a realização e envio de amostras para os testes biocarrapaticidograma podem ser acessadas no site Museu do Carrapato.



Figura 11. QR Code Museu do Carrapato - Embrapa Gado de Corte.

Referências

- ABBAS, R. Z. et al. Acaricide resistance in cattle ticks and approaches to its management: The state of play. **Veterinary Parasitology**, v. 203, n. 1-2, p.6-20, 2014.
- BLOOMQUIST, J. R. Toxicology, mode of action and target site-mediated resistance to insecticides acting on chloride channels. **Comparative Biochemistry and Physiology**, v.106, p.301-314, 1993.
- BONATTE-JUNIOR, P. et al. Control strategies for the tick *Rhipicephalus microplus* (Canestrini, 1988) on cattle: economic evaluation and report of a multidrug-resistant strain. **Acta Parasitologica**, v. 67, p. 1564-1572, 2022.
- CAMPBELL, W. C. History of avermectin and ivermectin, with notes on the history of other macrocyclic lactone antiparasitic agents. **Current Pharmaceutical Biotechnology**, v. 13, p. 853-865, 2012.
- CARNEIRO, J. C. et al. Diagnóstico do controle e eficácia de acaricidas para o carrapato bovino no Semiárido do Norte de Minas Gerais. **Acta Scientiae Veterinariae**, v. 43, p. 1267, 2015.
- CHEN, A. C. et al. Mutations in a putative octopamine receptor gene in amitraz-resistant cattle ticks. **Veterinary parasitology**, v. 148, p. 379-383, 2007.
- CONTI, F. Z.; FIGUEIREDO, J. B. Avaliação de resistência a carrapaticidas em *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* em propriedades rurais do Distrito Federal. Centro Universitário de Brasília – CEUB, programa de iniciação científica, 2023.
- CORLEY, S. W. et al. Mutation in the Rm¹2AOR gene is associated with amitraz resistance in the cattle tick *Rhipicephalus microplus*. **Proceedings of the National Academy of Sciences USA**, v.110, p.16772-16777, 2013.
- CRUZ, B. C. et al. Effects of Fluazuron (2.5 Mg/kg) and a Combination of Fluazuron (3.0 Mg/kg)+ Abamectin (0.5 Mg/kg) on the Reproductive Parameters of a Field Population of *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* on Experimentally Infested Cattle. **Research in Veterinary Science**, v.97, p.80-84, 2014.
- CULLY, D. F. et al. Cloning of an avermectin-sensitive glutamate-gated chloride channel from *Caenorhabditis elegans*. **Nature**, v. 20, n. 371, p. 707-711, 1994.

DA COSTA, A. J. et al. First report of the efficacy of a fluralaner-based pour-on product (Exzolt® 5%) against ectoparasites infesting cattle in Brazil. **Parasites and Vectors**, v.16, p.336, 2023.

DE ANDRADE, A. P. P. et al. Avaliação da eficácia de cinco carapaticidas no controle de *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* em bovinos leiteiros. **Anais da Semana do Curso de Zootecnia**, Universidade Estadual de Goiás, 8, 2013.

DE SOUSA, A. B. B. et al. First description of acaricide resistance in populations of *Rhipicephalus microplus* tick from the Lower Amazon, Brazil. **Animals**, v.12, p. 2931, 2022.

DOMINGUES, L. N. et al. Survey of pyrethroid and organophosphate resistance in Brazilian field populations of *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*: Detection of C190A mutation in domain II of the para-type sodium channel gene. **Veterinary Parasitology**, v.189, p. 327-32, 2012.

DRUMMOND, R. E. A. et al. *Boophilus annulatus* and *B. microplus*: Laboratory Tests of Insecticides. **Journal of Economic Entomology**, v.66, p. 130–133, 1973.

ECKSTEIN, C. et al. Eficácia *in vitro* de acaricidas comerciais indica resistência de populações de *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* na região norte do Mato Grosso. **Scientific Eletronic Archives**, v. 9, p. 1-8, 2016.

EVANS, P. D.; MAQUEIRA, B. Insect octopamine receptors: a new classification scheme based on studies of cloned *Drosophila* G-protein coupled receptors. **Invertebrate Neuroscience**, v.5, n.3-4, p.111-118, 2005.

FAO. Resistance Management and Integrated Parasite Control in Ruminants – Guidelines, Module 1 – Ticks: Acaricide Resistance: Diagnosis, Management and Prevention. **Food and Agriculture Organization, Animal Production and Health Division**, Rome, p. 25–77, 2004.

FOSTER, I. B. et al. Resistência do *Rhipicephalus microplus* à carapaticidas na região sul do Rio Grande do Sul: **Estudo retrospectivo. XXXII CIC** – Congresso de Iniciação Científica UFPel, 2023.

FUKUTO, T. R. Mechanism of action of organophosphorus and carbamate insecticides. **Environmental Health Perspectives**, v. 87, p. 245-254, 1990.

FURLONG, J.; PRATA J. R. S. Resistência dos carapatos aos carapaticidas.

Embrapa Gado de Leite. 2000.

GASSEL, M. et al. The novel isoxazoline ectoparasiticide fluralaner: Selective inhibition of arthropod γ -aminobutyric acid- and L-glutamate-gated chloride channels and insecticidal/acaricidal activity. **Insect Biochemistry and Molecular Biology**, v.45, p. 111-124, 2014.

GEORGE, J. E. et al. Acaricides for controlling ticks on cattle and the problem of acaricide resistance. In: BOWMAN, A. S.; NUTTALL, P. A. *Ticks: biology, disease and control*. Cambridge. University Press, p.415-416, 2008.

GEORGE, J. E. et al. Chemical control of ticks on cattle and the resistance of these parasites to acaricides. **Parasitology**, v. 129, p. 353-366, 2004.

GOMES, L. V. C. et al. Acaricidal effects of fluazuron (2.5 mg/kg) and a combination of fluazuron (1.6 mg/kg) + ivermectin (0.63 mg/kg), administered at different routes, against *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* parasitizing cattle, 153, 22-28, 2015.

HAYES, W. et al. Pesticides studied in man. Baltimore/London: **Willianms and Wilkins**, p. 75, 1982.

HE, H. et al. Sequence analysis of the knockdown resistance-homologous regions of the para-type sodium channel gene from pyrethroid-resistance *Boophilus microplus* (Acari: Ixodidae). **Journal of Medical Entomology**, v.36, n.5, p.539-543, 1999.

HIGA, L. O. S. et al. Evaluation of *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Acari: Ixodidae) resistance to different acaricide formulations using samples from Brazilian properties. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, 25(2), 163-171, 2016.

HIGA, L. O. S. et al. Acaricide Resistance Status of the *Rhipicephalus microplus* in Brazil: a literature overview. **Medicinal Chemistry**, v. 5, p. 326-333, 2015.

CASTRO JANER, E. et al. Mutations in *Rhipicephalus Microplus* GABA Gated Chloride Channel Gene Associated with Fipronil Resistance. **Ticks and Tick Born Disease**, v.10, p.761-765. 2019.

JONSSON, N. N. et al. Molecular biology of amitraz resistance in cattle ticks of the genus *Rhipicephalus*. **Frontiers in Bioscience**, v. 23, n. 2, p. 796-810, 2018.

JUNGES, A. T. R. et al. Susceptibilidade de *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* a carrapaticidas em Bonfim, Roraima. A Iniciação Científica em Roraima, 11-26, 2013.

KEMP, D. H. et al. Mode of action of CGA 157419 on the cattle tick *Boophilus microplus*. **Bulletin de la Societe de France Parasitologie**, v. 8, p. 100-148, 1990.

KLAFKE, G. M. et al. Larval Immersion Tests With Ivermectin in Populations of the Cattle Tick *Rhipicephalus (Boophilus) Microplus* (Acari: Ixodidae) From State of São Paulo, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v.142, p.386–390, 2006.

LI, X. et al. Molecular mechanisms of metabolic resistance to synthetic and natural xenobiotics. **Annual Review of Entomology**, v.52, p.231-53, 2007.

LI, A.Y. et al. Resistance to coumaphos and diazinon in *Boophilus microplus* (Acari: Ixodidae) and evidence for the involvement of an oxidative detoxification mechanism. **Journal of Medical Entomology**, v.40, n.4, p.482-490, 2004.

LOPES, W. D. Z. et al. Efficacy of fipronil (1.0 mg/kg) against *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* strains resistant to ivermectin (0.63 mg/kg). **Preventive Veterinary Medicine**, v. 115, p. 88-93, 2014.

LOVIS, L. et al. Distribution patterns of three sodium channel mutations associated with pyrethroid resistance in *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* populations from North and South America, South Africa and Australia. **International Journal of Parasitology**, v.2, p.216 – 224, 2012.

MACHADO, F. A. et al. *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* in the western-central region of Rio Grande do Sul, Brazil: multiresistant tick. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 23, p. 337-42, 2014.

MACIEL, W. G. et al. Susceptibility of *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* to fluazuron (2.5 mg/kg) and a combination of novaluron (2.0 mg/kg) + eprinomectin (0.36 mg/kg) in field studies in Brazil. **Preventive Veterinary Medicine** v.135, p. 74-86, 2016.

MACIEL, W. G. et al. Ten Years later: Evaluation of the effectiveness of 12.5% amitraz Against a field population of *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* using field studies, artificial infestation (Stall test) and adult immersion tests. **Veterinary Parasitology** 214, 233-241, 2015.

MARTIN, T. et al. Oxidases responsible for resistance to pyrethroids sensitize *Helicoverpa armigera* (Hubner) to triazophos in West Africa. **Insect Biochemistry and Molecular Biology**, v.33, p.883-87, 2003.

MASTRANTONIO, E. C. et al. Eficiência de acaricidas comerciais sobre o *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* de uma propriedade rural do município de Vazante, MG., Brasil. **Veterinária Notícias**, 28, 1-10, 2022.

MENDES, M. C. et al. Resistance to cypermethrin, deltamethrin and chlorpyriphos in populations of *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Acari: Ixodidae) from small farms of State of São Paulo, Brazil. **Veterinay Parasitology**, v.178, p.383-88, 2011.

MERLINI, L. S.; YAMAMURA, M. H. Estudo in vitro da resistência de *Boophilus microplus* a carrapaticidas na pecuária leiteira do Norte do estado do Paraná. **Semina: Ciências Agrária**, v. 19(1), p. 38-44, 1998.

NARAHASHI, T. Mode of action of pyrethroids. **Bulletin de l'Organisation mondiale de la Santé**, v. 44, p. 337-345, 1971.

NASCIMENTO, A. F. et al. Use of anti-tick drugs in dairy farms in the microregion of Alfenas, Minas Gerais, Brazil. **Braz Journal of Veterinary Parasitology**, v.30(1): e020620, 2021.

NETO, S. F. P. Análise da eficiência de carrapaticidas contra *Boophilus microplus* em gado leiteiro. **Revista Científica de Medicina Veterinária**, v. 5(9), 2007.

NOLAN, J. Acaricide resistance in the cattle tick *Boophilus microplus*. **Report of Workshop Leader**, p.21-25, 1994.

OAKESHOTT, J. G. et al. The genomics of insecticide resistance. **Genome Biology**, v.4, p.1-4, 2003.

PAZINATO, R. et al. Antiparasitic resistance of different populations of ticks (*Rhipicephalus microplus*) in the Western of Santa Catarina state, Brazil. **Acta Scientiae Veterinary**, 42, 1206, 2014.

PEDRASSANI, D.; REISDORFER, S. Avaliação da eficácia in vitro de carrapaticidas comerciais. **Archives of Veterinary Science**, 20(1), 17-29, 2015.

POHL, P. C. et al. ABC Transporter Efflux Pumps: A Defense Mechanism Against

Ivermectin in *Rhipicephalus (Boophilus) Microplus*. **International Journal for Parasitology**, v.41, p.1323–1333, 2011.

RAYNAL, J. T. et al. Avaliação da eficiência de acaricidas sobre *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* no estado da Bahia. **PUBVET**, 12(9), 1-8, 2018.

RECK, J. et al. First report of fluazuron resistance in *Rhipicephalus microplus*: A field tick population resistant to six classes of acaricides. **Veterinary Parasitology**, v. 201, p.128–136, 2014.

REGINATO, C. Z. et al. Efficacy of comercial synthetic pyrethroids and organophosphates associations used to control *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* in Southern Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, v. 26(4), 2017.

ROHDICH, N. et al. A randomized, blinded, controlled and multi-centered field study comparing the efficacy and safety of Bravecto (fluralaner) against Frontline (fipronil) in flea and tick- infested dogs. **Parasites and Vectors**, v.7, p. 83, 2014.

ROUSH, R.T. Occurrence, genetics and management of insecticide resistance. **Parasitology Today**, v.9, p.174-179, 1993.

RUFINGIER, C. et al. Mechanisms of insecticide resistance in the aphid *Nasonovia ribisnigri* (Mosley) (Homoptera: Aphididae) from France. **Insect Biochemistry and Molecular Biology**, v.29, p.385-91, 1999.

SANTANA, B. B. et al. Evaluation of the efficacy of cypermethrin and amitraz against *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*, in the State of Pernambuco, Brazil. **Animal Parasitology/Scientific Communication** 82, 1-4.7, 2015.

SHAW, R. D. Culture of an Organophosphorus-Resistant Strain of *Boophilus microplus* (Can.) and an Assessment of its Resistance Spectrum. **Bulletin Entomology Research**, v.56, p.389–405, 1966.

SILVA, F. F. et al. Avaliação comparativa da eficácia de fitoterápicos e produtos químicos carrapaticidas no controle do *Boophilus microplus* (Canestrini, 1887) por meio do biocarrapaticidograma. **Medicina Veterinária, Recife**, v.2, n.3, p.1-8, jul-set, 2008.

SILVEIRA NETO, O. J. et al. Avaliação da suscetibilidade de *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* a carrapaticidas em bovinos leiteiros na região do Oeste Goiano, Brasil. **Revista Brasileira de Higiene e Sanidade Animal**, v. 11, n. 1, p.

54-59, 2017.

SOARES, V. E. et al. Análise in vitro da ação de carrapaticidas em cepas de *Boophilus microplus* (Canestrini, 1887) colhidas de bovinos leiteiros da região nordeste do Estado de São Paulo. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 22, n.1, p. 85-90, 2001.

SPAGNOL, F. H. et al. Avaliação in vitro da ação de acaricidas sobre *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* Canestrini, 1887 (Acari: Ixodidae) de bovinos leiteiros no município de Itamaraju, Bahia, Brasil. **Ciência Animal Brasileira**, v. 11, n. 3, p. 731-736, 2010.

STONE, N. E. et al. Multiple Mutations in the Para-Sodium Channel Gene are Associated with Pyrethroid Resistance in *Rhipicephalus microplus* From the United States and Mexico. **Parasite and Vectors**, v.7, p.1-14, 2014.

TANNER, P. A. et al. Advances in the treatment of heartworm, fleas and ticks. **Canine Practice**, v. 22, p. 40-7, 1997

TEMEYER, K. B. et al. Acetylcholinesterase of *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* and *Phlebotomus Papatasi*: Gene Identification, Expression, and Biochemical Properties of Recombinant Proteins. **Pesticide Biochemistry Physiology**, v. 106, p.118-123, 2013.

TORRES-SANTOS, P. T. et al. Avaliação in vitro da resistência do carapato *Rhipicephalus microplus* a diferentes carrapaticidas em amostras oriundas de campo formoso, Bahia. **Veterinária e Zootecnia**, 28, p.01-09, 2021.

UENO, T. E. H. et al. Sensitivity profile of *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* ticks of Dairy cattle to acaricides in small farms in the northwestern São Paulo state, Brazil. **Arquivos do Instituto Biológico de São Paulo**, v. 79(2), p. 177-183, 2012.

VALSONI, L. M. et al. Status of *Rhipicephalus microplus* resistance to ivermectin, fipronil and fluazuron in Mato Grosso do Sul, Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, v. 30(1), e025220, 2021.

VILELA, V. L. R. et al. Multiple acaricide-resistant *Rhipicephalus microplus* in the semi-arid region of Paraíba state, Brazil. **Ticks and Tick-borne Diseases**, 11, 101413, 2020.

VILLAREAL, J. P. V. et al. Avaliação in vitro da eficácia do amitraz sobre populações de *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Canestrini, 1887) da região sul do Rio Grande do Sul. **Brazilian Journal of Development**, 7(6),

56056-56062, 2021.

WAKELING, E. M. et al. Pyrethroids and their effects on ion channels. In: SOUNDARARAJAN, R. P. **Pesticides - Advances in chemical and botanical pesticides**, 2012.

WALDMAN, J. et al. Mechanism of acaricide resistance in ticks. **Acta Scientiae Veterinariae**, 51: 1900, 2023.

WILLIAMS, H. et al. Fluralaner, a novel isoxiazoline, prevents flea (*Ctenocephalides felis*) reproduction in vitro and in a simulated home environment. **Parasites and Vectors**, v.7, p.275, 2014.

WOLSTENHOLME, A. J. Glutamate-gated chloride channels. **The journal of Biological Chemistry**, v 287, n. 48, p. 40232-38, 2012.

YATES, D. M. et al. The avermectin receptors of *Haemonchus contortus* and *Caenorhabditis elegans*. **International Journal for Parasitology**, v. 30, n. 33, p. 1183-93, 2003.

CAPÍTULO

14

Perfil da sensibilidade
aos carrapatos: Régua
do carrapato



Jacqueline Cavalcante Barros

Marcos Valério Garcia

Leandro de Oliveira Souza Higa

Renato Andreotti

O*Rhipicephalus microplus* é uma espécie de carrapato de ciclo monoxênico, sendo o bovino o seu principal hospedeiro (Garcia et al., 2014). No Brasil, esta espécie é conhecida como carrapato do boi, e foi introduzida no início do século XVIII, sendo distribuída entre os paralelos 32° norte e 32° sul (Nuñes et al., 1982).

Fatores ambientais, como temperatura e umidade, influenciam diretamente o metabolismo e o desenvolvimento do *R. microplus* nos estágios de vida livre. Temperatura de 28 °C e umidade de 80% são favoráveis para espécie no Brasil, onde as gerações podem variar anualmente de 2,5 a 5 dependendo da região climática (Oshiro et al., 2021).

Há predileção do carrapato *R. microplus* por algumas regiões na pele de bovinos, por exemplo, região ventral, entre as pernas, úbere, escroto, barbela e

pavilhão auricular. Também em lugares onde se dificulta a autolimpeza pelos bovinos, como a axila e tábua do pescoço (Wagland, 1978).

Os prejuízos causados por esta espécie de carrapato são resultado direto da infestação em bovinos, causando inapetência, irritabilidade, imunossupressão, anemia, diminuição de peso, lesões no couro levando à desvalorização comercial, diminuição na produção de carne e leite e transmissão de patógenos de bovinos da Tristeza Parasitária Bovina (TPB) podendo levar à mortalidade dos animais (Andreotti et al., 2019).

As perdas indiretas estão relacionadas aos custos com mão de obra, medicamentos para controle da TPB, acaricidas, aquisição de equipamentos e manutenção. Estima-se que as perdas anuais, diretas e indiretas, cheguem a US\$ 3,2 bilhões no Brasil (Grisi et al., 2014).

Os bovinos *Bos taurus* e seus cruzamentos apresentam maior sensibilidade às infestações por carrapatos do que outras raças (Gomes et al., 1989). Além disso, o gado *B. taurus* é mais produtivo, mas menos tolerante ao calor em regiões de clima tropical e sofre mais estresse térmico do que o gado *Bos indicus* (West, 2003). As raças *B. indicus* possuem pelagem curta, são mais resistentes a infestações por carrapatos e são mais adaptáveis ao clima tropical do Brasil central (Hansen, 2004; Ribeiro et al., 2009).

A presença de indivíduos suscetíveis nos rebanhos e o controle inadequado de carrapatos geram situações endêmicas com flutuações que podem induzir altos níveis de infestação em apenas uma geração, permitindo surtos mais intensos de TPB e aumentando a mortalidade no rebanho (Martins et al., 2020, 2022).

Na última década, a cadeia produtiva de bovinos no Brasil foi incrementada com o vigor genético de raças europeias, mais produtivas e precoces, com o objetivo de atender à demanda por produtos de origem animal como fonte de proteínas e outros derivados, e de maior valor agregado nos mercados internacionais (Wedekin, 2017).

Aproximadamente 85% da população efetiva de bovinos no Brasil são compostos por mestiços Zebu e Nelore (USDA, 2021). Em 2018, o Brasil foi o segundo maior produtor de carne bovina do mundo, respondendo por 15% da produção de carne bovina e ocupando o primeiro lugar nas exportações (ABIEC, 2023).

A raça Nelore é majoritária do rebanho bovino do Brasil Central, no bioma cerrado preferência justificada pela adaptabilidade ao clima, rusticidade e

resistência a carrapatos, levando a baixos níveis de infestação parasitária e servindo como base genética para melhoramentos (Andreotti et al., 2018).

Dentre as raças produtivas europeias utilizadas no Brasil para gado de corte pode-se destacar a raça Angus, originária da Escócia; já raças compostas, como a Caracu, originaram-se de cruzamentos de diversas raças (Primo, 2000); e a raça Senepol, com origem no Caribe, são resultantes de cruzamentos entre as raças N'Dama e Red Poll, (ABCB Senepol, 2023).

A raça sintética Brangus foi desenvolvida pela primeira vez no Brasil em 1940 e é geneticamente 3/8 Nelore e 5/8 Angus, com características de produção associadas à adaptabilidade ao clima tropical e sensibilidade a carrapatos (Salomoni; Del Duca, 2009). A composição genética da raça levou a uma sensibilidade 60,5% maior ao carrapato do que a das raças resistentes, sendo observada sensibilidade específica da raça (Barros^a et al., 2024).

O destaque da produção leiteira é a raça Holandesa (*Holstein Frisian*), que apresenta alta produtividade, mas baixa adaptabilidade ao clima tropical e é encontrada em cruzamentos com a raça Gir formando a raça Girolando (5/8 Holandês com 3/8 Gir). Ambas as raças requerem controle de carrapatos nos rebanhos (McManus et al., 2008).

Assim, os avanços na produção de bovinos de corte no Brasil incluem o aumento da produtividade utilizando o melhoramento genético como ferramenta, mas a dificuldade no manejo de carrapatos é um obstáculo que precisa ser superado, especialmente devido ao agravamento da resistência e/ou multirresistência dos carrapatos aos acaricidas. Há relatos de populações resistentes a mais de oito acaricidas químicos no Rio Grande do Sul (Higa et al., 2015; Bonate-Junior et al., 2022).

Estudos do transcriptoma do *R. microplus* infestando animais de raças sensíveis e resistentes mostram que existe um processo de expressão gênica diferenciado nos animais sensíveis, levando o carrapato a obter sucesso na infestação (Giachetto, et al., 2020).

Nos bovinos, prováveis vias imune-reguladas diferem entre raças desde a primeira infestação, estimulando vários graus de resistência a carrapatos por meio de ações da resposta imune com expressão e sucesso de forma diferente nos grupos raciais (Robbertse et al., 2017).

O sistema produtivo do Brasil possui uma diversidade de raças e cruzamentos de bovinos que disponibilizam um gradiente de sensibilidade ao carrapato, que devem ser observados pelos produtores durante a seleção de novos animais. Desconsiderar esta estratégia dificulta o controle do *R. microplus*. Portanto, faz-se necessária uma referência de susceptibilidade das raças ao carrapato para que a estratégia de controle tenha maiores chances de sucesso.

Com o objetivo de oferecer ao produtor uma ferramenta simples de fácil entendimento, que possa comparar e ranquear a sensibilidade de diferentes raças de bovinos em relação ao carrapato *R. microplus*, foi desenvolvida pela Embrapa Gado de Corte uma escala chamada “Régua do carrapato”.

Este capítulo apresenta resultados de estudos realizados no bioma cerrado, zona de transição entre os climas subtropical úmido (Cfa) e tropical úmido e seco (Aw), segundo a classificação de Köppen-Geiger (Peel et al., 2007). A análise compara e hierarquiza a sensibilidade de diferentes raças de bovinos estabulados ao carrapato *R. microplus*, e apresenta, como resultado inovador, a Régua do carrapato (Barros^a et al., 2024).

Para avaliação da variabilidade genética por raça, observou-se o desempenho da infestação artificial de larvas de carrapatos em oito diferentes raças de bovinos estabulados e sem tratamento prévio, foi utilizado uma base de dados secundários do número de teleóginas, peso das teleóginas, peso da massa de ovos e número de larvas extraídos de relatórios de pesquisas de experimentos, realizados ao longo de 18 anos na Embrapa Gado de Corte (S 20° 44' 25" 76' W 54° 72' 20" 66', 530.0), em Campo Grande MS, Brasil.

O número de larvas infestadas por animal variou entre 10, 15 e 20 mil, e, apesar dessa variação, não houve diferença significativa entre as infestações ($p = 0,33$). Esses resultados referentes ao número de larvas aplicadas nas infestações demonstram que os dados foram suficientes e uniformes e assim poderiam ser utilizados para avaliar a sensibilidade das raças de bovinos através de sua suscetibilidade genética ao longo do período de estudo e definir um perfil para cada grupo na construção da régua de carrapato.

A Figura 1 mostra a média do número de carrapato coletados por unidade animal durante todo o experimento, conforme a raça. Os resultados demonstram os perfis de sensibilidade ao carrapato, onde a raça Nelore apresentou a maior resistência ao parasito e a raça Romosinuano foi a mais suscetível.



Figura 1. Número médio de fêmeas ingurgitadas de carapatos *Rhipicephalus microplus* coletados por raça ao longo dos experimentos.

Comparando as raças que têm em sua composição genética sangue zebuíno com as outras raças analisadas, constatamos os diferentes perfis de sensibilidade ao *R. microplus* (Tabela 1). As raças Nelore e Brangus não diferem estatisticamente entre si em relação à quantidade de teleóginas, entretanto, diferem estatisticamente das demais raças.

Os carapatos recuperados apresentaram pesos sem diferenças estatísticas entre as raças Brangus, Angus e Holandês (Tabela 1). O peso médio dos carapatos variou de 0,271 g a 0,243 g para as raças Brangus, Angus, Holandês, Nelore e Senepol, o que pode refletir uma normalidade e boas condições individuais das fêmeas ingurgitadas. Embora bovinos com sangue Zebu apresentassem uma quantidade menor de carapatos, as fêmeas ingurgitadas que atingiram a idade adulta apresentaram pesos e tamanhos dentro da faixa esperada, resultado semelhante ao trabalho reportado por Oliveira (1979) que variaram entre 0,310 e 0,237 g.

Tabela 1. Análise estatística dos parâmetros biológicos das fêmeas ingurgitadas de carrapatos *Rhipicephalus microplus* coletadas por raça de hospedeiro.

	MÉDIA CARRAPATO COLETADO	MÉDIA PESO (G)	TRT* (%)	TAXA CONVERSÃO OVOS** (%)
Nelore	32.53 ± 25.17 ^a	0.249 ± 0.019 ^{bc}	0.31 ± 0.26 ^a	46.04 ± 0.64
Brangus	80.60 ± 54.05 ^a	0.271 ± 0.030 ^a	0.76 ± 0.57 ^a	45.40 ± 1.27
Holandês	349.14 ± 203.65 ^b	0.264 ± 0.017 ^{ab}	2.33 ± 1.36 ^b	49.80 ± 1.02
Caracu	371.29 ± 316.87 ^b	0.233 ± 0.025 ^{cd}	2.37 ± 2.09 ^b	-
Senepol	403.42 ± 238.99 ^b	0.243 ± 0.031 ^{cd}	2.69 ± 1.59 ^{bc}	-
Angus	515.50 ± 336.00 ^b	0.268 ± 0.036 ^a	3.82 ± 2.14 ^c	42.88 ± 1.50
Belmont Red	520.16 ± 782.45 ^b	0.219 ± 0.020 ^d	2.59 ± 3.89 ^{bc}	-
Romosinuano	535.83 ± 515.88 ^b	0.228 ± 0.020 ^{cd}	2.68 ± 2.58 ^{bc}	-

Letras diferentes na mesma coluna indicam diferenças significativas ($p < 0,05$).

*TRT, Taxa de recuperação de teleóquina em % **Porcentagem do peso da teleóquina que foi convertido em ovos

Para as raças Caracu, Romosinuano e Belmont Red, os pesos das fêmeas ingurgitadas dos carrapatos não foram significativamente diferentes.

A porcentagem do peso ingurgitado da fêmea que foi convertido em ovos ficou entre 42,9% e 49,8%. Oliveira (1979) relatou taxas de conversão entre 47,8% e 56,9%; porém, neste estudo, não houve menção à raça, que influencia o processo de oviposição.

A taxa de recuperação de teleóquina (TRT) por raça indica a capacidade do ani-

mal em converter as larvas infestadas artificialmente, onde se conhece o número de larvas utilizadas, em teleóginas, ou seja, mostra a porcentagem de sucesso de sobrevivência das larvas que se desenvolveram até a fase adulta. A TRT é um indicador que auxilia na avaliação do ranqueamento da sensibilidade das raças, quanto mais alto, maior a susceptibilidade da raça (Figura 2).

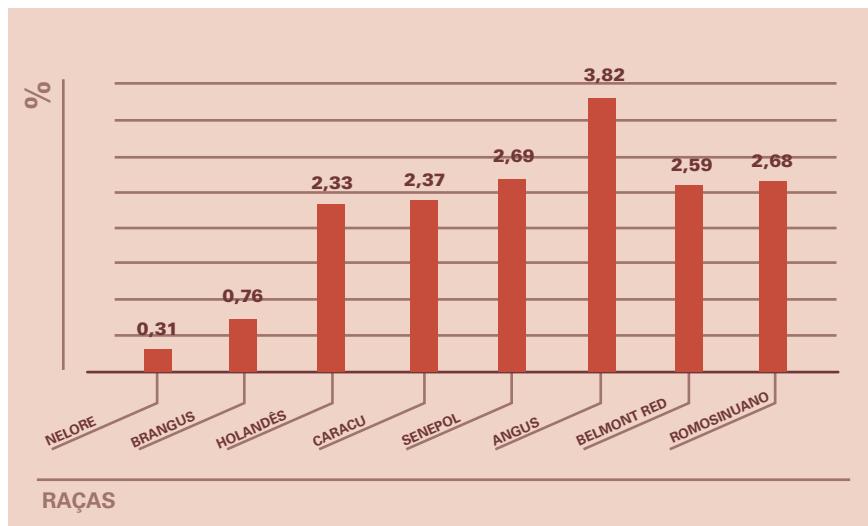


Figura 2. Taxa de recuperação de teleóginas (TRT) do carrapato *Rhipicephalus microplus* por raça.

De maneira geral, os animais de sangue taurino são mais susceptíveis ao carrapato e mostraram diferença estatística de TRT em relação aos animais de sangue zebuíno (Tabela 1), Molento, et al. (2013) realizaram a contagem de carrapatos em animais, a campo, de diferentes raças e observaram que animais com maior proporção de sangue *Bos indicus* apresentaram menor contagem de carrapatos do que os animais de raças europeias, corroborando com os resultados deste trabalho.

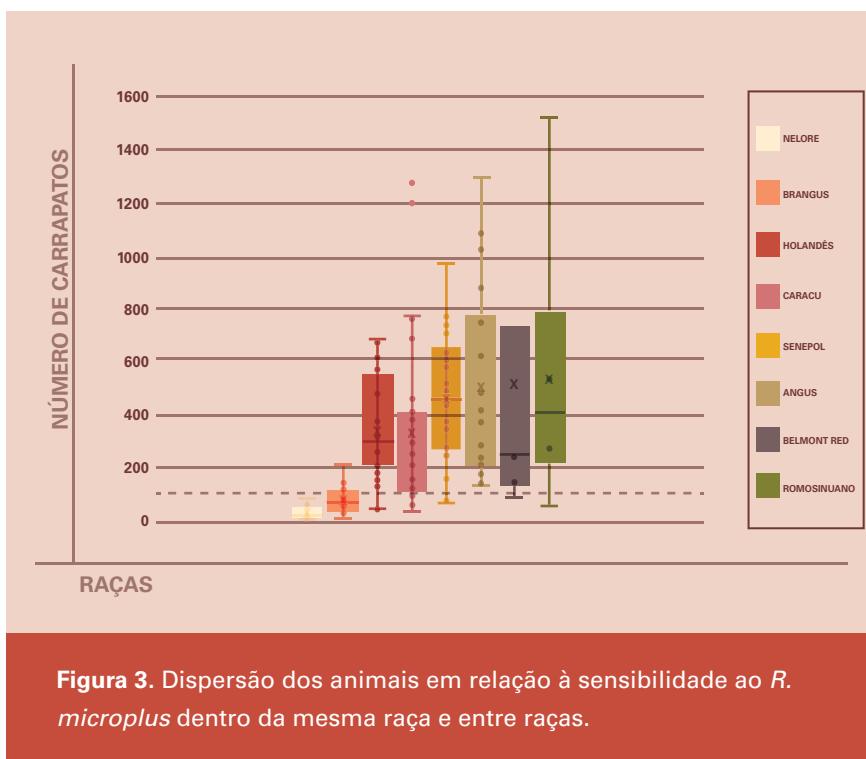
A dispersão da variabilidade genética dos indivíduos nas suas respectivas raças resultou do cálculo do percentil da variável quantidade de carrapatos produzidos. Na Tabela 2 pode-se observar a distribuição dos indivíduos nos seus grupos raciais (%) conforme a quantidade de carrapatos coletados, e assim pode-se dimensionar os indivíduos mais sensíveis no grupo racial.

Tabela 2. Variabilidade genética de indivíduos dentro de uma raça (%) classificada de acordo com o número de carrapatos *Rhipicephalus microplus* coletados.

	NÚMERO DE CARRAPATOS		
	<40	40 - 100	>100
Nelore	70,5	29,5	0
Brangus	31,3	39,7	29
Holandês	0	12,4	87,6
Caracu	4	14,1	81,9
Senepol	0	10,7	89,3
Angus	0	0	100
Belmont Red	0	5,7	94,3
Romosinuano	0	4,4	95,6

A Figura 3 compara as tendências de dispersão da variabilidade genética entre as raças e apoia a construção da Régua do Carrapato. Os perfis da variação individual nas raças são comparados. Essa análise interracial permite uma reflexão sobre o potencial de seleção de indivíduos na população, levando em conta as características de resistência ao carrapato e os riscos sanitários.





Nota: A linha tracejada indica 100 carrapatos.

Conhecendo a média de carrapato produzida por raça e a sua distribuição por indivíduos é possível ranquear as raças de acordo com o perfil de sensibilidade (Figura 4).

Todos os dados individuais da quantidade de carrapatos produzidos, independente da raça, foram agrupados e o percentil foi calculado. Esses percentis foram ordenados em uma reta horizontal com escala de 0 a 100%, e registrado em destaque no respectivo percentil o valor da média de carrapatos produzido por cada raça.

Esse ranqueamento organizou as raças de acordo com a sua susceptibilidade ao carrapato *R. microplus*, a essa organização denominou-se “Régua do carrapato”. Nela também é destacado o percentil do limiar econômico P(11). A sua interpretação demonstra que, quanto mais próximo de 0, mais resistente é a raça, e quanto mais distante do limiar econômico, maior a susceptibili-

dade da raça. Essas informações podem ser utilizadas na tomada de decisão dos produtores para investimentos em raças melhor adaptadas.

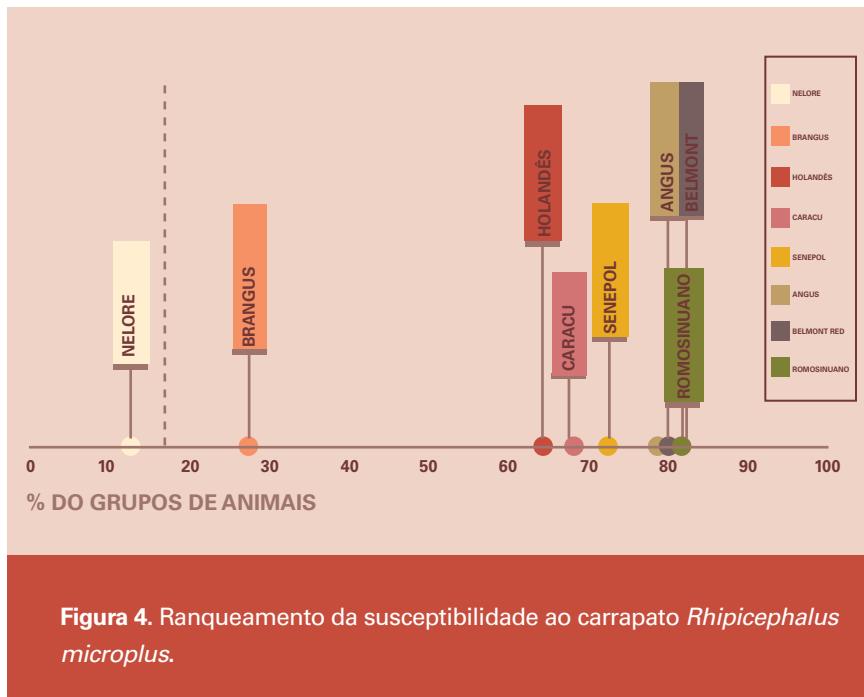


Figura 4. Ranqueamento da susceptibilidade ao carrapato *Rhipicephalus microplus*.

Nota: O percentil por raça foi calculado com base no número total de teleóginas recuperadas. A linha tracejada mostra o limite econômico no ponto (P11) que corresponde a 40 carrapatos.

As taxas de recuperação das teleóginas nos experimentos variaram de 0,05% a 5% (Tabela 2), indicando que houve uma grande diferença na infestação entre os animais, dependendo da raça. As condições de infestação nas pastagens representam 95% da população de carrapatos (Pereira; Labruna, 2008), favorecendo a infestação diária. Dado que uma fêmea de carrapato põe aproximadamente 3.000 ovos em situações não controladas, pode ocorrer uma alta infestação dentro de um mês de exposição, afetando negativamente a saúde dos animais.

Comparando-se raças geneticamente mais produtivas, a raça Angus obteve uma infestação 1,3 vezes maior que a do Senepol e 6,4 vezes maior que a Brangus. Ao relacionar as raças Brangus, Senepol e Angus com a raça Nelore, observou-se que a Brangus obteve uma infestação 2,5 vezes maior, a Senepol 12,6 vezes mais, e a Angus teve uma quantidade 16,1 vezes maior.

Andreotti et al. (2018) compararam infestações de carrapatos em animais Nelores e Brangus criados juntos à campo, e verificaram que a raça Brangus foi mais suscetível e produziu 6,8 vezes mais carrapatos que a raça Nelore, mostrando que a genética da raça interage com as condições ambientais na sensibilidade com relação ao carrapato.

Assim, criar animais com diferentes sensibilidades gera um custo maior no controle de carrapatos, tendo em vista que é importante realizar o controle de larvas nas pastagens, e se faz necessário o tratamento de todos os animais do pasto.

A infestação por carrapatos em animais Nelore produziu grande número de larvas e ninfas ingurgitadas, porém poucos indivíduos evoluíram até a fase adulta, demonstrando que esta raça, apesar de receber a mesma carga de infestação das demais raças, possui maior capacidade de proteção, sugerindo que seu sistema imunológico dificulta o desenvolvimento do carrapato até a fase adulta.

Estas observações foram consistentes com os resultados dos estudos do transcriptoma da saliva do carrapato por Giachetto et al. (2020), que relataram uma rica variedade de substâncias bioativas, que permitem a alimentação em animais Angus sensíveis. Diferentes transcritos foram identificados em carrapatos que tiveram como hospedeiro animais sensíveis, e outro em animais resistentes, indicando que essas características estão definidas nos genomas das raças.

As raças Caracu, Senepol, Romosinuano e Belmont Red apresentaram pesos de teleóginas iguais estatisticamente, porém abaixo do peso médio citado na literatura (Oliveira, 1979). Esse fato sugere que, devido ao grande número de ninfas que se tornam viáveis, há uma competição intraespecífica que pode pressionar o desenvolvimento das teleóginas, reduzindo o peso das mesmas.

Quanto maior a taxa de recuperação, menor o efeito da resposta imune do animal frente às infestações de carrapatos, e consequentemente maior a sua suscetibilidade ao *R. microplus*. É preciso lembrar que os animais a campo estão sujeitos à infestação diária de milhares de larvas. Isso significa que quanto maior a TRT, maior o risco dos bovinos contraírem a TPB devido ao aumento da transmissão do agente, como exemplo o Angus atingiu a maior TRT (3,82%).

Em contrapartida, a raça Nelore foi a mais resistente, com TRT de 0,3%. É importante ressaltar que o Brangus é atualmente uma das raças amplamente utilizadas para aumentar a produtividade nos sistemas de produção de gado de corte na região do Cerrado no centro do Brasil, com TRT em torno de 0,8%.

Dentro de uma mesma raça, foram observados animais com diferentes expressões de sensibilidade ao *R. microplus*, esse achado é apoiado por diferentes níveis de infestação observados em indivíduos de um mesmo rebanho após cinco meses de contagem de carrapatos (BRASIL, 2020).

Comparando a variabilidade genética dos indivíduos dentro de uma raça e a dispersão entre elas, na raça Nelore, 70,5% dos animais apresentavam menos de 40 carrapatos (Tabela 2), ou seja, abaixo do limite econômico de perda estimada de 8,8 kg/animal/ano (Gonzales, 2003), sem efeito mensurável na observação do ganho de peso. O grupo restante de animais da raça Nelore, 29,5% dos indivíduos se posicionaram na faixa intermediária (40 a 100 carrapatos), não apresentando indivíduos com alta infestação, acima de 100 carrapatos (Figura 3).

A perda calculada de peso bovino segundo Honer e Gomes (1990) é de 0,22 kg/carrapato/ano. Com base nessa estimativa, para animais que possuem entre 41 e 100 carrapatos, que se considera infestação intermediária há perdas diretas por infestação acima do limiar econômico gerando a necessidade de acompanhamento de controle da população de carrapatos.

Para animais que apresentam alta sensibilidade, com mais de 100 carrapatos, o impacto no ganho de peso é maior bem como o risco de TPB. Essas observações corroboram os achados de Jonsson (2006), que relatou que altos níveis de infestação por *R. microplus* promovem efeito supressor da resposta imune e que essa supressão facilita a transmissão de doenças como babesiose e anaplasmosse. Além disso, para animais com mais de 100 carrapatos/dia, a aplicação de acaricida é lucrativa porque o custo de aplicação por cabeça compensa a perda de peso vivo por fêmea ingurgitada.

Entre os animais Brangus, 31,3% mostraram-se mais resistentes gerando menos de 40 carrapatos, 39,7% desenvolveram até 100 teleóginas e 29% têm potencial para produzir mais de 100 carrapatos. Como a raça Brangus é originária das raças Angus e Nelore, a genética do Nelore traz uma influência no grau de resistência, que é observada na sua variabilidade.

Pequenas parcelas dos animais das raças Holandesa, Caracu, Senepol, Belmont Red e Romosinuano (respectivamente 12,4%, 14,1%, 10,7%, 5,7% e 4,4%) apresentaram entre 41 e 100 teleóginas. Os demais indivíduos foram mais sensíveis e o risco de TPB se agrava à medida que o número de carrapatos aumenta (Figura 3).

Todos os indivíduos Angus geraram mais de 100 carrapatos, chegando ao máximo de 1.300, o que demonstra o grau de suscetibilidade desta raça ao *R. microplus*, necessitando de maior atenção a esses ectoparasitos.

Na Régua do Carapato (Figura 5), raças à esquerda têm em média menos de 40 carrapatos e podem ser classificadas como resistentes. Neste estudo, apenas os animais Nelore se enquadram nessa categoria. Em geral, as raças estudadas necessitam de controle de carapatos para garantir seu potencial produtivo genético.

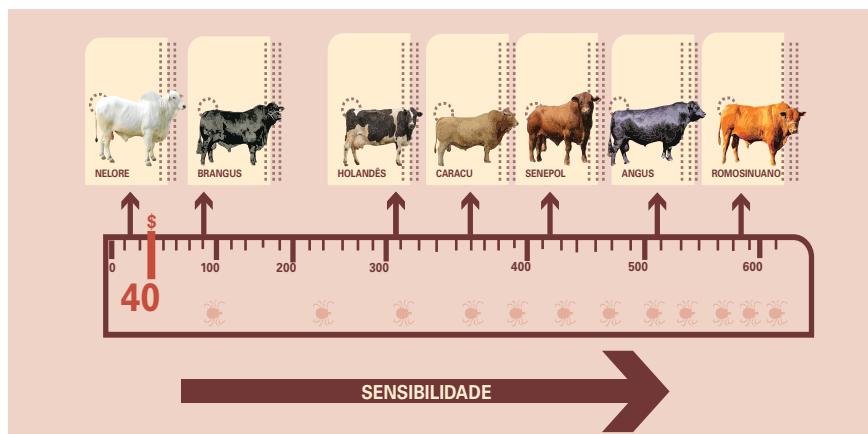


Figura 5. Régua de Carapato. Escala em número de carapatos.

Por outro lado, quanto mais próximo de 100, mais suscetível é a raça e maiores são os riscos de perdas econômicas decorrentes da perda de peso, custos com acaricidas, tratamentos curativos e risco de morte por infecção por agentes TPB.

Análise de infestação por carapatos realizada por Calvano et al. (2019) revelou perdas econômicas em raças Brangus e em outras raças avaliadas com base no desempenho animal (perda de peso), mostrando a importância do controle de carapatos para mitigar esses efeitos. Além disso, à medida que a tecnologia avança, incluindo a escolha de raças com genética mais produtiva e maior sensibilidade aos carapatos, aumenta o impacto econômico na cadeia produtiva da pecuária de corte (Calvano et al., 2021).

O sistema de produção no campo pressiona os rebanhos através da produção massiva de larvas em pastagens ao longo de gerações. Uma vez que 95% dos carrapatos estão em forma de larvas nesses locais, e essa alta infestação somada ao perfil racial e outras variáveis, como qualidade da pastagem, estado nutricional, efeito do estresse no rebanho e época do ano, influenciam no estado geral dos animais e amplificam a sensibilidade aos carrapatos.

A Régua do Carrapato auxilia na identificação da extensão deste problema e a estabelecer métodos para prevenir infestações recorrentes quando a preocupação com o controle do carrapato é inadequada. A Régua do carapato fornece um guia prático que demonstra os efeitos do aumento do nível de infestação de carrapatos para diferentes raças.

Além disso, esta ferramenta demonstra o impacto da infestação nas condições econômicas do campo, corroborando os dados de Calvano et al. (2021), que demonstraram maior perda de investimento em tecnologia em situações em que os carrapatos não eram adequadamente controlados.

Uma avaliação das projeções de mercado revelou uma estimativa positiva para a cadeia produtiva da pecuária, destacando a necessidade de investimento em genótipos mais produtivos, conforme relatado por Barros^b et al. (2024); no entanto, esta transformação dependerá de um compromisso com o controle dos carrapatos devido à sensibilidade das raças produtivas às infestações.

Em tempos de pecuária de precisão, quando os produtores tomam decisões com base em bancos de dados organizados e precisos, o conhecimento das particularidades das raças ajuda os pecuaristas a escolherem as linhagens bovinas mais produtivas e rentáveis para compor um rebanho.

Neste estudo, a composição do rebanho foi caracterizada quanto à resistência ou sensibilidade ao *R. microplus*, e a sua comparação entre raças por meio da Régua do Carrapato, permite os produtores analisarem melhor o potencial dano econômico devido aos carrapatos quando ele introduz uma raça mais produtivas.

As descobertas apoiam a necessidade dos criadores de gado conhecerem as características dos animais mais produtivos, como por exemplo o Brangus, que apresenta 29% de sensibilidade aos carrapatos, e podem levar a perdas econômicas; enquanto que as raças Angus, Caracu ou Senepol, apresenta-

ram 100%, 81,9% e 89,3% respectivamente em perdas econômicas, e portanto, essas últimas necessitarão de maior gestão.

A Régua do Carrapato é uma ferramenta simples e de fácil entendimento e pode ser utilizada por técnicos e produtores para avaliar a sensibilidade aos carrapatos de uma raça de interesse e auxiliar os produtores na tomada de decisões para encontrar um equilíbrio entre o aumento nos ganhos de produção e o risco de perdas econômicas dependendo da composição racial de um rebanho bovino. Além disso, no futuro, o desenvolvimento de um aplicativo da Régua do Carrapato permitirá a incorporação contínua de informações sobre raças no sistema ao longo do tempo e garantirá sua disponibilidade aos produtores.



Referências

ABCB Senepol: Associação Brasileira de Criadores de Bovinos Senepol. **Historia da raça**, 2023. Disponível em : [<https://senepol.org.br/historia-da-raca/>] (Acesso em 17 de fevereiro de 2023).

ABIEC - Associação Brasileira das Indústrias Exportadoras de Carne. O Perfil da Pecuária no Brasil. São Paulo: Beef Report, 2023. <https://www.abiec.com.br/publicacoes/beef-report-2022/>. (Acesso em 9 de fevereiro de 2023).

ANDREOTTI, R. et al. Cattle tick infestation in Brangus cattle raised with Nellore in central Brazil. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 39, n. 3, p. 1099-1113, 2018. DOI: 10.5433/1679-0359.2018v39n3p1099.

ANDREOTTI, R. et al. Controle Estratégico dos Carrapatos nos Bovinos. In: ANDREOTTI, R. et al. **Carrapatos na cadeia produtiva de bovinos**. DF: Embrapa, 2019. Disponível em: <https://cloud.cnpgc.embrapa.br/controle-do-carrapato-ms/files/2019/02/Controle-Carrapatos-2019-COMPLETO-EBOOK.pdf> (acessado em 9 de março de 2023).

BARROS, J. C. et al. Impacto econômico do carrapato-do-boi na pecuária em transformação no Brasil. **Revista Contemporânea**, v. 4, n. 1, p. 3266-3287, 2024a. DOI: 10.56083/rcv4n1-184.

BARROS, J. C. et al. Profile of cattle breed sensitivity to the tick *Rhipicephalus microplus*. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 15, n. 5, p. 102363, 2024b. DOI: 10.1016/j.ttbdis.2024.102363.

BONATE-JUNIOR, P. B. et al. Control strategies for the tick *Rhipicephalus Microplus* (Canestrini, 1888) on cattle: Economic evaluation and report of a multidrug-resistant strain. **Acta Parasitologica**, v. 67, n. 4, p. 1564-1572, 2022. DOI: 10.1007/s11686-022-00611-8.

BRASIL. Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento. **Avaliação Seletiva de Bovinos para o Controle do Carrapato *Rhipicephalus microplus***/Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento, 2020. Disponível em: <https://www.gov.br/agricultura/pt-br/assuntos/producao-animal/arquivos>

publicacoes-bem-estar-animal/CARRAPATO2.pdf.

CALVANO, M. P. C. A. et al. Bioeconomic simulation of *Rhipicephalus microplus* infestation in different beef cattle production systems in the Brazilian Cerrado. **Agricultural Systems**, v. 194, p. 103247, 2021. DOI: 10.1016/j.agsy.2021.103247.

CALVANO, M. P. C. A. et al. Economic efficiency of *Rhipicephalus microplus* control and effect on beef cattle performance in the Brazilian Cerrado. **Experimental and Applied Acarology**, v. 79, n. 3, p. 459-471, 2019. DOI: 10.1007/s10493-019-00446-5.

GARCIA, M. G. et al. Contributions of the hair sheep breed Santa Ines as a maintenance host for *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Acari: Ixodidae) in Brazil. **Parasites & vectors**, v. 7, p. 1-4, 2014. DOI: 10.1186/preaccept-1451455905133272.

GIACCHETTO, P. F. et al. Gene expression in the salivary gland of *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* fed on tick-susceptible and tick-resistant hosts. **Frontiers in Cellular and Infection Microbiology**, v. 9, p. 477, 2020. DOI: 10.3389/fcimb.2019.00477.

GOMES, A. et al. Populations of the cattle tick (*Boophilus microplus*) on purebred Nellore, Ibage and Nellore X European crossbreds in the Brazilian savanna. **Tropical Animal Health and Production**, v. 21, n. 1, p. 20-24, 1989. DOI: 10.1007/bf02297336.

GONZALES, J. C. **O Controle do Carrapato do Boi**, Terceira Edição. Universidade de Passo Fundo, Passo Fundo, 2003.

GRISI, L. et al. Reassessment of the potential economic impact of cattle parasites in Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 23, n. 2, p. 150-156, 2014. DOI: 10.1590/s1984-29612014042.

HANSEN, P. J. Physiological and cellular adaptations of zebu cattle to thermal stress. **Animal reproduction science**, v. 82, p. 349-360, 2004. DOI: 10.1016/j.anireprosci.2004.04.011.

HIGA, L. O. S. et al. Acaricide resistance status of the *Rhipicephalus microplus* in Brazil: a literature overview. **Medicinal Chemistry**, v. 5, p. 326-333, 2015.

DOI: 10.4172/2161-0444.1000281.

HONER, M. et al. **O manejo integrado de mosca dos chifres, berne e carrapato em gado de corte.** Campo Grande, MS: EMBRAPA-CNPGC, 1990. Disponível em: <http://www.infoteca.cnptia.embrapa.br/infoteca/handle/doc/318787>.

JONSSON, N. N. The productivity effects of cattle tick (*Boophilus microplus*) infestation on cattle, with particular reference to *Bos indicus* cattle and their crosses. **Veterinary parasitology**, v. 137, n. 1-2, p. 1-10, 2006. DOI: 10.1016/j.vetpar.2006.01.010.

JONSSON, N. N. The productivity effects of cattle tick (*Boophilus microplus*) infestation on cattle, with particular reference to *Bos indicus* cattle and their crosses. **Veterinary parasitology**, v. 137, n. 1-2, p. 1-10, 2006. DOI: 10.1016/j.vetpar.2006.01.010.

MARTINS, K. R. et al. Correlation between *Rhipicephalus microplus* ticks and *Anaplasma marginale* infection in various cattle breeds in Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, v. 81, p. 585-598, 2020. DOI: 10.1007/s10493-020-00514-1.

MARTINS, K. R. et al. Seasonal fluctuations of *Babesia bigemina* and *Rhipicephalus microplus* in Brangus and Nellore cattle reared in the Cerrado biome, Brazil. **Parasites & Vectors**, v. 15, n. 1, p. 395, 2022. DOI: 10.1186/s13071-022-05513-2.

MCMANUS, C. et al. Características produtivas e reprodutivas de vacas Holandesas e mestiças Holandêsx Gir no Planalto Central. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 37, p. 819-823, 2008. DOI: 10.1590/s1516-35982008000500006.

MOLENTO, M. B. et al. Partial selective treatment of *Rhipicephalus microplus* and breed resistance variation in beef cows in Rio Grande do Sul, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 192, n. 1-3, p. 234-239, 2013. DOI: 10.1016/j.vetpar.2012.10.021.

NUÑES, J. L. et al. ***Boophilus microplus*, la Garrapata Comum del Ganado Vacuno.** Hemisferio Sur, Buenos Aires, Argentina, 1982.

OLIVEIRA, G. P. Relação entre o peso da postura e o peso da fêmea ingurgitada de *Boophilus microplus* (Can.) (Acarina: Ixodidae). **Científica**, v. 7, 1979.

OSHIRO, L. M. et al. Effect of low temperature and relative humidity on reproduction and survival of the tick *Rhipicephalus microplus*. **Experimental and Applied Acarology**, v. 83, p. 95-106, 2021. DOI: 10.1007/s10493-020-00576-1.

PEEL, M. C. et al. Updated world map of the Köppen-Geiger climate classification. **Hydrology and earth system sciences**, v. 11, n. 5, p. 1633-1644, 2007.

PEREIRA, M. C.; LABRUNA, M.B. *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*. In: Klafke, G. M. *Rhipicephalus (Boophilus) microplus: Biologia, Controle e Resistência*. **Medicina Veterinária**, São Paulo, MedVet, p. 169, 2008.

PRIMO, A.T. The discovery of Brazil and the introduction of domestic animals. In: **V Global Conference on Conservation of Domestic Animal Genetic Resource**, Brasília: Embrapa Recursos Genéticos e Biotecnologia, 2000. CD-ROM. CD59.

RIBEIRO, A. R. B. et al. Heat tolerance of Nelore, Senepol x Nelore and Angus x Nelore heifers in the southeast region of Brazil. **South African Journal of Animal Science**, v. 39, n. sup-1, p. 263, 2009. DOI: 10.4314/sajas.v39i1.61261.

ROBBERTSE, L. v Bovine immune factors underlying tick resistance: integration and future directions. **Frontiers in Cellular and Infection Microbiology**, v. 7, p. 522, 2017.

SALOMONI, E.; DEL DUCA, L. O. A. Ontem Ibagé hoje Brangus: a história de uma raça. Embrapa Pecuária Sul, 2009. Disponível em: <http://ainfo.cnptia.embrapa.br/digital/bitstream/item/79051/1/IBage-Brangus.pdf>. Acesso em 4 de julho de 2023.

USDA - UNITED STATES DEPARTMENT OF AGRICULTURE. FOREIGN AGRICULTURAL SERVICE. **The Brazilian Bovine Genetics Market and US Exports**, 2021. Disponível em: https://apps.fas.usda.gov/newgainapi/api/Report/DownloadReportByFileName?fileName=The%20Brazilian%20Bovine%20Genetics%20Market%20and%20US%20Exports_Brasilia_Brazil_03-01-2021.

Acesso em: 12 janeiro de 2024.

WAGLAND, B. M. Host resistance to cattle tick (*Boophilus microplus*) in Brahman (*Bos indicus*) cattle. III.* Growth on previously unexposed animals. **Australian Journal of Agricultural Research**, v. 29, n. 2, p. 401-409, 1978. DOI: 10.1071/ar9780401.

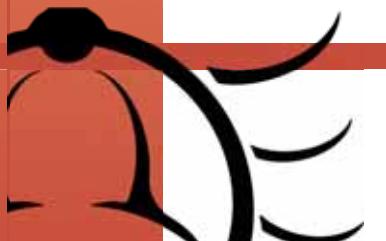
WEDEKIN, I. **Economia da Pecuária de Corte: Fundamentos e Ciclos de Preços.** Wedekin Consultores, São Paulo, Brasil, 2017.

WEST, J. W. Effects of heat-stress on production in dairy cattle. **Journal of dairy science**, v. 86, n. 6, p. 2131-2144, 2003. DOI: 10.3168/jds.s0022-0302(03)73803-x.

CAPÍTULO

15

Situação atual do
controle biológico
dos carrapatos



Nancy Prette

Lucas Detogni Simi

Marcos Valério Garcia

Renato Andreotti

O bioma Cerrado é o segundo maior em extensão no Brasil, sendo superado apenas pela Amazônia. Abrange cerca de 2 milhões de km², representando cerca de 22% do território brasileiro, incluindo o Distrito Federal, Goiás e outros dez estados (Oliveira-Filho; Ratter, 2002). Além disso, o Cerrado possui áreas de transição com outros quatro importantes biomas brasileiros: Amazônia, Caatinga, Pantanal e Mata Atlântica. Essa característica confere a esse bioma uma riqueza de biodiversidade e a vegetação de Cerrado brasileiro compreende um mosaico natural de fisionomias, de campos abertos a savanas e florestas, abrangendo toda a gama de densidade de plantas lenhosas, referidas coletivamente como cerrados (Oliveira-Filho; Marquis, 2002; BRASIL, 2010; Da Silva et al., 2015).

Vale frisar que lamentavelmente o Cerrado tornou-se alvo adequado para atividades ligadas ao agro como pecuária e lavoura, com isso sofrendo desmatamento e todo o bioma está ameaçado por atividades humanas.

Simultaneamente acresce grande preocupação em restaurar e ou preservar fragmentos de matas, campos e matas ciliares em áreas urbanas ou periurbanas com intuito de proporcionar “ilhas” verdes para lazer e práticas desportivas, essas iniciativas muitas vezes criam ambientes semelhantes em vários aspectos com o Cerrado, no entanto essas novas áreas proporcionam e favorecem o surgimento de animais silvestres e seus parasitas, dentre eles podemos citar como exemplo os carrapatos (Szabó et al., 2018).

Carrapatos são ectoparasitos obrigatórios de animais silvestres, domésticos e do homem, sendo conhecidos globalmente cerca de 960 espécies (Guglielmone et al., 2020, 2023). Atuam na transmissão de agentes infecciosos, incluindo bactérias, protozoários e vírus (principalmente das famílias Bunyaviridae, Flaviviridae e Reoviridae) (Jongejan; Uilenberg, 2004). Além disso, os carrapatos provocam injúrias diretas em seus hospedeiros no ato da hematofagia (Trees, 1999; Andreotti, 2010; Baneth, 2014; Lani et al., 2014).

As espécies de carrapatos de relevância médico-veterinária pertencem à família Ixodidae, vetores importantes de patógenos de mamíferos, incluindo humanos, animais domésticos, de criação e silvestres. Existem 78 espécies desta família descritas no Brasil, distribuídas em nove gêneros: *Ornithodoros*, *Antricola*, *Argas*, *Nothoaspis*, *Amblyomma*, *Ixodes*, *Haemaphysalis*, *Rhipicephalus* e *Dermacentor* (Dantas-Torres et al., 2019; Martins et al., 2019; Soares et al., 2023).

Dentre as espécies suparacitadas, o *Rhipicephalus microplus* (Acari: Ixodidae) é um importante parasita de bovinos no país. Gera prejuízos à bovinocultura brasileira que chegam a US\$ 3.24 bilhões por ano (Grisi et al., 2014), sendo o principal alvo de programas de controle (Simi et al., 2019).

Outro carrapato do mesmo gênero, o *Rhipicephalus linnaei*, é cosmopolita, sendo um importante ectoparasito de cães, da mesma forma que o *R. microplus* é para os bovinos (Labruna; Pereira, 2001). Segundo Szabó (1995), o cão, seu hospedeiro natural, não desenvolve resistência, mesmo após diversas infestações. Este parasita é também responsável pela transmissão de agentes causadores de patologias graves, como a babesiose, hematobartonelose, hepatozoonose e erliquiose para os caninos (Labruna; Pereira, 2001).

Durante um levantamento sobre ectoparasitos em aves, em uma pequena reserva do Cerrado, Szabó et al. (2006) constataram um macho adulto do carrapato *R. linnaei* fixado à pálpebra da ave *Coereba flaveola*. Esta observação

pode ser um achado isolado e acidental, ou mesmo uma via de disseminação desconhecida desta espécie.

No bioma Cerrado há outro grupo de destaque dentre esses ectoparasitos o gênero *Amblyomma* é o de maior abundância entre os Ixodideos, o principal carapato encontrado em estudos de identificação em animais silvestres do bioma Cerrado (Labruna et al., 2007; Rodrigues et al., 2015; Andreotti et al., 2021).

O carapato-estrela, *Amblyomma sculptum*, é a espécie de maior distribuição entre os estados brasileiros, o que demonstra a sua adaptação e reforça sua importância no Brasil como vetor de bioagentes para o homem e animais, é o principal vetor da febre maculosa brasileira (Labruna et al., 2009). Desde 2001, essa doença tornou-se de notificação compulsória. Com isso, o Ministério da Saúde passou a promover ações para aprimorar sua vigilância (BRASIL, 2010).

Amblyomma parvum é uma espécie de carapato neotropical encontrada des de a Argentina até o México (Lado et al., 2016). No bioma Cerrado, esse carapato foi encontrado em várias vegetações e em diversos animais domésticos, sugerindo ter potencial para se tornar uma espécie parasita importante de hospedeiros domésticos no Brasil, assim como ocorre na Argentina.

Controle Biológico

Denomina-se controle biológico natural a regulação espontânea, por organismos vivos (antagonistas), da população de outras espécies sem a necessidade de intervenção humana. Esse tipo de controle não deve ser subestimado, uma vez que populações de muitos protozoários, artrópodes e helmintos parasitos podem apresentar crescimento descontrolado na ausência de seus respectivos antagonistas naturais (Gronvold, 1996). Com base nesse comportamento natural, surgiu o conceito de controle biológico, agora com a intervenção humana, para controlar e/ou combater as chamadas pragas parasitárias, observadas tanto na agricultura como na medicina veterinária.

Por sua importância epidemiológica e econômica, várias formas de controle de carapatos têm sido estudadas. No entanto, apesar do avanço da ciência, até o presente momento, as infestações por carapatos em seus hospedeiros são controladas essencialmente por acaricidas químicos. Consequentemente, a cada ano, aumentam as populações tolerantes aos carrapaticidas (Higa et al., 2016).

Nos últimos anos, a busca por alternativas que auxiliem no controle de artrópodes com menor impacto ambiental, diminuindo a utilização de compostos químicos, tem sido uma constante nas pesquisas.

Segundo Alves (1998), a alta patogenicidade apresentada por alguns microrganismos, a capacidade de multiplicação e dispersão no ambiente, o caráter enzóótico e a não toxicidade são atributos favoráveis para que este tipo de estratégia possa fazer parte de um conjunto de medidas que, atuando em harmonia com o ambiente, sejam capazes de reduzir populações de insetos indesejáveis para níveis que não provoquem prejuízos. Além disso, esse mesmo autor afirma que o controle biológico possibilita a associação de microrganismos com formulações medicamentosas sem resíduos ou toxicidade para animais e ambiente, bem como o menor custo e diminuição da possibilidade de aparecimento de resistência, haja vista a variedade de mecanismos envolvidos e compostos produzidos e empregados por estes agentes no controle de pragas-alvo.

Vários predadores, invertebrados, vertebrados, parasitóides, fungos, nematóides e bactérias podem diminuir a população de carrapatos (Prette et al., 2005, Miranda - Miranda et al., 2010, Garcia et al., 2011).

Os primeiros testes com fungos que infectam insetos, denominados de fungos entomopatogênicos foram realizados no final do século XIX, pelo russo Metschnikoff, quando avaliou o potencial do *Metarhizium anisopliae* para o controle de uma espécie de besouro. No Brasil, os fungos foram os primeiros patógenos de insetos a serem relatados (Alves, 1992).

Os fungos são patógenos de largo espectro, responsáveis por epizootias naturais. Sua grande variabilidade genética pode ser considerada uma das principais vantagens no controle microbiano de artrópodes (Alves, 1998).

Com técnicas apropriadas de bioensaios, é possível selecionar isolados de fungos altamente virulentos, específicos ou não, com características adequadas para serem utilizados como inseticidas microbianos (Azevedo, 1998).

Atualmente existem 84 bioinseticidas biológicos registrados no Brasil, 60% são formulados à base de fungos entomopatogênicos, principalmente os pertencentes à ordem Hypocreales, com destaque para as espécies *M. anisopliae* e *Beauveria bassiana* (Figura 1 e 2). Esses patógenos desempenham um papel central no controle biológico de pragas agrícolas no país (Simi et al., 2019).

Fonte: Arquivo pessoal



Figura 1. Placa de Petri com colônias do fungo entomopatogênico *M. anisopliae*

Fonte: Arquivo pessoal



Figura 2. Placa de Petri com colônias do fungo entomopatogênico *Beauveria bassiana*.

Os fungos *M. anisopliae* e *B. bassiana* são também patogênicos para diferentes espécies de carrapatos, tais como *A. sculptum* (Reis et al., 2004), *A. cooperi* (Reis et al., 2003), *A. variegatum* (Maranga et al., 2005), *A. parvum* (Garcia et al., 2018), *R. linnaei* (Garcia et al., 2004,2005; Prette et al., 2005) e *R. microplus* (Bittencourt et al., 2003).

Com suas estruturas altamente especializadas que facilitam a penetração via tegumento em seu hospedeiro, os fungos dispõem de uma grande vantagem quando comparados a outros patógenos que utilizam apenas a via oral como forma de penetração no hospedeiro (Bittencourt et al., 1999). Esta penetração

está ligada à secreção de enzimas como proteases e quitinases (Charnley; St. Leger, 1991) e, na maioria dos casos, a ação física de penetração também auxilia no processo. No caso específico de carrapatos, a penetração tegumentar é de grande importância, uma vez que a infecção oral é praticamente nula em artrópodes hematófagos.

Em carrapatos da espécie *R. linnaei* estudos com recursos de microscopia eletrônica demonstraram que a penetração de *M. anisopliae* ocorreu unicamente via tegumento, em um período que variou entre 18 e 48 horas após a infecção no corpo da fêmea ingurgitada, sendo que aos nove dias após a infecção observou-se a extrusão do fungo (Garcia et al., 2004), conforme ilustrado na figura 3. Resultados semelhantes foram observados por Pirali - Kheirabadi et al. (2016), ao avaliarem a ação da mesma espécie de fungo no carrapato *Ixodes ricinus*. Entretanto, há relatos da penetração de fungo via ânus em *R. linnaei*, neste caso pelo fungo *Aspergillus ochraceus* (Estrada-Peña et al., 1992), sugerindo variações na relação patógeno-hospedeiro de acordo com a espécie hospedeira.

Fonte: Arquivo pessoal



Figura 3. Fêmea engurgitada de *R. linnaei* após nove dias infectada com *M. anisopliae*.

O uso de fungos entomopatogênicos para o controle de *R. microplus* é uma alternativa promissora aos acaricidas, pois a eficácia *in vitro* dos fungos *M. anisopliae* e *B. bassiana* contra *R. microplus* já foi claramente demonstrada por diferentes autores (Melo et al., 2006).

No entanto, sabe-se que os fungos entomopatogênicos, quando aplicados em condições de campo, estão sujeitos a fatores bióticos e abióticos que po-

dem influenciar na sua sobrevivência, propagação e infecção do hospedeiro (Goettel et al., 2000). Entre os fatores abióticos, o de maior importância é a radiação solar UV (Braga et al., 2001) que pode inativar o conídio, provocando mutações e até mesmo danos letais ao DNA (Nicholson et al., 2000).

Em estudos com bovinos estabulados, Castro et al. (1997) obtiveram 54,8 e 50,4% de eficácia no controle de fêmeas ingurgitadas, usando as concentrações de 10^7 e 10^8 conídios por mL (con. mL^{-1}) do isolado 959 de *M. anisopliae*, respectivamente. Segundo Correia et al. (1998), a aplicação do isolado E9 de *M. anisopliae* não reduziu o número de fêmeas de *B. microplus* que parasitavam os animais, porém causou aumento do período de pré-oviposição e redução de 52% no peso da postura das fêmeas. Bittencourt et al. (1999) pulverizaram suspensão de conídios do isolado Ma 959 de *M. anisopliae* em animais naturalmente infestados com *B. microplus*, mas não verificaram diferença significativa em relação ao controle. Alonso-Díaz et al. (2007) obtiveram redução no número de fêmeas ingurgitas, variando entre 40,0 e 91,2% após pulverizarem, por quatro vezes, bovinos estabulados com suspensão de conídios de *M. anisopliae*.

Aliado a isso, Basso et al. (2005) verificaram que *M. anisopliae* controlou a população de larvas de *B. microplus* em pastagens de *Brachiaria brizantha* e do híbrido Tifton 85 (*Cynodon* spp.), obtendo acentuada redução na quantidade de larvas recuperadas. Ojeda-Chi et al. (2010), utilizando canteiros de capim-estrela (*Cynodon nemfuensis*) com 9 m^2 de área, infestados artificialmente com larvas de *R. microplus*, realizaram três aplicações de *M. anisopliae* (0, 14 e 28 dias após infestação) em dois períodos (estação úmida e seca). Em ambos os períodos avaliados, foram obtidos bons resultados nas avaliações após 35 dias de tratamento, com 67,7% de eficiência na estação úmida e 100% de eficácia na estação seca.

Outro experimento de relevância na aplicação *in vivo*, foi conduzido por Camargo et al. (2016) com formulações de *M. anisopliae* em óleo mineral (10%) para o controle de *R. microplus*. Os produtos fúngicos, bem como a solução contendo apenas óleo mineral, foram aplicados em grupos de animais naturalmente infestados, avaliando o número de fêmeas resultantes depois da ação do fungo, bem como, o efeito sobre os parâmetros biológicos nessas fêmeas. Os resultados indicaram que houve redução do número de carrapatos por animal, mas a formulação do fungo + óleo mineral não diferiu estatistica-

mente do óleo mineral aplicado como controle. Levando-se em consideração que a maior parte da população de *R. microplus* encontra-se no ambiente, modelos visando o controle no ambiente talvez sejam mais apropriados.

Um experimento de campo com essa abordagem, com longa duração e coleta de dados foi conduzido por Garcia et al. (2011), que avaliaram a ação *M. anisopliae* não formulado no controle de *R. microplus* no ambiente. Foram feitas aplicações de suspensão conidial na pastagem com *Brachiaria decumbens* em intervalos de 21 dias, totalizando 12 aplicações. A avaliação do número de larvas encontradas na pastagem e de teleóginas parasitando os animais não demonstraram diferenças estatísticas, mas os dados relativos à presença do fungo na pastagem revelaram entraves dessa estratégia no ambiente de cerrado o qual possui baixa precipitação em períodos de maio a setembro. Portanto, estudos com a utilização da suspensão conidial em diferentes formulações poderia ajudar a encontrar uma maneira de superar tais fatores abióticos.

Marciano et al. (2021) testaram duas formulações do isolado IP 146 de *Metarhizium robertsii* para o controle de *R. microplus* em condições semi-campo. A persistência do fungo no solo foi observada por 336 dias. O experimento utilizou vasos com capim *Urochloa decumbens* cv. Basilisk, tratados com 0,25 ou 0,5 mg da formulação/cm² (equivalente a 25 ou 50 kg/ha) aplicados na superfície do solo antes de transferir fêmeas de carrapato ingurgitadas para o solo tratado. As formulações fúngicas reduziram significativamente o número de larvas de carrapato durante a estação úmida, alcançando pelo menos 64,8% de eficácia, demonstrando que as mesmas são promissoras no controle de carrapatos.

Oundo et al. (2024) realizaram um ensaio de campo randomizado para avaliar a segurança e os efeitos do Tickoff® (uma formulação de *M. anisopliae* isolado ICIPE 7) e do acaricida químico Triatix® na infestação por carrapatos e na incidência de *Anaplasma marginale* e *Theileria parva* em zebus criados extensivamente na costa do Quênia. Um total de 217 rebanhos, totalizando 1.459 bovinos zebus, foram utilizados no estudo. Ao final de sete meses, nenhum evento adverso foi relatado em animais de nenhum dos grupos. Tickoff® não afetou significativamente a infestação por carrapatos ($p=0,869$) ou a incidência de infecção em comparação com o grupo tratado apenas com a solução diluente do fungo. O Triatix® reduziu significativamente a infestação por carrapatos e a incidência de *Theileria parva*, mas não de *A. marginale* em comparação com o Tickoff®.

Em carrapatos removidos de bovinos, o Tickoff® demonstrou patogenicidade significativa *in vitro* em relação ao seu diluente. O crescimento e a esporu-

lação do fungo também foram observados em carapatos mortos tratados com Tickoff®, mas não nos tratados apenas com seu diluente. Esse trabalho destaca os desafios de ensaios de campo randomizados e a complexidade de se avaliar os impactos diretos e indiretos de produtos de controle de vetores na transmissão de patógenos.

Os resultados promissores, em estudos *in vitro* e em canteiros para controle de *R. microplus* com fungos entomopatogênicos, não se repetem com o mesmo sucesso quando inúmeras variáveis ambientais são adicionadas. Essas instabilidades reforçam a necessidade de mais estudos com produtos formulados para obtenção de melhores resultados a campo (Simi et al., 2019).

Até o presente momento as infestações de carapatos em animais domésticos são controladas essencialmente por quimioterápicos. No entanto, apesar de toda a variedade de princípios ativos disponíveis no mercado, não é possível impedir o aparecimento de populações de parasitos resistentes ou tolerantes aos medicamentos. Miller et al. (2001) relataram o desenvolvimento de resistência de *R. linnaei* a alguns princípios ativos utilizados em formulações comerciais. Vários destes podem causar poluição ambiental e intoxicações, atingindo crianças que geralmente são mais suscetíveis (Prette et al., 2005). Assim, o uso exclusivo de carapaticidas químicos é cada vez menos viável, sendo necessária a adoção de sistemas integrados que combinem diversas estratégias de controle.

Diversos estudos realizados em laboratório demonstraram que *B. bassiana* e *M. anisopliae* têm ação patogênica para *R. linnaei* (Garcia et al., 2005, Prette et al., 2005; Reis et al., 2005, Abuowarda et al., 2020). Contudo, tais estudos foram conduzidos em ausência da ação parasitária do carapato, avaliando, na maioria das vezes, a ação dos fungos no ácaro já ingurgitado.

Prette (2005) avaliou a patogenicidade de *B. bassiana* e *M. anisopliae* para diferentes estádios de *R. linnaei* no cão e no ambiente. Verificou que os fungos, quando aplicados nos cães, são patogênicos para a fase não ingurgitada do carapato, promovendo reduções significativas na sobrevivência de todos os estádios não alimentados do ácaro. Enquanto a aplicação dos fungos por pulverização ocasionou maior mortalidade de fêmeas que a aplicação por imersão, demonstrando ainda efeito nas fases subsequentes do ciclo do carapato, contribuindo para a redução da população nas gerações futuras. Prette (2005), observou ainda que *B. bassiana* e *M. anisopliae* possuem patogenicidade para vários estádios do ciclo biológico de *R. linnaei* que infestavam naturalmente canis com cães.

A termotolerância de algumas formulações comerciais de *M. anisopliae* contra *R. linnaei* foram investigadas por Alves et al. (2017) os quais observaram que as aplicações à base de óleo protegeram os conídios fúngicos contra o estresse térmico.

Prado-Rebolledo et al. (2017) verificaram a mortalidade de larvas de *R. linnaei* quando estas foram tratadas com *M. anisopliae*, D-limoneno e cipermetrina de maneira isolada ou combinada, sugerindo que mais estudos poderiam demonstrar utilidade desse tipo de associação em futuros programas de manejo e controle.

Amblyomma parvum, Aragão 1908 (Acari: Ixodidae), apesar de ser um carrapato de vida silvestre, é também um parasita frequente de animais domésticos, podendo atacar o ser humano e atuar na transmissão de patógenos. Garcia et al. (2018) verificaram a eficácia de dois isolados de *M. Anisopliae*, previamente testados contra carrapatos de animais domésticos, em adultos de *A. parvum* não alimentados. Ambos os isolados apresentaram ação acaricida quando as suspensões de seus conídios foram utilizadas. O isolado E9 matou todos os carrapatos no 7º dia pós-tratamento. Enquanto que o tratamento com o isolado IBCB 425 provocou mortalidade dos carrapatos aos 11 dias. Vale destacar que 80% e 90% de mortalidade dos carrapatos foram observadas no 3º e 4º dia de tratamento, respectivamente, com ambos os fungos. Portanto, caso um produto comercial contendo *M. anisopliae* seja desenvolvido para o controle de carrapatos em animais domésticos, ele também poderia ter eficácia contra *A. parvum*.

Amblyomma sculptum, transmissor do agente causador da febre maculosa, tornou-se um sério problema em algumas regiões do país. Vários estudos *in vitro* demonstraram que os fungos entomopatogênicos poderiam auxiliar no estabelecimento de estratégias de controle desses artrópodes (Lopes et al., 2007).

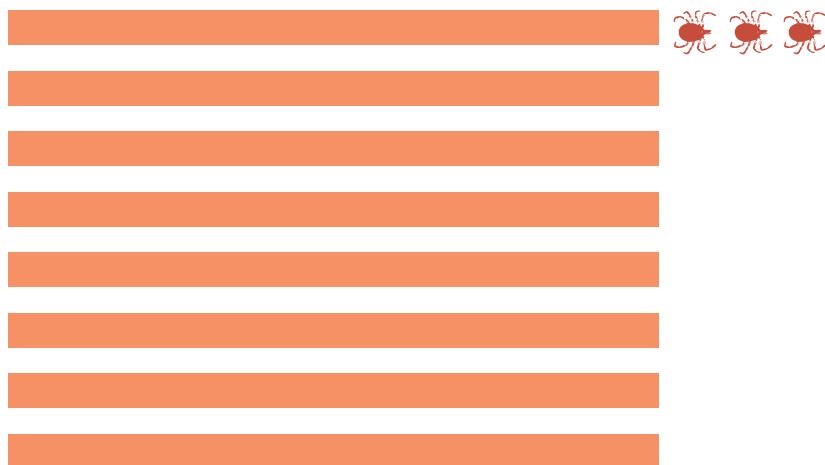
D'Alessandro et al. (2012) identificaram dois isolados de *B. bassiana* e um de *Purpureocillium lilacinum* infectando fêmeas ingurgitadas coletadas em cavalos e outros dois de *P. lilacinum* e um de *M. anisopliae* em amostras de solo coletadas em locais de pastagens do centro-oeste brasileiro. Ao comprovar a patogenicidade dos isolados para fêmeas ingurgitadas de *R. linnaei* e *A. sculptum*, sugeriram que essas espécies de fungos poderiam atuar como antagonistas naturais de populações de *A. sculptum*.

Um estudo realizado por Silva (2019) avaliou a ação dos fungos *B. bassiana* e *M. Anisopliae* no controle de *A. sculptum* a campo. O autor concluiu que

ambos os fungos demonstraram potencial para utilização a campo e que uma formulação aquosa, a base de emulsificante alimentício, apresentou melhores resultados para aplicação.

Em 2020 o Instituto Biológico (IB-APTA), da Secretaria de Agricultura e Abastecimento do Estado de São Paulo, juntou-se à Prefeitura Municipal de São José dos Campos (SP) para realização de experimento voltado ao controle biológico do carapato estrela (*A. sculptum*) transmissor do agente da febre-maculosa brasileira. Pesquisadores do Instituto desenvolveram um biocarapaticida à base de fungos que age contra o aracnídeo e que em breve será avaliado em um parque da cidade onde ocorre a incidência desse carapato.

Embora sejam ainda poucos os estudos utilizando controle biológico com fungos como alternativa ao controle químico de carapatos a campo, alguns dos resultados obtidos sugerem que essa ferramenta é promissora. Portanto, mais estudos precisam ser conduzidos para viabilizar sua adoção em estratégias integradas de controle de carapatos.



Referências

ABUOWARDA, M. M. et al. Bio-pesticide control of the brown dog tick (*Rhipicephalus sanguineus*) in Egypt By Using Two Entomopathogenic Fungi (*Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae*). **International Journal of Veterinary Science and Medicine**, v. 9, n. 2, p. 175-181, 2020.

ALONSO-DÍAZ, M. A. et al. Evaluation of *Metarhizium anisopliae* (Hyphomycetes) for the control of *Boophilus microplus* (Acari: Ixodidae) on naturally infested cattle in the Mexican tropics. **Veterinary Parasitology**, v. 147, n. 3-4, p. 336-340, 2007.

ALVES, F. M. et al. Heat-stressed *Metarhizium anisopliae*: viability (in vitro) and virulence (in vivo) assessments against the tick *Rhipicephalus sanguineus*. **Parasitology Research**, v. 116, p. 111-121, 2017.

ALVES, S. B. Fungos entomopatogênicos. In: ALVES, S. B. (Ed.). **Controle microbiano de insetos**. Piracicaba: FEALQ, 1998. 289-382 p.

ALVES, S. B. Perspectivas para utilização de fungos entomopatogênicos no controle de Pragas no Brasil. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 27, p. 77-86, 1992.

ANDREOTTI, R. **Situação atual da resistência do carapato-do-boi *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* aos acaricidas no Brasil**. Campo Grande, MS: Embrapa Gado de Corte, 2010.

ANDREOTTI, R. et al. **Carapatos com importância em Saúde Pública e produção animal no Brasil**. Brasília-DF: Embrapa, 2021. 38 p.

AZEVEDO, J. L. Engenharia genética aplicada ao controle microbiano de insetos. In: ALVES, S.B. **Controle Microbiano de insetos**. 2^a Edição. Piracicaba: FEALQ, 1998. 1163 p.

BASSO, L. M. S. et al. Controle de larvas de *Boophilus microplus* por *Metarhizium anisopliae* em pastagens infestadas artificialmente. **Pesquisa**

Agropecuária Brasileira, v. 40, n. 6, p. 595-600, 2005.

BANETH, G. Tick-borne infections of animals and humans: a common ground. **International Journal for Parasitology**, v. 44, n. 9, p. 591-596, 2014.

BITTENCOURT, V. R. E. P. et al. Avaliação da ação in vivo de *Metarhizium anisopliae* (Metschnikoff, 1879) Sorokin, 1883 aplicado sobre *Brachiaria decumbens* infestada com larvas de *Boophilus microplus* (Canestrini, 1887) (Acari: Ixodidae). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 12, p. 38-42, 2003.

BITTENCOURT, V. R. E. P. et al. Eficácia do fungo *Metarhizium anisopliae* (Metschnikoff, 1879) Sorokin, 1883 em teste de campo com bovinos infestados por carrapato *Boophilus microplus* (Canestrini, 1883) (Acari: Ixodidae). **Revista Brasileira de Medicina Veterinária**, v. 20, n. 2, p. 78-82, 1999.

BRAGA, G. U. et al. Both solar UVA and UVB radiation impair conidial culturability and delay germination in the entomopathogenic fungus *Metarhizium anisopliae*. **Photochemistry and Photobiology**, v. 74, n. 5, p. 734-739, 2001.

BRASIL. Plano de Ação para Prevenção e Controle do Desmatamento e das Queimadas no Cerrado. PP Cerrado, Brasília. 2010. 112p.

BRITES-NETO, J. et al. Tick-borne infections in human and animal population worldwide. **Veterinary World**, v. 8, n. 3, p. 301, 2015.

CAMARGO, M. G. et al. *Metarhizium anisopliae* for controlling *Rhipicephalus microplus* ticks under field conditions. **Veterinary Parasitology**, v. 223, p. 38-42, 2016.

CASTRO, A. B. A. et al. Eficácia do fungo *Metarhizium anisopliae* sobre o carrapato *Boophilus microplus* em teste de estábulo. **Revista Universidade Rural Serie Ciencia da Vida**, v. 19, p. 73-82, 1997.

CHARNLEY, A. K.; ST. LEGER, R. J. The role of cuticle-degrading enzymes in fungal pathogenesis in insects. In: **The fungal spore and disease initiation in plants and animals**. Boston, MA: Springer US, 1991. 267-286 p.

CORREIA, A. et al. Effects of *Metarhizium anisopliae* on the tick *Boophilus microplus* (Acari: Ixodidae) in stabled cattle. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 71, p. 189–191, 1988.

D'ALESSANDRO, W. B. et al. Occurrence of pathogenic fungi to *Amblyomma cajennense* in a rural area of Central Brazil and their activities against vectors of Rocky Mountain spotted fever. **Veterinary Parasitology**, v. 188, n.1-2, p.156-159, 2012.

DA SILVA, R. B. M. et al. Relação solo/vegetação em ambiente de Cerrado sobre influência do grupo Urucuia. **Ciência Florestal, Santa Maria**, v. 25, n. 2, p. 363-373, 2015.

DANTAS-TORRES, F. et al. Ticks (Ixodida: Argasidae, Ixodidae) of Brazil: Updated species checklist and taxonomic keys. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 10, n. 6, p. 101252, 2019.

ESTRADA-PEÑA, A. et al. The activity of *Aspergillus ochraceus* (Fungi) on replete females of *Rhipicephalus sanguineus* (Acari: Ixodidae) in natural and experimental conditions. **Folia Parasitologica**, v. 37, n. 4, p. 331-336, 1992.

GARCIA, M. V. et al. Colonização e lesão em fêmeas ingurgitadas do carrapato *Rhipicephalus sanguineus* causadas pelo fungo *Metarhizium anisopliae*. **Ciência Rural**, v. 34, n. 5, p.1513-1518, 2004.

GARCIA, M. V. et al. Effect of *Metarhizium anisopliae* fungus on off-host *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* from tick-infested pasture under cattle grazing in Brazil. **Veterinary Parasitology**, v. 181, p. 267-273, 2011.

GARCIA, M. V. et al. In vitro efficacy of *Metarhizium anisopliae sensu lato* against unfed *Amblyomma parvum* (Acari: Ixodidae). **Experimental and Applied Acarology**, v. 76, p. 507-512, 2018.

GARCIA, M. V. et al. Mechanism of infection and colonization of *Rhipicephalus sanguineus* eggs by *Metarhizium anisopliae* as revealed by scanning eletron microscopy and histopathology. **Brazilian Journal of Microbiology**, v. 36, p. 368-372, 2005.

GOETTEL, M. S. et al. CHAPTER IV-4 Fungi. Field Manual of Techniques in Invertebrate Pathology: Application and Evaluation of Pathogens for Control of Insects and Other Invertebrate Pests, 2000, 255 p.

GRISI, L. et al. Reassessment of the potential economic impact of cattle parasites in Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, v. 23, n. 2, p. 150-156, 2014.

GRONVOLD, J. Induction of traps by *Ostertagia ostertagii* larva, *chlamydospore production* and growth rate in the nematode-trapping fungus *Duddingtonia flagrans*. **Journal of Helminthology**, v. 70, n. 4, p. 291-297, 1996.

GUGLIELMONE, A. A.; NAVA, S.; ROBBINS, R. G. Geographic distribution of the hard ticks (Acari: Ixodida: Ixodidae) of the world by countries and territories. **Zootaxa**, v. 5251, n. 1, p. 1-274, 2023.

GUGLIELMONE, A. A.; PETNEY, T. N.; ROBBINS, R. G. Ixodidae (Acari: Ixodoidea): descriptions and redescriptions of all known species from 1758 to December 31, 2019. **Zootaxa**, v. 4871, n. 1, p. 1-322, 2020.

HIGA, L. O. S. et al. Evaluation of *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Acari: Ixodidae) resistance to different acaricide formulations using samples from Brazilian properties. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 25, p. 163-171, 2016.

JONGEJAN, F.; UILENBERG, G. The global importance of ticks. **Parasitology**, v. 129, n. S1, p. S3-S14, 2004.

LABRUNA, M. B. Ecology of rickettsia in South America. **Annals of the New York Academy of Sciences**, v. 1166, n. 1, p. 156-166, 2009. DOI: 10.1111/j.1749-6632.2009.04516.x.

LABRUNA, M. B.; PEREIRA, M.C. Carapato em cães no Brasil. **Clínica Veterinária**, v. 6, n. 30, p. 24- 32, 2001.

LADO, P. et al. *Amblyomma parvum* Aragão, 1908 (Acari: Ixodidae): phylogeography and systematic considerations. **Ticks and tick-borne**

diseases, v. 7, n. 5, p. 817-827, 2016.

LANI, R. et al. Tick-borne viruses: a review from the perspective of therapeutic approaches. **Ticks and tick-borne disease**, v. 5, n. 5, p. 457-465, 2014.

LOPES, R. B. et al. Eficiência de formulações de *Beauveria bassiana* e *Metarhizium anisopliae* para o controle de ninfas de *Amblyomma cajennense* (Fabricius, 1787). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 16, n. 1, p. 27-31, 2007.

MARANGA, R. O. et al. Effects of combining the fungi *Beauveria bassiana* and *Metarhizium anisopliae* on the mortality of the tick *Amblyomma variegatum* (ixodidae) in relation to seasonal changes. **Mycopathologia**, v. 159, p. 527-532, 2005.

MARCIANO, A. F. et al. Innovative granular formulation of *Metarhizium robertsii* microsclerotia and blastospores for cattle tick control. **Scientific Reports**, v. 11, n. 1, p. 4972, 2021.

MARTINS, T. F. et al. Uma nova espécie de *Amblyomma* (Acari: Ixodidae) associada a macacos e passeriformes do bioma Mata Atlântica, Sudeste do Brasil. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 10, n. 6, p. 101259, 2019.

MELO, D. R. et al. Patogenicidade invitro do fungo *Metarhizium anisopliae* (Metschnikoff, 1879) Sorokin, 1883, sobre o carrapato *Boophilus microplus* (Canestrini, 1887). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 15, p. 157-162, 2006.

MILLER, R. J. et al. Characterization of acaricide resistance in *Rhipicephalus sanguineus* (Latreille) (Acari: Ixodidae) collected from the Corozal Army Veterinary Quarantine Center, Panama. **Journal of Medical Entomology**, Lanham, v. 38, n. 2, p. 298-302, 2001.

MIRANDA-MIRANDA, E. et al. *Staphylococcus saprophyticus* is a pathogen of the cattle tick *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*. **Biocontrol Cience and Technology**, v. 20, p. 1055-1067, 2010.

NICHOLSON, W. L. et al. Resistance of *Bacillus* endospores to extreme terrestrial and extraterrestrial environments. **Microbiology and Molecular Biology Reviews**, v. 64, n. 3, p. 548-572, 2000.

OJEDA-CHI, M. M. et al. Laboratory and field evaluation of *Metarhizium anisopliae* (Deuteromycotina: Hyphomycetes) for the control of *Rhipicephalus microplus* (Acari:Ixodidae) in the Mexican tropics. **Veterinary Parasitology**, v. 170, n. 3/4, p. 348-354, 2010.

OLIVEIRA-FILHO, A. T.; MARQUIS, R. J. Introduction: development of research in the cerrados. In: Oliveira PS, Marquis RJ (eds) **The cerrados of Brazil: ecology and natural history of a neotropical savanna**. New York: Columbia University Press, 2002, 1-10 p.

OLIVEIRA-FILHO, A. T.; RATTER, J. A. Vegetation physiognomies and woody flora of the cerrado biome. In: Oliveira PS, Marquis RJ (eds) **The cerrados of Brazil: ecology and natural history of a neotropical savanna**. New York: Columbia University Press, 2002. 91-120 p.

OUNDO, J. et al. A Randomized Controlled Trial of Tickoff® (*Metarhizium Anisopliae* ICIPE 7) For Control of Tick Infestations and Transmission of Tick-Borne Infections in Extensively Grazed Zebu Cattle in Coastal Kenya. Available at SSRN 4795822. 2004.

PIRALI-KHEIRABADI, K. H. et al. Scanning Electron Microscopy (SEM) analysis and biological control of *Ixodes ricinus* using entomopathogenic fungi. **Mycologia Iranica**, v. 3, n. 1, p. 39-46, 2016.

PRADO-REBOLLEDO, O. F. Effect of *Metarhizium anisopliae* (Ascomycete), Cypermethrin, and D-Limonene, Alone and Combined, on Larval Mortality of *Rhipicephalus sanguineus* (Acari: Ixodidae). **Journal of Medical Entomology**, v. 54, n. 5, p.1323-1327, 2017.

PRETTE, N. **Avaliação da patogenicidade de Beauveria bassiana e Metarhizium anisopliae, sobre os diferentes estádios de Rhipicephalus sanguineus no cão e no ambiente**. 2007. Tese (Doutor em Microbiologia Agrícola) - Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jabotical, 2007.

PRETTE, N. et al. Patogenicidade de isolados de *Beauveria bassiana* para ovos, larvas e ninhas ingurgitadas de *Rhipicephalus sanguineus*. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 35, p. 855-861, 2005.

REIS, R. C. S. et al. Efeitos de *Beauveria bassiana* (Bals) Vuill e *Metarhizium anisopliae* (Metsc) Sorok sobre fêmeas ingurgitadas de *Amblyomma cajennense* (Fabricius, 1787) em condições de laboratório. **Arquivos Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 56, n. 6, p. 788-791, 2004.

REIS, R. C. S. et al. Effect of the fungi *Beauveria bassiana* (Balsamo) and *Metarhizium anisopliae* Sorokin, 1883, on nymphal ecdysis of *Amblyomma cooperi* (Nuttal; Warburton, 1908) (Acari: Ixodidae), **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 12, n. 2, p. 68-70, 2003.

REIS, R. C. S. et al. Patogenicidade in vitro de formulações fungicas sobre ninhas e adultos de *Rhipicephalus sanguineus* (LATREILE, 1806) (Acari: Ixodidae). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.14, p.101-105, 2005.

RODRIGUES, V. S. et al. **Carapato-estrela (*Amblyomma sculptum*): ecologia, biologia, controle e importância**. Campo Grande: Embrapa Gado de Corte, 2015.

SILVA, S. B. A. **Controle integrado de *Amblyomma sculptum* em zonas rurais**. Orientadora: Marcia Cristina Mendes. 2019. Dissertação de Mestrado (Mestre em Sanidade, Segurança Alimentar e Ambiental no Agronegócio - Instituto Biológico, São Paulo, 2019.

SIMI, L. D. et al. Panorama do controle biológico de *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Acari: Ixodidae) pelo uso de entomopatogênicos. **Carapatos na cadeia produtiva de bovinos** / Renato Andreotti, Marcos Valério Garcia, Wilson Werner Koller, editores técnicos. – Brasília - DF: Embrapa, 2019. 240 p.

SOARES, J. F. et al. Description of *Amblyomma monteiroae* n. sp. (Acari: Ixodidae), a parasite of the great horned owl (Strigiformes: Strigidae) in southern Brazil. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 14, n. 6, p. 102239, 1 nov. 2023.

SZABÓ, M. P. J. **Aspectos imunopatológicos da resistência a carapatos *Rhipicephalus sanguineus* (Latreille, 1806) em cães e cobaias**.1995. Tese

(Doutorado em Patologia Experimental) - Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, São Paulo, 1995.

SZABÓ, M. P. J.; et al. Brown dog tick *Rhipicephalus sanguineus* parasitizing the bird *Coereba flaveola* in the Brazilian Cerrado. **Ciência Rural**, v. 38, n. 2, p. 543-545, 2006.

SZABÓ, M. P. J. et al. Ticks (Acari: Ixodidae) in the Serra da Canastra National Park in Minas Gerais, Brazil: species, abundance, ecological and seasonal aspects with notes on rickettsial infection. **Experimental and Applied Acarology**, v. 76, p. 381-397, 2018.

TREES, A. J. On ticks and tick-borne diseases. **Parasitology Today**, v. 15, n. 7, p. 253-254, 1999.

CAPÍTULO

16

Controle dos
carapatos com
fitoterápicos:
Nootkatone



Leandro de Oliveira Souza Higa

Marcos Valério Garcia

Jacqueline Cavalcante Barros

Renato Andreotti

Até o momento, no Brasil, a fauna de carapatos é composta por 78 espécies, sendo 53 pertencentes à família Ixodidae e 25 pertencentes à família Argasidae (Barros-Battesti et al., 2024). Os ixodídeos são divididos em cinco gêneros, ou seja, *Amblyomma*, *Ixodes*, *Haemaphysalis*, *Rhipicephalus* e *Dermacentor*, sendo o gênero *Amblyomma* o mais abundante (Martins et al., 2019; Labruna et al., 2020; Muñoz-Leal et al., 2020; Onofrio et al., 2020; Barros-Battesti et al., 2024; Labruna, 2021).

A maioria das doenças, das quais o carapato é vetor, envolve a família Ixodidae. No Brasil, *Amblyomma sculptum* e *A. aureolatum* são os principais vetores da *Rickettsia rickettsii*, causadora da Febre Maculosa Brasileira (FMB) (Dias; Martins, 1939; Travassos; Valejo, 1942; Labruna, 2009). Esses carapatos também poderiam estar potencialmente envolvidos na transmissão de outros

agentes que levam a doenças: por exemplo, *Borrelia* sp., *Rickettsia parkeri*, *R. amblyommatis*, *R. andeanae* (Dantas-Torres, 2007; Bitencourth et al. 2017; Higa et al. 2020).

Distribuído em todo o país, o *A. sculptum* (Martins et al., 2016) possui uma ampla gama de possíveis hospedeiros, como roedores, antas, gambás, cavalos e cães, inclusive humanos, tornando esse ectoparasita um problema dentro do contexto de saúde única no Brasil (Hoogstraal; Aeschlimann, 1982; Guglielmone; Nava, 2006; Alonso-Díaz, 2013).

Por ser um carrapato associado ao ambiente selvagem, é preciso estar atento à contaminação ambiental com produtos químicos e, considerando o cavalo um importante hospedeiro amplificador, o tratamento com acaricidas deve ser com atenção devido a várias bases químicas serem toxicas para essa espécie (Roberts; Seawright, 1983; Auer et al., 1984; Nagy et al., 2019). Existem poucos estudos de acaricidas sintéticos contra esse carrapato, e apenas programas de controle com piretróides foram descritos (Labruna, 2004).

Notadamente, os carrapatos como vetores de doenças são importantes para a pecuária e causam perdas econômicas significativas no sistema de produção de gado (Rodriguez-Vivas et al. 2018). A tristeza parasitária bovina (TPB), causada pelos agentes *Anaplasma marginale*, *Babesia bovis* e *B. bigemina*, tem o carrapato *Rhipicephalus microplus* como vetor, sendo os bovinos os hospedeiros primários desse carrapato (Tabor et al., 2017). Esse ectoparasita de importância mundial, mais conhecido como carrapato-doboí, causa perdas na cadeia produtiva de aproximadamente 3,24 bilhões de dólares por ano somente no Brasil (Grisi et al., 2014).

O controle químico é utilizado em animais infestados por *R. microplus* e é considerada a principal ferramenta para o controle desses ectoparasitas em bovinos (Graham; Hourigan, 1977; Abbas et al., 2014). Existem várias classes de acaricidas disponíveis; entretanto, à medida que as populações desses carrapatos são expostas a esses compostos, os carrapatos desenvolvem resistência aos respectivos princípios ativos (Abbas et al., 2014). Esse fenômeno tem sido documentado em populações de vários países, incluindo a presença de cepas multirresistentes no Brasil (George et al., 2004; Lovis et al., 2013; Machado et al., 2014; Reck et al., 2014; Valsoni et al., 2020; Higa et al., 2016).

Devido a esta realidade, métodos alternativos também foram desenvolvidos, como seleção genética de hospedeiros, vacinas, fungos entomopatogênicos,

óleo de extrato vegetal e óleos essenciais (Bittencourt, 2000; Andreotti, 2006; Piper et al., 2009; Garcia et al., 2012; Adenubi et al., 2016).

Entre essas alternativas, destaca-se o Nootkatone ((4*R*,4*a**S*,6*R*)-4,4*a*,5,6,7,8-Hexahydro-4,4*a*-dimethyl-6-(1-methylethienyl)-2(3*H*)-naphthalenone), produto natural descoberto e isolado do cerne do cedro do Alasca (*Chamaecyparis nootkatensis*) e mais tarde de toranjas (Erdtman e Hirose 1962; MacLeod; Buigues, 1964; Shaw; Wilson, 1981), que mostrou propriedade inseticida (Maistrello et al., 2001; Nix et al., 2003; Ibrahim et al., 2004; Clarkson et al., 2021) e atividades repelentes (Zhu et al., 2001; Maistrello et al., 2002). Em condições de laboratório e de campo, o Nootkatone exibiu ação repelente e de controle contra espécies de carrapatos como *Amblyomma americanum*, *Dermacentor variabilis*, *Ixodes scapularis* e *Rhipicephalus sanguineus*, demonstrando seu potencial como ferramenta de controle para diferentes carrapatos (Dolan et al., 2009; Flor-Weiler et al., 2011; Behle et al., 2011; Bharadwaj et al., 2012; Carr; Salgado, 2019).

Para avaliar o efeito do Nootkatone (um sesquiterpeno encontrado na toranja e no cerne do cedro do Alasca) na mortalidade *in vitro* de *R. microplus* e *A. sculptum*, foi realizado um estudo no Laboratório de Biologia de Carrapatos da Embrapa Gado de Corte (Higa et al., 2023).

Para o início dos experimentos, fêmeas ingurgitadas de *R. microplus*, foram coletadas de uma fazenda em Aquidauana, MS. Duzentas e quarenta fêmeas ingurgitadas foram pesadas e separadas para uso no teste de imersão de adultos (AIT) (Drummond et al., 1973), e 100 fêmeas ingurgitadas foram mantidas em condições de demanda bioquímica de oxigênio (27°C; 80% de umidade relativa) para obtenção de larvas.

Adultos de vida livre de *A. sculptum*, identificados usando chaves dicotômicas padrão (Martins et al., 2016; Dantas-Torres et al., 2019). Outros ístares foram obtidos de colônias de carrapatos utilizando coelhos (*Oryctolagus cuniculus*) como hospedeiros. As câmaras foram fixadas com cola atóxica (Szabó et al., 1995) para o processo de alimentação do carrapato e obtenção de larvas ingurgitadas, ninhas, adultos não alimentados e larvas. Os animais foram mantidos em gaiolas individuais com livre acesso a ração e água (CEUA: protocolo número 699/2015).

Para a realização das soluções, foi utilizado o Nootkatone 98% (CAS 4674-50-4 - fornecido pela empresa Evolva) e etanol (C_2H_6O -Dinâmica Química

Comtemporaneous Ltd.) nas concentrações de 0,5, 1, 2, 5 e 10% para avaliar o efeito acaricida.

O protocolo usado para fêmeas ingurgitadas de *R. microplus* foi publicado por Drummond et al. (1973), com pequenas adaptações. Fêmeas ingurgitadas (40 para cada grupo) foram imersas em cada solução de Nootkatone por dois minutos; um grupo controle foi tratado de maneira semelhante em etanol. O efeito do Nootkatone em cinco concentrações diferentes (0,5, 1, 2, 5, 10%) foi testado quatro vezes para cada concentração. Posteriormente, os carrapatos foram colocados em recipientes limpos e incubados, conforme protocolo descrito por Drummond et al. (1973).

O protocolo utilizado para avaliação de larvas, ninhas (índices alimentados e índices não alimentados) e adultos de *A. sculptum*, bem como larvas de *R. microplus*, foi inicialmente descrito por Shaw (1966), com adaptações. A adaptação do LIT para ninhas e adultos de *A. sculptum* foi baseado em Higa et al. (2020), com adaptação semelhante para o teste do pacote larval para ninhas e adultos. Aproximadamente 100 larvas ingurgitadas, 70 ninhas não alimentadas e 40 adultos não alimentados (proporção macho-fêmea de 50%) de *A. sculptum* e 400 larvas de *R. microplus* foram imersos em cada solução de nootkatone por dois minutos, com posterior incubação em papel filtro por 24 h (LIT); um grupo controle foi tratado de maneira semelhante em etanol. O efeito do nootkatone em quatro (1, 2, 5 e 10%) concentrações diferentes foi testado quatro vezes para cada concentração. O resultado foi avaliado como a porcentagem de larvas ou ninhas que morreram (larvas com pouco ou nenhum movimento) em decorrência do tratamento. Além disso, análises estatísticas (Kruskal-Wallis, BioEstat 5.0) também foram performadas para os diferentes testes realizados.

Na análise realizada com larvas ingurgitadas de *A. sculptum*, a solução contendo nootkatone nas diluições de 1% e 2% resultou em taxas de mortalidade de 68 e 93%, respectivamente (Tabela 1); no entanto, diluições de 5% e 10% resultaram em 100% de mortalidade. As taxas de mortalidade dos grupos 5% e 10% foram significativamente diferentes daquelas do grupo controle ($p<0,05$).



Capítulo 16 | Controle dos caírrapatos com fitoterápicos: Nootkatone

Tabela 1.Taxas de mortalidade acaricida para larvas ingurgitadas, ninhas não ingurgitadas e adultos de *Amblyomma scutatum* e larvas de *Rhipicephalus microplus* após tratamento com soluções de nootkatone (LJT em condições de laboratório; ± 28 dias; 27°C; 80% de umidade relativa).

Concen- tração	<i>Amblyomma scutatum</i>				<i>Rhipicephalus microplus</i>				
	Larvas ingurgitadas		Ninfa não alimentada		Adultos		Larvas		
	vivo	morto	MO (%) ± SD (Máx.-Min.)	vivo	morto	MO (%) ± SD (Máx.-Min.)	vivo	morto	MO (%) ± SD (Máx.-Min.)
8,14 mg/ml (1%)	32	68	68,00±28,66 (96-36) ^{a,c}	4	68	94,84±4,11 (90-100) ^{a,b}	1	32	96,98±6,25 (87,5-100) ^a
16,28 mg/ml (2%)	7	104	93,00±8,87 (100-80) ^{a,b}	0	77	100±0 (100-100) ^{un}	5	36	88,18±9,21 (81,81-100) ^{a,b}
40,7 mg/ml (5%)	0	100	100,00±0 (100-100) ^b	0	62	100±0 (100-100) ^a	1	39	97,50±5 (90-100) ^a
81,41 mg/ml (10%)	0	100	100,00±0 (100-100) ^b	0	75	100±0 (100-100) ^a	0	30	100,00±0 (100) ^a
Ao controle	100	1	(3,84±0) ^c	55	2	3,03±5,25 (0-9,09) ^b	40	0	0,00±0 ^b

MO = mortalidade; DP = Desvio Padrão; As análises estatísticas foram aplicadas em valores da mesma coluna. Letras diferentes representam valores estatisticamente diferentes.

Também foi observada taxa de mortalidade de 100% para ninfas tratadas com 2%, 5% e 10% de nootkatone, sendo que apenas 1% de nootkatone apresentou taxa de mortalidade inferior a 95% (Tabela 1). Para este ínstar, as taxas de mortalidade para 2, 5 e 10% de nootkatone foram significativamente diferentes daquelas do grupo controle ($p<0,05$).

Em geral, os adultos de *A. sculptum* eram altamente suscetíveis ao nootkatone (Tabela 1). Contudo, os dados sugerem variabilidade nas taxas de mortalidade, conforme observado nos valores máximo e mínimo para cada repetição, com 96,88, 88,18, 97,5 e 100% de mortalidade para concentrações de 1%, 2%, 5% e 10%, respectivamente. Foi observada diferença estatisticamente significativa entre 5% e 10% de nootkatone e o controle ($p>0,05$).

Larvas de *R. microplus* foram desafiadas com diferentes concentrações de nootkatone. Pela LIT, o referido ínstar apresentou alta suscetibilidade ao tratamento, o que resultou em 100% de mortalidade em todas as concentrações avaliadas (Tabela 1), sendo as taxas de mortalidade desses grupos tratados significativamente diferentes daquelas do controle ($p<0,05$).

Para o bioensaio AIT foram avaliadas fêmeas ingurgitadas de *R. microplus* e foi observada taxa média de mortalidade superior a 95% de eficiência para todas as concentrações utilizadas (Tabela 2). A taxa média de mortalidade foi significativamente diferente entre os grupos tratados ($p<0,05$). Conforme mostrado na Tabela 2, em concentrações mais baixas ocorreu postura e eclosão de ovos, mas ambas diminuíram gradativamente à medida que a concentração de nootkatone aumentou, com diferença significativa observada entre 10% de nootkatone e o controle para massa de postura de ovos e entre 1%, 2%, 5% e 10% de nootkatone e o controle para eclodibilidade ($p<0,05$).



Tabela 2. Taxas de mortalidade por acaridas para *Rhipicephalus microplus* fêmeas ingurgitadas (cepa - Aquidauana) após tratamento com solução de nootkatone (teste de imersão de adultos em condições de laboratório; ± 28 dias; 27°C; 80% de umidade relativa).

CONCENTRAÇÃO (MG/ML)	PESO DA FÊMEA INGURGITADA (G)	PESO DE POSTURA DE OVOS (G)	ECLODIBILIDADE (%)	MORTALIDADE (%)	MÉDIA DE MORTALIDADE (%) \pm DP (MAX-MIN)
0,5% (4,07)	2,67	0,03	0	100	95,62 \pm 5,86 (87,61 – 100) ^a
	2,66	0,28	45		
	2,61	0,34	15	88,51	
	2,45	0,01 ^a	0ab	100	
1% (8,14)	2,64	0	0	100	99,98 \pm 0,04 (99,91-100) a
	2,66	0,09	0	99,91	
	2,75	0,009	0	100	
	2,73	0 ^{uma}	0 ^{uma}	100	
2% (16,28)	2,56	0	0	100	100 \pm 0 (100) a
	2,71	0,009	0	100	
	2,68	0	0	100	
	2,6	0,01 ^a	0 ^{uma}	100	
5% (40,7)	2,61	0	0	100	100 \pm 0 (100) a
	2,66	0	0	100	
	2,6	0,01	0	100	
	2,49	0 ^{uma}	0 ^{uma}	100	

10% (81,41)	2,61	0	0	100	100 ± 0 (100) ^a
	2,6	0	0	100	
	2,55	0	0	100	
	2,56	0a ^b	0 ^{uma}	100	
Ao controle	2,56	0,85	90	-	
	2,60	1,29	95	-	
	2,58	1,27	95	-	
	2,98	1,02 ^{a,c}	90b	-	

As análises estatísticas foram aplicadas em valores da mesma coluna. Letras diferentes representam valores estatisticamente diferentes.

Os carrapatos, principalmente da família Ixodidae, são de grande importância na transmissão de agentes causadores de doenças em seus respectivos hospedeiros em todo o mundo (Galfsky et al., 2019; Rochlin; Toledo, 2020). Vírus, bactérias e protozoários, incluindo *R. rickettsii*, o agente causador da Febre Maculosa das Montanhas Rochosas, que pode ser transmitida por carrapatos de cães americanos, *D. variabilis*, carrapatos das montanhas rochosas, *D. andersoni*, carrapatos marrons, *R. sanguineus* e *Amblyomma* spp. na América, incluindo *A. sculptum*, são exemplos de patógenos que podem ser transmitidos através de carrapatos (Labruna et al., 2014).

Os resultados dos bioensaios realizados no presente estudo sugeriram que o nootkatone foi eficaz contra larvas, ninfas e adultos de *A. sculptum*. Uma taxa média de mortalidade superior a 95% foi observada para larvas ingurgitadas tratadas com 5% de nootkatone, ninfas não alimentadas com 2% de nootkatone e adultos com 5% de nootkatone. Resultados semelhantes foram encontrados por Dolan et al. (2009) em uma investigação de controle de campo utilizando diluições de nootkatone de 1% a 5% e aplicado em serrapilheira com pulverizadores costais de alta e baixa pressão visando ninfas de *A. americanum* e *A. sculptum*. Os autores também encontraram uma alta taxa de controle para

ambas as espécies, variando entre 96,2 e 100% de eficácia por 42 dias após o tratamento com solução de nootkatone a 2% em pulverizadores costais de alta pressão. É importante ressaltar que nos ensaios *in vitro* também foi observada uma alta taxa média de mortalidade para ninfas (94,84%) e adultos (96,88%) de *A. sculptum* com solução de nootkatone a 1%.

A suscetibilidade de *A. sculptum* aqui observada corrobora investigações sobre o controle de ninfas não alimentadas de *I. scapularis* usando formulações de 0,05% a 0,84% de nootkatone, que foram aplicadas em áreas peridomiciliares usando um pulverizador hidráulico (Bharadwaj et al., 2012). A formulação de 0,84% resultou em 100% de eficácia durante a primeira semana de aplicação, mas diminuiu para 49% na semana subsequente. Da mesma forma, Behle et al. (2011) observaram alta eficácia do nootkatone encapsulado contra ninfas de *I. scapularis*, corroborando os resultados de estudos anteriores.

Além dos testes *in vitro* realizados com ninfas de *A. sculptum*, a mortalidade de ninfas de outras espécies de carrapatos também tem sido investigada. Nos estudos realizados por Flor-Weiler et al. (2011), a eficácia do nootkatone foi avaliada em testes *in vitro* com ninfas de *A. americanum*, *D. variabilis*, *I. scapularis* e *R. sanguineus*, confirmando que o nootkatone foi eficaz contra todas essas espécies de carrapatos, com ninfas *A. americanum* sendo menos suscetíveis ao nootkatone do que as outras espécies. Este fato também poderia explicar a diferença entre os resultados observados no *A. sculptum* e *R. microplus* (Tabelas 1 e 2), nos quais o carrapato bovino apresentou maior suscetibilidade ao tratamento. No entanto, não houve diferença significativa nas taxas de mortalidade para estas duas espécies de carrapatos ($p = 0,21$), sugerindo sucesso no controle de carrapatos por nootkatone em ambos os casos.

Controle alternativo de carrapatos para *A. sculptum* utilizando monoterpenóides (carvacrol, timol e eugenol) também foi investigado. Para ninfas não alimentadas de *A. sculptum*, Vale et al. (2021) avaliaram concentrações de 10,0 mg/mL e 15,0 mg/mL de timol e 10 mg/mL de carvacrol, resultando em uma taxa de mortalidade inferior a 95%, o que é consistente com a taxa de mortalidade do presente estudo (94,84%) em bioensaios com ninfas não alimentadas de *A. sculptum* tratado com nootkatone 8,14 mg/mL (1%). A 15,0 mg/mL, o tratamento com carvacrol resultou numa taxa de mortalidade de 98,6%; esse resultado é semelhante ao nootkatone 16,28 mg/mL (2%) utilizado neste estudo, ou seja, 100%. Vale et al. (2021) relataram taxas de morta-

lidade superiores a 95% para larvas não alimentadas tratadas com 10,0 mg/mL de timol e 5,0 mg/mL de carvacrol. Estes resultados diferem do estudo da Embrapa Gado de Corte em que a taxa média de mortalidade de larvas de *A. sculptum* foi inferior a 95%. No entanto, a taxa de mortalidade máxima foi de 96%, demonstrando uma grande variação (96-36%).

Para apresentar alternativas aos cenários de controle de carapatos, extratos botânicos também têm sido utilizados para controlar *R. microplus*. Foi avaliado o efeito do timol, monoterpenóide encontrado no óleo essencial das plantas, em larvas de carapatos bovinos (Araújo et al., 2015). Os autores relataram taxas de mortalidade superiores a 95% para 10,0 mg/mL, 15 mg/mL e 20 mg/mL de timol (96,2, 95,4 e 99,87%, respectivamente) e taxas de mortalidade de 100% com 8,14 mg/mL de nootkatone (1%). Em relação aos resultados encontrados para fêmeas ingurgitadas, a taxa de mortalidade após tratamento com nootkatone 4,07 mg/mL (95,62%) foi superior ao teste realizado por Novato et al. (2019) com timol, carvacrol e eugenol em *R. microplus* fêmeas ingurgitadas. Os autores encontraram mortalidade de 100% apenas na concentração de 12,5 mg/mL de timol/carvacrol e 25 mg/mL de eugenol.

O uso de fitoterápicos é uma alternativa ao uso de acaricidas, apresentando uma forma de controle com menor contaminação ambiental e animal, além de ser um método para controlar cepas de carapatos resistentes a tratamentos químicos (Kunz; Kemp 1994; Wanzala et al., 2017). Em geral, as limitações do controle fitoterápico são as formas de preparo das formulações, diferenças na composição química das plantas e conhecimento sobre os princípios ativos em questão (Borges et al., 2011). Quanto ao mecanismo de ação do nootkatone, vários estudos têm indicado ação no receptor GABA (Eichenseer et al., 1998; Miyazawa et al., 2001; González-Coloma et al., 2002; Anderson; Coats, 2012), fato confirmado posteriormente por Norris et al., (2022), que indicam que o mecanismo de ação desse composto envolve o antagonismo do neurotransmissor GABA, achados que decorreram de estudos realizados em *Drosophila melanogaster*.

O nootkatone também tem sido utilizado como repelente para diversos carapatos. Os resultados de um estudo de Jordan et al. (2012) indicaram ação repelente contra *I. scapularis* e *A. americanum* em roupas contendo nootkatone. As roupas tratadas mantiveram 100% de repelência até o terceiro dia. Ação repelente contra *I. scapularis* também foi encontrado por Dietrich et al. (2006), e ação repelente contra *A. americanum* e *D. variabilis* por Carr e

Salgado (2019). Além disso, este composto também tem sido estudado para diferentes usos em mamíferos (Murase et al., 2010; Syed et al., 2022), indicando assim uma necessidade de mais estudos sobre o controle de ectoparasitas em animais e a prevenção de doenças transmitidas por carrapatos.

O estudo descrito é o primeiro a avaliar a eficácia do nootkatone contra o vetor da FMB, *A. sculptum*. Os resultados observados sugerem que o nootkatone é eficaz contra diferentes instares deste carrapato e pode ser uma futura alternativa de controle.

Além disso, esta é a primeira avaliação do efeito do nootkatone sobre um dos principais carrapatos que causam perdas na pecuária em todo o mundo, o *R. microplus*. Conforme sugerido, a atividade *in vitro* do nootkatone contra larvas e fêmeas ingurgitadas do carrapato bovino poderá fornecer um método de controle capaz de proteger o ambiente, reduzir riscos de contaminação do trabalhador, dos produtos de origem animal e, além disso, uma alternativa para administrar populações de carrapatos com resistência a acaricidas.



Referências

ABBAS, R. Z. et al. Acaricide resistance in cattle ticks and approaches to its management: The state of play. **Veterinary parasitology**, v. 203, p. 6-20, 2014. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2014.03.006>.

ADENUBI, O.T. et al. Plants extracts to control ticks of veterinary and medical importance: a review. **South African Journal of Botany**, v. 105, p. 178-193, 2016. <https://doi.org/10.1016/j.sajb.2016.03.010>.

ALONSO-DÍAZ, M. A. et al. *Amblyomma cajennense* (Acari: Ixodidae) tick populations susceptible or resistant to acaricides in the Mexican Tropics. **Veterinary parasitology**, v. 197, p. 326-331, 2013. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2013.06.004>.

ANDERSON, J. A.; COATS, J. R. Acetylcholinesterase inhibition by nootkatone and carvacrol in arthropods. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 102, p. 124-128, 2012. <https://doi.org/10.1016/j.pestbp.2011.12.002>.

ANDREOTTI, R. Performance of two BM86 antigen vaccine formulations against ticks using crossbreed bovines in stall test. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 15, p. 97-100, 2006. PMID: 16978472.

ARAÚJO, L. X. et al. Acaricidal activity of thymol against larvae of *Rhipicephalus microplus* (Acari: Ixodidae) under semi-natural conditions. **Parasitology research**, v. 114, p. 3271-3276, 2015.

AUER, D. E. et al. Illness in horses following spraying with amitraz. **Australian Veterinary Journal**, v. 61, p. 257-259, 1984. <https://doi.org/10.1111/j.1751-0813.1984.tb15536.x>.

BARROS-BATTESTI, D. M. **Ectoparasitofauna Brasileira De Importância Veterinária** - Volume 3. Acarofauna de Importância Veterinária: Parasitiformes - Ixodida. 1. ed. Jaboticabal, SP, CBPV, 2024.

BEHLE, R. W. et al. A formulation of encapsulated nootkatone for tick control. **Journal of medical entomology**, v. 48, p. 1120-1127, 2011. <https://doi.org/10.1093/jme/tjv211>.

org/10.1603/me10282.

BHARADWAJ, A. et al. Efficacy and environmental persistence of nootkatone for the control of the blacklegged tick (Acari: Ixodidae) in residential landscapes. **Journal of medical entomology**, v. 49, p. 1035-1044, 2012. <https://doi.org/10.1603/me11251>.

BITENCOURTH, K. et al. Amblyomma sculptum: genetic diversity and rickettsias in the Brazilian Cerrado biome. **Medical and Veterinary Entomology**, v. 31, p. 427-437, 2017. <https://doi.org/10.1111/mve.12249>.

BITTENCOURT, V. R. E. P. Trials to control South American ticks with entomopathogenic fungi. **Annals of the New York Academy of Sciences**, v. 916, p. 555-558, 2000. <https://doi.org/10.1111/j.1749-6632.2000.tb05335.x>.

BORGES, L. M. F.; SOUSA, L. A. D.; BARBOSA, C. S. Perspectives for the use of plant extracts to control the cattle tick *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*. **Revista brasileira de parasitologia veterinaria**, v. 20, p. 89-96, 2011.

CARR, A. L.; SALGADO, V. L. Ticks home in on body heat: a new understanding of Haller organ and repellent action. **PLoS One**, v. 14, n. 8, p. 1-19, 2019. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0221659>.

CLARKSON, T. C. et al. Nootkatone is an effective repellent against *Aedes aegypti* and *Aedes albopictus*. **Insects**, v. 12, n. 5, p. 386, 2021. <https://doi.org/10.3390/insects12050386>.

DANTAS-TORRES, F. et al. Ticks (Ixodida: Argasidae, Ixodidae) of Brazil: updated species checklist and taxonomic keys. **Ticks and tick-borne diseases**, v. 10, p. 1-45, 2019. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2019.06.012>.

DANTAS-TORRES, F. Rocky mountain spotted fever. **The Lancet infectious diseases**, v. 7, p. 724-732, 2007. [https://doi.org/10.1016/S1473-3099\(07\)70261-X](https://doi.org/10.1016/S1473-3099(07)70261-X).

DIAS, E.; MARTINS, A. V. Spotted fever in Brazil. **The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene**. 1:103-108, 1939.

DIETRICH, G. et al. Repellent activity of fractioned compounds from Chamaecyparis nootkatensis essential oil against nymphal *Ixodes scapularis* (Acari: Ixodidae). **Journal of medical entomology**, v. 43, p. 957-961, 2006. <https://doi.org/10.1093/jmedent/43.5.957>.

DOLAN, M. C. et al. Ability of two natural products, nootkatone and carvacrol, to suppress *Ixodes scapularis* and *Amblyomma americanum* (Acari: Ixodidae) in a Lyme disease endemic area of New Jersey. **Journal of economic entomology**, v. 102, n. 6, p. 2316-2324, 2009. <https://doi.org/10.1603/029.102.0638>.

DRUMMOND, R. O. et al. *Boophilus annulatus* and *Boophilus microplus*: laboratory tests of insecticides. **Journal of economic entomology**, v. 66, n. 1, p. 130-133, 1973. <https://doi.org/10.1093/jee/66.1.130>.

EICHENSEER, H.; MULLIN, C.A.; CHYB, S. Antifeedant discrimination thresholds for two populations of western corn rootworm. **Physiological entomology**, v. 23, p. 220-226, 1998. <https://doi.org/10.1046/j.1365-3032.1998.233078.x>.

ERDTMAN, H.; HIROSE, Y. The chemistry of the natural order Cupressales 46*: The structure of Nootkatone. **Acta Chemica Scandinavica**, v. 16, p. 1311-1314, 1962. <https://doi.org/10.3891/acta.chem.scand.16-1311>.

FLOR-WEILER, L. B.; BEHLE, R. W.; STAFFORD III, K. C. Susceptibility of four tick species, *Amblyomma americanum*, *Dermacentor variabilis*, *Ixodes scapularis*, and *Rhipicephalus sanguineus* (Acari: Ixodidae), to Nootkatone from essential oil of grapefruit. **Journal of medical entomology**, v. 48, n. 2, p. 322-326, 2011. <https://doi.org/10.1603/ME10148>.

GALFSKY, D. et al. Long-term trends of tick-borne pathogens in regard to small mammal and tick populations from Saxony, Germany. **Parasites & vectors**, v. 12, p. 131, 2019. <https://doi.org/10.1186/s13071-019-3382-2>.

GARCIA, M. V. et al. Chemical identification of *Tagetes minuta* Linnaeus (Asteraceae) essential oil and its acaricidal effect on ticks. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 21, n. 4, p. 405-411, 2012. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612012000400011>.

GEORGE, J. E.; POUND, J. M.; DAVEY, R. B. Chemical control of ticks on cattle and the resistance of these parasites to acaricides. **Parasitology**, v. 129, p. 353-366, 2004. <https://doi.org/10.1017/s0031182003004682>.

GONZÁLEZ-COLOMA, A. et al. Silphinene sesquiterpenes as model insect antifeedants. **Journal of chemical ecology**, v. 28, p. 117-129, 2002.

GRAHAM, O. H.; HOURIGAM, J. L. Eradication program for the arthropod parasites of livestock. **Journal of medical entomology**, v. 13, n. 6, p. 629-659, 1977. <https://doi.org/10.1093/jmedent/13.6.629>.

GRISI, L. et al. Reassessment of the potential economic impact of cattle parasites in Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 23, n. 2, p. 150-156, 2014. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612014042>.

GUGLIELMONE, A. A.; NAVA, S. Las garrapatas argentinas del genero *Amblyomma* (Acari: Ixodidae): Distribucion y hospedadores. **RIA. Revista de Investigaciones Agropecuarias**, v. 35, n. 3, p. 133-153, 2006. <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=86435310>.

HIGA, L.O.S. et al. Effect of nootkatone on the *in vitro* mortality of the ticks *Rhipicephalus microplus* and *Amblyomma sculptum*(Acari: Ixodidae). **International Journal of Acarology**, 49(2), 147-153, 2023. <https://doi.org/10.1080/01647954.2023.2204094>.

HIGA, L. O. S. et al. Evaluation of *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Acari: Ixodidae) resistance to different acaricide formulations using samples from Brazilian properties. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 25, n. 2, p. 163-171, 2016. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612016026>.

HIGA, L. O. S. et al. Evidence of acaricide resistance in different life stages of *Amblyomma mixtum* and *Rhipicephalus microplus* (Acari: Ixodidae) collected from the same farm in the state of Veracruz, Mexico. **Preventive veterinary medicine**, v. 174, p. 104837, 2020b. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2019.104837>.

HIGA, L. O. S. et al. Spotted fever group Rickettsia and *Borrelia* sp. co-

occurrence in *Amblyomma sculptum* in the Midwest region of Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, v. 81, p. 441-455, 2020a. <https://doi.org/10.1007/s10493-020-00513-2>.

HOOGSTRAAL, H.; AESCHLIMANN, A. Tick-host specificity. **Bull. Soc. Entomol. Suisse**, v. 55, p. 5-32, 1982. [oai:doc.rero.ch:20100701152933-GJ](https://doi.org/10.1007/s10493-020-00513-2).

IBRAHIM, S. A. et al. Toxicity and behavioral effects of nootkatone, 1,10-Dihydronootkatone, and tetrahydronootkatone to the Formosan subterranean termite (Isoptera: Rhinotermitidae). **Journal of Economic Entomology**, v. 97, p. 102-111, 2004. <https://doi.org/10.1093/jee/97.1.102>.

JORDAN, R. A.; SCHULZE, T. L.; DOLAN, M. C. Efficacy of plant-derived and synthetic compounds on clothing as repellents against *Ixodes scapularis* and *Amblyomma americanum* (Acari: Ixodidae). **Journal of medical entomology**, v. 49, p. 101-106, 2012. <https://doi.org/10.1603/me10241>.

KUNZ, S. E.; KEMP, D. H. Insecticides and acaricides: resistance and environmental impact. **Revue scientifique et technique (International Office of Epizootics)**, v. 13, p. 1249-1286, 1994. <https://doi.org/10.20506/rst.13.4.816>.

LABRUNA, M. B. et al. Controle estratégico do carrapato *Amblyomma cajennense* em equinos. **Ciência Rural**, v. 34, p. 195-200, 2004. <https://doi.org/10.1590/S0103-84782004000100030>.

LABRUNA, M. B. Ecology of rickettsia in South America. **Annals of the New York Academy of Sciences**, v. 1166, n. 1, p. 156-166, 2009.

LABRUNA, M. B. et al. Genetic identification of Rickettsial isolates from fatal cases of Brazilian Spotted Fever and comparison with Rickettsia rickettsii isolates from the American continents. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 52, p. 3788-3791, 2014. <https://doi.org/10.1128/JCM.01914-14>.

LABRUNA, M. B. et al. Synonymy of *Ixodes aragaoi* with *Ixodes fuscipes*, and reinstatement of *Ixodes spinosus* (Acari: Ixodidae). **Ticks and tick-borne diseases**, v. 11, p. 101349, 2020. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2019.101349>.

LOVIS, L. et al. Distribution patterns of three sodium channel mutations associated with pyrethroid resistance in *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* populations from North and South America, South Africa and Australia. **International Journal for Parasitology: Drugs and Drug Resistance**, v. 2, p. 216-224, 2013. <https://doi.org/10.1016/j.ijpddr.2012.08.001>.

MACHADO, F. A. et al. *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* in the western-central region of Rio Grande do Sul, Brazil: Multiresistant tick. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 23, n. 3, p. 337-342, 2014. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612014063>.

MACLEOD, W. D.; BUIGUES, N. M. Nootkatone, a new grapefruit flavor constituent. **Journal of Food Science**, v. 29, n. 5, p. 55-568, 1964. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2621.1964.tb00411.x>.

MAISTRELLLO, L.; HENDERSON, G.; LAINE, R. A. Comparative effects of vetiver oil, nootkatone and disodium octaborate tetrahydrate on Coptotermes formosanus and its symbiotic fauna. **Pest Management Science: Formerly Pesticide Science**, v. 59, n. 1, p. 58-68, 2002. doi: 10.1002/ps.601.

MAISTRELLLO, L.; HENDERSON, G.; LAINE, R. A. Efficacy of vetiver oil and nootkatone as soil barriers against Formosan subterranean termite (Isoptera: Rhinotermitidae). **Journal of economic entomology**, v. 94, n. 6, p. 1532-1537, 2001. <https://doi.org/10.1603/0022-0493-94.6.1532>.

MARTINS, T. F. et al. A new species of *Amblyomma* (Acari: Ixodidae) associated with monkeys and passerines of the Atlantic rainforest biome, Southeastern Brazil. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 10, p. 101259, 2019. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2019.07.003>.

MARTINS, T. F. et al. Geographical distribution of *Amblyomma cajennense* (sensu lato) ticks (Parasitiformes: Ixodidae) in Brazil, with description of the nymph of *A. cajennense* (sensu stricto). **Parasites & Vectors**, v. 9, p. 1-14, 2016. <https://doi.org/10.1186/s13071-016-1460-2>.

MIYAZAWA, M.; HIDEYUKI, T.; ISHIHARA, M. Inhibition of acetylcholinesterase activity by essential oil from *Citrus paradisi*. **Natural Product Letters**, v. 15, n.

3, p. 205-210, 2001. <https://doi.org/10.1080/10575630108041281>.

MUÑOZ-LEAL, S. et al. A new species of soft tick from dry tropical forests of Brazilian Caatinga. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 12, n. 5, p. 101748, 2021.

MUÑOZ-LEAL, S. et al. *Ornithodoros cerradoensis* n. sp. (Acari: Argasidae), a member of the *Ornithodoros talaje* (Guérin-Méneville, 1849) group, parasite of rodents in the Brazilian Savannah. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 11, p. 101497, 2020. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2020.101497>.

MURASE, T. et al. Nootkatone, a characteristic constituent of grapefruit, stimulates energy metabolism and prevents diet-induced obesity by activating AMPK. **American Journal of Physiology-Endocrinology and Metabolism**, v. 299, p. 266-275, 2010.

NAGY, A. L. et al. Long-established and emerging pesticide poisoning in horses. **Equine Veterinary Education**, v. 31, p. 496-500, 2019. <https://doi.org/10.1111/eve.12887>.

NIX, K. E.; HENDERSON, G.; LAINE, R. A. Field evaluation of nootkatone and tetrahydronootkatone as wood treatment against *Coptotermes formosanus*. **Sociobiol.**, v. 42, p. 413-424, 2003. https://digitalcommons.lsu.edu/biosci_pubs/2162/.

NORRIS, E. J. et al. Mode of action and toxicological effects of the sesquiterpenoid, nootkatone, in insects. **Pesticide Biochemistry and Physiology**, v. 183, p. 105085, 2022.

NOVATO, T. L. P. et al. Evaluation of synergism and development of a formulation with thymol, carvacrol, and eugenol for *Rhipicephalus microplus* control. **Experimental parasitology**, v. 207, p. 107774, 2019.

ONOFRIO, V. C. et al. Description of a new species of Ixodes (Acari: Ixodidae) and first report of *Ixodes lasallei* and *Ixodes bocatorensis* in Brazil. **Ticks and tick-borne diseases**, v. 11, p. 101423, 2020. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2020.101423>.

PANELLA, N. A. et al. Use of novel compounds for pest control: insecticidal and acaricidal activity of essential oil components from heartwood of Alaska yellow cedar. **Journal of medical entomology**, v. 42, n. 3, p. 352-358, 2005. <https://doi.org/10.1093/jmedent/42.3.352>.

PIPER, E. K. et al. Immunological profiles of *Bos taurus* and *Bos indicus* cattle infested with the cattle tick, *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*. **Clinical and Vaccine Immunology**, v. 16, n. 7, p. 1074-1078, 2009. <https://doi.org/10.1128/CVI.00157-09>.

RECK, J. et al. First report of fluazuron resistance in *Rhipicephalus microplus*: A field tick population resistant to six classes of acaricides. **Veterinary Parasitology**, v. 201, p. 128-136, 2014. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2014.01.012>.

ROBERTS, M. C.; SEAWRIGHT, A. A. Experimental studies of drug-induced impaction colic in the horse. **Equine Veterinary Journal**, v. 15, n. 3, p. 222-228, 1983. doi: 10.1111/j.2042-3306.1983.tb01772.x.

ROCHLIN, I., TOLEDO, A. Emerging tick-borne pathogens of public health importance: a mini-review. **Journal of medical microbiology**, v. 69, n. 6, p. 781-791, 2020.

RODRIGUEZ-VIVAS, R. I. et al. Strategies for the control of *Rhipicephalus microplus* ticks in a world of conventional acaricide and macrocyclic lactone resistance. **Parasitology research**, v. 117, n. 1, p. 3-29, 2018. <https://doi.org/10.1007/s00436-017-5677-6>.

SHAW, P. E.; WILSON, C. W. Importance of nootkatone to the aroma of grapefruit oil and the flavor of grapefruit juice. **Journal of Agricultural and Food Chemistry**, v. 29, p. 677-679, 1981. <https://doi.org/10.1021/jf00105a063>.

SHAW, R. D. Culture of an organophosphorus-resistant strain of *Boophilus microplus* (Can.) and an assessment of its resistance spectrum. **Bulletin of Entomological Research**, v. 56, p. 389-405, 1966. <https://doi.org/10.1017/s0007485300056480>.

SYED, A. M. et al. Nootkatone essential oil-encapsulated lipid nanoparticles interaction with rat cardiomyoblast (H9c2) cells. **Applied In Vitro Toxicology**, v. 8, n. 1, p. 14-23, 2022.

SZABÓ, M. P. J. et al. Differences in the acquired resistance of dogs, hamsters, and guinea pigs to repeated infestations with adult ticks *Rhipicephalus sanguineus* (Acari: Ixodidae). **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 32, p. 43-50, 1995. <https://doi.org/10.11606/issn.1678-4456.bjvras.1994.52089>.

TABOR, A. E. et al. Cattle tick *Rhipicephalus microplus*-host interface: A review of resistant and susceptible host responses. **Frontiers in Cellular and Infection Microbiology**, v. 7, p. 506, 2017. <https://doi.org/10.3389/fcimb.2017.00506>.

TRAVASSOS J.; VALLEJO A. Possibilidade de *Amblyomma cajennense* se infectar em *Hydrochaeris capybara* experimentalmente inoculada com vírus da Febre Maculosa. **Memórias do Instituto Butantan**, v. 15, p. 87–90, 1942.

VALE, L. et al. Binary combinations of thymol, carvacrol and eugenol for *Amblyomma sculptum* control: Evaluation of in vitro synergism and effectiveness under semi-field conditions. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 12, n. 6, p. 101816, 2021.

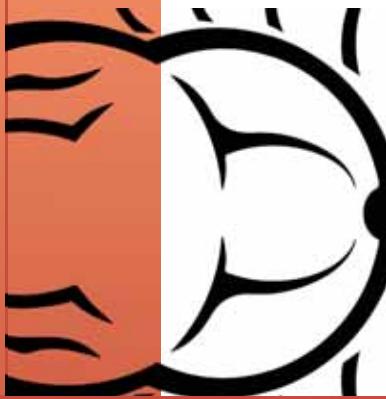
VALSONI, L. M. et al. Resistance to all chemical groups of acaricides in a single isolate of *Rhipicephalus microplus* in Mato Grosso do Sul, Brazil. **International Journal of Acarology**, v. 46, n. 4, p. 276-280, 2020. <https://doi.org/10.1080/01647954.2020.1765867>.

WANZALA, W. Potential of Traditional Knowledge of Plants in the Management of Arthropods in Livestock Industry with Focus on (Acari) Ticks. **Evidence-Based Complementary and Alternative Medicine**, v. 2017, p. 8647919, 2017.

ZHU, B. C. R. et al. Nootkatone is a repellent for Formosan subterranean termite (*Coptotermes formosanus*). **Journal of Chemical Ecology**, v. 27, n. 3, p. 523-530, 2001. <https://doi.org/10.1023/a:1010301308649>.

CAPÍTULO

17



Controle do
carrapato-do-boi por
meio de manejo:
Sistema *Lone Tick*

Renato Andreotti

Jacqueline Cavalcante Barros

Marcos Valério Garcia

Namor Pinheiro Zimmermann

Leandro de Oliveira Souza Higa

Kauê Rodriguez Martins

R*hipicephalus microplus* é uma espécie monoxênica, tendo o gado como seu principal hospedeiro, está distribuída mundialmente, ocorrendo entre os paralelos 32° norte e 32° sul (Nuñes et al., 1982). É encontrada em quase todo o território brasileiro, e sua presença na cadeia produtiva do gado causa um prejuízo estimado de US\$ 3,24 bilhões/ano no país (Grisi et al., 2014).

A Tristeza Parasitária Bovina (TPB), doença que acomete bovinos é transmitida pelo carrapato-do-boi, está relacionada a três hemoparasitas: *Anaplasma marginale*, uma bactéria gram-negativa pertencente à ordem Rickettsiales; e *Babesia bovis* e *Babesia bigemina*, protozoários pertencentes à ordem Piroplasmida. A doença está presente no país de forma endêmica e apresenta como sinais clínicos: anemia hemolítica, febre, hemoglobinúria ocasional e morte (Antunes et al., 2017; Homer et al., 2000).

O nível de infestação de carrapatos nos rebanhos varia de acordo com a presença e o grau de suscetibilidade das raças criadas no Brasil: o gado zebuíno (*Bos indicus*), animal rústico que se adapta ao clima do Brasil central, mais resistente ao *R. microplus* (Hansen, 2004; Ribeiro et al., 2009); e o *Bos taurus*, mais suscetível ao *R. microplus*, sendo também mais sensível a regiões com climas quentes e estresse por calor (West, 2003).

De acordo com Pereira (2008), a maioria dos rebanhos brasileiros consiste em gado zebuíno, sendo o país um dos maiores produtores e exportadores de carne bovina do mundo. No entanto, grandes esforços têm sido feitos para melhorar geneticamente os rebanhos por meio da introdução de novas raças bovinas e seus cruzamentos, gerando animais com maior produtividade (Andreotti et al., 2018).

O país possui uma pecuária robusta, diversificada e em transformação, com importância econômica internacional, podendo oferecer um viés sustentável. Neste capítulo pretende-se apresentar uma metodologia publicada na revista *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Report* (Andreotti et al., 2024): sistema de controle para o carrapato *R. microplus* em bovinos naturalmente infestados, com base no tempo de sobrevivência das larvas nas pastagens, considerando o distanciamento hospedeiro-parasito.

O experimento foi conduzido na Embrapa Gado de Corte, no município de Campo Grande, MS, Brasil. Os animais foram mantidos em uma área de 32 ha dividida em quatro piquetes de 8 ha cada, com *Brachiaria brizantha* vr. marandu, além de sal mineral e água fornecidos *ad libitum*.

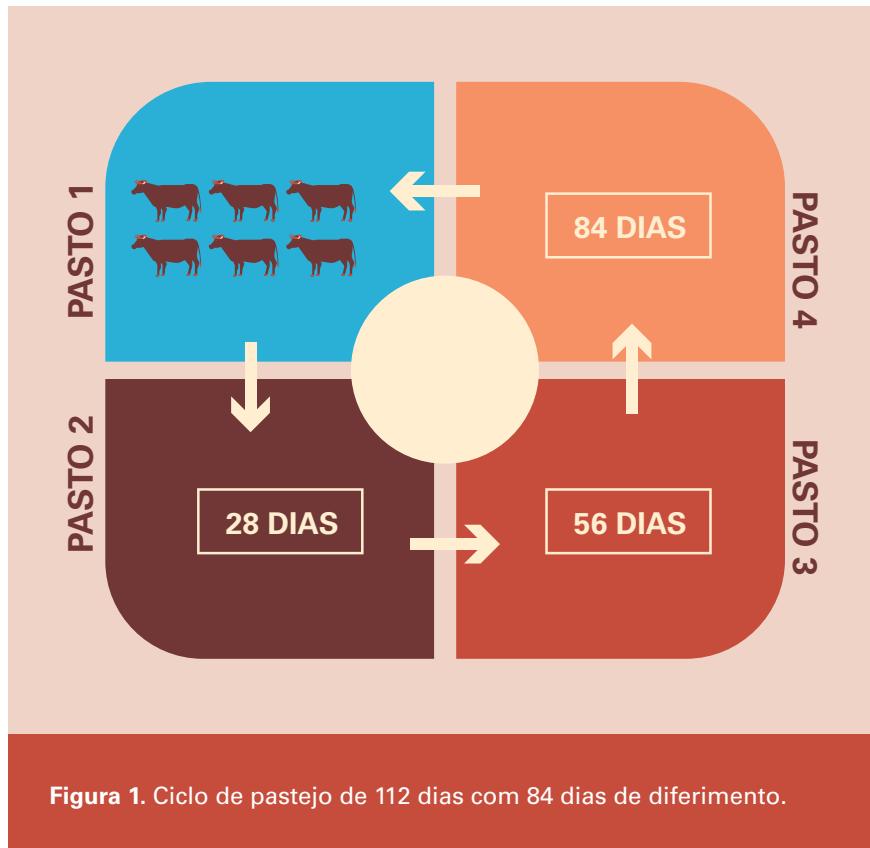
Foram utilizados 37 machos Senepol desmamados e castrados na fase de recria, com idade aproximada de 9 meses e peso inicial médio de 190,8 kg. Senepol é uma raça de *B. taurus* usada para produção de carne e cruzamento no bioma Cerrado, e apresenta altas infestações de carrapatos em pastagens em climas tropicais (Piña et al., 2021).

As contagens de carrapatos nos bovinos foram feitas antes e depois do início do isolamento das pastagens, sendo as contagens iniciais usadas como controle. Cada animal foi utilizado como uma unidade experimental.

O presente estudo retratou um cenário de campo em que, numa situação

convencional no Cerrado, o gado sensível a carrapatos deveria receber tratamento com acaricidas para evitar ou impedir as altas infestações por carrapatos e consequentemente impedir o aparecimento de miases e o risco de morte por TPB.

Cada piquete foi usado para pastoreio por 28 dias, e os animais foram devolvidos ao pasto inicial 84 dias após o diferimento mostrado na Figura 1.



A cada 28 dias os animais foram monitorados com coleta de informações: pesados, realizada contagem de carrapato e coleta de sangue e fezes. Para as contagens de carrapatos foram considerados carrapatos entre 4,5 e 8,0 mm, conforme descrito por Wharton e Utech (1970). O monitoramento da TPB foi realizado por meio de imunoensaio enzimático (ELISA); reação em cadeia da polimerase em tempo real (qPCR); e microhematócrito.

A contagem de ovos por grama de fezes (OPG) foi determinada para avaliar o nível de infestação de parasitos intestinais.

As análises estatísticas foram realizadas usando o programa estatístico R (R Core Team). Os dados, incluindo peso, contagens de carrapatos, número de cópias de DNA de *A. marginale* e *B. bigemina* e resultados de ELISA foram testados quanto à normalidade usando o teste de Kolmogorov-Smirnov. Para avaliar a correlação entre o número de carrapatos e o peso do animal, e o número de cópias de DNA de *A. marginale* e *B. bigemina* em relação ao número de carrapatos, foi realizado o teste não paramétrico de Spearman. Os resultados foram considerados significativos em $p \leq 0,05$.

Ao longo do período de um ano, o peso médio inicial e final dos animais mantidos em condições de campo foram de 190,8 kg e 330 kg, respectivamente, com um ganho de peso médio diário de 425 g. A contagem média de carrapatos foi de 6,3 carrapatos, com intervalo de confiança (IC) de 95% = 5,129–7,442 (Figura 2).

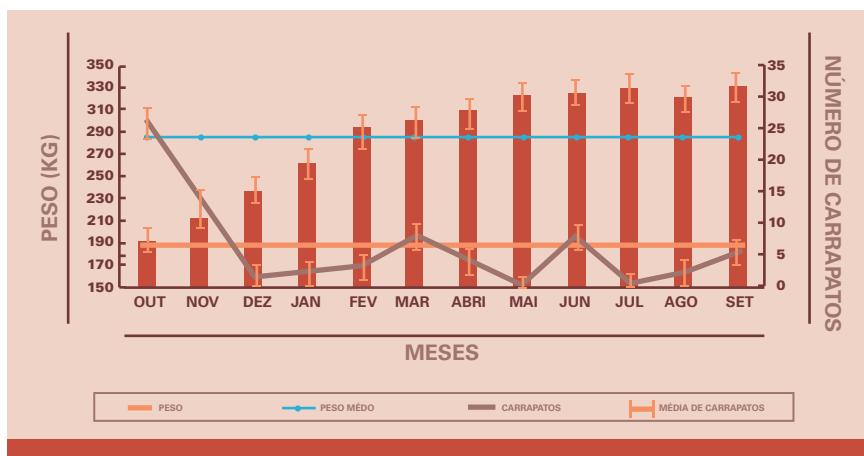


Figura 2. Perfil de peso e contagem média mensal de carrapatos durante o período de estudo de doze meses.

Os resultados do teste de microhematócrito estavam dentro do limite normal para todos os animais, e nenhum sinal clínico de TPB foi observado durante o período experimental. No entanto, apesar da ausência de sinais clínicos, oito animais que foram selecionados aleatoriamente apresentaram uma resposta sorológica para *A. marginale* e *B. bigemina* acima do ponto de corte (Figuras 3 e 4).

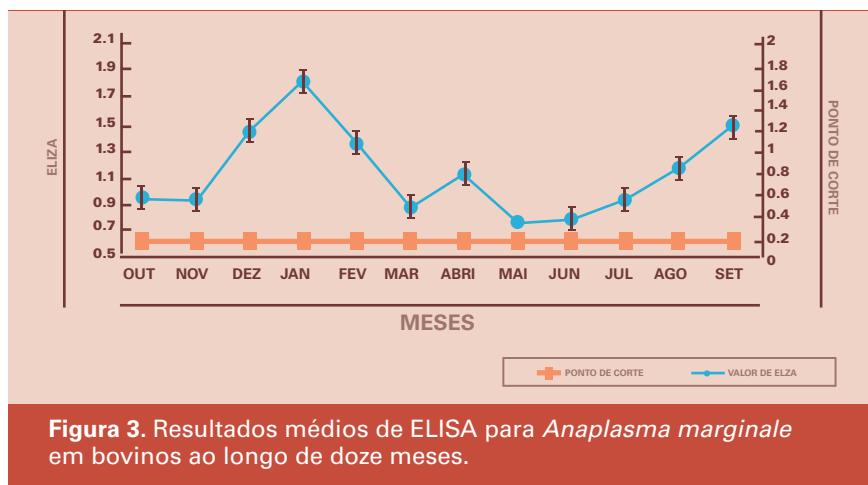


Figura 3. Resultados médios de ELISA para *Anaplasma marginale* em bovinos ao longo de doze meses.

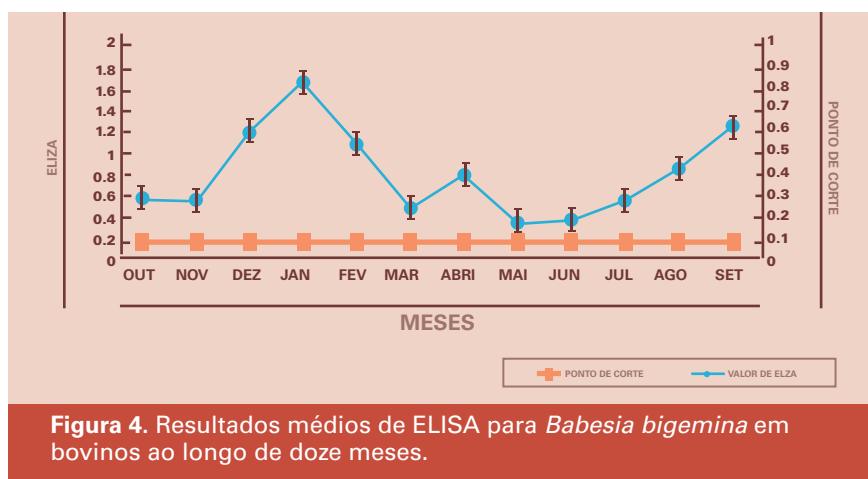


Figura 4. Resultados médios de ELISA para *Babesia bigemina* em bovinos ao longo de doze meses.

Os endoparásitos foram tratados com 1 mL de Levamisol (Ripercol L 7,5%; Zoetis®, Campinas, Brasil), para cada 20 kg de peso vivo quando a contagem de OPG foi ≥ 400 .

Foi observada uma diferença significativa na contagem de carrapatos entre os meses ($p < 0,01$) e entre o primeiro mês (dia zero) e os meses: mês 3, $p = 0,000$; mês 4, $p = 0,000$; mês 5, $p = 0,000$; mês 6, $p = 0,000$; mês 7, $p = 0,000$; mês 8, $p = 0,000$; mês 10, $p = 0,000$; mês 11, $p = 0,000$; e mês 12, $p = 0,040$, demonstrando uma diminuição no número de carrapatos em comparação ao número inicial. Especificamente, a contagem de carrapatos diminuiu de uma média inicial de 26,2 carrapatos para 6,3 carrapatos em 84 dias, sem o uso de acaricidas, mostrando uma redução de 76% na população de carrapatos. Além disso, foi observada uma correlação negativa entre o peso do animal

e a contagem de carrapatos ($r = -0,252$, $p = 0,000$). Nenhuma correlação foi observada entre a contagem de carrapatos e a quantidade de DNA do agente, apesar de sua presença em todas as observações.

Nas Figuras 5 e 6 são mostrados os números médios de cópias de DNA de *A. marginale* e *B. bigemina* e o número médio mensal de carrapatos. As contagens médias mensais de *A. marginale* e *B. bigemina* não foram significativamente diferentes. Além disso, o número de cópias de DNA, os resultados de ELISA, e a contagem média de carrapatos de *B. bigemina* e *A. marginale* não foram estatisticamente significativos.

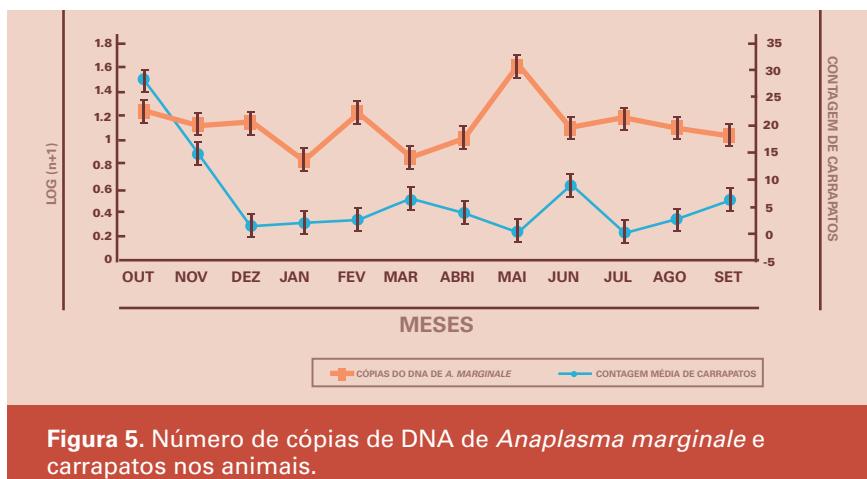


Figura 5. Número de cópias de DNA de *Anaplasma marginale* e carrapatos nos animais.

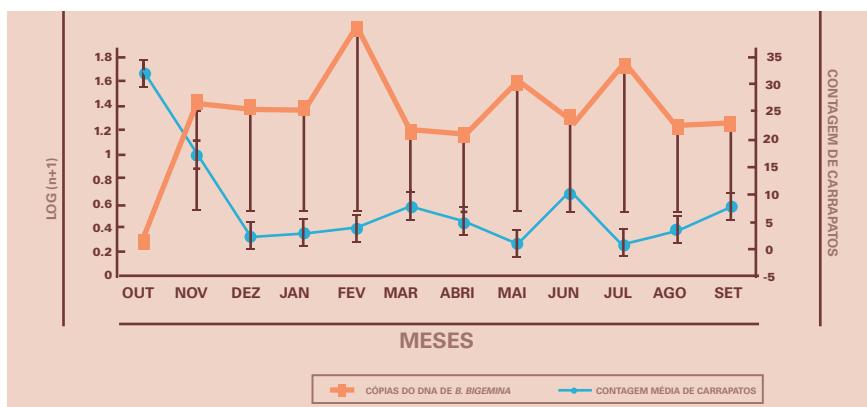


Figura 6. Número de cópias de DNA de *B. bigemina* e carrapatos nos animais.

Os carapatos do boi completam a fase parasitária em seus hospedeiros em 21 a 22 dias em média. A fase parasitária inclui o ingurgitamento de fêmeas que caem no solo e põem ovos, iniciando assim a fase não parasitária. A fase não parasitária constitui 95% da população de carapatos em um sistema de criação de bovinos, e esses carapatos nas pastagens podem causar reinfestação em animais e não é um alvo direto para o controle de carapatos (Pereira et al., 2008). Com o tempo de 28 dias de alimentação os carapatos na fase parasitária se desprendem do hospedeiro bovino (Piña et al., 2021).

Neste estudo é mostrada a possibilidade de desenvolver uma estratégia de controle com base na fase de vida livre do carapato, por meio do diferimento oferecido pela rotação de pastagens, considerando o tempo de sobrevivência das larvas sem contato com seu hospedeiro. Vários estudos relataram a longevidade das larvas no ambiente (Wilkinson, 1957; Gauss e Furlong 2002; Labruna, 2008; Cruz et al., 2020). No entanto, determinar o tempo de separação entre os bovinos e os carapatos, e o tempo de sobrevivência das larvas, é crucial para o controle ser bem-sucedido.

O uso de 20 dias de vedação do pasto para rotação, conforme implementado por Nicareta et al. (2020), não foi suficiente para reduzir as infestações de *R. microplus* no gado, que exigiu 105 dias para desinfestar um pasto. Contudo, como demonstrado no presente estudo, 84 dias de controle por meio de vedação foram eficazes.

Devido à alta sensibilidade a parasitos em pastagens em climas tropicais, a raça Senepol, utilizada para aumento da produção de carne no bioma Cerrado, foi utilizada neste experimento como modelo racial (Marques, 2003; Piña et al., 2021).

Em um sistema de teste de baia com infestações controladas de 15.000 larvas, a raça Senepol produz uma média de 276 fêmeas ingurgitadas no final da fase parasitária (Piña et al., 2021). Vale ressaltar que uma única fêmea ingurgitada de carapato, em condições ambientais favoráveis, é capaz de produzir e dar origem a 3.000 larvas, demonstrando ser um organismo com grande potencial biótico (Balashov, 1972; Oliver, 1989).

Em condições de campo, o controle de larvas de carapatos *R. microplus* com base no distanciamento do hospedeiro, mostrado na figura 1, leva em consideração uma média de seis carapatos por dia, o que resultaria em uma infestação de 18.000 larvas por dia, totalizando aproximadamente 504.000 larvas em um período de 28 dias.

Considerando que uma média de seis fêmeas ingurgitadas são viáveis diariamente, os animais recebem, potencialmente, uma carga de 171 carrapatos por dia. Essas infestações na raça Senepol causam danos consideráveis, especialmente porque excedem o limite econômico de 40 carrapatos descrito por Gonzales (2003).

A configuração do presente estudo, com baixas contagens de carrapatos nos animais até o final do experimento, está de acordo com Hernández et al. (2000), que usaram um modelo de simulação da dinâmica populacional de carrapatos em um sistema de rotação de pastagens e observaram supressão, mas não erradicação, da população de carrapatos.

No Sistema *Lone Tick*, o controle conseguiu reduzir notavelmente a reinfestação de larvas em animais ao longo de um período de um ano, indicando que a maioria das larvas não sobreviveu após o período de diferimento, com vedação das pastagens de 84 dias. Isso causou um vazio sanitário eficiente para redução do número de larvas infestantes do carrapato sem o uso de acaricidas.

O não uso de acaricidas é um fator importante, juntamente com a manutenção de pequenas populações de carrapatos. Embora o tratamento com produtos químicos seja atualmente a principal ferramenta para o controle de carrapatos, ele pode levar à contaminação ambiental, deixar resíduos em produtos de origem animal e pode levar ao surgimento de populações de carrapatos resistentes a acaricidas, causando perdas econômicas (Kunz; Kemp, 1994; Gunasekara et al., 2007; FAO 2004; Grisi et al., 2014; Higa et al., 2016). No geral, o gado Senepol, apesar de ser sensível a *R. microplus*, consegue alcançar o carrapato sem o uso de acaricidas ao ser submetido a esse sistema de controle.

Essas infestações na raça Senepol (Piña et al., 2021) causam danos consideráveis uma vez que ultrapassam o limite econômico de 40 carrapatos descrito por Gonzales (2003) e, no Brasil, o dano causado pelo carrapato chega a 3,24 bilhões de dólares por ano (Grisi et al., 2014).

Segundo Bonatte-Junior et al. (2022) com a diminuição das infestações de carrapatos o risco de miíase também é diminuído/reduzido. Vale ressaltar ainda que a picada do carrapato, além de danificar e desvalorizar o couro, também é porta de entrada para infecções secundárias (Reck et al., 2014).

Se for levado em consideração que no Brasil a sazonalidade de *R. microplus* é bem definida, com picos de gerações anuais que variam de três a seis por ano

(Labruna, 2008, Cruz et al., 2020), essa dinâmica pode ser interrompida sem a erradicação total dos carapatos, beneficiando-se da manutenção de uma região endêmica para os agentes da TPB. Diante desses fatos, sugere-se que, quando os animais retornam ao piquete inicial após 84 dias, já passou tempo suficiente para as larvas morrerem por inanição. A longevidade das larvas é influenciada pelas condições climáticas, principalmente pelo ambiente e pela temperatura do solo (Cruz et al., 2020).

Além disso, os mesmos níveis de *B. bigemina* foram observados durante esse período (Figura 6). Isso indica que a média de seis carapatos manteve a transmissão transestadial do protozoário, o que pode ser considerado uma adaptação específica ao ciclo de vida do carapato (Chauvin et al., 2009). A inoculação de esporozoítos de *Babesia* por meio de carapatos em áreas endêmicas, como o bioma Cerrado, e os ciclos subsequentes de replicação intraeritrocítica dos merozoítos induzirão uma reação do sistema imunológico do hospedeiro. Assim, o número de carapatos nos animais aumentará a circulação do agente e a população de larvas no pasto para reinfestação, resultando em um aumento da transmissão do agente no rebanho. Esses efeitos diferenciais da infecção por *Babesia* dependem da raça, idade, condições nutricionais e do número de parasitos circulantes no hospedeiro (Christensson, 1989).

Apesar de ser sensível a carapatos, a raça Senepol mostrou que o sistema de controle *Lone Tick* manteve baixa infestação de carapatos. Posteriormente, foi observado um nível estável da população circulante de *Babesia* e de anticorpos. Esses resultados mostram que raças de animais sensíveis a carapatos com baixas taxas de infestação não apresentaram sintomas de TPB durante o período de estudo. Poucos e baixos picos de parasitos foram observados com baixa contagem de carapatos nos animais; isso é desejável para manter a estabilidade enzoótica de agentes infecciosos da TPB, que são transmitidos quase exclusivamente por *R. microplus* (Santos et al., 2017).

Além disso, os resultados de qPCR foram positivos para todas as amostras de sangue coletadas de ambos os hemoparasitos. Menores números de cópias de DNA e menor número de carapatos foram observados no presente estudo, ao contrário dos observados por Martins et al. (2020), que relataram um número médio de cópias de DNA de *A. marginale* de 431,1 e 2758,9, e contagens médias de carapatos de 45,51 e 10,08 em animais das raças Brangus e Nelore, respectivamente. O número médio de cópias de DNA e a contagem

de carrapatos foram de 1,1 cópias e 6,3 carrapatos, respectivamente. Em ambos os estudos, nenhum caso clínico de TPB foi observado nos animais.

No presente estudo, o número de cópias de *A. marginale* variou, mas não foi correlacionado ao número de carrapatos. Esse achado pode ser explicado pela capacidade desses hemoparasitos de serem transmitidos por outros vetores hematófagos, como moscas e mosquitos (Aubry e Geale, 2011).

Números variáveis de cópias de DNA de *B. bigemina* também foram observados; no entanto, sua correlação com o número de carrapatos não foi significativa. Martins et al. (2020) detectaram *B. bigemina* em todas as amostras de sangue, mas não observaram correlação entre o número de cópias e o número de carrapatos contados. Além disso, uma diminuição inicial na parasitemia de *B. bigemina* foi associada a uma diminuição no número de carrapatos do primeiro para o segundo mês de estudo.

Giglioti et al. (2016) obtiveram uma contagem média de DNA de *B. bigemina* de 0,82 e 2,85 cópias em gado Angus e Canchim, respectivamente. Em gado Nelore e Angus, Martins et al. (2020) observaram $3,25 \pm 0,18$ e $2,5 \pm 0,15$ cópias de DNA, respectivamente, enquanto uma média de 0,0043 cópias de DNA foram observadas no presente estudo. Além disso, *A. marginale* e *B. bigemina* foram observadas em todas as amostras avaliadas usando ELISA. Ao contrário, Martins et al. (2020) relataram que *A. marginale* foi detectado em 11,4% e 11,8% das amostras das raças Brangus e Nelore, respectivamente.

Destaca-se também que o desempenho de ganho de peso médio diário foi de 425 g/dia/animal durante o período experimental, demonstrando ganho de peso com eficiência dentro da categoria animal desta raça quando comparado com a raça Nelore, nas mesmas condições ambientais, considerando que esta última é bem adaptada ao clima do Cerrado (Silveira et al., 2004).

Desde o início dos anos 2000, a cadeia produtiva da pecuária de bovinos do Brasil vem sofrendo forte impacto negativo por conta das mudanças climáticas. Com o tempo, critérios ambientais se tornaram requisitos adicionais para importação de produtos agrícolas (Ruvíaro, 2012). Neste contexto, a mensuração dos impactos ambientais do agronegócio por meio da Análise do Ciclo de Vida (ACV) é uma tendência mundial (Claudino, 2013). Com base na cadeia produtiva da carne, a redução da geração de gás carbônico de efeito estufa (GEE) em alguns elos da cadeia se reflete diretamente na ACV da carne bovina.

Segundo Ruviaro (2012), existem alternativas para mitigar os GEE na pecuária, como recuperação de pastagens, plantio direto e substituição de insumos por menor geração de CO₂. Isso significa que a redução do uso de acaricidas no controle de carrapatos afeta diretamente a mensuração da quantidade de carbono animal na produção de carne.

Os resultados do presente estudo sugerem que as populações de carrapatos podem ser controladas de forma ecologicamente sustentável, atendendo assim à demanda do mercado internacional (De Meneghi et al., 2016).

De acordo com esses dados, dada uma população controlada de carrapatos, o investimento em melhoramentos genéticos poderia aumentar a produtividade da cadeia produtiva da pecuária, mesmo entre raças sensíveis ao carrapato *R. microplus*, fortalecendo assim a tendência de depender de *B. taurus* em rebanhos nacionalmente.

Com base nos resultados de uma avaliação de um ano, conclui-se que um período de distanciamento de 84 dias, entre larvas de carrapatos e bovinos em pastagem no bioma Cerrado, pode controlar carrapatos em animais da raça Senepol com ganho econômico para o sistema.

Além disso, 84 dias de deferimento de pastagem permitiram a manutenção do gado no campo sem o uso de acaricidas, mantendo assim um equilíbrio enzoótico sem a presença de animais sintomáticos para TPB. Assim, é possível criar raças mais produtivas para o controle de carrapatos a custos mais baixos e de forma sustentável.

O presente estudo fornece uma base para montar propostas de controle de carrapatos em diferentes sistemas de produção e, níveis tecnológicos, podendo ser adaptado a diferentes sistemas nutricionais, com viés de sustentabilidade, inclusive para outros biomas. Avanços na produção de raças mais produtivas e abordagens de controle de carrapatos ecologicamente precisas podem agregar valor à indústria pecuária.



Referências

ANDREOTTI, R. et al. Cattle tick infestation in Brangus cattle raised with Nellore in central Brazil. **Semina: Ciências Agrárias**, v. 39, p. 1099–113, 2018 doi: 10.5433/1679-0359.2018v39n3p1099.

ANDREOTTI, R. et al. Control of *Rhipicephalus microplus* tick larvae in the field based on distancing from the host - Lone tick system. **Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports**, v. 47, p. 100950, 2024. <https://doi.org/10.1016/j.vprsr.2023.100950>.

ANTUNES, S. et al. Deciphering babesia-vector interactions. **Frontiers in Cellular and Infection Microbiology**, v.7, p. 429, 2017. doi: 10.3389/fcimb.2017.00429.

ASSIS, J. P. Testes de hipóteses estatísticas / Janilson Pinheiro de Assis, Roberto Pequeno de Sousa, Paulo Cesar Ferreira Linhares– Mossoro: EdUFERSA, 2020. 182 p.:Il. Disponível: <https://livraria.ufersa.edu.br/wp-content/uploads/sites/165/2020/08/testes-de-hipoteses-estatisticas-edufersa.pdf>.

AUBRY, P. et al. A review of bovine anaplasmosis. **Transboundary and Emerging Diseases**, v. 58, n. 1, p. 1-30, 2011. doi: 10.1111/j.1865-1682.2010.01173.x.

BALASHOV, Y.S. Bloodsucking ticks (Ixodoidea) - Vectors of diseases of man and animals. **Miscellaneous Publications of the Entomological Society of America**, v. 8, p. 161-376, 1972. doi: 10.4182/HKTD2318.8-5.167.

BONATTE-JUNIOR, P. et al. Control strategies for the tick *Rhipicephalus microplus* (Canestrini, 1888) on cattle: Economic evaluation and report of a multidrug resistant strain. **Acta Parasitologica**, v. 67, p. 1564-1572, 2022 doi: 10.1007/s11686-022-00611-813.

CHAUVIN, A. et al. Babesia and its hosts: Adaptation to long-lasting interactions as a way to achieve efficient transmission. **Veterinary Research**, v. 40, p. 37, 2009 doi: 10.1051/vetres/2009020.

CHRISTENSSON, D. A. Inverse age resistance to experimental Babesia divergens Infection in Cattle. **Acta Veterinaria Scandinavica**, v. 30, p. 453-464,

1989. doi: 10.1186/BF03548023.

CLAUDINO, E. S. et al. Life Cycle Assessment (LCA) applied to agribusiness: a review. Gestão e Controle Ambiental. **Revista Brasileira de Engenharia Agrícola e Ambiental**, v. 17, n. 1, p. 77-85, 2013. doi: 10.1590/S1415-43662013000100011.

CRUZ, B. C. et al. Biological parameters for *Rhipicephalus microplus* in the field and laboratory and estimation of its annual number of generations in a tropical region. **Parasitology Research**, v. 119, p. 2421-2430, 2020 doi: 10.1007/s00436-020-06758-5.

DE MENEGHI, D. et al. Experiences in tick control by acaricide in the traditional cattle sector in Zambia and Burkina Faso: possible environmental and public health implications. **Frontiers in Public Health**, v. 4, p. 239, 2016. doi: 10.3389/fpubh.2016.00239.

FAO, 2004. Food and Agriculture Organization. Resistance management and integrated parasite control in ruminants: guidelines. **Roma: Food and Agriculture Organization, Animal Production and Health Division**. <https://www.fao.org/3/ag014e/ag014e.pdf>.

GAUSS, C. L. B. et al. Comportamento de larvas infestantes de *Boophilus microplus* em pastagem de *Brachiaria decumbens*. **Ciência Rural**, v. 32, p. 46-472, 2002. doi: 10.1590/S0103-84782002000300016.

GIGLIOTTI, R. et al. *Babesia bovis* and *Babesia bigemina* infection levels estimated by qPCR in Angus cattle from an endemic area of São Paulo state, Brazil. **Ticks and Tick Borne Disease**, v. 7, n.5, p. 657-662, 2016. doi: 10.1016/j.ttbdis.2016.02.011.

GONZALES, J. C. O controle do carrapato do boi. Passo Fundo: Universidade de Passo Fundo, RS. **Editora UFP**, p. 128, 2003.

GRISI, L. et al. Reassessment of the potential economic impact of cattle parasites in Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 23, p. 150-156, 2014. doi: 10.1590/S1984-29612014042.

GUNASEKARA, A. S. et al. Environmental fate and toxicology of fipronil. **Journal of Pesticide Science**, v. 32, p. 189-99, 2007. doi: 10.1584/jpestics.R07-02.

HANSEN, P. J. Physiological and cellular adaptations of zebu cattle to thermal stress. **Animal Reproduction Science**, v. 82-83, p. 349–60, 2004. doi: 10.1016/j.anireprosci.2004.04.011.

HERNÁNDEZ, A. F. Simulation of rotational grazing to evaluate integrated pest management strategies for *Boophilus microplus* (Acari: ixodidae) in Venezuela. **Veterinary Parasitology**, v. 92, p. 139-49, 2000. doi: 10.1016/S0304-4017(00)00282-X.

HIGA, L. O. S. et al. Evaluation of *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Acari: Ixodidae) resistance to different acaricide formulations using samples from Brazilian properties. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 25, p. 163–71, 2016. doi: 10.1590/S1984-29612016026.

HOMER, M. J. et al. Babesiosis. **Clinical Microbiology**, v. 13, p. 451-469, 2000. doi: 10.1128/CMR.13.3.451.

KUNZ, S. E. et al. Insecticides and acaricides: resistance and environmental impact. **Revue Scientifique et Technique**, v. 13, p. 1249-1286, 1994. doi: org/10.20506/rst.13.4.816.

LABRUNA, M. B. As gerações anuais. In: PEREIRA, M. C.; LABRUNA, M. B.; SZABÓ, M. P. J.; KLAFKE, G. M. (Eds.). *Rhipicephalus (Boophilus) microplus: biologia, controle e resistência*. São Paulo: MedVet, 2008. p. 169.

MARQUES, D. C. Criação de Bovinos. Belo Horizonte: CVP. **Consultoria Veterinária e Publicações**, 2003. p. 659.

MARTINS, K. R. et al. Correlation between *Rhipicephalus microplus* ticks and *Anaplasma marginale* infection in various cattle breeds in Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, v. 81, p. 1-14, 2020. doi: 10.1007/s10493-020-00514-1.

NICARETTA, J. E. et al. Evaluation of rotational grazing as a control strategy for *Rhipicephalus microplus* in a tropical region. **Research in Veterinary Sciences**, v. 131, p. 92–7, 2020. doi: 10.1016/j.rvsc.2020.04.006.

NUÑES, J. L. et al. *Boophilus microplus*, la garrapata común del ganado

vacuno. **Buenos Aires: Hemisfério Sur**, 1982. ISBN: 9789500042390.

OLIVER, J. R. J. H. et al. Biology and systematics of ticks (Acari: Ixodida). **Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics**, v. 20, p. 397-430, 1989.

PEREIRA, J. C. C. Melhoramento genético aplicado à produção animal. In: Pereira JCC, editor. Introdução, Herança e Meio, correlações genéticas, seleção e auxílio a seleção, heterose e cruzamentos e melhoramento genético das raças zebu. **Editora FEPMVZ**, Belo Horizonte, pp. 1-329, 2008.

PEREIRA, M. C. et al. *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (biologia, controle e resistência). **São Paulo: MedVet**, 2008. p. 169.

PIÑA, F.T. B. et al. Sensitivity of Senepol and Caracu breeds to parasitism by *Rhipicephalus microplus*. **Systematic and Applied Acarology**, v. 26, p. 954-961, 2021. doi: 10.11158/saa.26.5.10.

R CORE TEAM. R. A language and environment for statistical computing. Vienna: R Foundation for Statistical Computing, 2020. Disponível em: <https://www.R-project.org/>.

RECK, J. et al. First report of fluazuron resistance in *Rhipicephalus microplus*: a field tick population resistant to six classes of acaricides. **Veterinary Parasitology**, v. 201, p. 128-136, 2014. doi: 10.1016/j.vetpar.2014.01.012.

RIBEIRO, A. B. et al. Produção e composição do leite de vacas Gir e Guzerá nas diferentes ordens de parto. **Revista Caatinga**, v. 22, p. 46-51, 2009. Disponível em: <https://periodicos.ufersa.edu.br/caatinga/article/view/1051>.

RUVIARO, C. F. et al. Life cycle assessment in Brazilian agriculture facing worldwide trends. **Journal of Cleaner Production**, v. 28, p. 9-24, 2012. doi: 10.1016/j.jclepro.2011.10.015.

SANTOS, G. B. et al. Tristeza Parasitária em bovinos do semiárido pernambucano. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 37, p. 1-7, 2017. doi: 10.1590/S0100-736X2017000100001.

SILVEIRA, J. C. et al. Fatores ambientais e parâmetros genéticos para características produtivas e reprodutivas em um rebanho Nelore no Estado do Mato Grosso do Sul. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 33, p. 1432-1444, 2004. doi: 10.1590/S1516-35982004000600010.

WEST, J. W. Effects of heat-stress on production in dairy cattle. **Journal of Dairy Science**, v. 86, p. 2131-2144, 2003. doi: 10.3168/jds.S0022-0302(03)73803-X.

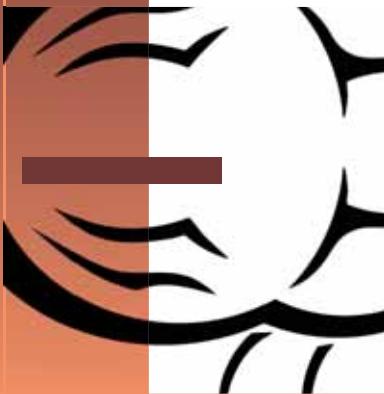
WILKINSON, P. R. The spelling of pasture in cattle tick control. **Australian Journal of Agricultural Research**, v. 8, p. 414-423, 1957. doi: 10.1071/AR9570414.

WHARTON, R. H.; UTECH, K. B. W. The relation between engorgement and dropping of *Boophilus microplus* (Casnestrini) (Ixodidae) to the assessment of the tick numbers on cattle. **Australian Entomological Society**, v. 9, p. 171-182, 1970.

CAPÍTULO

18

Situação atual da vacina contra o carapato-do-boi



Rodrigo Casquero Cunha

Mhanuel Carlos Arijama

Jaqueleine de Deos Silveira

Renato Andreotti

Leandra Marla Oshiro

Fábio Pereira Leivas Leite

No Brasil, o carapato-do-boi, *Rhipicephalus microplus*, é um dos ectoparasitos que causam maior impacto econômico à bovinocultura, levando a grandes perdas no setor no país. Os rebanhos bovinos no Brasil estão estimados em 234,4 milhões de cabeças (IBGE, 2022), destacando-se o Centro-Oeste como a região com o maior efetivo, 77,1 milhões de cabeças. O Brasil ocupa a primeira colocação em tamanho de rebanhos totais no mundo, porém, fica em segundo lugar se for incluída a contagem de búfalos no mundo pois a Índia detém 305 milhões de cabeças (USDA, 2018; IBGE, 2022).

Os rebanhos bovinos leiteiros no Brasil são, em sua maioria, estabelecidos com raças europeias (*Bos taurus*) ou cruzadas. Já os rebanhos de gado de

corte, apesar da menor presença de raças europeias, têm incrementado o uso destas nos cruzamentos industriais ao longo do tempo. (Gomes, 1995). Desta forma, considerando que *B. taurus* é mais susceptível à infestação por carrapato do que as raças zebuínas, *Bos indicus*, é clara a necessidade do estabelecimento de um método de controle sistemático do carrapato. Para isso, são imprescindíveis a busca e a proposição de novas ferramentas de controle. Dentro da perspectiva de encontrar novas estratégias para o controle do carrapato, a Embrapa Gado de Corte tem explorado o método de controle por meio da imunoproteção utilizando vacinas.

Dessa forma, têm sido produzidos e avaliados antígenos vacinais recombinantes presentes em um isolado regional de *R. microplus* (Cunha et al., 2012; Andreotti et al., 2012). A Embrapa Gado de Corte apresentou resultados no desenvolvimento de vacina composta por peptídeos sintéticos patenteada (BR10202100490), que propõe controlar, de forma significativa, o carrapato-do-boi.

Baseado em um banco de dados do transcriptoma do *R. microplus*, peptídeos foram desenhados a partir de algoritmos para identificar proteínas hipotéticas com potencial imunogênico. Utilizando teste em baías foi obtida uma imunoproteção com eficácia de 69% para uma vacina com um grupo de seis peptídeos (Andreotti et al., 2024a).

Controle do carrapato-do-boi

O controle de *R. microplus*, principal espécie de carrapato que compromete a produtividade da pecuária bovina, tem sido um grande problema para o sistema produtivo de bovinos no Brasil. Tal constatação é evidente, principalmente, devido ao aumento da pressão para seleção levando à formação de populações de carrapatos resistentes a diferentes princípios químicos ativos, limitando o sucesso do principal método de controle.

O controle químico é, ainda, o mais amplamente utilizado no combate ao carrapato, e a aplicação das formulações por diversas formas, tais como: aspersão, imersão (banho em solução aquosa), no dorso (*pour on*), por injeção ou por ingestão de bolos gástricos (Andreotti et al., 2002). Porém, para todos os químicos utilizados contra estes ectoparasitas, já foram registradas populações de carrapatos resistentes, chegando a um valor de populações

de carapatos resistentes a um determinado número de princípios ativos em torno de 47,64%, ao utilizar o teste de imersão de adultos (TIA), demonstrando uma eficácia de menos de 90% em vários lugares do país para produtos de contato (Higa et al., 2016).

A resistência dos carapatos aos princípios ativos vem aumentando de forma mais intensa comprometendo o uso de certas moléculas no manejo do controle de carapato em diversas regiões produtoras (Catto et al., 2010; Gomes et al., 2011). A observação de que o número de carapatos que se desenvolvem em raças zebuínas é menor do que em raças europeias sugeriu ser possível desenvolver raças bovinas resistentes. Esta resistência está associada ao sistema imunológico dos hospedeiros, já que, em uma primeira infestação, o número de carapatos que completa o ciclo é semelhante em todas as raças (Hewetson, 1972; Mattioli et al., 1993; Ghosh et al., 1999).

Em termos de características produtivas, a abordagem de controle do *R. microplus*, realizando o manejo no mesmo pasto utilizando a raça Nelore como controladora de carapatos em outra raça sensível, como a Brangus, não contribui para uma infestação reduzida nesses animais, considerando que apenas baixas infestações das pastagens são suficientes para manter o alto nível de infestação no rebanho de animais da raça Brangus (Andreotti et al., 2018).

A demonstração de que drogas imunossupressoras eliminam esta resistência reafirmou a natureza imune desta resposta (Bergman et al., 2000). As vacinas surgem neste contexto como uma ferramenta alternativa e complementar para o controle do carapato, podendo ser utilizadas em associação com o controle químico, diminuindo o número de aplicações dos acaricidas, os custos gerais envolvidos, e os impactos sobre o ambiente e os alimentos produzidos. Em meio à grande procura por formas alternativas de controle do carapato, o controle por meio de vacinas, com a indução da resposta imune em bovinos, contra os carapatos, tem mostrado resultados promissores (Andreotti et al., 2002).

Uma outra estratégia, bastante inovadora, é o controle pelo sistema *Lone Tick* (Andreotti et al., 2024b). Este sistema de rotação de bovinos em pastagens foi desenvolvido para ser aplicado no Cerrado, mas também foi testado em propriedade inserida no bioma Pampa, no Rio Grande do Sul. A proposta consiste em prover o distanciamento entre o parasito e seu hospedeiro por tempo suficiente, 84 dias, até que as larvas morram na pastagem e não consigam subir no bovino para se fixar, interrompendo, assim, o ciclo parasitário (Andreotti et al., 2024b; Camargo, 2024).

Comparadas aos agentes químicos, as vacinas são atóxicas, não poluentes, menos onerosas em relação à produção e, também, reduzem a quantidade de acaricidas aplicada ao ano. No entanto, tendem a ser espécie-específicas, o que as torna comercialmente indicadas especificamente para situações problema onde está sendo envolvida apenas uma espécie de carapato. Além disso exercem algumas vantagens sobre a utilização de acaricidas, principalmente, por não serem agentes químicos, por terem um menor custo e porque o desenvolvimento de carapatos resistentes à vacina aparentemente é mais lento do que aos produtos químicos (Willadsen, 1997).

Controle por meio de vacinas

Os primeiros estudos sobre a resposta imune dos bovinos contra os carapatos *R. microplus* datam de meados de 1980, desenvolvidos por pesquisadores australianos. As primeiras publicações com estudos científicos sobre vacinas contra este ectoparasito são datadas de 1986 (Agbede; Kemp, 1986; Johnston et al., 1986; Kemp, 1986) baseadas{Formatting Citation} em pesquisas feitas na década anterior em que os autores testaram duas formulações vacinais: a primeira composta de antígenos derivados de intestino e ovário; e a segunda composta de extrato de todos os órgãos internos – ambas de teleóginas semi-ingurgitadas de *Dermacentor andersoni*. Foi relatado que a utilização de glândulas salivares como antígeno em bovinos não foi capaz de gerar imunidade ao carapato, assim como, antígenos derivados de fêmeas adultas não ingurgitadas foram ineficazes como imunógenos, sugerindo uma mudança nos padrões de expressão de antígenos em fêmeas alimentadas em relação às não alimentadas (Allen; Humphreys, 1979).

Bovinos Hereford, com 12 meses de idade, ao serem vacinados com extratos de teleóginas de *R. microplus*, mostraram um perfil diferente de resistência ao carapato quando comparados àqueles que adquiriram resistência ao serem expostos a sucessivas infestações. Observou-se que, nesses últimos, os mecanismos da resistência atuavam na fase larval do carapato, enquanto nos animais vacinados, eles atuavam na fase adulta, provocando lesões no intestino com consequente extravasamento de hemácias para a hemolinfa ou então a diluição desta. Neste mesmo experimento, até 60% das teleóginas sofreram algum tipo de dano no intestino e, para que as lesões ocorressem, demonstrou-se que a presença das proteínas do siste-

ma complemento era necessária, sugerindo que ocorreria a lise das células intestinais pelo sistema complemento (Kemp et al., 1986).

Após a constatação de que a inoculação de extratos de fêmeas adultas (teleóginas) de *R. microplus* em bovinos produziu uma resposta imune mediada por anticorpos contra o tecido intestinal do carrapato (Agbede; Kemp, 1986; Kemp et al., 1986), investigações subsequentes identificaram uma glicoproteína presente no intestino dos carrapatos capaz de induzir imunoproteção (Willadsen et al., 1988; Rand et al., 1989). Pesquisadores australianos isolaram uma glicoproteína de 86 kDa, denominada Bm86 (Willadsen et al., 1989), expressa em células do intestino de *R. microplus* (Gough; Kemp, 1993). Esta proteína foi clonada, e expressa em *Escherichia coli* e utilizada para vacinar bovinos resultando em 77% de proteção (Rand et al., 1989). Quando expressa em sistema eucariótico baseado em baculovírus e utilizada como imunógeno, proporcionou proteção de 88% (Richardson et al., 1993). Da mesma forma, a Bm86 foi expressa em sistema eucariótico baseado em leveduras *Pichia pastoris* (*Komagataella phaffii*), levedura metilotrófica amplamente utilizada em biotecnologia, e, quando a proteína foi utilizada como imunógeno, obtiveram-se níveis distintos de eficácia (Rodriguez et al., 1994).

No Brasil, foi demonstrado que o uso da Bm86, em bovinos submetidos à infestação natural de *B. microplus*, reduziu entre 45% e 60% o índice de infestação dos bovinos vacinados (Andreotti, 2006). Porém, a eficácia das vacinas que já estiveram disponíveis comercialmente variou entre 51% e 91% dependendo da população de carrapatos e da condição nutricional dos bovinos utilizados nos testes (Parizi et al., 2009).

Sugeria-se, então, que as variações de eficácia relatadas em diferentes regiões do mundo eram devidas às variações nas sequências de aminoácidos das Bm86 homólogas entre as diferentes populações de carrapatos (García-García et al., 2000). Na Argentina, polimorfismos no gene da Bm86, uma proteína solúvel, explicaria a baixa imunoproteção. Para superar esta resistência, uma nova vacina recombinante foi produzida a partir do gene da Bm95 (alelo do gene Bm86). Este novo antígeno foi eficiente para proteger bovinos de infestações por carrapatos da Argentina e Cuba (García-García et al., 2000).

Variações nas sequências de aminoácidos superiores a 2,8% seriam suficientes para diminuir a eficiência da vacinação quando antígenos recombinantes são utilizados (García-García et al., 1999). Cepas de várias regiões do Brasil,

Argentina, Uruguai, Venezuela e Colômbia foram analisadas e ficou demonstrado que os genes das Bm86 e Bm95 apresentam variações que vão de 3,4% a 6,8% e de 1,14% a 4,56% nas sequências de aminoácidos, respectivamente (Sossai et al., 2005). Em estudo de variabilidade da Bm86-CG, uma proteína homóloga a Bm86, isolada de uma cepa de Campo Grande - Mato Grosso do Sul, mostrou variações de 3,5% e 3,7% na sequência de aminoácidos quando comparada às Bm86 e Bm95, respectivamente (Andreotti et al., 2008). Ao comparar populações de *R. microplus* na Tailândia, dois grupos maiores de cepas de carrapatos foram discerníveis com base em análise filogenética de Bm86, um grupo tailandês e um grupo latino-americano, as sequências de aminoácidos tailandeses Bm86 foram mais divergentes das cepas de carrapatos da América Latina do que a cepa australiana (Kaewmongkol et al., 2015). Isso pode indicar que essa divergência é associada a uma diferença fisiológica entre espécies de carrapatos intimamente relacionados (Figura 1) (Popara et al., 2013), evidenciada na maquinaria de degradação de proteínas.

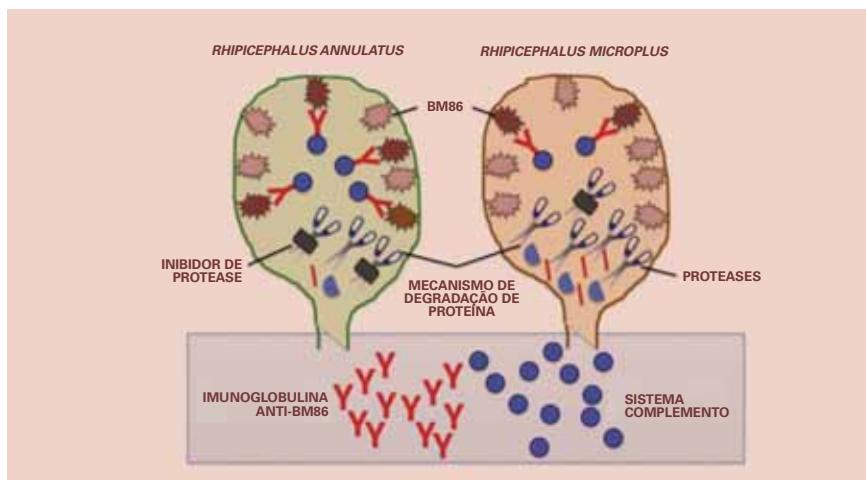


Figura 1. Representação esquemática da relação entre a maquinaria de degradação de proteínas e a eficácia da vacina em bovinos vacinados com BM86 para proteger contra infestações por carrapatos de bovinos.

Fonte: POPARA et al., 2013 (Adaptado).

Além disso, os bovinos vacinados com Bm86 mostraram níveis variáveis de resistência contra espécies filogeneticamente próximas de *R. microplus*

(Fragoso et al., 1998; Vos et al., 2001; Odongo et al., 2007). Para entender melhor a diversidade molecular do gene Bm86 em carapatos, uma porção do cDNA foi sequenciada a partir de um isolado indiano de *R. microplus*. A comparação da sequência de nucleotídeos revelou 97% de homologia com o isolado australiano e 96% de homologia com a da cepa vacinal cubana. Contudo, os estudos de previsão de proteína não mostraram qualquer diferença nos epítópos antigenicos putativos da proteína expressa (Anbarasi et al., 2014). Estes níveis de proteção refletem não só a variação entre isolados de *R. microplus*, mas também as relações filogenéticas entre diferentes espécies de carapatos, indicando que os epítópos imunologicamente importantes são, pelo menos, parcialmente conservados (Andreotti et al., 2008; Sossai et al., 2005; Odongo et al., 2007).

A proteína Bm91 também foi testada como antígeno vacinal, porém em associação com a Bm86 (Willadsen et al., 1996). Esta proteína foi caracterizada como tendo atividades tipo carboxipeptidase (Jarmeyet et al., 1995).

Testes de campo começaram a ser realizados em 1989 com o antígeno Bm86 na Austrália (Willadsen et al., 1995), Cuba (Rodriguez et al., 1995a) e Brasil (Rodriguez et al., 1995b). A vacina australiana baseada em Bm86 foi finalmente patenteada e registrada para venda comercial em 1994 através da Biotech Australia Pty. Ltd. (número de patente: WO 95/04827). A vacina TickGARD® consistia na proteína Bm86 isolada da cepa Yeerongpilly, produzida de forma recombinante em bactérias e formulada em MontanideTM (Seppic, Courbevoie, França). Esta formulação foi posteriormente adaptada em 1996 para incluir um antígeno produzido na levedura *Pichia pastoris* e Vaximax (Marcol 25: MontanideTM 888 em uma proporção de 9:1) (Seppic, Courbevoie, França) como adjuvante, sendo registrada como TickGARD® Plus (Willadsen et al., 1995; Rodriguez et al., 1995a; Rodriguez et al., 1995b).

Assim, na Austrália, a vacina baseada na proteína Bm86 foi comercializada com o nome de TickGARD® e TickGARD® Plus e, em Cuba, com o nome de GAVAC®. As vacinas desenvolvidas a partir da Bm86 conferem proteção parcial aos bovinos contra futuras infestações por *R. microplus* diminuindo o número de carapatos, a produção de ovos e a fertilidade. Esses resultados, no entanto, não asseguram a proteção desejada na produção bovina.

Além do antígeno Bm86, outras proteínas também conferem algum grau de imunoproteção ou induzem a produção de anticorpos que interferem no su-

cesso reprodutivo do carrapato, como por exemplo: um precursor de protease aspártica acumulado no ovo (BYC- *Boophilus Yolk pro-Cathepsin*) (Logullo et al., 1996) e inibidores de tripsina provenientes de larvas de carrapato, BmTIs (Andreotti et al., 2002).

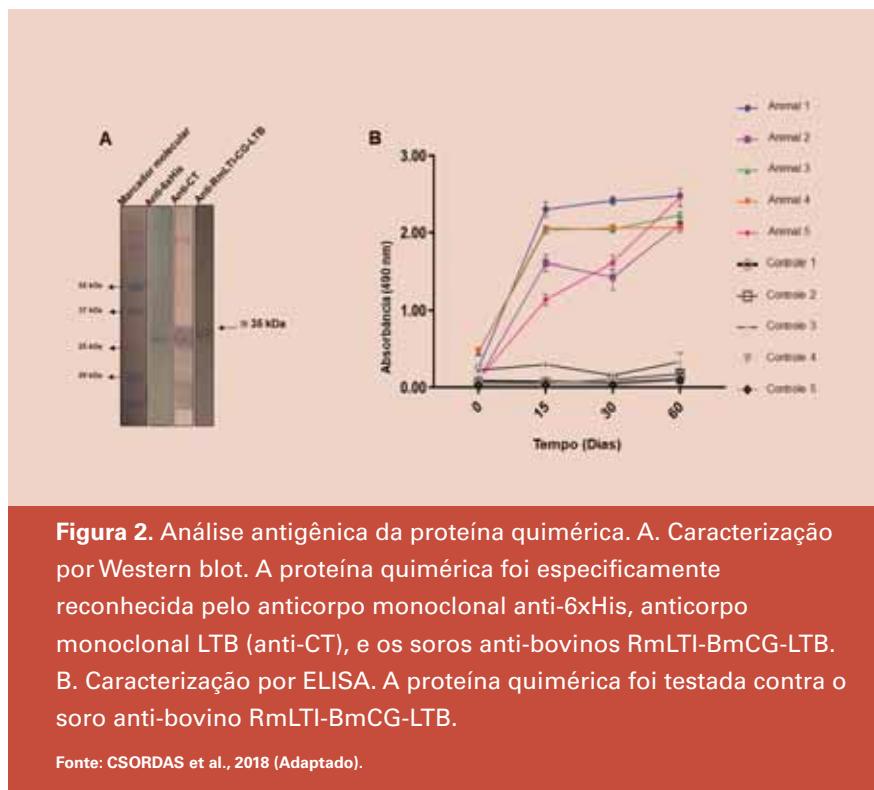
Anticorpos funcionais podem ser encontrados na hemolinfa de carrapatos quando os carrapatos se alimentam em um bovino imunizado (Da Silva Vaz et al., 1998) estimulando a produção de antígenos de outros órgãos do carrapato e não somente do intestino e da saliva. A vacinação de bovinos com a BYC nativa e recombinante foi capaz de estimular uma resposta humoral dos bovinos (Da Silva Vaz et al., 1998). A capacidade da BYC de induzir uma resposta imunitária contra *R. microplus* protetora em bovinos foi testada por ensaios de vacinação e por inoculação de anticorpo monoclonal (MAb) anti-BYC em teleóginas totalmente ingurgitadas. Nos ensaios foi demonstrada uma proteção parcial contra *R. microplus*, variando de 14% a 36% (Da Silva Vaz et al., 1998).

A **imunização** de bovinos com uma associação de BmTIs nativas apresentou **72,8% de eficiência** na proteção contra o carrapato-do-boi (Andreotti et al., 2002). Um peptídeo sintético foi desenhado com base em uma sequência conservada de aminoácidos dessas BmTIs, porém, quando testado em *stall test*, apresentou 18,4 % de proteção contra o carrapato (Andreotti et al., 2007).

Foi demonstrado que um peptídeo quimérico recombinante, desenhado a partir das sequências de BmTI e carrapatin, induziu resposta imune em camundongos Balb/C, mas, quando utilizado em bovinos com adjuvante completo de Freud, não induziu resposta protetora (Sasaki et al., 2006).

O inibidor denominado BmTI-A (Tanaka et al., 1999) foi clonado e expresso em *P. pastoris* denominada RmLTI conferindo proteção de 32% em bovinos infestados com *R. microplus* (Andreotti et al., 2012).

Nas últimas décadas, vários antígenos foram descritos mostrando-se promissores para inclusão em uma vacina contra carrapatos. Foi realizado um estudo que consistia na construção de quimera multi-antigênica composta de dois antígenos de *R. (B.) microplus* (RmLTI e BmCG) e um antígeno de *Escherichia coli* (subunidade B, LTB) e que proporcionou 55,6% de eficácia contra a infestação por *R. (B.) microplus* (Figura 2) (Csordas et al., 2018).



Glutationa-S-transferases (GSTs) é uma família de enzimas envolvidas na desintoxicação metabólica de xenobióticos e compostos endógenos (Agianian et al., 2003). A imunização de bovinos com essa enzima recombinante de *Haemaphysalis longicornis* (rGCT-HL) induziu uma resposta imunitária parcial em bovinos, indicada pela diminuição do número de teleóginas que sobreviveram nos animais vacinados, chegando a 57% de eficácia média (Parizi et al., 2011).

A enzima VTDCE (Vitellin Degrading Cysteine Endopeptidase) é um tipo de Cathepsina L encontrado em ovos de *R. microplus* (Seixas et al., 2003) caracterizada como a proteína mais ativa na hidrólise da vitelina. Utilizada em ensaios de vacinação, animais que receberam quatro doses de 100 µg de VTDCE produziram anticorpos específicos contra VTDCE gerando uma resposta imune com proteção parcial ao desafio com larvas de *R. microplus*. Os pesos de ovos diminuíram aproximadamente 17,6% e a eficácia média observada foi de 21% (Seixas et al., 2008).

Outras proteínas também têm sido isoladas e expressas de forma recombinante, porém, ainda não foram testadas em desafios com *R. microplus*: a enzima THAP (Tick Heme-binding Aspartic Proteinase), (Seixas et al., 2012). A proteína *calreticulin* de *R. microplus* (BmCRT), um ligante de cálcio, é inoculada pelo carapato em seu hospedeiro junto com a saliva e, provavelmente; auxilia na alimentação do carapato (Parizi et al., 2009).

Dos 39抗ígenos testados de 2006 a 2022, a vacina multiantigênica, composta por três proteínas recombinantes de carapatos: a endopeptidase cisteína degradadora de vitelina (VTDCE) e a pro-catepsina do ovo (BYC), de *R. microplus*, e a glutationa S-transferase de *Haemaphysalis longicornis* (GST-HI), demonstrou um aumento de nível de proteção contra infestações por *R. microplus* em comparação com a vacinação com抗ígenos isolados em bovinos (Antunes; Domingos, 2023).

Vacinas baseadas em Bm86, incluindo vacinas sintéticas e conjugadas, apresentaram eficácia variando de 70% a 84% em diferentes ensaios, evidenciando, desse modo, a eficácia do polipeptídeo Bm86 como promissor, embora haja variações dependendo do tipo de vacina e das condições de teste (Coate et al., 2023).

Vacina baseada no抗ígeno Subolesina foi testada contra as espécies *R. microplus* e *Hyalomma anatomicum*, com eficácia da co-imunização com抗ígenos recombinantes, mostrando resultados promissores na proteção contra infestações de carapatos e transmissão de patógenos. Esse trabalho sugere vacinologia quântica, que combina a caracterização de interações proteína-proteína e a identificação de epítópos reativos de células B (De La Fuente et al., 2023).

O uso do peptídeo sintético SBm7462, desenhado a partir da Bm86, mostrou resultados positivos em de imunoproteção de bovinos, com 81,05% de eficiência (Patarroyo et al., 2002).

No Paquistão, foram utilizadas abordagens de imunoinformática para projetar a vacina multi-epítopo contra *R. microplus*, avaliada em termos de suas propriedades imunogênicas, alérgicas e físico-químicas por meio de simulações computacionais. Essa vacina multi-epítopo utilizou peptídeos derivados das proteínas Bm86, subolesina e Bm95 do carapato (Younas et al., 2024).

Na tentativa de prolongar o título de anticorpos contra a Bm86 ou, até mesmo, eliminar a necessidade de reforço vacinal periódico, outra estratégia uti-

lizada foi o desenvolvimento de vacinas de DNA. Ovinos, murinos e bovinos foram vacinados com plasmídeo codificando para o gene da Bm86, obteve-se uma resposta imune humoral, com produção de imunoglobulinas, especialmente do tipo IgG, contra o antígeno Bm86 (De Rose et al., 1999).

Outra ferramenta tem sido utilizada para detecção de novos抗ígenos vacinais e com testes promissores, como o uso de sialotranscriptomas. Em um estudo, foram escolhidas sialoproteínas que medeiam funções de parasitismo em carapatos, novilhas foram inoculados com proteínas recombinantes e o desempenho parasitário (peso e o número de carapatos fêmeas que terminam o ciclo parasitário) foi analisado. Esse estudo obteve eficácia de 73,2% e dois dos抗ígenos eram imunogênicos fortes, ricos em epítópos de linfócitos T e as infestações provocadas por estímulos, reforçaram as respostas de anticorpos contra estas infestações (Figura 3) (Maruyamma et al., 2017).

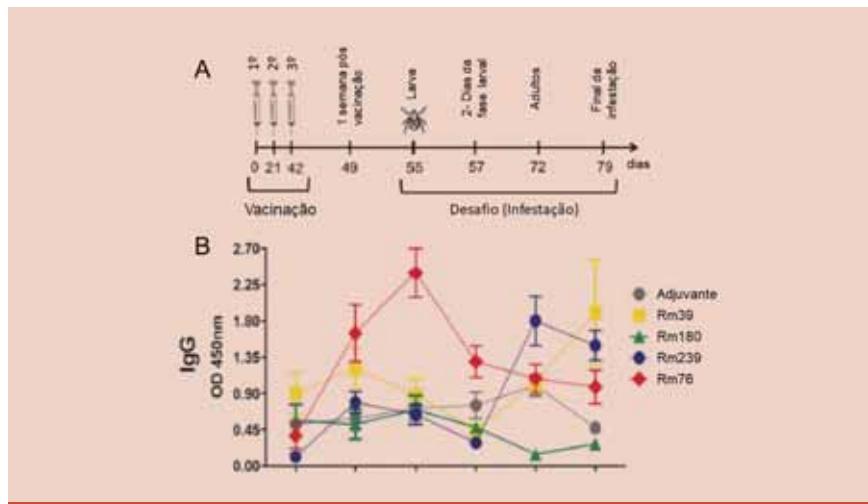


Figura 3. Respostas de anticorpos IgG (total) específicos de抗ígeno após a vacinação e desafio com *R. microplus*. A. Representação esquemática do ensaio de vacinação, indicando os períodos de medição das respostas de anticorpos específicos do抗ígeno. B. ELISA indireto foi usado para avaliar IgG total.

Fonte: MARUYAMMA et al., 2017 (Adaptado).

Isolamentos de anticorpos foram também utilizados na tentativa de se identificar potenciais抗ígenos vacinais. MAb's contra membranas intestinais

de carapatos foram utilizados para precipitarem, a partir de extratos de carapatos, antígenos solúveis a serem utilizados como antígenos vacinais. A vacinação de bovinos com antígenos, obtidos por esta técnica, isolados a partir do MAb QU13 provocou 99% de redução na oviposição, comparado ao grupo controle (Lee e Opdebeeck, 1991). Resultados similares também foram obtidos pela inoculação de MAb produzido contra extratos não purificados de intestino e embrião em teleóginas totalmente ingurgitadas de *R. microplus* (Toro-Ortiz et al., 1997). Um anticorpo policlonal purificado anti-*N-acetylhexosaminidase* (anti-HEX), produzido a partir da proteína nativa purificada de extrato de larvas de *R. microplus* e inoculada em camundongos, foi inoculado em teleóginas totalmente ingurgitadas e, como resultado, 26% de diminuição da oviposição (Del Pino et al., 1998).

O estudo da interação parasito-hospedeiro (bovino-carapato) se faz cada vez mais necessário para que o seu conhecimento possibilite escolher melhores antígenos. Os resultados de um estudo de interação parasito-hospedeiro mostram que diferentes patógenos desenvolveram estratégias similares, como a manipulação da resposta imune para infectar parasitas como os carapatos e facilitar a multiplicação e a transmissão. Além disso, algumas dessas estratégias podem ser usadas por patógenos para infectar carapatos e hospedeiros mamíferos. A identificação de interações que promovem a sobrevivência, disseminação e transmissão de patógenos oferece a oportunidade de interromper essas interações e levar a uma redução na carga de carapatos e à prevalência de doenças transmitidas. Dessa forma, entende-se que tipo de resposta imune precisa ser induzido via vacina para proteger de forma eficaz o rebanho bovino sensível ao carapato (De La Fuente et al., 2017).

Considerações finais

A eficiência da vacinação no controle do carapato será maior quando seguir uma programação estratégica e/ou estiver associada a outras formas de controle, significando que a resposta vacinal é melhor quando o número de larvas infestando os bovinos é menor; pois o grau de contaminação das pastagens pelas larvas influencia na resposta vacinal.

Há vários relatos de diferentes graus de proteção em relação às cepas de carapatos em estudos com o antígeno Bm86 em diversas regiões do mundo.

Estudos das populações regionais de carapatos são importantes para a verificação da eficiência dos抗ígenos em questão e o seu uso no controle do carapato por meio de vacina.

Uma maneira de aumentar a eficiência no controle e dificultar a pressão de seleção nas populações de carapato seria o uso de **vacina poli抗ígenica**, com抗ígenos atuando em diferentes fases do ciclo biológico e em situações fisiológicas importantes na vida do carapato. Atualmente os resultados mostram que as vacinas devem ser reforçadas a cada seis meses já que o título de anticorpos reduz em aproximadamente três meses, e que a proteção contra futuras infestações por *R. microplus* é parcial. Dessa forma, a vacina com dois ou mais抗ígenos seria economicamente mais viável para os produtores de bovinos e produziria um maior impacto na redução de microrganismos transmitidos pelo carapato (Guerrero et al., 2012).

Como os níveis de anticorpos tendem a decrescer em alguns meses, reduzindo a proteção, indica-se a necessidade de um reforço de vacinação com os diferentes抗ígenos disponíveis. Assim, o uso de adjuvantes adequados é um ponto importante no processo no âmbito de prolongar a memória imunológica no desenvolvimento da vacina contra o carapato do bovin.

Em uma vacina, a especificidade da resposta imune é dada pelo抗ígeno, entretanto os adjuvantes são as substâncias que ampliam e modulam a imunogenicidade do抗ígeno vacinal. Ao desenvolver uma vacina, um aspecto que influencia grandemente o seu desenvolvimento é a interação que ocorre entre o patógeno/parasita e o hospedeiro. Esta interação determina o tipo de resposta imune que a vacina necessita induzir para proteger o bovino de forma eficiente em um desafio. Entretanto, vacinas contra carapato apresentam um desafio extra devido este parasita apresentar fase distinta no hospedeiro e fora deste. Além disso, a resposta imune a estes parasitos é muito complexa e a interação imunológica entre hospedeiro-parasita não está totalmente esclarecida. Carapatos são organismos eucariotos complexos com genoma na escala de bilhões de pares de base (Gb), que fornece ferramentas de evasão do sistema imune do hospedeiro, diferente de patógenos mais simples, procariontes, com genoma mais reduzido.

Na montagem da resposta imune há uma ligação entre a resposta inata e a adaptativa, e baseado neste conceito um adjuvante pode amplificar a resposta adaptativa da vacina modulando sinais envolvidos no processo de sinali-

zação da resposta inata. Como as modernas vacinas contra o carapato bovino são baseadas em antígenos sintéticos purificados os quais, em geral, não estimulam uma resposta inata, se faz necessária a utilização de adjuvantes que ativem esta em conjunto com a adquirida. Não há um adjuvante universal que cubra as necessidades vacinais: induzir uma rápida resposta, modular resposta humoral e celular; produzir uma resposta protetora elevada, desenvolver uma resposta duradoura, e ser efetivo em populações mais susceptíveis.

Se por um lado a eficácia vacinal vai influenciar na estratégia de controle integrado pelo seu efeito de proteção, por outro políticas públicas para fortalecer essa ferramenta são decisivas no seu efeito dentro da propriedade. Em função da importância social e econômica que o carapato significa para a cadeia produtiva de bovinos, há necessidade de se pensar no controle com base no manejo da sua população, com vistas a tornar a pecuária do Brasil mundialmente mais competitiva e sustentável.



Referências

- AGBEDE, R. I.; KEMP, D. H. Immunization of cattle against *Boophilus microplus* using extracts derived from adult female ticks: histopathology of ticks feeding on vaccinated cattle. **International Journal for Parasitology**, v. 16, n. 1, p. 35-41, fev. 1986.
- AGIANIAN, B. et al. Structure of a *Drosophila* sigma Class Glutathione S-transferase Reveals a Novel Active Site Topography Suited for Lipid Peroxidation Products. **Journal of Molecular Biology**, v. 326, n. 1, p. 151-165, fev. 2003.
- ALLEN, J.; HUMPHREYS, S. Immunisation of guinea pigs and cattle against ticks. **Nature**, v. 280, p. 491-493, 1979.
- ANBARASI, P. et al. Partial sequencing of Bm86 gene for studying the phylogeny of an Indian isolate of *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* tick. **Journal of Parasitic Disease**, v. 38, n. 3, p.260-264, 2014.
- ANDREOTTI, R. A synthetic bmti n-terminal fragment as antigen in bovine immunoprotection against the tick *Boophilus microplus* in a pen trial. **Experimental parasitology**, v. 116, n. 1, p. 66-70, 2007.
- ANDREOTTI, R. et al. BmT1 antigens induce a bovine protective immune response against *Boophilus microplus* tick. **International immunopharmacology**, v. 2, n. 4, p. 557-63, mar. 2002.
- ANDREOTTI, R.; et al. Cattle tick infestation in Brangus cattle raised with Nellore in central Brazil. **Semina. Ciências Agrárias**, v. 39, p. 1099-1114, 2018.
- ANDREOTTI, R. et al. Comparison of predicted binders in *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* intestine protein variants Bm86 Campo Grande strain, Bm86 and Bm95. **Revista brasileira de parasitologia veterinária = Brazilian journal of veterinary parasitology: Órgão Oficial do Colégio Brasileiro de Parasitologia Veterinária**, v. 17, n. 2, p. 93-8, 2008.
- ANDREOTTI, R. et al. Control of *Rhipicephalus microplus* tick larvae in the field based on distancing from the host - Lone tick system. **Veterinary Parasitology**:

Regional Studies and Reports, v. 47, p. 100950, 2024b.

ANDREOTTI, R. et al. Peptide-based immunoprotection against *Rhipicephalus microplus* tick, **Veterinary Parasitology**, v. 332, 2024, ISSN 0304-4017, <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2024a.110294>.

ANDREOTTI, R. Performance of two Bm86 antigen vaccine formulation against tick using crossbreed bovines in stall test. *Revista brasileira de parasitologia veterinária = Brazilian journal of veterinary parasitology: Órgão Oficial do Colégio Brasileiro de Parasitologia Veterinária*, v. 15, n. 3, p. 97–100, 2006.

ANDREOTTI, R. et al. Protective immunity against tick infestation in cattle vaccinated with recombinant trypsin inhibitor of *Rhipicephalus microplus*. **Vaccine**, v. 30, n. 47, p. 6678–85, 19, 2012.

ANTUNES, S.; DOMINGOS, A. Tick Vaccines and Concealed versus Exposed Antigens. **Pathogens**, v. 12, n. 3, p. 374, 2023.

BERGMAN, D. K. et al. Isolation and molecular cloning of a secreted immunosuppressant protein from *Dermacentor andersoni* salivary gland. **The Journal of Parasitology**, v. 86, n. 3, p. 516–25, 2000.

CAMARGO, S. A. Efeito do sistema Lone Tick na sanidade de um rebanho estabelecido no bioma Pampa. 2024. 59f. **Dissertação** (Mestrado em Ciências Biológicas) - Programa de Pós-Graduação em Microbiologia e Parasitologia, Instituto de Biologia, Universidade Federal de Pelotas, Pelotas, 2024.

CANALES, M. et al. Large-scale production in *Pichia pastoris* of the recombinant vaccine Gavac against cattle tick. **Vaccine**, v. 15, n. 4, p. 414–22, 1997.

CATTO, J. B.; ANDREOTTI, R.; KOLLER, W. W. Atualização sobre o controle estratégico do carapato-do-boi. --Dados eletrônicos -- Campo Grande, MS: Embrapa Gado de Corte, 2010. 6 p. (Embrapa Gado de Corte. **Comunicado Técnico**, 123).

COATE, R. et al. Testing Efficacy of a Conserved Polypeptide from the Bm86 Protein against *Rhipicephalus microplus* in the Mexican Tropics. **Vaccine**, v. 11, n. 7, p. 1267, 2023.

CSORDAS, B. G. et al. Molecular characterization of the recombinant protein

RmLTI-BmCG-LTB: Protective immunity against *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*. **PLoS One**, v.13, n. 2, 2018.

CUNHA, R. C. et al. Bovine immunoprotection against *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* with recombinant Bm86-Campo Grande antigen. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v. 21, n. 3, p. 254–262, 2012.

DA SILVA VAZ, I. et al. Immunization of bovines with an aspartic proteinase precursor isolated from *Boophilus microplus* eggs. **Veterinary immunology and immunopathology**, v. 66, n. 3-4, p. 331–41, 11, 1998.

DE LA FUENTE, J. et al. Tick-Pathogen Interactions and Vector Competence: Identification of Molecular Drivers for Tick-Borne Diseases. **Frontiers in Cellular and Infection Microbiology**, v. 7, p.114, 2017.

DE LA FUENTE, J.; MAZUECOS, L.; CONTRERAS, M. Innovative approaches for the control of ticks and tick-borne diseases. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v. 14, n. 6, p. 102227, 2023.

De ROSE, R. et al. Bm86 antigen induces a protective immune response against *Boophilus microplus* following DNA and protein vaccination in sheep. **Veterinary immunology and immunopathology**, v. 71, n. 3-4, p. 151–60, 1999.

DEL PINO, F. A. et al. Effect of antibodies against beta-N-acetylhexosaminidase on reproductive efficiency of the bovine tick *Boophilus microplus*. **Veterinary Parasitology**, v. 79, n. 3, p. 247–55, 16 nov. 1998.

FRAGOSO, H. et al. infestations in cattle vaccinated with the *B. microplus* BmS6-containing vaccine Gavac. **Vaccine**, v. 16, n. 20, p. 1990–1992, 1998.

GARCÍA-GARCÍA, J. C. et al. Control of ticks resistant to immunization with Bm86 in cattle vaccinated with the recombinant antigen Bm95 isolated from the cattle tick, *Boophilus microplus*. **Vaccine**, v. 18, n. 21, p. 2275–87, 28, 2000.

GARCÍA-GARCÍA, J. C. et al. Sequence variations in the *Boophilus microplus* Bm86 locus and implications for immunoprotection in cattle vaccinated with this antigen. **Experimental & Applied Acarology**, v. 23, n. 11, p. 883–95, 1999.

GHOSH, S.; KHAN, M. H.; AHMED, N. Cross-bred Cattle Protected against *Hyalomma anatolicum anatolicum* by Larval Antigens Purified by

Immunoaffinity Chromatography. **Tropical Animal Health and Production**, v. 31, n. 5, p. 263–273, 1999.

GOMES, A. Dinâmica populacional de *Boophilus microplus* (Canestrini, 1987) (Acarí: ixodidae) em bovinos nelore (*Bos indicus*) e cruzamentos em infestações experimentais. 1995. 120 f. **Tese** (Doutorado em Parasitologia) – Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 1995.

GOMES, A.; KOLLER, W. W.; BARROS, A. T. M. Suscetibilidade de *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* a carrapaticidas em Mato Grosso do Sul, Brasil. **Ciência Rural**, Santa Maria, v. 41, n. 8, p. 1447-1452, 2011.

GOUGH, J. M.; KEMP, D. H. Localization of a low abundance membrane protein (Bm86) on the gut cells of the cattle tick *Boophilus microplus* by immunogold labeling. **The Journal of Parasitology**, v. 79, n. 6, p. 900–7, 1993.

GUERRERO, F. D.; MILLER, R. J.; PÉREZ DE LEÓN, A. A. Cattle tick vaccines: many candidate antigens, but will a commercially viable product emerge? [s.l.] **Australian Society for Parasitology** Inc., v. 42p. 421–427, 2012.

HEWETSON, R. W. THE INHERITANCE OF RESISTANCE BY CATTLE TO CATTLE TICK. **Australian Veterinary Journal**, v. 48, n. 5, p. 299–303, 1972.

HIGA, L. O. S et al. Evaluation of *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Acarí: Ixodidae) resistance to different acaricide formulations using samples from Brazilian properties. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, p. 163-171, 2016.

IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Produção da Pecuária Municipal 2022. Acessado em 31/07/2024 em: https://biblioteca.ibge.gov.br/visualizacao/periodicos/84/ppm_2022_v50_br_informativo.pdf.

JARMEY, J. M. et al. Carboxydiptidase from *Boophilus microplus*: A “concealed” antigen with similarity to angiotensin-converting enzyme. **Insect Biochemistry and Molecular Biology**, v. 25, n. 9, p. 969–974, 1995.

JOHNSTON, L. A; KEMP, D. H.; PEARSON, R. D. Immunization of cattle against *Boophilus microplus* using extracts derived from adult female ticks: effects of induced immunity on tick populations. **International journal for Parasitology**, v. 16, n. 1, p. 27–34, 1986.

KAEWMONGKOL, S. et al. Variation among Bm86 sequences in *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* ticks collected from cattle across Thailand. **Experimental and Applied Acarology**, v. 66, n. 2, p.247-256, 2015.

KEMP, D. H. et al. Immunization of cattle against *Boophilus microplus* using extracts derived from adult female ticks: Feeding and survival of the parasite on vaccinated cattle. **International Journal for Parasitology**, v. 16, n. 2, p. 115-120, 1986.

LEE, R. P.; OPDEBEECK, J. P. Isolation of protective antigens from the gut of *Boophilus microplus* using monoclonal antibodies. **Immunology**, v. 72, n. 1, p. 121-6, 1991.

LOGULLO, C. et al. Isolation of an aspartic proteinase precursor from the egg of a hard tick, *Boophilus microplus*. **Parasitology**, v. 116 (Pt 6, p. 525-32, 1998.

MARUYAMA S. R. et al. Mining a differential sialotranscriptome of *Rhipicephalus microplus* guides antigen discovery to formulate a vaccine that reduces tick infestations. **Parasites & Vectors**, v. 10, n.1, p.206,2017.

MATTIOLI, R. C. et al. A comparison of field tick infestation on N'Dama, Zebu and N'DamaxZebu crossbred cattle. **Veterinary Parasitology**, v. 47, n. 1-2, p. 139-148, 1993.

ODONGO, D. et al. Vaccination of cattle with TickGARD induces cross-reactive antibodies binding to conserved linear peptides of Bm86 homologues in *Boophilus decoloratus*. **Vaccine**, v. 25, n. 7, p. 1287-96, 26, 2007.

PARIZI, L. F. et al. Comparative immunogenicity of *Haemaphysalis longicornis* and *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* calreticulins. **Veterinary Parasitology**, v. 164, n. 2-4, p. 282-90, 14, 2009.

PARIZI, L. F. et al. Cross immunity with *Haemaphysalis longicornis* glutathione S-transferase reduces an experimental *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* infestation. **Experimental Parasitology**, v. 127, n. 1, p. 113-8, j 2011.

PATARROYO, J. H. et al. Immunization of cattle with synthetic peptides derived from the *Boophilus microplus* gut protein (Bm86). **Veterinary Immunology and Immunopathology**, v. 88, n. 3-4, p. 163-72, 25, 2002.

POPARA, M. et al. Lesser protein degradation machinery correlates with higher BM86 tick vaccine efficacy in *Rhipicephalus annulatus* when compared to *Rhipicephalus microplus*. **Vaccine**, v.31, p. 4728–4735, 2013.

RAND, K. N. et al. Cloning and expression of a protective antigen from the cattle tick *Boophilus microplus*. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America**, v. 86, n. 24, p. 9657–61, dez. 1989.

RICHARDSON, M. A. et al. Native and baculovirus-expressed forms of the immuno-protective protein BM86 from *Boophilus microplus* are anchored to the cell membrane by a glycosyl-phosphatidyl inositol linkage. **Insect Molecular Biology**, v. 1, n. 3, p. 139–47, 1993.

RODRIGUEZ, M.; et al. Control of *Boophilus microplus* populations in grazing cattle vaccinated with a recombinant Bm86 antigen preparation. **Veterinary Parasitology**, v. 57, p. 339–349, 1995a.

RODRIGUEZ, M; et al. Effect of vaccination with a recombinant Bm86 antigen preparation on natural infestations of *Boophilus microplus* in grazing dairy and beef pure and cross-bred cattle in Brazil. **Vaccine**, v. 13, p. 1804–1808, 1995b.

RODRÍGUEZ, M. et al. High level expression of the *B. microplus* Bm86 antigen in the yeast *Pichia pastoris* forming highly immunogenic particles for cattle. **Journal of Biotechnology**, v. 33, n. 2, p. 135–146, 1994.

SASAKI, S. D. et al. An unexpected inhibitory activity of Kunitz-type serine proteinase inhibitor derived from *Boophilus microplus* trypsin inhibitor on cathepsin L. **Biochemical and biophysical research communications**, v. 341, n. 1, p. 266–72, 2006.

SEIXAS, A. et al. A *Boophilus microplus* vitellin-degrading cysteine endopeptidase. **Parasitology**, v. 126, n. Pt 2, p. 155–63, 2003.

SEIXAS, A. et al. *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* embryo proteins as target for tick vaccine. **Veterinary Immunology and Immunopathology**, v. 148, n. 1-2, p. 149–56, 2012.

SEIXAS, A. et al. Vaccine potential of a tick vitellin-degrading enzyme (VTDCE). **Veterinary Immunology and Immunopathology**, v. 124, n. 3-4, p. 332–40, 15, 2008.

SOSSAI, S. et al. Polymorphism of the *bm86* gene in South American strains of the cattle tick *Boophilus microplus*. **Experimental & Applied Acarology**, v. 37, n. 3-4, p. 199–214, 2005.

TANAKA, A S. et al. A double headed serine proteinase inhibitor-human plasma kallikrein and elastase inhibitor-from *Boophilus microplus* larvae. **Immunopharmacology**, v. 45, n. 1-3, p. 171–7, 1999.

TORO-ORTIZ, R. D. et al. Monoclonal antibodies against *Boophilus microplus* and their effects on tick reproductive efficiency. **Veterinary parasitology**, v. 69, n. 3-4, p. 297–306, 1997.

USDA - United States Department of Agriculture: Foreign Agricultural Service - 2018 [online]. 2018 [cited 2018 Jun 06]. Available from: <https://apps.fas.usda.gov/psdonline/app/index.html#/app/statsByCommodity>.

VOS, S. De et al. Evidence for the Utility of the Bm86 Antigen from *Boophilus microplus* in Vaccination Against Other Tick Species. **Experimental & Applied Acarology**, v. 25, n. 3, p. 245–261, 2001.

WILLADSEN, P. et al. Comparative vaccination of cattle against *Boophilus microplus* with recombinant antigen Bm86 alone or in combination with recombinant Bm91. **Parasite Immunology**, v. 18, n. 5, p. 241–6, 1996.

WILLADSEN, P. et al. Immunologic control of a parasitic arthropod. Identification of a protective antigen from *Boophilus microplus*. **Journal of immunology (Baltimore, Md.: 1950)**, v. 143, n. 4, p. 1346–51, 1989.

WILLADSEN, P. Novel vaccines for ectoparasites. **Veterinary Parasitology**, v. 71, n. 2-3, p. 209–22, 31, 1997.

WILLADSEN, P.; MCKENNA, R. V.; RIDING, G. A. Isolation from the cattle tick, *Boophilus microplus*, of antigenic material capable of eliciting a protective immunological response in the bovine host. **International Journal for Parasitology**, v. 18, n. 2, p. 183–9, 1988.

YUNAS, M. et al. Construction of multi-epitope vaccine against the *Rhipicephalus microplus* tick: an immunoinformatics approach. **Tropical Biomedicine**, v. 41, n. 1, p. 84–96, 25, 2024.



Carrapatos - Bioma Cerrado, quarto de uma série iniciada em 2013, divulga resultados de mais de 20 anos de pesquisas desenvolvidas sobre carrapatos e os patógenos por eles transmitidos.

Ao enfatizar o bioma Cerrado, os 18 capítulos atualizam os conhecimentos sobre a bioecologia do carrapato, os patógenos transmitidos, a resistência aos acaricidas, o perfil genético da sensibilidade dos bovinos aos carrapatos, as diferentes formas de controle, os impactos econômicos provocados pelos carrapatos na região, inclusive na criação de equinos, animais com elevada importância econômica e social.

Além disso, os estudos dos carrapatos como vetores de importância sanitária e econômica e relativos à saúde única completam as informações desta obra.

Apoio:

BIOTICK
Fundação de Apoio ao Desenvolvimento do Ensino,
Ciência e Tecnologia do Estado de Mato Grosso do Sul

MINISTÉRIO DA
AGRICULTURA
E PECUÁRIA

GOVERNO FEDERAL

UNIÃO E RECONSTRUÇÃO

CGPE 18967