



PARASITOS DE ANIMAIS DA AMAZÔNIA OCIDENTAL DO BRASIL

Mayra Araguaia Pereira Figueiredo
Wilson Gómez Manrique
(Orgs.)

**PARASITOS DE ANIMAIS DA AMAZÔNIA
OCIDENTAL DO BRASIL**

Mayra Araguaia Pereira Figueiredo
Wilson Gómez Manrique
(Organizadores)

PARASITOS DE ANIMAIS DA AMAZÔNIA OCIDENTAL DO BRASIL

Edição 1

Belém-PA



2021

© 2021 Edição brasileira
by RFB Editora
© 2021 Texto
by Autor(es)
Todos os direitos reservados

RFB Editora
Home Page: www.rfbeditora.com
Email: adm@rfbeditora.com
WhatsApp: 91 98885-7730
CNPJ: 39.242.488/0001-07
R. dos Mundurucus, 3100, 66040-033, Belém-PA

Diagramação

Diogo Wothon Pereira da Silva

Design da capa

Priscila Rosy Borges de Souza

Imagens da capa

www.canva.com

Revisão de texto

Os autores

Bibliotecária

Janaina Karina Alves Trigo Ramos

Gerente editorial

Nazareno Da Luz

<https://doi.org/10.46898/rfb.9786558891888>

Catálogo na publicação
Elaborada por Bibliotecária Janaina Ramos – CRB-8/9166

P223

Parasitas de animais da Amazônia Ocidental do Brasil / Mayra Araguaia Pereira Figueiredo (Organizadora), Wilson Gómez Manrique (Organizador) – Belém: RFB, 2021.

Livro em PDF

180 p.

ISBN 978-65-5889-188-8

DOI: 10.46898/rfb.9786558891888

1. Animais - Amazônia. I. Figueiredo, Mayra Araguaia Pereira (Organizadora). II. Manrique, Wilson Gómez (Organizador). III. Título.

CDD 591.9811

Índice para catálogo sistemático

I. Animais - Amazônia



Todo o conteúdo apresentado neste livro, inclusive correção ortográfica e gramatical, é de responsabilidade do(s) autor(es).

Obra sob o selo *Creative Commons*-Atribuição 4.0 Internacional. Esta licença permite que outros distribuam, remixem, adaptem e criem a partir do trabalho, mesmo para fins comerciais, desde que lhe atribuam o devido crédito pela criação original.

Conselho Editorial

Prof. Dr. Ednilson Sergio Ramalho de Souza - UFOPA (Editor-Chefe)

Prof.^a Dr.^a. Roberta Modesto Braga-UFPA

Prof. Dr. Laecio Nobre de Macedo-UFMA

Prof. Dr. Rodolfo Maduro Almeida-UFOPA

Prof.^a Dr.^a. Ana Angelica Mathias Macedo-IFMA

Prof. Me. Francisco Robson Alves da Silva-IFPA

Prof.^a Dr.^a. Elizabeth Gomes Souza-UFPA

Prof.^a Dr.^a. Neuma Teixeira dos Santos-UFRA

Prof.^a Ma. Antônia Edna Silva dos Santos-UEPA

Prof. Dr. Carlos Erick Brito de Sousa-UFMA

Prof. Dr. Orlando José de Almeida Filho-UFSJ

Prof.^a Dr.^a. Isabella Macário Ferro Cavalcanti-UFPE

Prof. Dr. Saulo Cerqueira de Aguiar Soares-UFPI

Prof.^a Dr.^a. Welma Emidio da Silva-FIS

Comissão Científica

Prof. Dr. Laecio Nobre de Macedo-UFMA

Prof. Me. Darlan Tavares dos Santos-UFRJ

Prof. Dr. Rodolfo Maduro Almeida-UFOPA

Prof. Me. Francisco Pessoa de Paiva Júnior-IFMA

Prof.^a Dr.^a. Ana Angelica Mathias Macedo-IFMA

Prof. Me. Antonio Santana Sobrinho-IFCE

Prof.^a Dr.^a. Elizabeth Gomes Souza-UFPA

Prof. Me. Raphael Almeida Silva Soares-UNIVERSO-SG

Prof.^a. Dr.^a. Andréa Krystina Vinente Guimarães-UFOPA

Prof.^a. Ma. Luisa Helena Silva de Sousa-IFPA

Prof. Dr. Aldrin Vianna de Santana-UNIFAP

Prof. Me. Francisco Robson Alves da Silva-IFPA

Prof. Dr. Marcos Rogério Martins Costa-UnB

Prof. Me. Márcio Silveira Nascimento-IFAM

Prof.^a Dr.^a. Roberta Modesto Braga-UFPA

Prof. Me. Fernando Vieira da Cruz-Unicamp

Prof.^a Dr.^a. Neuma Teixeira dos Santos-UFRA

Prof. Me. Angel Pena Galvão-IFPA

Prof.^a. Dr.^a. Dayse Marinho Martins-IEMA

Prof.^a Ma. Antônia Edna Silva dos Santos-UEPA

Prof.^a. Dr.^a. Viviane Dal-Souto Frescura-UFSM


Prof. Dr. José Moraes Souto Filho-FIS

Prof.^a. Ma. Luzia Almeida Couto-IFMT

Prof. Dr. Carlos Erick Brito de Sousa-UFMA

Prof.^a. Ma. Ana Isabela Mafra-Univali

Prof. Me. Otávio Augusto de Moraes-UEMA



Prof. Dr. Antonio dos Santos Silva-UFPA
Prof^a. Dr. Renata Cristina Lopes Andrade-FURG
Prof. Dr. Daniel Tarciso Martins Pereira-UFAM
Prof^a. Dr^a. Tiffany Prokopp Hautrive-Unopar
Prof^a. Ma. Rayssa Feitoza Felix dos Santos-UFPE
Prof. Dr. Alfredo Cesar Antunes-UEPG
Prof. Dr. Vagne de Melo Oliveira-UFPE
Prof^a. Dr^a. Ilka Kassandra Pereira Belfort-Faculdade Laboro
Prof. Dr. Manoel dos Santos Costa-IEMA
Prof^a. Dr^a. Érima Maria de Amorim-UFPE
Prof. Me. Bruno Abilio da Silva Machado-FET
Prof^a. Dr^a. Laise de Holanda Cavalcanti Andrade-UFPE
Prof. Me. Saimon Lima de Britto-UFT
Prof. Dr. Orlando José de Almeida Filho-UFSJ
Prof^a. Ma. Patrícia Pato dos Santos-UEMS
Prof^a. Dr^a. Isabella Macário Ferro Cavalcanti-UFPE
Prof. Me. Alisson Junior dos Santos-UEMG
Prof. Dr. Fábio Lustosa Souza-IFMA
Prof. Me. Pedro Augusto Paula do Carmo-UNIP
Prof^a. Dr^a. Dayana Aparecida Marques de Oliveira Cruz-IFSP
Prof. Me. Alison Batista Vieira Silva Gouveia-UFG
Prof^a. Dr^a. Silvana Gonçalves Brito de Arruda-UFPE
Prof^a. Dr^a. Nairane da Silva Rosa-Leão-UFRPE
Prof^a. Ma. Adriana Barni Truccolo-UERGS
Prof. Dr. Saulo Cerqueira de Aguiar Soares-UFPI
Prof. Me. Fernando Francisco Pereira-UEM
Prof^a. Dr^a. Cátia Rezende-UNIFEV
Prof^a. Dr^a. Katiane Pereira da Silva-UFRA
Prof. Dr. Antonio Thiago Madeira Beirão-UFRA
Prof^a. Ma. Dayse Centurion da Silva-UEMS
Prof^a. Dr^a. Welma Emidio da Silva-FIS
Prof^a. Ma. Elisângela Garcia Santos Rodrigues-UFPB
Prof^a. Dr^a. Thalita Thyrsa de Almeida Santa Rosa-Unimontes
Prof^a. Dr^a. Luci Mendes de Melo Bonini-FATEC Mogi das Cruzes
Prof^a. Ma. Francisca Elidivânia de Farias Camboim-UNIFIP
Prof. Dr. Clézio dos Santos-UFRRJ
Prof^a. Ma. Catiane Raquel Sousa Fernandes-UFPI
Prof^a. Dr^a. Raquel Silvano Almeida-Unespar
Prof^a. Ma. Marta Sofia Inácio Catarino-IPBeja
Prof. Me. Ciro Carlos Antunes-Unimontes

Nossa missão é a difusão do conhecimento gerado no âmbito acadêmico por meio da organização e da publicação de livros científicos de fácil acesso, de baixo custo financeiro e de alta qualidade!

Nossa inspiração é acreditar que a ampla divulgação do conhecimento científico pode mudar para melhor o mundo em que vivemos!



SUMÁRIO

APRESENTAÇÃO	11
Profa. Dra. Mayra Araguaia	
CAPÍTULO 1	
CARRAPATOS.....	13
Apresentação do capítulo	
Maria Lais Devólio Almeida	
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo	
1 HEMÓCITOS NA HEMOLINFA E GLÂNDULAS SALIVARES DE CARRAPATOS DE ANIMAIS DA ZONA DA MATA RONDONIENSE, BRASIL.....	21
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo	
Keyla Silva Pinto	
Wilson Gómez Manrique	
Nicolle Valentino	
DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.1	
2 CARRAPATOS DO GÊNERO <i>Amblyomma</i> INFESTANDO JABUTIS (<i>Geochelone spp.</i>) NA ZONA DA MATA DE RONDÔNIA, BRASIL.....	33
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo	
Rayssa Kuster Klabunde	
Nayna Letícia Tavares dos Santos	
Péttra Guevara Lopes	
Paulo Henrique da Silva Amancio	
DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.2	
3 CARRAPATOS DO GÊNERO <i>Amblyomma romitii</i> E <i>Amblyomma pacaе</i> EM CAPIVARA DE ÁREA DE PRESERVAÇÃO AMBIENTAL DE ROLIM DE MOURA, RONDÔNIA, BRASIL.....	41
Renato da Silva	
Ketly Lorrainy Rodrigues de Oliveira	
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo	
DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.3	
CAPÍTULO 2	
PATÓGENOS TRANSMITIDOS POR ARTRÓPODES	47
Apresentação do capítulo	
Maria Lais Devólio Almeida	
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo	
4 HEMOPARASITOS EM CÃES DOMICILIADOS NO MUNICÍPIO DE ROLIM DE MOURA, RONDÔNIA.....	53
Hortência Laporti de Souza	
Talita Oliveira Mendonça	
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo	
DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.4	
5 PIROPLASMAS DE EQUINOS NA AMAZÔNIA OCIDENTAL DO BRASIL.....	61
Anderson Fernandes Soffa	
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo	
DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.5	
6 HEMOPARASITOS DE GATOS NA AMAZÔNIA OCIDENTAL DO BRASIL.....	77
Iuri Kauan Lins do Nascimento Demarchi	
Débora Eunice Salvador Costa	
Maria Lais Devólio de Almeida	

Géssica Raupp Fermiano da Cruz
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo
DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.6

CAPÍTULO 3

PARASITOS DE PEIXES..... 89

Apresentação do capítulo
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo
Wilson Gómez Manrique

7 *Lernaea* sp. e *Perulernaea gamitanae* ECTOPARASITOS DE TAMBAQUIS (*Colossoma macropomum*) DE PISCICULTURAS DO ESTADO DE RONDÔNIA..... 93

Tales Henrique Lima Lopes
Larissa Simôni Domingos
Julio Cesar Celestino Freitas
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo
Wilson Gómez Manrique
DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.7

8 *Piscinoodinium* sp. EM PISCULTURAS DE CACOAL, RONDÔNIA..... 101

Tales Henrique Lima Lopes
Larissa Simôni Domingos
Julio Cesar Celestino Freitas
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo
Wilson Gómez Manrique
DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.8

9 HELMINTOS DE PEIXES NATIVOS CAPTURADOS NOS RIOS MANOEL CORREIA E CAIO ESPÍNOLA NA ALDEIA INDÍGENA APEROI, SERINGUEIRAS - RONDÔNIA..... 107

Gisele de Oliveira Montanha
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo
Wilson Gómez Manrique
DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.9

CAPÍTULO 4

MISCELÂNEA: ECTO E ENDOPARASITOS DE ANIMAIS..... 121


Apresentação do capítulo
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo

10 PARASITOS GASTRINTESTINAIS COM POTENCIAL ZONÓTICO EM GATOS DOMÉSTICOS NO MUNICÍPIO DE CACOAL-RO, BRASIL..... 125

Géssica Raupp Fermiano da Cruz
Maria Lais Devólio de Almeida
Iuri Kauan Lins do Nascimento Demarchi
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo
DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.10

11 ECTOPARASITOS IDENTIFICADOS EM AMOSTRAS DE GATOS NA AMAZÔNIA OCIDENTAL DO BRASIL 131

Iuri Kauan Lins do Nascimento Demarchi
Débora Eunice Salvador Costa
Géssica Raupp Fermiano da Cruz
Maria Lais Devólio de Almeida
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo
DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.11



12 PREVALÊNCIA DE ECTO E ENDOPARASITOS DE GALINHAS CAIPIRAS E INDUSTRIAIS NA ZONA DA MATA DE RONDÔNIA, BRASIL.....	141
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo	
Ketly Lorrainy Rodrigues de Oiveira Lima	
Géssica Raupp Fermiano da Cruz	
Wilson Gómez Manrique	
DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.12	
13 LEISHMANIOSES EM RONDÔNIA: SITUAÇÃO ANIMAL E CASOS HUMANOS	149
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo	
Elisama Dias	
Hemelly Suldini da Silva	
DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.13	
14 FAUNA PARASITÁRIA DE SERPENTES DE VIDA LIVRE NA REGIÃO DA ZONA DA MATA, RONDÔNIA, BRASIL	161
Patrícia Ferreira da Silva	
Débora Eunice Salvador Costa	
Rayssa Kuster Klabunde	
Luiz Carlos Turci	
Angelo Laurence Covatti Terra	
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo	
DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.14	
ÍNDICE REMISSIVO.....	178





APRESENTAÇÃO

Ao se estudarem os parasitos, vários métodos são empregados para o diagnóstico, no entanto, não podemos estudá-los isoladamente. Devemos analisar o ambiente como um todo, ou seja, o ambiente do parasito, que muitas vezes é apenas o organismo hospedeiro, mas também o ambiente externo a esse organismo, as influências abióticas, e como se desenvolve o hospedeiro, chamamos isso de relação parasito-hospedeiro.

O primeiro passo de uma pesquisa em parasitologia é a triagem, para identificarmos quais parasitos circulam no ambiente estudado, para depois compreendermos sua biologia e suas relações parasito-hospedeiro(s).

Nesse livro apresentamos os primeiros passos das nossas pesquisas em parasitologia na Amazônia Ocidental do Brasil. Fruto dos trabalhos do Grupo de Pesquisa em Parasitologia voltado à Saúde Única (GPPaSU), do Grupo de Estudos de Animais Silvestres da UNIR (GEAS UNIR) e do Grupo de Pesquisa e Extensão em Sanidade Aquícola (GRUPESA), todos da Universidade Federal de Rondônia (UNIR), coordenados pelos organizadores deste livro.

O livro conta com contribuições louváveis de alunos da graduação e da pós-graduação que desenvolveram suas pesquisas de iniciação científica, de Trabalhos de Conclusão de Curso e de mestrado. Tendo até colaboração daqueles alunos que não faziam parte dos referidos grupos de pesquisa, mas que por um fio de curiosidade, ao observar um “ser” parecido com aqueles falados em sala de aula, contribuíram para que esse livro tivesse a riqueza, ineditismo e diversidade de assuntos ligados as essas “descoberta”.

Esperamos que esse livro possa auxiliar nos estudos de parasitologia, mas sobretudo acender a curiosidade que forma um pesquisador.

Não podemos deixar de agradecer a todos os animais vertebrados e invertebrados que fizeram parte das pesquisas.

Profa. Dra. Mayra Araguaia





CAPÍTULO 1

CARRAPATOS



APRESENTAÇÃO DO CAPÍTULO 1

Maria Lais Devólio Almeida
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo¹

Os carrapatos são ectoparasitos hematófagos obrigatórios, que realizam seu repasto sanguíneo em uma grande diversidade de hospedeiros vertebrados como aves, répteis e mamíferos (domésticos e silvestres), incluindo os humanos. São vetores de patógenos de importância médica e veterinária, perdendo apenas para os mosquitos culicídeos em grau de importância. Devido a longevidade destes ácaros e da capacidade de passar alguns patógenos por toda uma geração, são considerados além de vetores também reservatórios de agentes infecto-parasitários (LABUDA & NUTTALL, 2004).

POSIÇÃO TAXONÔMICA E CARACTERÍSTICAS BÁSICAS

Os carrapatos pertencem ao Filo Arthropoda, subfilo Chelicerata, Classe Arachnida, Subclasse Acari, Superordem Parasitiformes, Ordem Ixodida, Superfamília Ixodoidea. São ectoparasitos hematófagos obrigatórios que se alimentam periodicamente de repastos sanguíneos oriundos de vertebrados, em especial aves e mamíferos, incluindo os humanos (DE LA FUENTE et al., 2008).

O hematofagismo pode causar lesão direta em decorrência da reação de hipersensibilidade, ocasionando irritação e inflamação no local da picada. Quadros anêmicos, variando de leves a moderados nas infestações maciças de carrapatos, podendo evoluir de maneira letal caso não haja intervenção. Além disso, podem transmitir uma variedade de micro-organismos patogênicos aos seus hospedeiros durante sua alimentação (SONENSHINE & ROE, 2014).

As características básicas dos carrapatos são a presença de quelíceras e pedipalpos e a ausência de antenas e asas. Além disso, possuem quatro pares de pernas (exceto as larvas, que possuem três pares) e possuem o corpo dividido em cefalotórax e abdome onde há fusão dos tagmas (segmentações abdominais) (BARROS-BATTISTI et al., 2006).

Há três famílias em Ixodoidea: Ixodidae, Argasidae, e Nuttalliellidae, sendo que esta última é representada por apenas uma espécie africana, *Nuttalliella namaqua* (LAIFT et al., 2012; GUGLIELMONE et al, 2014).

¹ Laboratório de Parasitologia, Entomologia e Biologia Molecular voltado à Saúde Única-LAPEMSU. Departamento de Medicina Veterinária e Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura. mayra.araguaia@unir.br.

Carrapatos pertencentes à família Ixodidae são comumente conhecidos como carrapatos duros, em razão da presença de um escudo rígido rico em quitina, que cobre toda a superfície dorsal do macho adulto. Esse escudo também está presente em uma pequena área nas fêmeas, chamado de escudo incompleto, permitindo que seu abdômen seja expandido após o repasto sanguíneo, chamado de ingurgitamento, e fecundação (NAVA et al., 2007; DANTAS-TORRES et al., 2009).

Esta família contém aproximadamente 650 espécies de carrapatos, sendo que muitos gêneros ainda estão sob revisão. Os gêneros de importância médica incluem *Rhipicephalus*, *Dermacentor*, *Haemaphysalis*, *Hyalomma*, *Amblyomma* e *Ixodes*, sendo este último o maior gênero com aproximadamente 250 espécies (NAVA et al., 2017).

Enquanto a família Argasidae, ou carrapatos moles, são assim conhecidos pelo fato de não possuírem o escudo rígido. Apresentam corpo coriáceo, não esclerotizado com superfície texturizada. Diferentemente dos ixodídeos, os argasídeos são resistentes a seca, sendo capazes de sobreviver vários meses em jejum. Há três gêneros de importância veterinária nesta família: *Argas*, *Otobius* e *Ornithodoros* (GUGLIELMONE & NAVA, 2005; DANTAS-TORRES et al., 2011).

IMPORTÂNCIA ECONÔMICA E EPIDEMIOLÓGICA

Há tempos, carrapatos e doenças transmitidas por eles, têm gerado grandes preocupações na economia e na saúde pública. Doenças transmitidas por carrapatos de bovinos que além de prejudicar o bem-estar animal, causam prejuízos para os criadores de gado e conseqüentemente impactos no mercado de carnes. Além disso, há também aumento notório de pesquisas regionais sobre carrapatos transmissores de doenças para humanos, visto a emergência destas nos últimos anos (PAROLA & RAOULT, 2001; GRISI et al., 2014).

O gênero *Rhipicephalus*, que atualmente inclui o subgênero *Boophilus*, representa 12% do total da família Ixodidae e é extremamente importante para a indústria pecuária em todo o mundo (NAVA et al., 2017).

Carrapatos *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* são considerados a principal praga do bovino em áreas tropicais e subtropicais das Américas, onde foi introduzido com os primeiros rebanhos trazidos pelos colonizadores europeus (ESTRADA-PEÑA et al., 2006). Esse vetor pode transmitir hemoparasitos como os protozoários *Babesia bovis* e *Babesia bigemina* concomitante com a bactéria *Anaplasma marginale*. Esse conjunto de patógenos, carrapato-protozoários-bactéria, compõe o “Complexo Tristeza Parasitária Bovina”, a mais importante para a pecuária mundial. Conse-

quentemente isso gera quadros depressivos, perda de peso e de produção de leite, danos à pele, morbidade e mortalidade nos animais, ocasionando um grave impacto econômico na pecuária. Além disso, as infestações desses carrapatos facilitam a ocorrência de miíase (bicheira) nos bovinos (M'GHIRBI et al., 2016).

Há ainda a espécie *Rhipicephalus sanguineus*, um carrapato com grande importância na medicina veterinária e humana. Isso devido a ter uma distribuição cosmopolita e apresentar baixa especificidade parasitária, ou seja, parasita diversos tipos de mamíferos, em especial o cão doméstico. Acredita-se que esse carrapato foi introduzido nas Américas a partir dos cães que acompanhavam os imigrantes europeus. Embora esse carrapato seja considerado o ectoparasito mais presente em cães, sua presença em humanos também é relatada em diversos países (WALKER et al., 2000; GUGLIELMONE et al., 2003). São considerados importantes vetores de patógenos como *Ehrlichia canis*, *Anaplasma platys*, *Babesia canis* e *Hepatozoon canis* (CICUTTIN et al., 2015; MORAES-FILHO et al., 2015).

Diante disso, esse carrapato se torna um ectoparasito importante para a saúde pública visto estar envolvido na transmissão de patógenos humanos como no caso da *Rickettsia rickettsii*, agente da Febre Maculosa das Montanhas Rochosas (DANTAS-TORRES, 2007). Há estudos demonstrando que *R. sanguineus* se fixam mais rapidamente em coelhos e humanos quando estão expostos a altas temperaturas, sugerindo uma maior probabilidade da ocorrência do parasitismo em humano em áreas tropicais (PAROLA et al., 2008; SOCOLOVSKI et al., 2009).

Adicionalmente, o gênero *Amblyomma*, possui 126 espécies catalogadas, dessas, 45 espécies ocorrem no continente americano, sendo conhecidos como carrapatos neotropicais. Esse gênero possui espécies que se desenvolvem, ao longo do seu ciclo biológico, em três hospedeiros, devido a esse comportamento apresenta baixa especificidade parasitária, o que lhes conferem uma grande importância epidemiológica na transmissão de doenças zoonóticas. Parasitam diversos grupos na escala zoológica, aves, mamíferos anfíbios e répteis, sendo um dos gêneros de maior relevância na medicina de animais silvestres (NOVAES et al., 2020).

Portanto, isso demonstra a importância do investimento em pesquisas relacionadas aos carrapatos e às doenças por eles transmitidas, visto que o aquecimento global pode afetar a população desses carrapatos e conseqüentemente a epidemiologia de certas doenças transmitidas por eles (KOCH & TUCK, 1986; PAROLA et al., 2008; GRAY et al., 2009).

REFERÊNCIAS

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. 223 p.

CICUTTIN, G.L.; TARRAGONA, E.L.; DE SALVO, M.N.; MANGOLD, A.J.; NAVA, S. Infection with *Ehrlichia canis* and *Anaplasma platys* (Rickettsiales: Anaplasmataceae) in two lineages of *Rhipicephalus sanguineus* sensu lato (Acari: Ixodidae) from Argentina. **Ticks and tick-borne Diseases**, v.6, n.6, p.724-9, 2015.

DANTAS-TORRES, F. Rocky Mountain spotted fever. **Lancet Infectious Diseases**, v.7, p.724-732, 2007.

DANTAS-TORRES, F.; ONOFRIO, V.C.; BARROS-BATTESTI, D.M. The ticks (Acari: Ixodida: Argasidae, Ixodidae) of Brazil. **Systematic and Applied Acarology**, v.14, n.1, p.:30-46, 2009.

DANTAS-TORRES, F.; VENZAL, J.M.; BERNARDI, L.F.O.; FERREIRA, R.L.; ONOFRIO, V.C.; MARCILI, A.; BERMÚDEZ, S.E.; RIBEIRO, A.F.; BARROS-BATTESTI, D.M.; LABRUNA, M.B. Description of a new species of bat-associated argasid tick (Acari: Argasidae) from Brazil. **The Journal of Parasitology**, v.98, n.1, p.36-45, 2011.

DE LA FUENTE, J.; KOCAN, K.M.; ALMAZAN, C.; BLOUIN, E. F. Targeting the tick-pathogen interface for novel control strategies. **Frontiers in Bioscience: a Journal and Virtual Library**, v.3, p.6947-6956, 2008.

ESTRADA-PEÑA, A.; BOUATTOUR, A.; CAMICAS, J.L.; GUGLIELMONE, A.; HORAK, I.; JONGEJAN, F.; LATIF, A.; PEGRAM, R.; WALKER, A.R. The known distribution and ecological preferences of the tick subgenus *Boophilus* (Acari: Ixodidae) in Africa and Latin America. **Experimental and Applied Acarology**, v.38, v.2-2, p.219-235, 2006.

GRAY, J.S.; DAUTEL, H.; ESTRADA-PEÑA, A.; KAHL, O.; LINDGREN, E. Effects of climate change on ticks and tick-borne diseases in Europe. **Interdisciplinary Perspectives on Infectious Diseases**, v.2009, 593232, 2009.

GRISI, L.; LEITE, R.C.; MARTINS, J.R.S.; BARROS, A.T.M.; ANDREOTTI, R.; CANÇADO, P.H.D.; LEÓN, A.A.P.; PEREIRA, J.B.; VILLELA, H.S. 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.; ESTRADA-PEÑA, A.; KEIRANS, J.E.; ROBBINS, R.G. **Ticks (Acari: Ixodida) of the neotropical zoogeographic region**. Special publication of the integrated consortium on ticks and tick-borne diseases-2. Houten (The Netherlands): Atalanta; 2003.

GUGLIELMONE, A.A.; NAVA, S. Las garrapatas de la familia Argasidae y de los géneros *Dermacentor*, *Haemaphysalis*, *Ixodes* y *Rhipicephalus* (Ixodidae) de la Argentina: distribución y hospedadores. **Revista de investigación Agropecuaria**, v.34, n.2, p.123-41, 2005.

GUGLIELMONE, A.A.; ROBBINS, R.G.; APANASKEVICH, D.A.; PETNEY, T.N.; ESTRADA-PEÑA, A.; HORAK, I.G. **The hard ticks of the world (Acari: Ixodida: Ixodidae)**. London: Springer; 2014.

KOCH, H.G.; TUCK, M.D. Molting and survival of the brown dog tick (Acari: Ixodidae) under different temperatures and humidities. **Annals of the Entomological Society of America**, v.79, n.1, p.1-14, 1986.

LABUDA, M.; NUTTALL, P.A. Tick-borne viruses. **Parasitology**, v.129: S221-245, 2004.

LATIF, A.A.; PUTTERILL, J.F.; DE KLERK, D.G.; PIENAAR, R.; MANS, B.J. *Nuttalliella namaqua* (Ixodoidea: Nuttalliellidae): First description of the male, immature stages and re-description of the female. **PLoS ONE**, v.7, n.7, e41651, 2012.

M'GHIRBI, Y.; BÈJI, M.; OPORTO, B.; KHROUF, F.; HURTADO, A.; BOUATTOUR, A. *Anaplasma marginale* and *A. phagocytophilum* in cattle in tunisia. **Parasites & Vectors**, v.9, n.1, 556, 2016.

MORAES-FILHO, J.; KRAWCZAK, F.S.; COSTA, F.B.; SOARES, J.F.; LABRUNA, M.B. Comparative evaluation of the vector competence of four South American populations of the *Rhipicephalus sanguineus* group for the bacterium *Ehrlichia canis*, the agent of canine monocytic ehrlichiosis. **Plos One**, v.10, n.9, e0139386., 2015.

NAVA, S.; LARESCHI, M.; REBOLLO, C.; BENÍTEZ-USHER, C.; BEATI, L.; ROBBINS, R.G.; DURDEN, L.A.; MANGOLD, A.J.; GUGLIELMONE, A.A. THE ticks (Acari: Ixodida: Argasidae, Ixodidae) of Paraguay. **Annals of Tropical Medicine and Parasitology**, v.101, n.3, p.255-70, 2007.

NAVA, S.; VENZAL, J.; GONZÁLEZ-ACUÑA, D.; MARTINS, T.F.; GUGLIELMONE, A.A. Chapter 2 - **Genera and Species of Ixodidae**. Ticks of the Southern Cone of America, Academic Press, p.25-267, 2017.

NOVAES, R.L.M.; ALVES, F.M.; SOUZA, R.F.; LAURINDO, R.S.; MORATELLI, R. Bats used as hosts by *Amblyomma sculptum* (Acari: Ixodidae) in Northeastern Brazil and its implications on tick-borne diseases. **Zoologia**, v.37, p.1-4, 2020.

PAROLA, P., RAOULT, D. Ticks and tickborne bacterial diseases in humans: An emerging infectious threat. **Clinical infectious diseases: an official publication of the Infectious Diseases Society of America**, v.32, n.6, p.897-928, 2001.

PAROLA, P.; SOCOLOVSKI, C.; JEANJEAN, L.; BITAM, I.; FOURNIER, P.E.; SOTTO, A.; LABAUGE, P.; RAOULT, D. Warmer weather linked to tick attack and emergence of severe rickettsioses. **PLoS Neglected Tropical Diseases**, v.2, n.11, e338, 2008.

SOCOLOVSKI, C.; RAOULT, D.; PAROLA, P. Influence of temperature on the attachment of *Rhipicephalus sanguineus* ticks on rabbits. **Clinical Microbiology and Infection**, v.15, Suppl, 2, 326-327, 2009.

SONENSHINE, D.E.; ROE, R.M. Overview. **Ticks, people and animals**. In: 2nd ed. SONENSHINE DE, ROE RM, editors. Tick biology, vol. 1. Oxford: Oxford University Press; pp.3-16, 2014.

WALKER, J.B.; KEIRANS, J.E.; HORAK, I.G. **The genus *Rhipicephalus* (Acari: Ixodidae): a guide to the brown ticks of the world**. Cambridge: Cambridge University Press. 2000.



HEMÓCITOS NA HEMOLINFA E GLÂNDULAS SALIVARES DE CARRATOS DE ANIMAIS DA ZONA DA MATA RONDONIENSE, BRASIL

Mayra Araguaia Pereira Figueiredo¹
Keyla Silva Pinto²
Wilson Gómez Manrique³
Nicolle Valentino⁴

DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.1

1 Laboratório de Parasitologia, Entomologia e Biologia Molecular voltado à Saúde Única-LAPEMSU. Departamento de Medicina Veterinária e Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura. mayra.araguaia@unir.br.

2 Possui graduação em Medicina Veterinária pela FIMCA - Faculdades Integradas Aparício Carvalho. Mestrado em Ciências Ambientais na Universidade Federal de Rondônia.

3 Grupo de Pesquisa e Extensão em Sanidade Aquícola - GRUPESA, Laboratório de Sanidade Aquícola - LABSA. Departamento de Medicina Veterinária, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura. Programa de Pós-graduação da Rede Bionorte. wilson.gomez@unir.br.

4 Possui graduação em Medicina Veterinária pela Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura.

INTRODUÇÃO

Os carrapatos são ectoparasitos, hematófagos obrigatórios que parasitam vertebrados terrestres como, anfíbios, répteis, aves e mamíferos. Nos hospedeiros podem permanecer fixados à pele, secretando saliva com fatores que impedem a coagulação sanguínea e as reações de defesa do organismo no local de fixação (LABRUNA, 2000; OLIVEIRA, 2000).

Dentre os ectoparasitos que atuam na transmissão de patógenos para animais e seres humanos, os carrapatos têm instigado interesse da comunidade científica pela sua importância em saúde pública, visto que são importantes transmissores de patógenos causadores de doenças como a babesiose, hepatozoonose, erliquiose, rickettsiose e borreliose (FÖLDVÁRI, 2005).

A funcionalidade das glândulas salivares e da hemolinfa, também são importantes para o potencial biológico que os carrapatos exercem como vetores de doenças. As glândulas salivares dos carrapatos além de desempenharem funções essenciais para a sobrevivência, representam a principal via de transmissão de patógenos a seus hospedeiros (RUDOLPH & KNÜLE, 1974).

GLÂNDULAS SALIVARES DE CARRAPATOS

As glândulas salivares são localizadas no interior do idiossoma, apresentam-se em pares e são formadas por uma porção tubular e um porção acinar (BALASHOV, 1983; WALKER et al., 1985). A porção acinar é formada por ácinos, que são classificados em quatro tipos: I, II, III e IV. Sendo que nas fêmeas são encontrados apenas os tipos I, II e III, e nos machos são encontrados os quatro tipos (MEGAW, 1977).

Estão presentes aproximadamente 1400 ácinos em cada glândula salivar do carrapato (MEGAW & BEADLE, 1979). Os ácinos produzem substâncias que provocam a debilidade do sistema de defesa do hospedeiro, além da função de excretar toxinas paralisantes; jáos anestésicos, anticoagulantes e antiplaquetários secretados através da saliva servem de bloqueio contra as defesas do hospedeiro vertebrado contra a fixação e alimentação dos carrapatos (RIBEIRO & FRANCISCHETTI, 2003).

As glândulas salivares do carrapato *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* contém acetilcolinesterase, proteases, leucino aminopeptidases, fosfatases alcalinas e ácidas (SONENSHINE & ROE, 2013). Na interação carrapato-patógeno as glândulas salivares desempenham importante função, pois é através da saliva que ocorre a transmissão de microorganismos (HAJDUSEK et al., 2013). Essenciais para a vida e o ciclo biológico dos carrapatos, as glândulas salivares se modificam tanto estrutu-

ralmente quanto funcionalmente, sofrendo influência do estágio fisiológico do parasito (SHUMAKER & SERRA-FREIRE, 1991), como pode ser observado em estudo sobre a alimentação dos carrapatos, no qual constatou-se que, as glândulas salivares aumentam de tamanho e depois sofrem redução (em argasídeos) ou até degeneram (em ixodídeos) quando a fase de ingurgitamento se completa (TILL, 1961).

Caso ocorra interrupção na alimentação do carrapato, as glândulas salivares das fêmeas ocasionalmente perdem sua competência de forma parcial, e esta, pode ser restabelecida após uma nova alimentação. Porém é observado que as fêmeas fertilizadas perdem praticamente sua capacidade total de produzir e secretar saliva após o período de ingurgitamento (SONENSHINE & ROE, 2013).

CÉLULAS HEMOCITÁRIAS

Os Arthropoda geralmente possuem como veículo de circulação interna a hemolinfa, um tecido fluído que exerce cerca de 15 a 75% do volume total do seu corpo (ARAÚJO, 2007). Este tecido fluído é o líquido que banha a hemocele dos invertebrados e frequentemente é incolor, no entanto, podem apresentar em diversas cores (amarelo, verde e azul). A hemolinfa é composta de hemócitos, altas concentrações de aminoácidos e fosfatos orgânicos, além de concentrações variadas de açúcares, vitaminas, ácidos orgânicos, diacilglicerol, triacilglicerol, hormônios, íons inorgânicos e outros compostos importantes para processos homeostáticos (GULLAN & CRANSTON, 2008).

A circulação da hemolinfa dos carrapatos é do tipo aberta, fato explicado por ser uma característica evolutiva resultante da desintegração das paredes celômicas presentes nos ancestrais anelídeos (OBENCHAIN & OLIVER, 1976). A hemolinfa vem dos órgãos entra na cavidade pericardial e posteriormente no coração, através dos óstios e logo após deixar o coração via aorta dorsal, segue em direção à cavidade periganglionar, para então ser distribuído por meio das artérias pedais (SONENSHINE & ROE, 2013).

A hemolinfa possui diversos mecanismos imunológicos capazes de controlar a disseminação de micro-organismos, como moléculas efetoras e respostas celulares (HAJDUSEK et al., 2013). Os hemócitos fagocitam os micro-organismos invasores ou encapsulam os parasitos maiores que não foram fagocitados, exercendo função importante no sistema ativo de defesa do animal. Além de participarem da produção e secreção de peptídeos com atividade antimicrobiana (BAXTER et al., 2017).

Através da hemolinfa que as trocas químicas entre os tecidos são realizadas, estas podem ocasionalmente auxiliar no transporte de gases, pois o sistema de trocas gasosas dos artrópodes é traqueal (GULLAN & CRANSTON, 2008).

Vários autores sugeriram sistemas de classificação para os hemócitos presentes na hemolinfa dos carrapatos. Carneiro e Daemon (1996) caracterizaram os hemócitos em:

- Próhemócitos – células pequenas, arredondadas ou ovoides, com núcleo grande ocupando quase todo o citoplasma celular. Dividido em dois tipos, pró-hemócitos I e pró-hemócitos II, este último apresenta citoplasma eosinofílico.
- Plasmócitos – apresentam citoplasma basofílico com ou sem grânulos, podendo apresentar um ou dois núcleos arredondados ou ovais e excêntrico.
- Esferulócitos – podem ser esferulócitos tipo I e II, sendo o primeiro de tamanho variável e forma arredondada ou oval, núcleo arredondado ou alongado e excêntrico e seu citoplasma contém esférulas basofílicas e eosinofílicas. O segundo tipo foi subdividido em dois três grupos pelo número de esférulas e a forma celular do esferulócito. São esferulócitos IIa, arredondados, ovais ou piriformes, com núcleo eosinofílico, granular ou compacto e excêntrico; esferulócitos IIb, que variam de esféricos a fusiformes, com esférulas menores que as dos esferulócitos IIa, ocorrendo em menores quantidades, caracterizado por núcleo pequeno e excêntrico; esferulócitos IIc, apresentam núcleo excêntrico, fusiformes e apresentam prolongamentos citoplasmáticos.
- Granulócitos – células arredondadas ou ovais, com granulações citoplasmáticas, que podem mascarar o núcleo eosinofílico, de tamanho variável, central e excêntrico. Divididos em granulócitos I (medindo até 16 μm) e granulócitos II (superior a 16 μm).
- Plasmatócitos – célula fagocítica que apresenta em seu citoplasma poucos grânulos de forma e tamanhos variados, vesículas de tamanhos variados e mitocôndrias.
- Oenocitóides – células grandes e arredondadas, com citoplasma homogêneo ou com pequenas granulações refratáveis, apresentam núcleo pequeno e excêntrico.
- Adipohemócitos – são arredondados com tamanho variável e gotas refringentes no citoplasma, possui núcleo excêntrico.
- Células não definidas – são encontradas com menos frequência, podem ser hialinas ou estarem em processo de lise.

Os plasmócitos e os granulócitos, do tipo I são responsáveis pela fagocitose. Os granulócitos tipo I e II e os plasmócitos estão envolvidos na encapsulação, processo hemocítico que ocorre quando as células se multiplicam e formam uma cápsula ao redor do organismo invasor (KOPACEK et al., 2010).

Os tipos celulares dos artrópodes variam de espécie para espécie e nos diferentes estádios de uma mesma espécie, além de variação conforme à sua função.

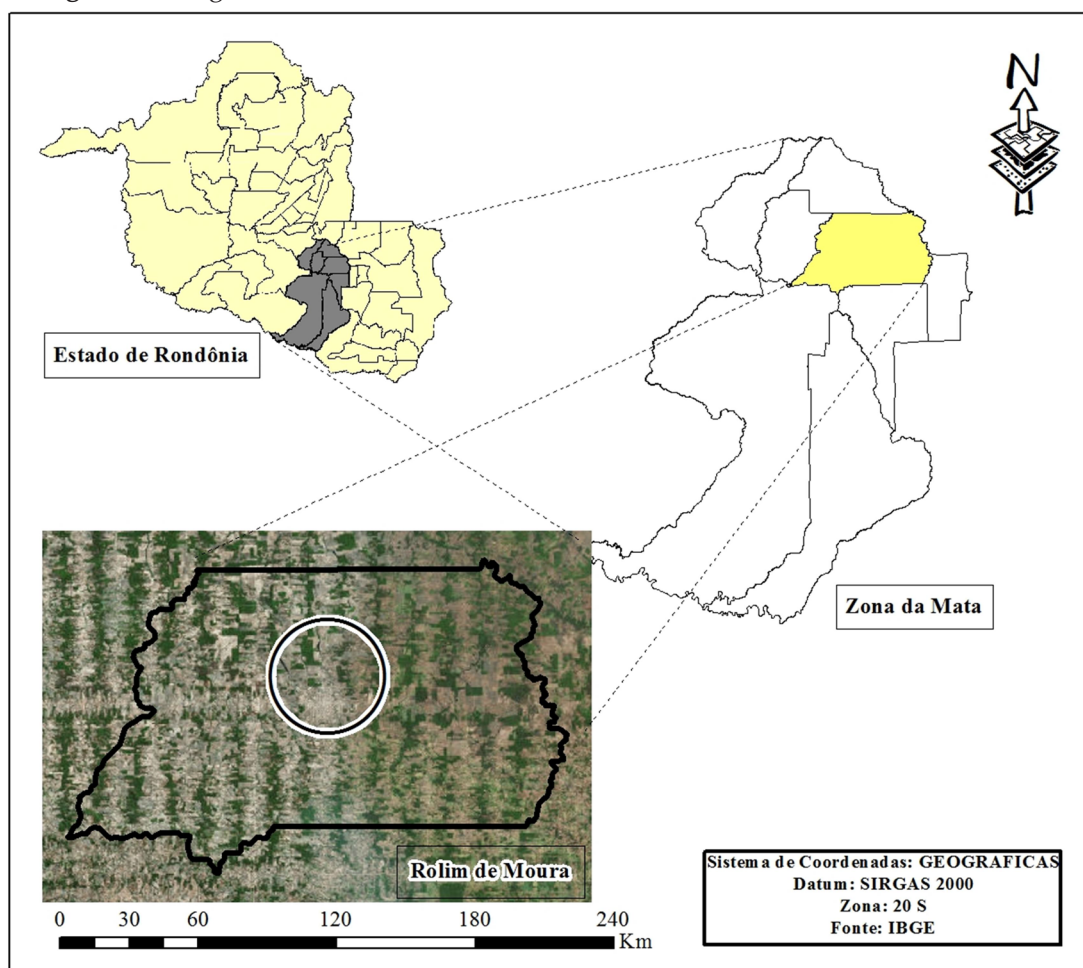
Um exemplo são os plasmócitos que foram descritos em diferentes espécies com participação na fagocitose, no encapsulamento ou na coagulação (GUPTA, 1979).

Dessa forma, este trabalho teve como objetivo identificar hemócitos na hemolinfa e glândulas salivares de carrapatos.

MATERIAL E MÉTODOS

As coletas dos carrapatos foram realizadas por meio de busca ativa e passiva de animais parasitados por carrapatos em ambiente rural e urbano da cidade de Rolim de Moura ($11^{\circ}43'31.55''$ S, $61^{\circ}46'39.93''$ O), localizada na Microrregião de Cacoal (Figura 1), estado de Rondônia, onde o clima é tropical quente e úmido e a vegetação dominante é de Floresta Equatorial Amazônica com presenças esparsas de campos e cerrados.

Figura 1 - Imagem da localização da cidade de Rolim de Moura no estado de Rondônia



Fonte: IBGE, 2018.

Os carrapatos foram identificados de acordo com a chave dicotômica para estádios adultos de Ixodidae que ocorrem no Brasil (ARAGÃO & FONSECA, 1961;

SERRA-FREIRE & MELO 2006) no Laboratório de Parasitologia Animal, Universidade Federal de Rondônia. Após a identificação, cada espécime foi colocado sobre uma lâmina e foi realizada obtenção de hemolinfa através de secção de membro locomotor, sendo esta deixada secar a temperatura ambiente (28°C) por aproximadamente dez minutos. Para a dissecação dos carrapatos (macho ou fêmea), cada espécime foi fixado ventralmente em parafina derretida, que após o endurecimento, favorecia a fixação do carrapato, facilitando o manuseio para a retirada e posteriormente das glândulas salivares com auxílio de lâmina de bisturi. Estas foram colocadas em lâmina de vidro e deixadas para secar em temperatura ambiente (28°C). Todas as lâminas foram coradas com o método de coloração panótico e analisadas sob microscopia de luz.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Quanto à identificação dos carrapatos, o gênero *Rhipicephalus* foi o mais encontrado parasitando cães. Sendo este, frequentemente relatado como importante vetor de agentes patogênicos (HERNÁNDEZ et al., 2015). Todos os cães estudados encontravam-se parasitados por *Rhipicephalus sanguineus*, corroborando com estudo de na cidade de Recife, Pernambuco, que afirmou que este ixodídeo é o mais frequente parasito de cães domiciliaados e em situação de rua (TORRES et al., 2004)

Em equinos os espécimes de carrapatos encontrados foram dos gêneros *Rhipicephalus* (*Boophilus*) *microplus* e *Dermacentor* (*A.*) *nitens*. *R. (B.) microplus* tem as raças taurinas (*Bos taurus*) como principais hospedeiros, porém, podem ser encontrados parasitando equinos (VERÍSSIMO et al., 1997). Já o *D. (A.) nitens* apresenta ampla distribuição, sendo equídeos os hospedeiros principais (MARTINS et al., 2008).

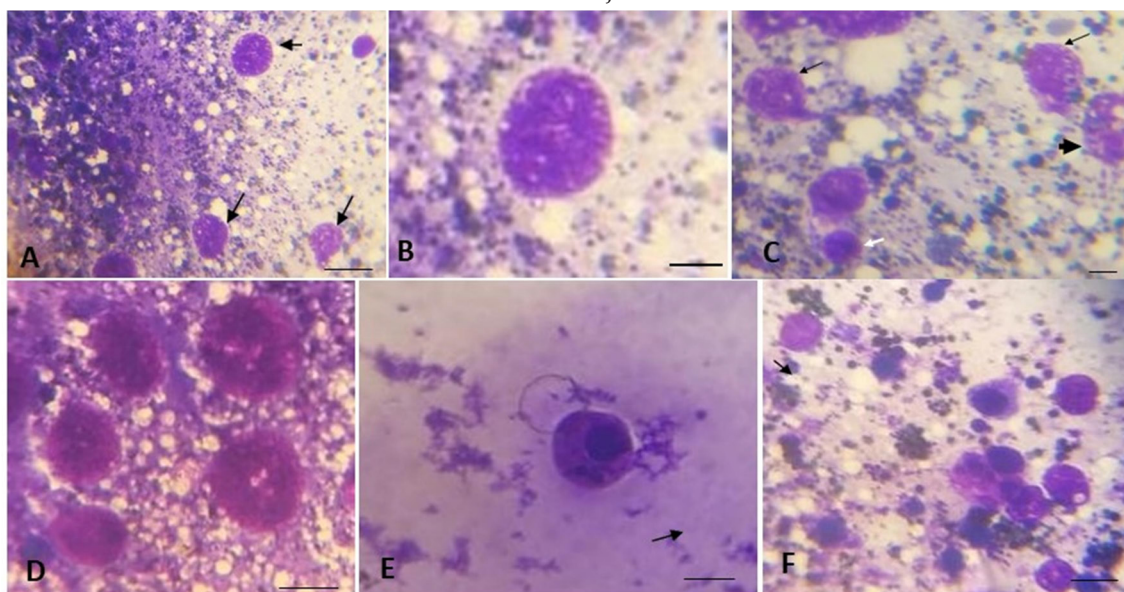
Nos bovinos foi identificada intensa infestação por carrapatos da espécie *Rhipicephalus* (*Boophilus*) *microplus*, tal como encontrado na literatura, o qual é atribuído a grandes perdas econômicas (GRISI et al., 2014).

Um espécime de *Amblyomma rotundatum* foi observado em sapo da espécie *Rhinella marina*. *A. rotundatum* ocorre amplamente no Estado de Rondônia e tem sido, também, comumente relatado parasitando jabutis (*Geochelone* spp.) (LABRUNA et al., 2010), jiboias (FIGUEIREDO et al., 2010), entre outros heterotérmicos. Essa espécie de carrapato é considerada primitiva devido ao macho ter perdido a função reprodutiva na espécie, existindo poucos relatos de encontro de espécimes macho na literatura.

As células hemocitárias observadas mostraram coerência com o estudo de Carneiro e Daemon (1996), porém, no presente estudo as células identificadas foram somente granulócitos (Figuras 2A, B e C), adipohemócitos e prohemócitos na hemolinfa de *R. sanguineus* (Figuras 2C).

Constatou-se que os granulócitos de *R. (B.) microplus* são maiores que os de *R. sanguineus* (Figura 2D). Enquanto na hemolinfa de *D. (A.) nitens* foram observados apenas plasmócitos e nas glândulas salivares foram identificados granulócitos, adipohemócitos e prohemócitos. Por meio da análise morfológica identificou-se plasmatócidos em hemolinfa de *D. (A.) nitens* (Figura 2E e F).

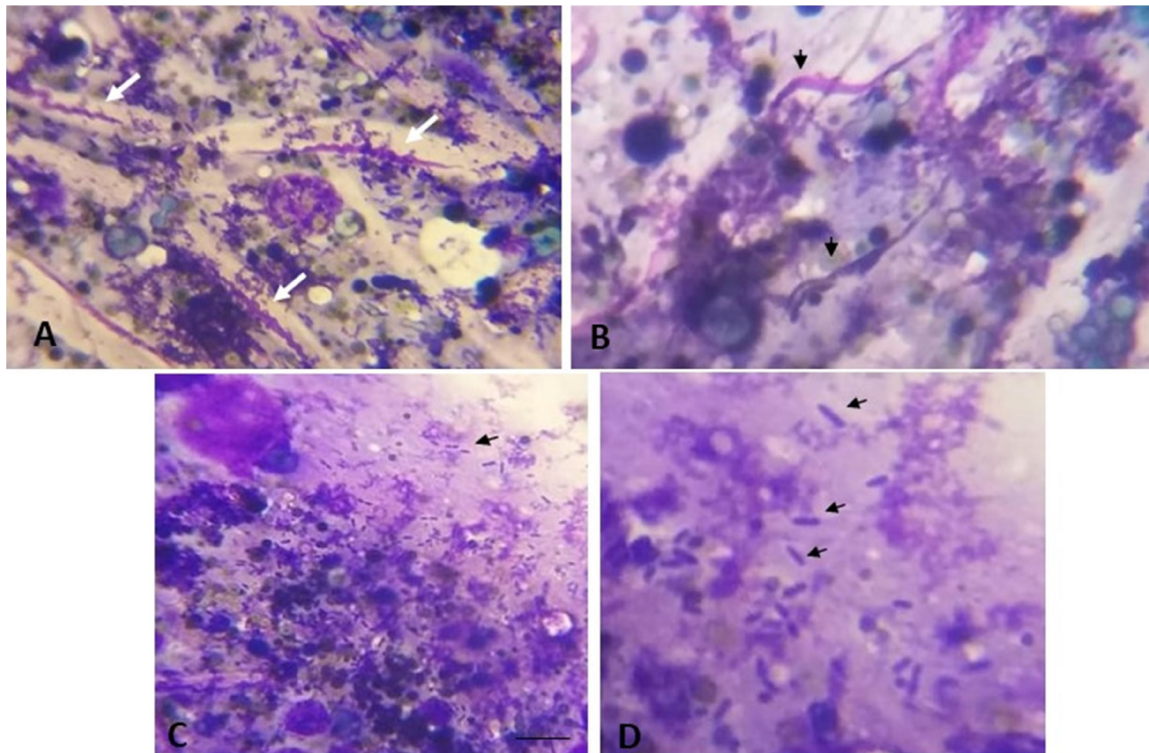
Figura 2 - Hemócitos em hemolinfa e glândulas salivares: de *Rhipicephalus sanguineus*: A - granulócitos; B - aumento do granulócito (zoom); C - granulócitos (seta fina); adipohemócitos (cabeça de seta); prohemócitos (seta branca); de *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*: D - granulócitos grandes (em comparação com os de *R. sanguineus*); de *Dermacentor (Anocentor) nitens*: E e F- plasmatócido. Corante Giemsa. Objetiva de 100x.



Fonte: Arquivos da pesquisa, 2008.

Além disso, foram observadas formas flageladas sugestivas de espiroquetas (Figura 3A e B) e bactérias nas glândulas salivares de *D. (A.) nitens* (Figura 3C e D) coletada em Rolim de Moura, estado de Rondônia. As lâminas contendo glândula salivar foram coradas com o método de coloração panótico e analisadas sob microscopia de luz (100x). Na hemolinfa, não foram observadas formas flageladas sugestivas de espiroquetas.

Figura 3 - Glândula salivar de *Dermacentor (Anocentor) nitens*: A e B - formas flageladas sugestivas de espiroquetas; C e D (zoom) - bactérias. Corante Panótico. Objetiva de 100x.



Fonte: Arquivos da pesquisa, 2008.

Foi observado maior número de formas celulares, características de bactérias flageladas tipo espiroquetas na glândula salivar de *D. (A.) nitens* do que na sua hemolinfa. Foram identificadas bactérias na glândula salivar de *D. (A.) nitens*, sendo que os carrapatos atuam como vetores de diversos agentes infecciosos, comumente bactérias.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

As células hemocitárias encontradas condizem com a descrição de outros trabalhos. Entre as espécies de carrapatos, os granulócitos demonstraram-se maiores em *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* do que os granulócitos dos *Rhipicephalus sanguineus*. Mas as células hemocitárias podem variar de forma e tamanho entre as espécies.

A identificação dos carrapatos mais comumente encontrados em animais foi realizada com êxito, sendo essas *Rhipicephalus sanguineus*, *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* e *Dermacentor (A.) nitens*. Desta forma, conhecer a morfologia dos carrapatos endêmicos no Estado de Rondônia é de grande importância para se entender a relação patógeno-hospedeiro, pois poucos são os trabalhos realizados nesse âmbito.

REFERÊNCIAS

ARAGÃO, H.; FONSECA, F. Notas de ixodologia: VIII. Lista e chave para os representantes da fauna ixodológica brasileira: notas de ixodologia. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.59, n.2, p.115-129, 1961.

ARAÚJO, H.R.C. **Ultra-estrutura dos hemócitos de *Aedes aegypti* (Linnaeus, 1762) (Diptera, Culicidae)**. Dissertação (Mestrado em Saúde Pública) - Centro de Pesquisas Aggeu Magalhães, Fundação Oswaldo Cruz, 2007.

BALASHOV, I.U.; RAIKHEL, A.S.; HOOGSTRAAL, H. **Atlas of ixodid tick ultrastructure**. 1983. 289 p.

BAXTER, R.H.G.; CONTET, A.; KRUEGER, K. Arthropod innate immune systems and vector-borne diseases. **Biochemistry**, v.56, n.7, p.907-918, 2017.

CARNEIRO, M. E.; DAEMON, E. Caracterização dos tipos celulares presentes na hemolinfa de larvas e ninfas de *Rhipicephalus sanguineus* (Latreille) (Ixodoidea, Ixodidae) em diferentes estados nutricionais. **Revista Brasileira de Zoologia**, v.3, n.3, p.609 - 620, 1996.

GULLAN, P.J.; CRANSTON, P.S. **Os insetos, um resumo de entomologia**. São Paulo, 2008. 496 p.

FIGUEIREDO, M.A.P.; SANTOS, A.C.G.; GUERRA, RMSNC. Ectoparasitos de animais silvestres no Maranhão. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v.30, n.11, p.988-990, 2010.

FÖLDVÁRI, G.; FARKAS, R. Ixodid tick species attaching to dogs in Hungary. **Veterinary Parasitology**, v.129, n.1-2, p.125-131, 2005.

GRISI, L.; CERQUEIRA, L. R.C.; DOUSA, M.J.R.; MEDEIROS B.A.T.; ANDREOTTI, R.; DUARTE C.PH.; PEREZ, L.A.; BARROS, P.J.; SILVA, V.H. Reassessment of the potential economic impact of cattle parasites in Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.23, n.2, p.150-156, 2014.

GUPTA, A.P. Hemocyte types; their structures, synonymies, interrelationships and taxonomic significance, p. 85-127. In: GUPTA, A.P. (Ed). **Insect hemocytes: development, forms, functions and techniques**. Cambridge, Cambridge University Press, 614 p.

HAJDUŠEK, O.; SÍMA, R.; AYLLÓN, N.; JALOVECKÁ, M.; PERNER, J.; DE LA FUENTE, J.; KOPÁČEK, P. Interaction of the tick immune system with transmitted pathogens. **Frontiers in Cellular and Infection Microbiology**, v.3. n.6, p.1-15, 2013.

HERNÁNDEZ, A.S.; VIVAS, R.A.R.; PÉREZ, M.B.; ESTEVE-GASSERNT, M.D.E.; APANASKEVICH D.A. "*Ixodes anis*" (Acari: "Ixodidae") in dogs from rural localities of Yucatán, Mexico: Prevalence, abundance and associated factors. **Veterinaria México**, v.2, n.3, p.13-22, 2015.

IBGE. Instituto de Geografia e Estatística. Cidades e Estados. <https://www.ibge.gov.br/cidades-e-estados/ro/rolim-de-moura.html>

KOPÁČEK, P.; HAJDUSEK, O.; BURESOVÁ, V.; DAFFRE, S. Tick innate immunity. **Advances in Experimental Medicine and Biology**, v.708, p.137-162., 2010.

LABRUNA, M.B.; BARBIERI, F.S.; MARTINS, T.S.; BRITO, L.G.; RIBEIRO, FDS. New tick records in Rondônia, Western Brazilian Amazon. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.19, n.3, p.192-194, 2010.

LABRUNA, M.B. **Aspectos da biologia e epidemiologia dos carrapatos de equinos no Estado de São Paulo**. 2000. Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo, São Paulo, 2000.

MARTINS, J.R.; LEITE, R.C.; DOYLE, R.L. Tripanosomatides like *Trypanosoma theileri* in the cattle tick *Boophilus microplus*. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.17, n.2, p.113-4, 2008.

MEGAW, M.J.W.; BEADLE, D.J. Structure and function of the salivary glands of the tick, *Boophilus microplus Canestrini* (Acarina: Ixodidae). **International Journal of Insect Morphology and Embryology**, v.8, n.2, p.67-83, 1979.

MEGAW, M.W.J. A inervação da glândula salivar do carrapato, *Boophilus microplus*. **Cell and Tissue Research**, v.184, p.551-558, 1977.

OBENCHAIN, F.D.; OLIVER J.R., J.H. Peripheral nervous system of the ticks, *Amblyomma tuberculatum* Marx and *Argas radiatus* Railliet (Acari: Ixodoidea). **The Journal of Parasitology**, v.62, n.5, p.811-817, 1976.

OLIVEIRA, P.R.; BORGES, L.M.; LOPES, C.M.; LEITE, R.C. Population dynamics of the free-living stages of *Amblyomma cajennense* (Fabricius, 1787) (Acari: Ixodidae) on pastures of Pedro Leopoldo, Minas Gerais State, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v.92, n.4, p.295-301, 2000.

RIBEIRO, J.M.; FRANCISCHETTI, I. M. Role of arthropod saliva in blood feeding: sialome and post-sialome perspectives. **Annual Review of Entomology**, v.48, p.73-88, 2003.

RUDOLPH, D.; KNÜLLE, WILLI. Site and mechanism of water vapour uptake from the atmosphere in ixodid ticks. **Nature**, v.249, n.452, p.84-85, 1974.

SERRA-FREIRE, N.M.; MELLO, R.P. Entomologia e acarologia na medicina veterinária. **LF Livros, Rio de Janeiro**, 2006. 200 p.

SCHUMAKER, T.T., SERRA-FREIRE, N.M., Histologia das glândulas salivares de adultos de *Argas* (*Persicargas*) *miniatus* Koch, 1844 (Ixodoidea, Argasidae) em jejum, em alimentação e alimentados. **Revista Brasileira de Entomologia**, v.35, p.49-72, 1991.

SONENSHINE, D.E.; ROE, M. **Biology of Ticks**. 2nd ed., Vol. 1. Oxford University Press, New York. 2013. 560 p.

TILL, W.M.A. Contribution to the anatomy and histology of the brown ear tick *Rhipicephalus appendiculatus* Neumann. **Memoirs of the Entomological Society of Southern Africa**, v.6, p.1-124, 1961.

TORRES, F.D.; FIGUEIREDO, L.A.; FAUSTINO, M.A.D.G. Ectoparasitos de cães provenientes de alguns municípios da região metropolitana do Recife, Pernambuco, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.13, n.4, p.151-154, 2004.

VERÍSSIMO, C.J.; SILVA, R.G.; OLIVEIRA, A.A.D.; RIBEIRO, W.R.; ROCHA, U.F. Resistência e suscetibilidade de bovinos leiteiros mestiços ao carrapato *Boophilus microplus*. **Boletim de Indústria animal**, v.54, n.2, p.1-10, 1997.

WALKER, A.R.; FLETCHER, J.D.; GILL, H.S. Structural and histochemical changes in the salivary glands of *Rhipicephalus appendiculatus* during feeding. **International Journal for Parasitology**, v.15, n.1, p.81-100, 1985.



CARRAPATOS DO GÊNERO *Amblyomma* INFESTANDO JABUTIS (*Geochelone spp.*) NA ZONA DA MATA DE RONDÔNIA, BRASIL

Mayra Araguaia Pereira Figueiredo¹

Rayssa Kuster Klabunde²

Nayna Letícia Tavares dos Santos³

Péttra Guevara Lopes⁴

Paulo Henrique da Silva Amancio⁵

DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.2

1 Laboratório de Parasitologia, Entomologia e Biologia Molecular voltado à Saúde Única-LAPEMSU, Departamento de Medicina Veterinária e Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura. mayra.araguaia@unir.br

2 Graduada em Medicina Veterinária pela Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura

3 Graduada em Medicina Veterinária pela Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura.

4 Graduanda do curso de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura

5 Graduando do curso de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura

INTRODUÇÃO

Os jabutis pertencem à família Testudinidae (ERNST & BARBOUR, 1989) e estão distribuídos pelas regiões tropicais e temperadas, exceto na Austrália (STRONG & FRAGOSO, 2006). Na América do Sul é encontrado somente o gênero *Geochelone*, sendo identificada na Amazônia a ocorrência das espécies *G. carbonaria* e *G. denticulata* (GOIN et al., 1978). As espécies do gênero *Geochelone* atuam como dispersores de semente, devido a sua alimentação ser a base, principalmente, de frutas, sementes, talos e brotos (STROG & FRAGOSO, 2006).

Atualmente o uso de quelônios na alimentação humana ocorre, ainda que ilegalmente, por populações urbanas, rurais e indígenas. Mas há pouca discussão sobre essa questão e seus riscos (REBÊLO & PEZZUTI, 2000).

Carrapatos do gênero *Amblyomma* spp. têm se tornado motivo de estudos na região Amazônica. Esses artrópodes são responsáveis por transmitir micro-organismos patogênicos através de sua saliva, isso faz dos ixodídeos o segundo grupo vetorial mais importante na transmissão de patógenos aos seres humanos e aos animais, superado apenas pelo grupo de mosquitos Culicidae. Durante o processo de fixação e alimentação, os carrapatos são responsáveis por extensos danos aos hospedeiros, incluindo danos mecânicos, traumas e ações tóxicas (MASSARD & FONSECA, 2004).

O estudo destes ectoparasitos, bem como da sua capacidade de transmitir patógenos a seus hospedeiros, e em alguns casos a seres humanos, é significativamente importante para o estabelecimento de programas epidemiológicos de saúde pública e vigilância (LAVINA et al., 2015).

O estudo de doenças parasitárias e das interações parasito-hospedeiro de animais silvestres, em cativeiro ou de vida livre, é um passo fundamental no apoio a programas de conservação e preservação (CATÃO-DIAS, 2003). Dessa forma, o primeiro passo é realizar a triagem, ou seja, reconhecer as espécies de carrapatos que ocorrem em determinados hospedeiros de acordo com a região. Assim, pode-se traçar mapas de distribuição de espécies.

O gênero *Amblyomma* é composto por aproximadamente 140 espécies em todo o mundo, e no Brasil, foram registradas 67 espécies até o momento (ANDREOTTI et al., 2016). São carrapatos grandes, geralmente com patas coloridas, festões, escudo ornamentado, olhos, palpos e hipostômio longo (URQUHART et al., 1998).

Amblyomma humerale (Koch) é espécie endêmica da América do Sul, parasita principalmente jabutis, *Geochelone denticulata* (Linnaeus) e *Geochelone carbonaria* (Spix). Além do parasitismo em outros répteis, há relatos em mamíferos (FREIRE, 1972) e aves (LABRUNA et al., 2005). Em Rondônia esse carrapato já foi relatado na Terra Indígena “Uru-Eu-Wau-Wau” e no município de Monte Negro, sendo nessa ocasião espécimes foram coletados em quelônios e foi assinalado como mais um novo registro de espécie (*Amblyomma humerale*) para o estado, (LABRUNA et al., 2002).

Amblyomma rotundatum (Koch) é uma espécie partenogenética, sua infestação é altamente patogênica ao hospedeiro podendo levá-lo à morte por meio da espoliação sanguínea, transmissão de hemoparasitos e inoculação de toxinas (ANTONUCCI et al., 2011). Frequentemente identificado em répteis e anfíbios no Brasil (FIGUEIREDO et al., 2010), assim como, *Amblyomma dissimile*. Este já foi descrito em répteis e anfíbios de vários países das Américas, incluindo o Brasil, com descrição em estados da região Norte como, Acre, Amazonas, Pará, Roraima (LOPES et al., 2010) e Rondônia (ZIMMERMANN et al., 2018).

Os relatos tem demonstrado que a ocorrência de *A. rotundatum* e *A. dissimile* ocorrem em simpatria no Brasil, no entanto, infere-se que a distribuição de *A. rotundatum* seja mais ampla (PONTES et al., 2009).

MATERIAL E MÉTODOS

Foram coletados carrapatos em quatro jabutis de vida livre, *Geochelone carbonaria* (n = 3) e *Geochelone denticulata* (n = 1) em dois municípios da Zona da Mata de Rondônia, encontrados nos municípios de Rolim de Moura e Novo Horizonte respectivamente, região Norte do Brasil. As atividades foram aprovadas pela Comissão de Ética no Uso de Animal (CEUA) da Universidade Federal de Rondônia, campus Rolim de Moura, sob o protocolo nº 031/2019, e obtiveram autorização do Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (nº 58649 e nº 12178-14).

Os espécimes ectoparasitos foram coletados manualmente e armazenados em frascos contendo álcool 70%. Os espécimes foram identificados sob estereomicroscópio usando a chave de identificação de Barros-Battesti (2006).

RESULTADOS

Foram coletados 36 espécimes de carrapatos (Tabela 1) identificados como, 34 *Amblyomma humerale* em quatro jabutis sendo três em *Geochelone carbonaria* e um

Geochelone denticulata (n=1), um espécime fêmea de *Amblyomma dissimile* e um de *Amblyomma rotundatum*, foram encontrados em um *Geochelone carbonaria* (Figura 1).

Tabela 1 - Quantificação de espécimes de carrapatos de acordo com o sexo e espécie encontrados nos espécimes de jabutis na Zona da Mata de Rondônia, Brasil.

JABUTIS	CARRAPATOS MACHOS/ESPÉCIE	CARRAPATOS FÊMEAS /ESPÉCIE
<i>Geochelone carbonaria</i> (de 25 cm)	4 espécimes de <i>Amblyomma humerale</i>	-
<i>Geochelone carbonaria</i> (de 40 cm)	2 espécimes de <i>Amblyomma humerale</i>	-
<i>Geochelone carbonaria</i> (adulto)	22 espécimes de <i>Amblyomma humerale</i>	<i>Amblyomma humerale</i> (n=1) <i>Amblyomma dissimile</i> (n=1)
<i>Geochelone denticulata</i>	5 espécimes de <i>Amblyomma humerale</i>	<i>Amblyomma rotundatum</i> (n=1)

Fonte: Arquivos da pesquisa, 2020.

Amblyomma humerale é um carrapato grande, foi observado no macho, dorsalmente, 11 festões, ausência de sulco marginal, escudo marrom com ornamento acobreado apenas na região escapular (Figura 2A). Ventralmente pode-se identificar a base do capitulo retangular, ânus com sulco anal posterior evidente, presença de espinhos nas quatro coxas. O tarso possui duas garras e empódio (Figura 2B).

A fêmea de *A. rotundatum* apresenta, na vista dorsal, ornamento sem forma definida na região escapular, tendo a coloração mais discreta, no entanto, o destaque é a base do escudo. Na vista ventral dessa espécie observam-se dois espinhos desiguais nas coxas (I-IV). A morfologia de *A. rotundatum* e *A. dissimile* (Figura 3) é muito semelhante, sendo difícil a diferenciação entre ambas.

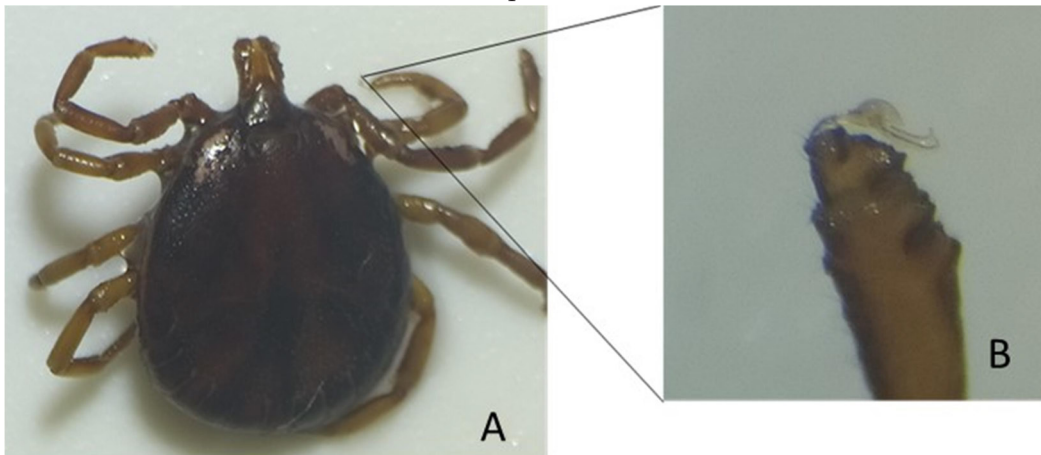
Nesse trabalho, registramos a primeira descrição de *Amblyomma humerale* e *A. dissimile* na zona da mata rondoniense parasitando jabutis de vida livre.

Figura 1 - Jabuti da espécie *Geochelone denticulata* parasitado por *Amblyomma humerale* (setas).



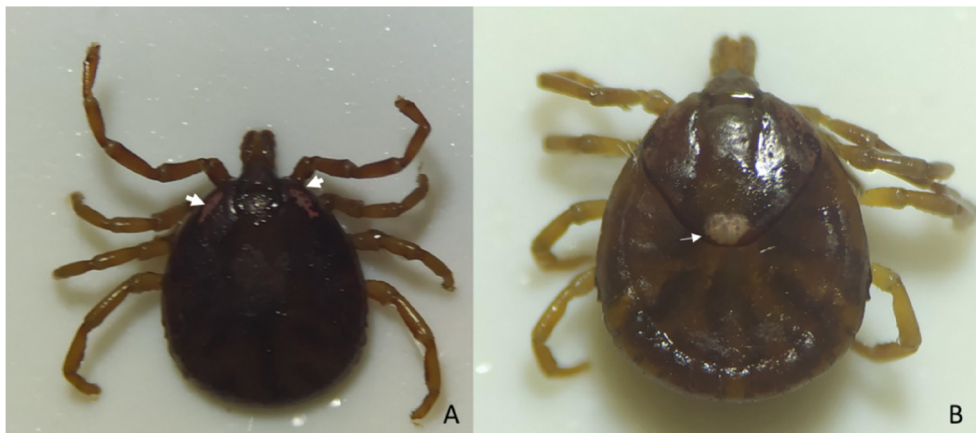
Fonte: Arquivos da pesquisa, 2020.

Figura 2 - Espécime macho de *Amblyomma humerale*, com destaque para o tarso com duas garras e empódio.



Fonte: Arquivos da pesquisa, 2020.

Figura 3 - Vista dorsal de espécimes adultos coletados em *Geochelone carbonaria*. A - *Amblyomma humerale* macho: ornamento escapular; B - *Amblyomma dissimile* fêmea: ornamento principal na base do escudo.



Fonte: Arquivos da pesquisa, 2020.

DISCUSSÃO

No presente estudo é relatado pela primeira vez a ocorrência de *Amblyomma humerale* e *Amblyomma dissimile* parasitando *Geochelone carbonaria* e *Geochelone denticulata* na Zona da Mata de Rondônia nos municípios de Rolim de Moura e Novo Horizonte.

A grande quantidade de machos de *A. humerale* relatada parasitando o hospedeiro é um achado comum devido ao período de alimentação ser mais longo que o das fêmeas (ARAGÃO, 1936). Uma única fêmea de *A. dissimile* foi coletado em um adulto de *G. carbonaria*, esse comportamento é característico da espécie *A. dissimile* por se reproduzirem por partenogênese (MARTINS et al., 2014).

Foi relatada a presença de carrapatos *Amblyomma rotundatum* em anfíbios e répteis no estado de Rondônia no município de Ariquemes, essa espécie tem como característica parasitar hospedeiros de sangue frio (ZIMMERMANN et al., 2018), assim como, também foi relatada a identificação de *Amblyomma humerale* pela primeira vez no estado de Rondônia na zona rural do município de Monte Negro parasitando *Geochelone denticulata* e *Geochelone* spp. (LABRUNA et al., 2002). A separação morfológica entre *A. rotundatum* e *A. dissimile* foi realizada analisando os espinhos nas coxas I, na qual, eram de pontas arredondadas e as outras eram triangulares, respectivamente.

É comum encontrar carrapatos *A. humerale* adultos parasitando quelônios, Labruna et al. (2002) destacaram a presença de *A. humerale* na fase de ninfa parasitando quelônios, dando a entender que esta espécie é menos específica em estágio de ninfa podendo parasitar outras espécies de vertebrados, justificando a presença desta espécie em ambientes onde não há a ocorrência de quelônios.

Carrapatos do gênero *Amblyomma* spp. já foram relatados parasitando diversas espécies de hospedeiros e estão distribuídos em grande parte do estado de Rondônia e na região Norte do Brasil. De acordo com Martins et al. (2014) já foram registrados em Rondônia 32 espécies de carrapatos das 67 espécies relatadas no território brasileiro (ANDREOTTI et al., 2016), é um número elevado levando em consideração o tamanho do estado, juntamente com outros fatores como o desequilíbrio ecológico torna o estado um local com maior probabilidade para ocorrência de doenças transmitidas por carrapatos. Diante disso, o estudo sobre a relação parasito, hospedeiro e ambiente torna-se fundamental para obtenção da excelência na saúde única.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Amblyomma humerale e *A. dissimile* parasitam quelônios no estado de Rondônia. Carrapatos machos adultos de *A. humerale* são frequentemente encontrados em maior número parasitando quelônios, diferente de *A. rotundatum* que raramente se encontram espécimes machos e as fêmeas são identificadas parasitando diversas espécies de répteis.

REFERÊNCIAS

ANDREOTTI, R.; KOLLER, W.W.; GARCIA, M.V. Carrapatos: protocolos e técnicas para estudo. Embrapa Gado de Corte-Capítulo em livro científico. Brasília, DF. Ed 2, 240 p, 2016.

ANTONUCCI, A.M.; ODA, F.H.; SIGNORELLI, L.; SANTANA, N.F.; MENDES, M.C. Parasitismo de *Amblyomma rotundatum* (Koch, 1844) (Acari: Ixodidae) em *Rhinella schneideri* (Werner, 1894) (Anura: Bufonidae) no estado do Paraná, Brasil. **Natureza on line**, v.9, n.3, p.103-105, 2011.

ARAGÃO, H. Ixodidas brasileiros e alguns paizes limitrophes. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.31, n.4, p.759-843, 1936.

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, 223 p. 2006.

CATÃO-DIAS, J.L. Doenças e seus impactos sobre a biodiversidade. **Ciência e Cultura**, v.55, n.3, p.32-34, 2003.

ERNST, C.H.; BARBOUR, R.W. **Turtles of the World**. Washington: Smithsonian Institution Press. Washington, DC, 1989

FIGUEIREDO, M.A.P.; SANTOS, A.C.G.; GUERRA, R.M.S.N.C. Ectoparasitos de animais silvestres no Maranhão. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v.30, n. 11, p.988-990, 2010.

FREIRE, J.J. Revisão das espécies da família Ixodidae. **Revista de Medicina Veterinária**, v.8, n.1, p.1-16, 1972.

GOIN, C.J.; GOIN, O.B.; ZUG, G.R. **Introduction to Herpetology**. Third Edition. San Francisco: Freeman, 1978.

LABRUNA, M. B.; CAMARGO, L. M. A.; TERRASSINI, F. A.; SCHUMAKER, T. T. S.; CAMARGO, E. P. Notes on parasitism by *Amblyomma humerale* (Acari: Ixodidae) in the state of Rondônia, western Amazon, Brazil. **Journal of Medical Entomology**, v.39, n.6, p.814-817, 2002.

LABRUNA, M.B.; CAMARGO, L.M.A.; TERRASINI, F.A.; FERREIRA, F.; SCHUMAKER, T.T.S.; CAMARGO, E.P. Ticks (Acari: Ixodidae) from the state of Rondônia.

nia, western Amazon, Brazil. **Systematic and Applied Acarology**, v.10, n.1, p.17-32, 2005.

LABRUNA, M.B.; CAMARGO, L.M.A.; TERRASINI, F.A.; SCHUMAKER, T.T.S.; CAMARGO, E.P. Notes on parasitism by *Amblyomma humerale* (Acari: Ixodidae) in the state of Rondônia, Western Amazon, Brazil. **Journal of Medical Entomology**, v.39, n.6, p.814-817, 2002.

LAVINA, S.M.; SOUZA, P.A.; SARTOR, A.A.; MOURA, B.M. Ixodids in wild animals of the mountainous plateau Region of Santa Catarina State, Brazil. **Semina: Ciências Agrárias**, v.36, n.5, 3173-3179, 2015.

LOPES, S.G.; ANDRADE, G.V.; COSTA-JÚNIOR, L.M. A first record of *Amblyomma dissimile* (Acari: Ixodidae) parasitizing the lizard *Ameiva ameiva* (Teiidae) in Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.19, n.4, p. 262-264, 2010.

MARTINS, T.F.; VENZAL, J.M.; TERASSINI, F.A.; COSTA, F.B.; MARCILI, A.; CAMARGO, L.M.; BARROS-BATTESTI, D.M.; LABRUNA, M.B. New tick records from the state of Rondônia, western Amazon, Brazil. **Experimental and Applied Acarology**, v.62, n.1, p.121-128, 2014.

MASSARD, C.L.; FONSECA, A.H. Carrapatos e doenças transmitidas comumente ao homem e aos animais. **A Hora Veterinária**, v.135, n.1, p.15-23, 2004.

PONTES, J.A.L.; GAZÊTA, G.S.; VRCIBRADIC, D.; ROCHA, C.F.D. Ecology of ticks in a taxocenosis of snakes from the Serra do Mendanha, Rio de Janeiro, Brazil, with new host records. **Zoologia**, v.26, n.2, p.328-333, 2009.

REBÊLO, G.; PEZZUTI, J. Percepções sobre o consumo de quelônios na Amazônia: sustentabilidade e alternativas ao manejo atual. **Ambiente & Sociedade**, n.6-7, p.85-104, 2000.

STRONG, J.N.; FRAGOSO, J.M.V. Seed dispersal by *Geochelone carbonaria* and *Geochelone denticulata* in Northwestern Brazil. **Biotropica**, v.38, n.5, p.683-686, 2006.

URQUHART, G.M.; ARMOUR, J.; DUNCAN, J.L.; DUNN, A.M.; JENNINGS, F.W. **Parasitologia Veterinária**. 2. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 273 p., 1998.

ZIMMERMANN, N.P.; AGUIRRE, A.; RODRIGUES, V.; GARCIA, M.V.; MEDEIROS, J.F.; BLECHA, I.; DUARTE, P.O.; CRUZ, B.C.; CUNHA, R.C.; MARTINS, T.F.; ANDREOTTI, R. Wildlife species, Ixodid fauna and new host records for ticks in an Amazon forest area, Rondônia, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.27, n.2, p.177-182, 2018.

CARRAPATOS DO GÊNERO *Amblyomma romitii* E *Amblyomma pacaie* EM CAPIVARA DE ÁREA DE PRESERVAÇÃO AMBIENTAL DE ROLIM DE MOURA, RONDÔNIA, BRASIL

Renato da Silva¹
Ketly Lorrainy Rodrigues de Oliveira²
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo³

DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.3

1 Graduando do curso de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura.

2 Graduanda do curso de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura.

3 Laboratório de Parasitologia, Entomologia e Biologia Molecular voltado à Saúde Única-LAPEMSU. Departamento de Medicina Veterinária e Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura. mayra.araguaia@unir.br

INTRODUÇÃO

Os carrapatos são ectoparasitos obrigatórios, com hábitos hematófagos, de vida livre e parasitária em pelo menos um estágio do ciclo biológico. Pertencem ao filo Arthropoda, Classe Arachnida, Subclasse Acari e Ordem Ixodida, está dividida em três famílias: Ixodidae, Argasidae e Nuttalliellidae (SERRA-FREIRE & MELLO, 2006). Os principais gêneros da família Ixodidae são: *Amblyomma*, *Rhipicephalus* e *Dermacentor*. O gênero *Amblyomma* abrange diversas espécies, dentre elas o *Amblyomma romitii* e *Amblyomma paca*, espécies com citações limitadas na literatura. São identificadas na América do Sul, principalmente na Região Amazônica (BARROS-BATTESTI et al., 2006). *A. paca* popularmente conhecido como “carrapato castanho da paca”, pois se hospeda principalmente em animais da família cuniculidae (Rodentia), como paca (*Cuniculus paca*), podendo parasitar outros animais, como queixada (*Tayassu pecari*), tamanduá (*Tamandua tetradactyla*) e anta (*Tapirus terrestris*), entre outros (GUZMAN-CORNEJO et al., 2006).

A distribuição conhecida dessa espécie vai desde de Belize, Panamá, Colômbia, Venezuela, Guiana, Suriname, Paraguai e Brasil. O *Amblyomma romitii* foi encontrado primeiramente parasitando seres humanos no estado do Pará, e posteriormente parasitando capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) no estado de Rondônia no município de Vilhena (LABRUNA et al., 2010) e em São Francisco do Guaporé (KEMPER et al., 2013). Sua distribuição atual é restrita ao Brasil e Guiana.

MATERIAL E MÉTODOS

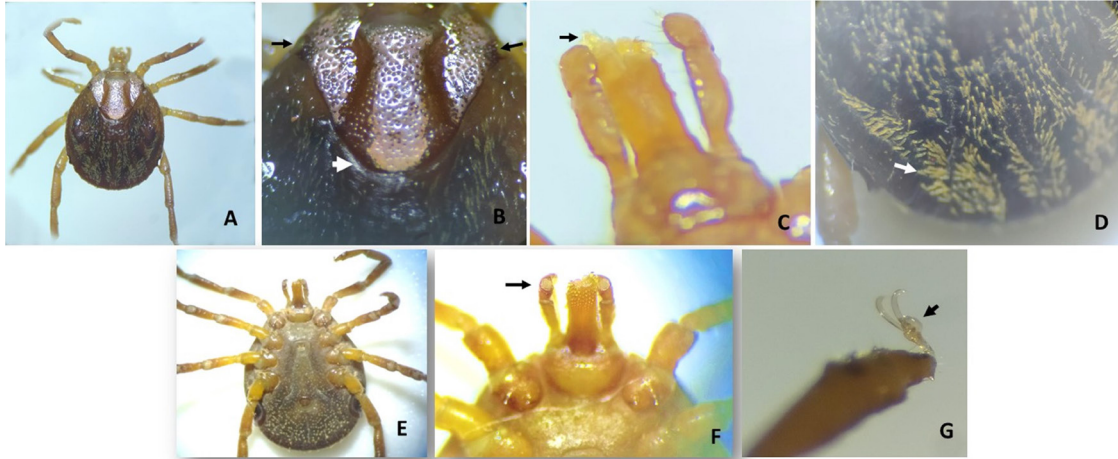
Foram coletados 10 carrapatos em um grupo de capivaras (*Hydrochoerus hydrochaeris*) de vida livre em Área de Proteção Ambiental (APA) da Fazenda Experimental do Km 15 da Universidade Federal de Rondônia, *campus* Rolim de Moura, Zona da Mata do estado de Rondônia. As atividades foram aprovadas pela Comissão de Ética no Uso de Animal (CEUA) da Universidade Federal de Rondônia, *campus* Rolim de Moura, sob o protocolo nº 031/2019, e obtiveram autorização do Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (nº 58649 e nº 12178-14).

Os espécimes ectoparasitos foram coletados manualmente e armazenados em frascos contendo álcool 70%. Os espécimes foram identificados sob estereomicroscópio usando a chave de identificação de Barros-Battesti et al. (2007) e sua morfologia foi descrita.

RESULTADOS

Dos 10 carrapatos coletados, oito foram identificados como espécimes fêmeas adultas (Figura 1) e um espécime macho de *Amblyomma romitii* (Figura 2) e um único espécime de *Amblyomma pacaе*.

Figura 1 - *Amblyomma romitii*, fêmea adulta. A - vista dorsal; B - escudo em evidência mostrando o ornamento esbranquiçado/acobreado (seta branca), olhos grandes (setas pretas); C - dígito móvel provido de denticúlos cortantes; D - densa pilosidade no aloescudo (seta); E - vista ventral; F - quarto artigo do palpo, situado em uma fosseta (seta); G - pulvilo (seta) e garras.



Fonte: Arquivos da pesquisa, 2020.

Figura 2 - *Amblyomma romitii*, espécime macho. A - vista dorsal; B - vista ventral, mostrando ausência de placas adanais; C - vista dorsal do gnatossoma onde podem ser observados os palpos, as quelíceras e a base do capítulo retangular (seta).



Fonte: Arquivos da pesquisa, 2020.

DISCUSSÃO

Dentre os ectoparasitos de animais, os carrapatos são os carreadores de um grande número de doenças, sendo vetores de uma diversidade de patógenos que podem ser zoonoses (GUGLIELMONE et al., 2011). A família Ixodidae possui o maior número de espécies, contendo mais de 700 espécies descritas dentre o gênero *Ixodes*, tendo como característica principal da família a presença de um escudo quitinoso, que os nomeiam de carrapatos duros.

O gênero *Amblyomma* é um dos pertencentes da família Ixodidae, geralmente são trioxenos, tem olhos convexos e são longos. Possuem cerca de 59 espécies, sendo destas 33 encontradas no Brasil (ARAGÃO & FONSECA, 1961; ONOFRIO et al., 2007). As espécies de *Amblyomma romitii* e *A. pacae* possuem algumas características morfológicas distintas das do gênero.

Amblyomma pacae possuem dimorfismo sexual, no qual os machos apresentam escudo castanho-claro e algumas manchas esbranquiçadas. A coxa I com dois espinhos finos pontiagudos, no qual o externo é maior que o interno. Já nas fêmeas o escudo é castanho-avermelhado, com duas manchas pardas. Na coxa I, o espinho interno apresenta $\frac{2}{3}$ do externo. Os machos possuem a base do capitulo retangular. Essa espécie já foi descrita nos municípios de Governador Jorge Teixeira, Cacaupônia, Monte Negro e Buritis (LABRUNA et al., 2005).

Amblyomma romitii possuem a base do capítulo triangular, escudo de coloração marrom, ornamentado com mancha brancas, placas espiraculares muito grandes e com margens festonadas e IV coxa com dois espinhos cada (KEMPER et al., 2013). Essa espécie já foi descrita por Labruna et al. (2010) parasitando capivara em Vilhena. Segundo Barros-Battetsi et al. (2007), as características morfológicas que mais chamam atenção na parte dorsal da fêmea de *A. romitii* são as pilosidades brancas densa no aloescudo e olhos protuberantes lateralmente.

No presente estudo, se descreve o primeiro relato das espécies de *Amblyomma romitii* e *Amblyomma pacae* parasitando capivaras da zona da mata rondoniense. O estado de Rondônia tem contribuído nos últimos anos com diversas espécies novas de carrapatos, por isso os estudos da ixodofauna no estado é importante para ampliar o conhecimento nacional da distribuição de espécies.

REFERÊNCIAS

- ARAGÃO, H.; FONSECA, F. Notas de ixodologia: VIII. Lista e chave para os representantes da fauna ixodológica brasileira: notas de ixodologia. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.59, n.2, p.115-129, 1961.
- BARROS-BATTESTI, D. N.; ARZUA, M.; BECHARA, J. 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.; ARZUA, M.; ONOFRIO, V.C.; LABRUNA, M.B. Validation and redescription of *Amblyomma romitii* Tonelli-Rondelli, 1939 (Acari: Ixodidae). **Systematic Parasitology**, v.68, n.2, p.79-86, 2007.
- GUGLIELMONE, A.A.; NAVA, S.; DÍAZ, M.M. Relationships of South American marsupials (Didelphimorphia, Microbiotheria and Paucituberculata) and hard ticks (Acari: Ixodidae) with distribution of four species of Ixodes. **Zootaxa**, v.3086, n.1, p.1-30, 2011.
- GUZMAN-CORNEJO, C.; PEREZ, T.M.; NAVA, S.; GUGLIELMONE, A.A. First records of the ticks *Amblyomma calcaratum* and *A. pacae* (Acari: Ixodidae) parasitizing mammals of Mexico. **Revista Mexicana de Biodiversidad**, v.77, n.1, p.123-127, 2006.
- KEMPER, R.T.; ALMEIDA, R.; SEPP, J.P.G.B.; MARTINS, T.F.; LABRUNA, M.B.; KANADANI, A.C. Descrição de *Amblyomma romitii* em capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*) em São Francisco do Guaporé, Rondônia. **Scientific Electronic Archives**, v.2, p.36-38, 2013.
- LABRUNA, M.B.; BARBIERI, F.B.; MARTINS, T.F.; BRITO, L.G.; RIBEIRO, F.D.S. New tick records in Rondônia, Western Brazilian Amazon. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.19, n.3, p.192-194, 2010.
- LABRUNA, M.B.; CAMARGO, L.M.A.; TERRASINI, F.A.; FERREIRA, R.; SCHUMAKER, T.T.S.; CAMARGO, E.P. Ticks (Acari: Ixodidae) from the state of Rondônia, western Amazon, Brazil. **Systematic and Applied Acarology**, v.10, p.17-32, 2005.
- ONOFRIO, V.C. **Revisão do gênero *Amblyomma* Koch, 1844 (Acari: Ixodidae) no Brasil**. 2007. 174 p. Tese (Doutorado em Ciências Veterinárias) –Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, 2007.
- SERRA-FREIRE, N. M.; MELLO, R. P. **Entomologia & acarologia na medicina veterinária**. Rio de Janeiro: L. F. Livros. 2006. 200p.





CAPÍTULO 2

PATÓGENOS TRANSMITIDOS POR ARTRÓPODES



APRESENTAÇÃO DO CAPÍTULO 2

Maria Lais Devólio Almeida¹
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo²

Os carrapatos possuem íntima associação com vertebrados e a partir de suas características biológicas se destacam no ciclo das doenças transmitidas por vetores (DTVs). O hematofagismo em todas as suas fases de vida lhe confere uma extraordinária capacidade de agirem como transmissores de doenças entre animais silvestres, domésticos e os humanos. Alguns desses patógenos representam uma ameaça à saúde e ao bem-estar animal e são responsáveis por graves impactos na saúde pública, devido a sua natureza zoonótica. Além disso, há um desafio no diagnóstico dessas doenças, tanto na medicina veterinária quanto na medicina humana devido a diversidade das manifestações clínicas e a ocorrência de coinfeções (ESCCAP, 2019; ALHO et al., 2017).

A primeira demonstração de que esses vetores poderiam transmitir doenças infecciosas aconteceu em 1893, quando Smith e Kilbourne (1893) demonstraram que o carrapato *Rhipicephalus (Boophilus) annulatus* transmitia o protozoário *Babesia bigemina*, agente etiológico da febre do Texas nos bovinos.

Em meados do século XX, os carrapatos foram implicados como vetores de patógenos bacterianos, tais como a transmissão da bactéria *Borrelia duttonii* através do vetor *Ornithodoros moubata* (DUTTON & TODD, 1905) e da bactéria *Rickettsia rickettsii*, agente da febre maculosa transmitida pelo carrapato *Dermacentor andersoni* (RICKETTS, 1909). A partir daí, os estudos se intensificaram e em 1930 relatou-se o papel do *Rhipicephalus sanguineus*, o carrapato marrom do cão, na transmissão da febre maculosa do Mediterrâneo (BRUMPT, 1932).

Burgdorfer et al. (1980) identificaram espiroquetas no intestino de carrapatos da espécie *Ixodes dammini*, as quais denominaram *Borrelia burgdorferi*. Posteriormente, Barbour e Hayes (1986) detectaram DNA bacteriano correspondente a *B. burgdorferi* em amostras de pele, líquido e líquido sinovial de pacientes que apresentavam lesões eritematosas, associando o quadro clínico com a bactéria. Devido ao fato dessas lesões serem mais comumente relatadas na cidade de Lyme, nos Estados Unidos, a doença ficou conhecida como Borreliose de Lyme. Esta doença ainda é considerada a doença transmitida por vetores mais importante nos Estados Unidos e também na Europa (STONE et al., 2005; MIZIARA et al., 2018).

¹ Possui graduação em Biomedicina pela Fundação Educacional de Fernandópolis. Especialização em Análises Clínicas - Diagnóstico Avançado na Faculdade de Medicina de São José do Rio Preto - FAMERP. Mestranda no Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura

² Laboratório de Parasitologia, Entomologia e Biologia Molecular voltado à Saúde Única-LAPEMSU. Departamento de Medicina Veterinária e Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura. mayra.araguaia@unir.br

A distribuição geográfica dos carrapatos está totalmente relacionada às condições ambientais ideais para cada espécie e isso determina as áreas de risco para as doenças transmitidas por esses vetores. Vale ressaltar que os carrapatos agem como vetores e também como reservatórios de patógenos, podendo ser transmitidos entre as espécies de maneira transestadial (entre os estádios de larvas para ninfa e de ninfa para adultos) e transovariana (de uma geração para outra através dos ovários, ou seja, para ovos e lavas) (ANDERSON & MAGNARELLI, 2008).

As babesioses ou piroplasmoses são doenças parasitárias provocadas por várias espécies de protozoários do gênero *Babesia*, pertencentes a ordem Piroplasmida, filo Apicomplexa. Sua forma infectante é o esporozoíto ou piroplasma, que parasita as hemácias dos mamíferos, resultando em uma anemia regenerativa. O carrapato *Rhipicephalus sanguineus* é o principal transmissor da babesiose canina (BANETH et al., 2004).

Coinfecções de parasitos do gênero *Babesia* com bactérias da ordem Rickettsiales são frequentes em carnívoros e bovinos, dificultando seu diagnóstico precoce. A mortalidade desta doença pode variar de baixa em animais autóctones e imunocompetentes e extremamente elevadas em animais imunocomprometidos (KOCAN et al., 2000). Algumas espécies exibem caráter zoonótico, como *Babesia bovis*, *B. microti*, *B. divergens*, *B. equi* (atualmente *Theileia equi*) (KJEMTRUP & CONRAD, 2000).

Outro grupo de patógenos transmitido por carrapatos são as riquetsias. São bactérias Gram negativas, intracelulares obrigatórias pertencentes a ordem Rickettsiales. São organizadas, taxonomicamente, em duas famílias: Anaplasmataceae e Rickettsiaceae, devido a uma reclassificação em 2001 baseada na análise filogenética dos genes 16S rRNA e groESL, em que a família Rickettsiaceae passou a incluir apenas o gênero *Rickettsia*, enquanto a família a Anaplasmataceae incluiu os gêneros *Ehrlichia*, *Anaplasma* e *Neorickettsia* (DUMLER et al., 2001).

A erliquiose monocítica canina é uma doença infecciosa de distribuição mundial, causada por *Ehrlichia canis*. Essa riquetsia infecta monócitos, macrófagos e linfócitos do hospedeiro e, é transmitida pelo carrapato *Rhipicephalus sanguineus*, assim como *Anaplasma platys*, responsável por parasitar plaquetas. Enquanto *Anaplasma phagocytophilum* é o agente etiológico da anaplasnose granulocítica, que infecta os granulócitos (neutrófilos e eosinófilos) e transmitida por *Ixodes ricinus* (RIKIHISA, 1991; TOMASSONE et al., 2018). As três espécies já foram identificadas em infecções naturais em humanos (IOWA STATE UNIVERSITY CENTER FOR FOOD SECURITY AND PUBLIC HEALTH, 2013).

A anaplasmose bovina é causada pela *Anaplasma marginale*, transmitida principalmente por carrapatos *Rhipicephalus (Boophilus) microplus*. Por se tratar de uma bactéria intraeritrocitária obrigatória, o hospedeiro apresenta anemia devido a destruição das hemácias parasitadas. Na “Tristeza Parasitária Bovina” há infecção simultânea dos protozoários *Babesia bovis*, *Babesia bigemina* com a bactéria *Anaplasma marginale*, ambas transmitidas por carrapatos *R. (B.) microplus* (M’GHIRBI et al., 2016).

Quanto a bactéria *Rickettsia rickettsii*, agente da febre maculosa, o cão doméstico pode se comportar como carreador de carrapatos que foram infectados a partir de animais silvestres, como lebres, esquilos, roedores e marsupiais. No Brasil, carrapatos do gênero *Amblyomma* parasitam uma ampla variedade de hospedeiros, incluindo humanos e são considerados potentes transmissores da Febre Maculosa Brasileira (SZABÓ et al., 2013; MORAES-FILHO, 2017).

Carrapatos das espécies *Dermacentor variabilis* e *Amblyomma americanum* podem se comportar como vetores e reservatórios de *Cytauxzoon felis*, um protozoário intraeritrocítico e de células reticuloendoteliais, pertencente à ordem Piroplasmida, mesma ordem de *Babesia* sp. e alocada na família Theileriidae (ALVARADO-RYBAK et al., 2016). No Brasil, carrapatos da espécie *Amblyomma cajennense* foi proposto como vetor deste patógeno após ser encontrado em um leão criado em cativeiro com citauxzoonose fatal (PEIXOTO et al., 2007).

Observa-se então, que desde a década de 1980, mais de quinze novas doenças ocasionadas por carrapatos foram descritas no mundo. Alguns fatores como o desmatamento, a procura de atividades ao ar livre, maior contato com áreas inexploradas, residências próximas à mata têm contribuído para essa emergência (PAROLA & RAOULT, 2001). Sabendo que a morbidade e mortalidade aumentam diretamente com atrasos no diagnóstico e tratamento dessas doenças, é extremamente importante investir em pesquisas neste propósito afim de capacitar o médico veterinário juntamente com os médicos humanos, além de caracterizar a dinâmica dos patógenos nos diversos ambientes e nos diversos hospedeiros.

REFERÊNCIAS

ALHO, A.M.; LIMA, C.; LATROFA, M.S.; COLELLA, V.; RAVAGNAN, S.; CAPELLI, G.; MADEIRA DE CARVALHO, L.; CARDOSO, L.; OTRANTO, D. Molecular detection of vector-borne pathogens in dogs and cats from Qatar. **Parasites & Vectors**, v.10, n.1, p.298, 2017.

ALVARADO-RYBAK, M.; SOLANO-GALLEGO, L.; MILLÁN, J. A review of piroplasmid infections in wild carnivores worldwide: importance for domestic animal health and wildlife conservation. **Parasites & Vectors**, v.9, n.1, p.538, 2016.

ANDERSON, J.F.; MAGNARELLI, L.A. Biology of ticks. **Infectious Disease Clinics of North America**, v.22, n.2, pág. 195-215, 2008.

BANETH, G.; KENNY, M.J.; TASKER, S.; ANUG, Y.; SHKAP, V.; LEVY, A.; SHAW, S.E. Infection With a proposed new subspecies of *Babesia canis*, *Babesia Canis* subsp. *presentii*, in domestic cats. **Journal of Clinical Microbiology**, v.42, n.1, p.99-105, 2004.

BARBOUR, A.G.; HAYES, S.F. Biology of *Borrelia* species. **Microbiological Reviews**, v.50, n.4, p.381-400, 1986.

BRUMPT, E. Longevité du virus de la fièvre boutonnière (*Rickettsia conorii*, n. sp.) chez la tique *Rhipicephalus sanguineus*. **Compte rendu des seances de la Societe de biologie**, v.110, n.28, p.1197-9, 1932.

BURGDORFER, W.; BARBOUR, A.G.; HAYES, S.F.; BENHACH, J.L.; DAVIS, J.P. Lyme disease, a tick-borne spirochetosis? **Science**, v.216, n.4552, p.1317-1319, 1982.

DUMLER, J.S.; BARBET, A.F.; BEKKER, C.P.; DASCH, G.A.; PALMER, G.H.; RAY, S.C.; RIKIHISA, Y.; RURANGIRW, F.R. 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, Pt.6, p.2145-2165, 2001.

DUTTON J.E.; TODD J.L. **The nature of human tick-fever in the eastern part of the Congo Free State: with notes on the distribution and bionomics of the tick.** Published for the University Press of Liverpool by Williams & Norgate.1905. 26 p.

ESCCAP - EUROPEAN SCIENTIFIC COUNSEL COMPANION ANIMAL PARASITES. **ESCCAP Guideline 5 - Control of vector-borne diseases in dogs and cats** (3rd. ed). 2019. Disponível em: https://www.esccap.org/uploads/docs/t2kkcb-gl_0775_ESCCAP_Guideline_GL5_v9_1p.pdf. Acesso em 12 de julho de 2021.

IOWA STATE UNIVERSITY CENTER FOR FOOD SECURITY AND PUBLIC HEALTH. **Ehrlichiosis and Anaplasmosis: Zoonotic Species.** (2013). Center for Food Security and Public Health Technical Factsheets. 53. Disponível em: https://lib.dr.iastate.edu/cfsph_factsheets/53. Acesso em 12 de julho de 2021.

KJEMTRUP, A.M.; CONRAD, P.A. Human babesiosis: an emerging tick-borne disease. **International Journal for Parasitology**, v.30, n.12-13, p.1323-37, 2000.

KOCAN, K.M.; BLOUIN, E.F.; BARBET, A.F. Anaplasmosis control. Past, present, and future. **Annals of the New York Academy of Sciences**, v.916, p. 501-509, 2000.

M'GHIRBI, Y.; BÈJI, M.; OPORTO, B.; KHROUF, F.; HURTADO, A.; BOUATTOUR, A. *Anaplasma marginale* and *A. phagocytophilum* in cattle in Tunisia. **Parasites & vectors**, v.9, n.1, p.556, 2016.

MIZIARA, C. S. M. G.; SERRANO, V. A. G.; YOSHINARI, N. Passage of *Borrelia burgdorferi* through diverse Ixodid hard ticks causes distinct diseases: Lyme borreliosis and Baggio-Yoshinari syndrome. **Clinics**, v.73, p.1-4, 2018.

MORAES-FILHO, J. Febre maculosa brasileira. **Revista de Educação Continuada de Medicina Veterinária e Zootecni**, v.15, n.1, p.38-45, 2017.

PAROLA, P.; RAOULT, D. Ticks and tickborne bacterial diseases in humans: An emerging infectious threat. **Clinical infectious diseases: an official publication of the Infectious Diseases Society of America**, v.32, n.6, p.897-928, 2001.

PEIXOTO, P.V.; SOARES, C.O.; SCOFIELD, A., SANTIAGO, C.D.; FRANÇA, T.; BARROS, S.S. Fatal cytauxzoonosis in captive-reared lions in Brazil. **Veterinary Parasitology**, v.145, n.3-4, p.383-387, 2007.

RIKIHISA, Y. The Tribe Ehrlichieae and Ehrlichial Diseases. **Clinical Microbiology Reviews**, v.4, n.3, p.286-308, 1991.

RICKETTS H.T. Some aspects of Rocky Mountain spotted fever as shown by recent investigations. **Reviews of Infectious Diseases**, v.13, n.6, p.1227-1240, 1909.

SMITH T.; KILBOURNE F.L. **Investigators into the nature, causation, and prevention of Texas or southern cattle fever**. Bulletin (United States. Bureau of Animal Industry) n.1, 1893. 301 p.

STONE, E.G.; LACOMBE, E.H.; RAND, P.W. Antibody testing and Lyme disease risk. **Emerging Infectious Diseases**, v.11, n.5, p.722-4, 2005.

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, n.27, 2013.

TOMASSONE, L.; BERRIATUA, E.; DE SOUSA, R.; DUSCHER, G.G.; MIHALCA, A.D.; SILAGHI, C.; SPRONG, H.; ZINTL, A. Neglected vector-borne zoonoses in Europe: into the wild. **Veterinary Parasitology**, v.251, p.17-26, 2018.

HEMOPARASITOS EM CÃES DOMICILIADOS NO MUNICÍPIO DE ROLIM DE MOURA, RONDÔNIA

Hortência Laporti de Souza¹
Talita Oliveira Mendonça²
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo³

DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.4

1 Possui graduação em Medicina Veterinária pela Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura

2 Graduada em Medicina Veterinária pela Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura. Mestre pelo Programa de Pós Graduação em Medicina Veterinária (área de concentração em Medicina Veterinária Preventiva) na Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho, Câmpus de Jaboticabal e doutoranda do mesmo programa e instituição

3 Laboratório de Parasitologia, Entomologia e Biologia Molecular voltado à Saúde Única-LAPEMSU. Departamento de Medicina Veterinária e Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura. mayra.araguaia@unir.br

INTRODUÇÃO

O cão doméstico é o principal animal de estimação, que convive em íntimo contato com seres humanos. O Brasil é o quarto país do mundo com maior população de animais de estimação, com 132 milhões de animais e desses 52, 2 milhões são cães (MAPA, 2013). Dentre os principais hemoparasitos de cães encontrados no Brasil, destacam-se a *Ehrlichia canis* (DONATIEN & LESTOQUARD, 1935), *Anaplasma platys* (HARVEY et al., 1978) e *Babesia canis vogeli* (PIANA & GALLI-VALERIO, 1895), que causam importantes hemoparasitoses (ALMOSNY, 1998)

As hemoparasitoses como anaplasmose, babesiose e erliquiose são doenças de ocorrência mundial e figuram entre as principais doenças que afetam os cães de todo o mundo. Essas enfermidades são de grande relevância na clínica médica veterinária devido a sua prevalência, alta morbidade, e se não tratadas, podem ocasionar o óbito do hospedeiro (BREDA et al., 2018).

O estado de Rondônia (Brasil) possui um clima tropical quente e úmido, propício ao desenvolvimento de várias espécies de carrapatos durante todos os meses do ano, favorecendo a transmissão dos hemoparasitos caninos (BRITO et al., 2009). Esse trabalho teve como objetivo investigar a ocorrência de infecção natural por hemoparasitos em cães domésticos domiciliados no município de Rolim de Moura - RO, Brasil.

MATERIAL E MÉTODOS

O estudo foi realizado no município de Rolim de Moura (11°48'13" S, 61°48'12" O), que possui de 1.454,888 km² e está localizado na região leste do estado de Rondônia. O município, no último censo, contava com aproximadamente 50.648 habitantes (IBGE, 2011).

As colheitas de amostras sanguíneas de cães foram realizadas durante os meses de fevereiro a maio de 2019, sob aprovação da Comissão de Ética na Utilização de Animais (CEUA) da Universidade Federal de Rondônia (Protocolo: n° 030/2019).

Foram amostrados 183 cães domiciliados do perímetro urbano, escolhidos por conveniência, não tendo distinção entre raça, sexo ou idade. No momento da colheita foi preenchida uma ficha para cada animal, com informações sobre o mesmo e os dados do seu tutor.

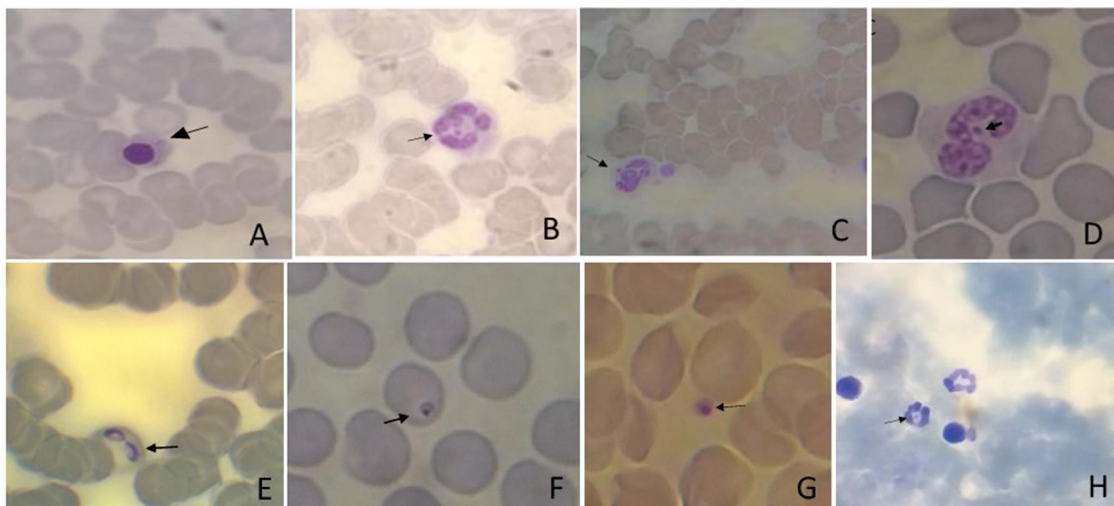
Após a contenção física do animal, realizou-se a assepsia com álcool 70% e foram colhidos aproximadamente 2 mL de sangue venoso pelo acesso da veia cefálica

e depositado em frasco tipo vacutainer contendo ácido etilenodiamino tetra-acético (EDTA). As amostras foram acondicionadas em caixas térmicas com gelo reciclável. Foram confeccionadas 183 lâminas de esfregaços sanguíneos e 183 lâminas de gota espessa, em ambas foram utilizados seis microlitros de sangue.

RESULTADOS

Neste trabalho foram detectados na microscopia de luz (Figura 1), esfregaço sanguíneo e gota espessa, 20 (10,92%) cães positivos para *Babesia canis vogeli*, dois (1,09%) cães positivos para *E. canis* e 12 (6,55%) cães positivos para formas sugestivas de mórula de *Anaplasma phagocytophilum* e um (0,54) cão positivo para *Anaplasma platys*. A descrição encontra-se detalhada na Tabela 1.

Figura 1 - Hemoparasitos identificados em células sanguíneas de cães por meio da microscopia de luz no município de Rolim de Moura-RO. **Esfregaço sanguíneo:** A - monócito com mórula de *Ehrlichia canis*; B e C - neutrófilo com mórula sugestiva de *Anaplasma phagocytophilum*; D - imagem com zoom de neutrófilo com mórula sugestiva de *Anaplasma phagocytophilum*; E - eritrócitos com dois trofozoítos maduros de *Babesia canis*; F - trofozoítos jovens de *Babesia canis*; G - Plaqueta de cão com mórula de *Anaplasma platys* em esfregaço sanguíneo. **Gota espessa:** H - neutrófilo com forma sugestiva de mórula de *Anaplasma*. Coloração de Giemsa. Aumento de 100x.



Fonte: Arquivos da pesquisa, 2018.

Tabela 1 - Número total e porcentagem de animais positivos para hemoparasitos no esfregaço sanguíneo e gota espessa na região de Rolim de Moura, Rondônia.

Hemoparasito	Animais positivos/ Total de animais estudados	%	Animais positivos/ Total de animais estudados	%
	Esfregaço Sanguíneo		Gota espessa	
<i>Babesia canis vogeli</i>	20/183	10,92	0/183	0
<i>Anaplasma phagocytophilum</i>	12/183	6,55	1/183	0,54
<i>Anaplasma platys</i>	1/183	0,54	0/183	0
<i>Ehrlichia canis</i>	2/183	1,09	0/183	0
Total de animais infectados	31/183	16,93	1/183	0,54

Fonte: Arquivos da pesquisa, 2018.

Do total de 183 amostras, 27 (14,75%) foram positivas para apenas um agente e 4 (2,17%) positivas para dois parasitos (Tabela 2). Nenhuma das amostras foi positiva para três agentes simultaneamente.

Tabela 2 - Coinfecção de animais positivos para *Babesia canis*, *Anaplasma* spp. e *Ehrlichia canis*

Coinfecção	Número/Total	%
<i>Babesia canis</i> / <i>A. phagocytophilum</i>	2/183	1,09
<i>A. platys</i> / <i>A. phagocytophilum</i>	1/183	0,54
<i>A. phagocytophilum.</i> / <i>Ehrlichia canis</i>	1/183	0,54

Fonte: Arquivos da pesquisa, 2018.

DISCUSSÃO

Duas amostras foram positivas para *E. canis*. Mundim et al. (2008) realizaram uma pesquisa no Centro de Controle de Zoonoses (CCZ) da cidade de Anápolis - GO, onde foram coletadas amostras de 53 cães de diferentes raças e idades. Os autores encontraram uma porcentagem semelhante à de este trabalho de *Babesia* spp. 11,11%, mas seus resultados para *Anaplasma* spp. e *Ehrlichia* spp. foram superiores de 50,00% e 5,56% respectivamente. A alta frequência descrita por esses autores pode ser justificada pelo fato dos cães avaliados serem procedentes do CCZ, um local propício à maior infestação de carrapatos, com elevada aglomeração de animais, dos quais podem apresentar um grau de debilidade acentuado.

No exame de esfregaço sanguíneo realizado no presente estudo, 6,55% (12/183) das amostras apresentaram neutrófilos com inclusões citoplasmáticas caracterizadas por agregados azul-violeta de corpos puntiformes, sugestivos de mórulas de

A. phagocytophilum. No Brasil se desconhece o vetor da bactéria que tem mórulas semelhantes a *A. phagocytophilum* em neutrófilos, assim como sua apresentação clínica. O resultado foi superior ao do estudo realizado por Yousefi et al. (2019) em cães domiciliados e não domiciliados em Teerã, capital do Irã, na qual apresentou apenas 0,67% (1/150) de amostras com mórulas de *A. phagocytophilum* em esfregaços sanguíneos.

Neste estudo foi identificada uma amostra (0,54%) contendo estruturas compatíveis com corpúsculos iniciais elementares ou mórulas de *A. platys*. Dados que condizem com o estudo realizado por Acetta (2008), que relatou uma frequência de apenas 0,96% (929/3019) em cães com trombocitopenia na Região dos Lagos do Estado do Rio de Janeiro. Essa baixa frequência provavelmente está relacionada ao emprego de apenas um método de diagnóstico, o exame parasitológico direto, possui como desvantagem a baixa sensibilidade em casos subagudos e crônicos da doença.

Das lâminas positivas no esfregaço sanguíneo para os parasitos, apenas uma apresentou-se positiva na gota espessa com uma mórula de *Anaplasma* sp.

Os valores encontrados neste trabalho foram de 10,92% (20/183) para *B. canis*, que pode ser considerado baixo quando comparado ao trabalho de Pontevedra (2000) que apresentou um elevado índice de positividade para *Babesia* spp. Dos 79 esfregaços sanguíneos de ponta de orelha corados com panótico, 52 (66%) foram positivos. Esses valores podem ter sido inferiores neste trabalho devido à baixa parasitemia características da *B. canis*, visto que os animais estavam aparentemente saudáveis clinicamente e esse parasito é viscerotrópico. Outro fator, é que as amostras não são de origem capilar, o que aumentaria a oportunidade de visualização de hemácias parasitadas (TABOADA, 1998).

No Brasil existem apenas dois relatos de existência da espécie de *B. gibsoni* identificadas por meio de microscopia luz (BRACCINI et al., 1992; LUCIDI et al., 2004), porém, *B. gibsoni* não foi encontrada no presente estudo.

A coinfeção de hemoparasitos pode ser facilitada pelo fato do carrapato *R. sanguineus* ser o principal vetor das parasitoses mais comuns que infectam cães, como *Babesia* spp., *Hepatozoon* spp. e *E. canis* (MUNDIM et al., 2008; SANTOS et al., 2009). Neste estudo apenas duas amostras apresentaram infecções concomitantes de *Babesia* spp. e *Anaplasma* spp. sendo um resultado bem inferior quando comparado ao trabalho de Vasconcelos (2010), onde 26 de 187 animais apresentaram coinfeção.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Registra-se a primeira descrição desses hemoparasitos em cães no estado de Rondônia. Mórulas semelhantes às de *A. phagocytophilum* no Brasil ainda são incógnitas e pesquisas em Rondônia estão sendo aprofundadas por meio da epidemiologia molecular, assim como também de *A. platys*, em cães e gatos.

Concluiu-se que os hemoparasitos continuam sendo altamente prevalentes, com grande importância para a clínica ceterinária, destacando-se a importância do diagnóstico laboratorial desses patógenos e principalmente o controle de seus vetores, devido ao seu potencial zoonótico desses patógenos.

No município de Rolim de Moura-RO há circulação de *Babesia canis* e *Ehrlichia canis* entre hospedeiros definitivos, os carrapatos, e os hospedeiros intermediários, os cães. Os cães apresentaram baixas parasitemias dificultando o diagnóstico baseado na morfologia (esfregaço sanguíneo e gota espessa).

Identificou-se e relatou-se por primeira vez *Anaplasma platys* em cães no estado de Rondônia, Brasil, assim como, por primeira vez formas sugestivas de mórulas de *Anaplasma phagocytophilum*.

Dessa forma, os resultados preliminares do presente estudo demonstram a necessidade de realizar estudos moleculares para realização de análises filogenéticas de hemoparasitos em cães no estado de Rondônia.

REFERÊNCIAS

ACCETTA, E.M.T. *Ehrlichia canis* e *Anaplasma platys* em cães (*Canis familiaris*, Linnaeus, 1758) trombocitopênicos da Região dos Lagos do Rio de Janeiro. 2008. 64 p. 2008. 64 p. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária). Instituto de Veterinária, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ, 2008.

ALMOSNY, N. R. P. *Ehrlichia canis* (Donatien & Lestoquard, 1935): Avaliação parasitológica, hematológica e bioquímica sérica da fase aguda de cães e gatos experimentalmente infectados. 1998. 202f. Tese (Doutorado em medicina veterinária) - Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. Seropédica, 1998.

BRACCINI, G. C. CHAPLIN E.L.; STOBE N.S.; ARAÚJO F.A.P.; SANTOS N.R. Resultados de exames laboratoriais realizados no setor de protozoologia da Faculdade de Veterinária da UFRGS, Porto Alegre, nos anos de 1986 a 1990. **Arquivos da Faculdade Veterinária da Universidade Federal do Rio Grande do Sul**, v.20, p.134-49, 1992.

BREDA, J.C. RODRIGUES, A.D.; SPADA, P.W.D.D.; TORRINANI, T. Hemoparasitoses em cães: análise de dados laboratoriais. **Revista Acadêmica: Ciência Animal**, v.16, e16016, 2018.

BRITO, L.G.; BARBIERI, F.S.; OLIVEIRA, M.C.S.; SILVA NETA, F.G. **Estratégias de controle para o carrapato dos bovinos em rebanhos leiteiros estabelecidos na Amazônia Sul Ocidental: recomendações técnicas**. 2009. Disponível em: <https://www.embrapa.br/rondonia/busca-de-publicacoes/-/publicacao/710948/estrategias-de-controle-para-o-carrapato-dos-bovinos-em-rebanhos-leiteiros-estabelecidos-na-amazonia-ocidental-recomendacoes-tecnicas>. Acesso em 15 fevereiro 2021.

HARVEY, J.W.; SIMPSON, C.F.; GASKIN, J.M. Cyclic thrombocytopenia induced by a rickettsia-like agent in dogs. **The Journal of Infectious diseases**, v.137, p182-188, 1978.

IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Censo Demográfico de 2010. **Característica da população e dos domicílios, resultados do universe**. 2011. Disponível em: https://biblioteca.ibge.gov.br/visualizacao/periodicos/93/cd_2010_caracteristicas_populacao_domicilios.pdf. Acesso em 30 de junho de 2021.

LUCIDI, C.A.; ANGERAMI, J.T.S.; RODRIGUES, R.R.; TAKAHIRA, R.K. Primeira ocorrência de *Babesia gibsoni* no Estado de São Paulo: Nota preliminar. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.13, n.1, p.231, 2004.

MAPA. 2013. Ministério da Agricultura Pecuária e Abastecimento, **IBGE- População de animais de estimação no brasil- 2013-abinpet**. Disponível em: <http://www.agricultura.gov.br/assuntos/camaras-setoriais-tematicas/documentos/camaras-tematicas/insumos-agropecuarios/anos-anteriores/ibge-populacao-de-animais-de-estimacao-no-brasil-2013-abinpet-79.pdf/view> . Acesso em: 14 fevereiro 2021.

MUNDIM, S.E.C.; FRANCISCO, S.M.M; SOISA, J.N.; GOMES, A.M.A.; EAMALHO, D.P.C. Incidência de hemoparasitoses em cães (*Canis familiaris*) de rua capturados pelo centro de controle de zoonoses (CCZ) da cidade de Anápolis-GO. **Ensaio e Ciência: Ciências Biológicas, Agrárias e da Saúde**, v.12, n.2, 2008.

PIANA, G.P.; GALLI-VALERIO, B. Su di un infezione del cane com parassiti endoglobulari. **Il Moderno Zooiatro**, v.6, p.163-169, 1895.

PONTEVEDRA, A. P. **Experiencias com la babesiosis canina em el centro de Galiza, Miscelánea**. Prodiva S. A Pequeños Animales. Espanã. 2000, n.39. Disponível em: <https://dialnet.unirioja.es/ejemplar/341201>. Acesso em 11 de fevereiro de 2021.

SANTOS, F.; COPPEDE, J.S.; PEREIRA, A.L.; OLIVEIRA, L.P.; ROBERTO, P.G.; BENEDETTI, R.B.; ZUCOLOTO, L.B.; LUCAS, F.; SOBREIRA, L.; MARINS, M. Molecular evaluation of the incidence of *Ehrlichia canis*, *Anaplasma platys* and *Babesia* spp. In dogs from Ribeirão Preto, Brazil. **The Veterinary Journal**, v.179, n.1, p.145-148, 2009.

TABOADA, J. Babesiosis. In: Greene, C. **Infectious disease of the dog and cat**. Philadelphia: WB Saunders Company, p. 81-473, 1998.

VASCONCELOS, M. F. **Estudo da infecção por *Babesia* spp. em cães da área periurbana de Brasília, Distrito Federal.** Dissertação (Mestrado em Saúde Animal) - Universidade de Brasília, Brasília, 2010.

YOUSEFI, A.; CHAECHI NOSRATI, M.R.; GOLMOHAMMADI, A.; AZAMI, S. Molecular detection of *Anaplasma phagocytophilum* as a zoonotic agente in owned and stray dogs in Tehran, Iran. **Journal archives of Razi Institute**, v.74, v.1, p.33-38, 2019.

PIROPLASMAS DE EQUINOS NA AMAZÔNIA OCIDENTAL DO BRASIL

Anderson Fernandes Soffa¹
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo²

DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.5

¹ Possui graduação em Medicina Veterinária pela Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura.

² Laboratório de Parasitologia, Entomologia e Biologia Molecular voltado à Saúde Única-LAPEMSU. Departamento de Medicina Veterinária e Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura. mayra.araguaia@unir.br

INTRODUÇÃO

No mundo, o mercado de equinos está em constante crescimento, e chega a movimentar entorno de R\$ 16,5 bilhões por ano no Brasil. Segundo a Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz da Universidade de São Paulo, o rebanho brasileiro conta com cerca de 5,9 milhões de animais e gera, aproximadamente, três milhões de empregos no país (CASAGRANDE, 2020).

No Brasil, a maior população brasileira de equinos encontra-se na Região Nordeste, seguidos respectivamente pelas Regiões Sudeste, Centro-Oeste, Sul e Norte, tendo o estado de Rondônia 164.607 cabeças e destes, 3142 equinos estão no município de Rolim de Moura (IBGE, 2017).

Mesmo com a implantação de máquinas e ferramentas tecnológicas, o cavalo continua sendo essencial para o desenvolvimento de atividades pecuárias e agrícolas na maioria das propriedades rurais (LIMA, 2016). Para isso, o animal precisa estar em boas condições de saúde, exigindo um bom manejo alimentar, sanitário e treinamento físico (PIOTTO, 2009).

Os equinos podem ser acometidos por piroplasmose, que é uma doença causada pelos protozoários intraeritrocíticos *Babesia caballi* e *Theileria equi*, na qual podem ser identificados em coinfecção ou apenas uma espécie no cavalo (PHIPPS & OTTER, 2004). Esta é uma das principais doenças que pode afetar os equinos, e como consequência apresenta queda no desempenho, restrição no trânsito para competições internacionais, assim como também a comercialização de animais soropositivos para o exterior (SHKAP et al., 1998). A forma aguda causa anemia hemolítica progressiva, uma das principais características da doença, no entanto, o animal também pode tornar-se portador assintomático, sendo fonte de infecção para o carrapato vetor (FEIJÓ et al., 2013a; GUERRA, 2017).

Adicionalmente, podem ser observados prejuízos reprodutivos, principalmente quando a infecção é causada por *T. equi* (OLIVEIRA, 2016). Por outra parte, éguas infectadas com *Babesia* spp. sofrem reabsorções embrionárias e abortos, dentre outros sinais clínicos como febre, anemia, hepato e esplenomegalia, icterícia, além de bilirrubinúria e hemoglobinúria, que podem surgir na fase final da doença (NANTES et al., 2008).

Estudos epidemiológicos realizados na América do Sul, revelaram que os cavalos apresentam infestações pelos carrapatos *Dermacentor (Anocentor) nitens* (carrapato de orelha), *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (carrapato do boi) e *Amblyomma*

cajennense/A. scuptum (carrapato estrela, vermelhinho ou micuim) associados a altos níveis de infecção por piroplasma (FRIEDHOOF et al., 1990; RONCATI et al., 2011).

Assim, considerando a importância do diagnóstico de hemoparasitos em equinos, os resultados apresentados neste trabalho são pioneiros para a região Norte do Brasil.

MATERIAL E MÉTODOS

Área de estudo

As atividades e os protocolos de pesquisa foram aprovados pela Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA) da Universidade Federal de Rondônia, *campus* Rolim de Moura sob o protocolo 017/2019.

O estudo foi realizado entre os meses de outubro e dezembro de 2018 nos principais criatórios de equinos, localizados em áreas rurais do município de Rolim de Moura, Rondônia.

O município de Rolim de Moura (11°48'13" S, "61°48'12" O) está localizado a 482,2 Km da capital Porto Velho, com altitude de 225 metros acima do nível do mar. A temperatura média é de 26°C e o clima equatorial é quente e úmido. A vegetação dominante é Floresta Equatorial Amazônica com presença de cerrado e campos. O índice de precipitação é elevado, com média anual de 1.864 mm, sobretudo entre os meses de dezembro a maio. O mês de julho corresponde ao mês mais seco, com 10 mm, e o maior índice de precipitação ocorre no mês de dezembro, com uma média de 299 mm (SEDAM, 2018).

População animal em estudo

Foram obtidas amostras de sangue de 80 equinos com idade entre um e quinze anos. Os animais foram selecionados aleatoriamente independente de idade, raça, sexo tipo de criação e se havia contato com animais de outras espécies.

Os exames clínicos básicos foram realizados antes da colheita de sangue, sempre pela mesma equipe de examinadores e foram baseados nos parâmetros descritos por Feitosa (2004).

Foi avaliado o tempo de preenchimento capilar (TPC), medido junto à mucosa bucal próximo aos dentes incisivos, realizado eversão do lábio inferior e através de compressão digital com o dedo polegar, observando-se o tempo transcorrido para o preenchimento dos capilares após a retirada do dedo. A coloração normal deve

voltar dentro de dois segundos, intervalos maiores indica na maioria das vezes, desidratação ou vasoconstrição periférica, associada a baixo débito cardíaco, demonstrando ineficiência na oxigenação dos tecidos (FEITOSA, 2004).

Para a aferição da temperatura retal (°C) foi utilizado termômetro clínico digital. Foram considerados como valores de referência os parâmetros descritos por Feitosa (2004), equinos jovens 37,2°C a 38,9°C e adultos 37,5°C a 38,5°C.

O nível de consciência foi avaliado através da mobilidade ocular e da percepção consciente do mundo exterior e de si mesmo. O animal pode estar em alerta (normal), alerta diminuído (deprimido, apático) ou aumentado (excitado).

A condição física ou corporal foi avaliada através de observação visual considerando os seguintes critérios: em animais normais, todas as partes proeminentes do esqueleto deveriam estar cobertas por músculos ou gordura, dando ao corpo um aspecto arredondado. Nos animais magros, várias partes do esqueleto seriam prontamente identificáveis (costelas, pelve). Os caquéticos com pelo sem brilho, pele seca e costelas e ossos da pelve proeminentes. Enquanto nos animais gordos ou obesos a incapacidade de palpar as costelas, falta de recorte caudal à última costela, abdome penduloso, depósito de gordura facilmente palpáveis em ambos os lados do início da cauda sobre os quadris ou na área inguinal (FEITOSA, 2004).

Ainda foi avaliada a condição geral da pele, por ser considerado um bom indicador da saúde física geral do indivíduo. Foram consideradas visualmente as características quanto à situação pelos, se limpos, brilhantes, eriçados ou quebradiços, presença de ectoparasitos (orelha, dorso e cauda).

Colheita de sangue

A colheita de sangue foi realizada por meio de venopunção da jugular, após antissepsia do local.

O sangue colhido foi depositado em tubos contendo ácido etilenodiaminotetracético (EDTA) para uso em técnica de reação em cadeia da polimerase (PCR), em tubo sem anticoagulante, para teste sorológico, e outra parte usada para o preparo de gota espessa e esfregaço sanguíneo.

Diagnóstico parasitológico

Esfregaço sanguíneo

Para a confecção das lâminas com esfregaços sanguíneos, as amostras de sangue (6 µL) foram distendidas, secadas a temperatura ambiente, fixadas com metanol por dois minutos e coradas de forma invertida com Giemsa (Sigma-Aldrich®, St. Louis, Missouri, Estados Unidos) diluído em água tamponada por 35 minutos. As lâminas foram lavadas em água corrente e, após secarem, observadas em microscópio de luz com objetiva de imersão (100x).

Gota espessa

Para a confecção das lâminas de gota espessa, as amostras de sangue foram espalhadas em forma de quadrado (dois por lâmina). As lâminas foram imergidas em solução azul de metileno tamponado fosfatado (pH 7,42) para desmoglobinização por 5 segundos. Em seguida, lavadas delicadamente em água destilada e coradas por sete minutos com Giemsa (Sigma-Aldrich®, St. Louis, Missouri, Estados Unidos) diluído em água tamponada (pH 7,42) (3 gotas/mL). Em seguida, lavadas em água corrente e, após estarem secas, observadas em microscópio de luz com objetiva de imersão (100x).

Diagnóstico sorológico: ELISA

A técnica de Ensaio Imunoabsorvente Enzimático (ELISA) foi realizada no Laboratório de Imunoparasitologia da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinária da Universidade Estadual Paulista (FCAV-Unesp), *campus* Jaboticabal, conforme técnica descrita por Baldani et al. (2010).

A leitura foi realizada em absorbância de 405 nm após 45 minutos de incubação a temperatura ambiente utilizando um leitor de ELISA (Dynex Technologies).

O *cut-off* ou ponto de corte foram baseados nos controles negativos (n = 2) e positivos (n = 2), nas quais foram utilizadas em todas as placas (total de 4 controles por placa) (Tabela 1).

Tabela 1 - Soros de referência usados em todas as placas do ELISA.

<i>Babesia caballi</i>	0,303*
Eq. Narciso (C neg)	0,124
Eq. Jauá (c neg)	0,119
Eq. 59 (C pos)	0,893
Eq. 101 (C pos)	0,872
<i>Theileria equi</i>	0,313*
Eq. Narciso (C neg)	0,116
Eq. 611 - Acre (C neg)	0,135
Eq. 27 - Acre (C pos)	0,996
Eq. 112 - Acre (C pos)	1,063

*Ponto de corte.

Fonte: Arquivos da pesquisa, 2019.

Diagnóstico molecular

Extração de DNA de amostras de sangue de equinos

O diagnóstico molecular foi realizado no Laboratório de Imunoparasitologia da Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinária da Universidade Estadual Paulista (FCAV-Unesp), *campus* Jaboticaba

A extração de DNA de amostras de sangue total de equinos foi realizada com o QIAamp DNA Mini Kit (Qiagen®, Valência, Califórnia, Estados Unidos) de acordo com as recomendações do fabricante.

Reação em cadeia da polimerase (PCR)

Para verificar a confiabilidade da extração do DNA e a presença de inibidores da PCR foi realizado primeiro o protocolo com um fragmento do gene de mamíferos gliceraldeído-3-fosfato-hidrogenase (GAPDH) como controle interno (BIRKENHEUER et al., 2003).

Para a pesquisa genérica para *Babesia/Theileria* foram utilizados oligonucleotídeos baseados no gene da pequena subunidade do RNA ribossômico (18S rRNA) descritos por Bhoora et al. (2009) e apenas 33 amostras positivas no ELISA foram testadas por essa técnica.

RESULTADOS

Exame clínico

Na avaliação do tempo de preenchimento capilar (TPC), os animais 10 e 6 apresentaram graus 3 e 4, respectivamente. Em relação à temperatura retal (°C) to-

dos os animais demonstraram normotermia (com DP $37,5 \pm 0,5$ °C), assim como o nível de consciência normal (alerta).

Na avaliação da condição corporal um dos animais foi considerado obeso, os demais em condição normal de escore corporal. Um animal apresentou tricorrexe.

Quanto a presença de carrapatos, em 33,75% (27/80) dos equinos foi constatada presença do artrópode, sendo que a orelha (51,85%; 14/27) e a cauda (44,44%; 12/27) foram os locais com maior presença. Os carrapatos foram identificados como *Dermacentor (Anocentor) nitens* e *Amblyomma cajennense*. Observou-se maior incidência em animais criados a campo (n = 19) em relação aqueles em regime de confinamento (n = 08).

Diagnóstico parasitológico

Foram preparadas 160 lâminas, sendo 80 de esfregaço sanguíneo e 80 de gota espessa. Nessas, foram observadas formas sugestivas de piroplasma em 10 (12,5%) lâminas de esfregaço sanguíneo. Nas lâminas de gota espessa também foram observadas formas sugestivas de piroplasma, mas a confirmação foi realizada no esfregaço sanguíneo.

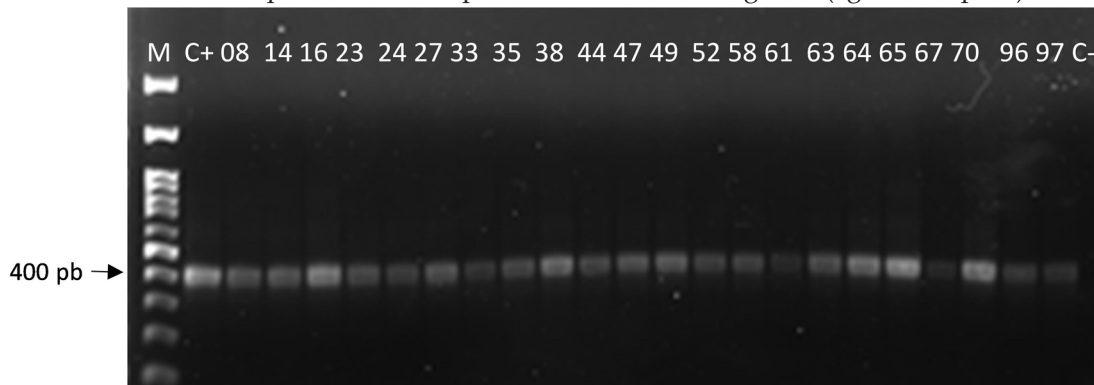
Diagnóstico sorológico: ELISA e PCR

Foram soropositivos no ELISA 36 amostras, sendo 15 (18,75%) para *B. caballi* e 23 (28,75%) para *T. equi*, desses, 6 (16,66%) apresentaram coinfeção entre os dois patógenos. É digno de nota que uma amostra, além de *B. caballi* e *T. equi* ainda apresentou soropositividade para *Trypanosoma evansi*, não caracterizado por não ser o foco deste trabalho.

Na PCR para verificação da qualidade da extração do DNA, todas as amostras apresentaram-se positivas para o gene endógeno (Figura 1).

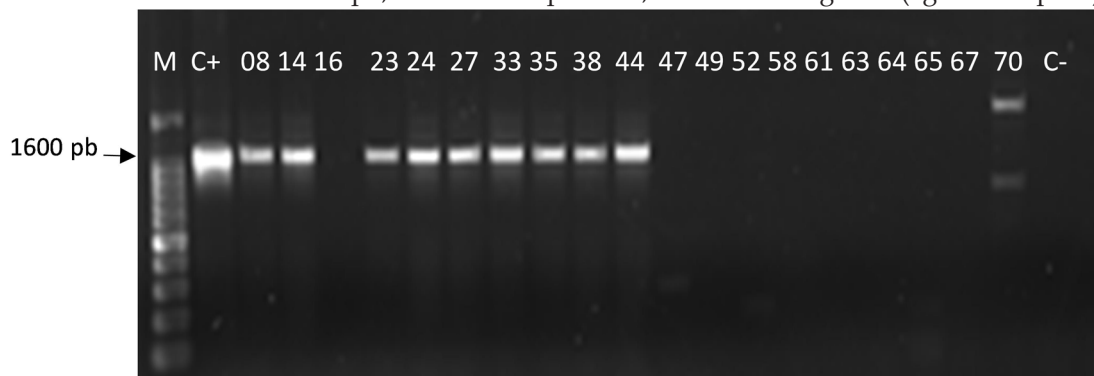
Na PCR, $\pm 33,3$ % (11/33) amostras de DNA amplificaram para *Babesia/Theileria* (Figura 2).

Figura 1 - Eletroforese em gel de agarose dos DNA testados para gene endógeno de mamífero. M: marcador de 100 pb; C+: controle positivo; C-: controle negativo (água ultra pura).



Fonte: Arquivos da pesquisa, 2019.

Figura 2.- Eletroforese em gel de agarose dos DNA testados para gene 18S rRNA para *Babesia/Theileria*. M: marcador de 1600 pb; C+: controle positivo; C: controle negativo (água ultra pura).



Fonte: Arquivos da pesquisa, 2019.

Das 33 amostras testadas na PCR e positivas no ELISA somente em 11 amostras apresentaram concordância dos resultados em ambas as técnicas.

DISCUSSÃO

Foi identificada maior presença de carrapatos em animais criados a campo em relação aqueles em regime de confinamento, o que pode ser justificado pelo fato destes serem criados livremente tendo maior contato com a pastagem e assim com o vetor.

Ao exame clínico 27 animais foram identificados com presença de carrapatos, sendo a orelha e cauda os locais de maior incidência no animal. Morfologicamente identificados como a espécie *Dermacentor (Anocentor) nitens*, considerado por Roncati et al. (2011) o principal vetor de *Babesia caballi*.

Não foi objetivo do presente estudo identificar as espécies de carrapatos em fase de parasitismo nos animais, no entanto os gêneros *Dermacentor* e *Amblyomma* foram os mais encontrados nos animais avaliados.

Das propriedades avaliadas, 80% apresentaram pelo menos um animal positivo para um dos patógenos pesquisados. Em 10/80 (12,5%) animais foram observadas formas sugestivas de piroplasma no esfregaço sanguíneo, o que pode justificar o fato de 16 animais terem apresentado TPC entre 3 e 4 segundos, demonstrando ineficiência no sistema circulatório, podendo estar associado algum grau de anemia (FEITOSA, 2004).

Foi realizado uma pesquisa de piroplasma em 380 equinos na cidade do Rio de Janeiro na qual demonstraram que 11 (28,9%) animais estavam positivos para *T. equi* (microscopia de luz), desses, oito animais foram amostrados para hemograma completo na qual foi constatado que sete (7/8) estavam anêmicos. Esses animais apresentaram diminuição na contagem de eritrócitos, volume globular e concentração de hemoglobina (BOTTEON et al., 2005).

A diminuição do número de eritrócitos circulantes, que induz anemia hemolítica, é a principal característica da piroplasmose em equinos mencionada por Roncati (2006), e enfatiza que animais que sobrevivem a fase aguda tornam-se portadores assintomáticos tornando-os carreadores do protozoário.

O exame de esfregaço sanguíneo direto ao microscópio de luz utilizado como diagnóstico é bastante útil em casos agudos da doença com alta parasitemia, sendo de fácil visualização do protozoário no interior do eritrócito (RONCATI, 2006). Contudo, *T. equi* é classificada como um pequeno piroplasma, e isto pode prejudicar a detecção na microscopia luz, dependendo da carga parasitária (RODRIGUES, 2018).

A taxa de animais positivos através de identificação em esfregaço sanguíneo foi muito abaixo em relação ao ELISA. Baldani (2010) explica que apesar de ser um exame direto, possui baixa sensibilidade, principalmente em infecções subclínicas onde a parasitemia é baixa.

Este resultado assemelha-se ao de Baldani (2010) que ao analisar amostras de 170 equinos através de esfregaços de sangue coradas com Giemsa, detectou em seis lâminas (3,52%) a presença de trofozoítos de *T. equi*. Em contrapartida, obteve 100% de positivos no exame sorológico.

Neste estudo, o exame sorológico (ELISA) obteve maior número de amostras positivas para *T. equi*, 29 (36%), enquanto 15 amostras foram positivas para *B. caballi* (18,75%), o que condiz com os dados descritos na literatura onde afirmam que a casuística de *T. equi* na América do Sul é superior à de *B. caballi*. A menor densidade óptica (nm) dos soros negativos foi de 0,119 para *B. caballi* e 0,103 para *T. equi*. A

maior densidade óptica verificada quando comparado aos os soros de referência positiva foi a amostra 60 com 0,909 para *B. caballi* e 1,221 para *T. equi*.

O elevado número de amostras positivas para *T. equi* pode ser justificado pela ausência de tratamento eficaz e, dessa forma, o animal permanecer como portador do parasito (FRIEDHOFF et al., 1990).

Nos animais positivos na sorologia 22,22% (8) apresentaram copositividade no ELISA para *T. equi* e *B. caballi*, demonstrando que os parasitos podem atuar concomitantemente. Este fato foi descrito por Flores (2017) e comprovado por Campos (2017), que ao testar por sorologia 170 equinos, 49,4% (84) foram positivos para ambos os piroplasmas.

Anticorpos contra *T. equi* e *B. caballi* são detectáveis 14 dias após a infecção inicial, portanto, na fase aguda, pode apresentar falsos negativos em testes sorológicos (RONCATI, 2006).

Verificou-se que a grande maioria dos animais positivos para piroplasmas são criados confinados ($n = 25$), sugere-se que são portadores de infecção subclínica, o qual sugere que estes animais foram infectados quando mais jovens, já que permanecem o período de amamentação e cria em piquetes ou pastos livremente em contato com os vetores. Isto pode se justificar pelo fato de da maior titulação no ELISA (1,221 nm) ser de uma égua confinada. Há relatos que no Brasil, a maioria dos animais convive com o parasito desde os primeiros dias de vida (BOTTEON et al., 2002), também que a prevalência da infecção por *T. equi* é maior em equinos a campo, no entanto, a forma aguda da doença tem ocorrência mais frequente em animais confinados devido à baixa de imunidade proporcionada nesse tipo de regime de criação (FEIJÓ et al., 2013b).

Vale destacar que 22 animais deste estudo possuíam contato com bovinos, mesmo que esporadicamente. Esse fato tem sido observado e relatado em propriedades do Rio Grande do Sul, onde 47 equinos avaliados quanto à positividade para piroplasmas come presença e ausência de bovinos. Destes, 25 propriedades com ausência de bovinos, foi constatada a sorologia positiva para theileriose equina em 10 animais (40%), e em 22 propriedades com presença de observou-se sorologia positiva em 20 animais (90,9%) (TORRES et al., 2012). Guimarães (1998) relatou que o carrapato da espécie *R. (B.) microplus* é considerado um importante transmissor da *T. equi* em equinos criados juntamente com bovinos

Na presente pesquisa, um equino manifestou a fase aguda da doença após 110 dias da coleta de sangue, sendo diagnosticado positivamente para *Babesia caballi* no ELISA (0,546). O proprietário relatou que o animal apresentou tristeza, fraqueza muscular, olho amarelado, urina escurecida e permanência muito tempo deitado.

Rodrigues (2018) descreve que na fase aguda, ocorre anemia intensa e hemólise intravascular, devido à destruição dos eritrócitos com liberação de hemoglobina e depósito de bilirrubina nos tecidos, o que produz a icterícia, além de hemoglobinúria. Este animal é atleta, e possui vários títulos na modalidade *Team Roping*, fato que pode ser fator predisponente para o quadro, assim, Botteon et al. (2005) referem que fatores estressantes, como atividades desportivas, cansaço, podem desencadear manifestações clínicas em animais portadores que até então não manifestavam a doença. É importante enfatizar que o período de incubação da babesia é de 8 a 10 dias podendo chegar a 30 dias (PIOTTO, 2009).

Conforme mencionado por Phipps e Otter (2004) a piroplasmose é considerada a afecção parasitária mais importante para os equinos, visto que pode infectar os animais de maneira crônica, não manifestando sinais clínicos da doença. E o fato que comprova esta afirmação é o número de animais (11/33) que apresentaram positividade no teste PCR para os protozoários *B. caballi* e *T. equi* (33,3%), ainda que estes animais não apresentassem qualquer manifestação clínica.

Torres et al. (2012) afirmam que durante a fase crônica não há alteração significativa entre o hematócrito de equinos não infectados e de portadores de *T. equi*, devido à baixa quantidade de parasitas circulantes.

Roncati (2006) declarou que devido à escassez de DNA do protozoário disponível no sangue, refletindo na amostra coletada, pode resultar em falsos negativos mesmo com a alta sensibilidade do teste de PCR, sendo justificado pela diminuição de parasitos circulantes. Somado a esse fato, existe uma zona “cinza” na técnica que é a limiar de detecção, ou seja, existe a presença de DNA do parasito, no entanto ele é insuficiente para ser detectado. Existem várias limitações que podem afetar a precisão do método. Seleção de iniciadores adequados, métodos utilizados para a coleta e armazenamento de amostras de sangue, e métodos de extração de DNA podem afetar o desempenho da técnica (COLEMAN et al., 2006). Devido ao custo elevado, o emprego desta técnica não é a opção da maioria dos médicos veterinários clínicos de equinos.

Discordância de resultados entre técnicas moleculares, sorológicas e de microscopia são comuns e são relatados por vários autores para diversos hemoparasi-

tos (AKKAN et al., 2003; DE LA FUENTE et al., 2005; ZINORA et al., 2007; FIGUEIREDO et al., 2017).

Desde agosto de 2005 o Departamento de Agricultura dos Estados Unidos (USDA) por meio do Serviço de Inspeção de Saúde Animal e Vegetal (APHIS) considera o ELISA como teste oficial para piroplasmose equina, sendo permitida a importação e exportação de cavalos somente se forem considerados livres de infecção pelo teste (USDA, 2009). Dessa forma, em concordância com essa normativa o teste considerado padrão ouro neste trabalho foi o ELISA, pois este se apresentou como mais sensível com relação aos outros testes de diagnóstico utilizado.

Neste trabalho, considerando as amostras e os métodos diagnósticos empregados, comprova-se maior sensibilidade do ELISA, detectando infecções subclínicas ou crônicas com maior eficácia em relação aos exames diretos, já que muitos animais apresentaram esfregaço sanguíneo e PCR negativos. Isto justifica o método sorológico ser considerado o exame oficial para emissão de autorização de transporte internacional de equinos pela Organização Mundial Para Saúde Animal (NANTES, 2008). Diante do exposto, no município de Rolim de Moura-RO há circulação de *Babesia caballi* e *Theileria equi* entre hospedeiros definitivos, os carrapatos, e os hospedeiros intermediários, os cavalos; além disso, os equinos apresentaram baixas parasitemias dificultando o diagnóstico baseado na morfologia (esfregaço sanguíneo e gota espessa). Já nas amostras sanguíneas de equinos com infecções naturais com baixa parasitemia dificultou a detecção do DNA pela PCR, devido à carga parasitária está próxima do limiar de detecção da técnica. Contudo, o ELISA mostrou-se mais sensível para a realização de estudos epidemiológicos. Desta forma, os resultados aqui descritos, são pioneiros para o estado e para a região Norte do Brasil, e demonstram a necessidade de ampliar os estudos dos hemoparasitos em equinos, inclusive de *T. evansi*, no estado de Rondônia.

REFERÊNCIAS

AKKANA, H.A.; KARACAA, M.; TUTUNCUA, M.; DEGERB, S.; KELESA, I.; AGAOGLUA, Z. Serologic and microscopic studies on babesiosis in horses in the eastern border of Turkey. **Journal of Equine Veterinary Science**, v.23. p.181-183, 2003.

BALDANI, C. D.; NAKAGHI, A. C. H.; MACHADO, R. Z. Ocorrência de *Theileria equi* em equinos criados na microrregião de Jaboticabal, Estado de São Paulo, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.19. n. 4, 2010.

BHOORA, R.; FRANSSSEN, L.; OOSTHUIZEN, M.C.; GUTHRIE, A.J.; ZWEYGARTH, E.; PENZHORN, B.L.; JONGEJAN, F.; COLLINS, N.E. Sequence heterogeneity

in the 18S rRNA gene within *Theileria equi* and *Babesia caballi* from horses in South Africa. **Veterinary Parasitology**, v.159, n.2, p. 112-120, 2009.

BIRKENHEUER, A.J.; LEVY, M.G.; BREITSCHWERDT, E.B. Development and evaluation of a seminested PCR for detection and differentiation of *Babesia gibsoni* (Asian genotype) and *B. canis* DNA in canine blood samples. **Journal of Clinical Microbiology**. v.41, p. 4172-4177, 2003.

BOTTEON, P.T.L.; BOTTEON, R.C.C.M.; LINHARES, G.F.C.; MASSARD, C.L.; LOSS, Z.G. Seroprevalência de *Babesia equi* em três diferentes sistemas de criação de equinos.. **Parasitologia Latinoamericana**, v.57, p.141-145, 2002.

BOTTEON, P.T.L.; BOTTEON, R.C.C.M.; REIS, T.P.; MASSARD, C.L. Babesiose em cavalos atletas portadores. **Ciência Rural**, v.35, n.5, p.1136-1140, 2005.

CAMPOS, J. B. V. **Fatores determinantes para a ocorrência de piroplasmose equina no Pantanal Sul Matogrossense**. Dissertação (Mestrado em Ciências ambientais e sustentabilidade Agropecuária). 102 f. Universidade Católica Dom Bosco. Campo Grande/MS. Jan 2017.

CASAGRANDE, A. **Terceiro maior rebanho do mundo, mercado de equinos aquece economia brasileira**. Animal Business Brasil. 2020. <https://animalbusiness.com.br/colunas/top-news/terceiro-maior-rebanho-do-mundo-mercado-de-equinos-aquece-economia-brasileira/>. Acesso em: 19 de maio de 2021.

COLEMAN, R.E.; SATTABONGKOT, J.; PROMSTAPORM, S.; MANEECHAI, N.; TIPPAYACHAI, B.; KENGLUECHA, A.; RACHAPAEW, N.; ZOLLNER, G.; MILLER, R.S.; VAUGHAN, J.A.; THIMASARN, K.; KHUNTIRAT, B. Comparison of PCR and microscopy for the detection of asymptomatic malaria in a *Plasmodium falciparum/vivax* endemic area in Thailand. **Malaria Journal**, v.5, n.121, 2006.

DE LA FUENTE, J.; TORINA, A.; CARACAPPA, S.; TUMINO, G.; FURLÁ, R.; ALMAZÁN, C.; KOCAN, K.M. Serologic and molecular characterization of *Anaplasma* species infection in farm animals and ticks from Sicily. **Veterinary Parasitology**, v.133, p.357-362. 2005.

FEIJÓ, L.S.; TORRES, A.J.; NIZOLI, L.Q.; SILVA, S.S.; NOGUEIRA, C.E.W. Piroplasmose equina. Parte 2: Métodos de diagnóstico, tratamento, controle e profilaxia (artigo de revisão). **Revista Brasileira de Medicina Equina**, v.49. p.10-16, 2013b.

FEIJÓ, L.S.; TORRES, A.J.; NIZOLI, L.Q.; SILVA, S.S.; NOGUEIRA, C.E.W. Piroplasmose equina. Parte 1: Etiologia e aspectos epidemiológicos (artigo de revisão). **Revista Brasileira de Medicina Equina**, v.48. p.26-29, 2013a.

FEITOSA, F.L.F. **Semiologia Veterinária: A arte de Diagnóstico**. São Paulo: Roca. 2004. 807 p.

FIGUEIREDO, M.A.P.; M., DI SANTI, S.M.; MANRIQUE, W.G.; ANDRÉ, M.R.; MACHADO, R.Z. Identification of *Plasmodium* spp. in Neotropical primates of Maranhense Amazon in Northeast Brazil. **PLOS One**, v.12, n.8: e0182905. 2017.

FLORES, I.V.C. **Situação epidemiológica e fatores associados à presença de *Theileria equi* e *Babesia caballi* em equinos: Revisão de literatura.** Dissertação (Graduação). Universidade Federal do Rio Grande do Sul - Faculdade de Medicina Veterinária. Porto Alegre. 2017.

FRIEDHOFF, K.T.; TENTER, A.M.; MULLER, 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.

FRIEDHOFF, K.T.; TENTER, A.M.; MULLER, I. Haemoparasites of equines: impact in international trade of horses. **Revue Scientifique et Technique**, v.9, n.4, p.1187-1194, 1990.

GUERRA, N. R. **Prevalência e fatores de risco associados à infecção por *Leishmania* spp, *Babesia caballi* (Nuttal & Strickland, 1910), *Theileria equi* (Mehlorm & Schein, 1998), *Toxoplasma gondii* (Nicolle & Manceaux, 1909), *Neospora* spp. em Equídeos submetidos a diferentes regimes de criação.** Tese (Doutorado em Biociência Animal). 133 f. Universidade Federal Rural de Pernambuco. Recife. 2017.

GUIMARÃES, A.M.; LIMA, J.D.; RIBEIRO, M.F.B. Sporogony and experimental transmission of *Babesia equi* by *Boophilus microplus*. **Parasitology Research**, n.84, p.323-327, 1998.

IBGE - INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. **Pesquisa da Pecuária Municipal - PPM.** 2017. Disponível em: <https://www.ibge.gov.br/estatisticas/economicas/agricultura-e-pecuaria/9107-producao-da-pecuaria-municipal.html?=&t=resultados>. Acesso em 22 de maio de 2021.

LIMA, T.F. **Métodos de Diagnóstico Parasitológico: Como Saber se seu Cavalo está Parasitado.** São José do Rio Preto/SP. Rural Agropecuária, 2016. Disponível em: <http://ruralpecuaria.com.br/tecnologia-e-manejo/equinos-muares/metodos-de-diagnostico-parasitologico-como-saber-se-seu-cavalo-esta-parasitado.html>. Acesso em 12 de maio 2021.

NANTES, J.H.; ZAPPA, G. Nutaliose – Revisão de Literatura. **Revista Científica Eletrônica de Medicina Veterinária**, ano VI, n. 10, 2008.

OLIVEIRA, R.C. **Estudo da casuística de babesiose equina no Hospital Veterinário da Universidade Federal de Campina Grande/CSTR/UFCG, Patos -PB.** Monografia. 60 f. Universidade Federal de Campina Grande, 2016.

PHIPPS, L.P.; OTTER, A. Transplacental transmission of *Theileria equi* in two foals born and reared in the United Kingdom. **Veterinary Record**, v.154. n.17, p.406-408, 2004.

PIOTTO, M.A. **Determinação da infecção por *Theileria equi* e *Babesia equi* em equinos alojados no Jockey Club de São Paulo por meio da técnica de C-ELISA (Competitive Enzyme Lynked Immunosorbent Assay).** Dissertação: (Mestrado em Ciência Animal). 63 f. Universidade de São Paulo. Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia. São Paulo, 2009.

RODRIGUES, D. **Detecção de *Theileria Equi* por reação em cadeia da polimerase em amostras de sangue de equinos no Rio Grande Do Sul.** Monografia. 46 f. Universidade Federal De Santa Maria. Santa Maria, 2018.

RONCATI, N.V. **Ocorrência de *Theileria equi* congênita em potros Puro Sangue Lusitano diagnosticada por RT-PCR.** 2006. Tese (Doutorado em Medicina Veterinária). 71 f. Universidade de São Paulo. 2006.

RONCATI, N.V.; BACCARIN, R.Y.A.; MASSOCO, C.O.; FERNANDES, W.R. Ocorrência de *Theileria equi* congênita em potros Puro Sangue Lusitano diagnosticada por RT-PCR. **Revista de Educação Continuada em Medicina Veterinária e Zootecnia**, v.9, n1, p.46-52, 2011.

SEDAM - Secretaria de Estado do Desenvolvimento Ambiental (SEDAM). **Indicador de Anomalia da Precipitação Mensal: Índice "BMDI" no Estado de Rondônia, Período Chuvoso 2017-2018.** SEDAM, Porto Velho, 2018.

SHKAP, V.; COHEN, I.; LEIBOVITZ, B.; SAVITSKY, PIPANO, E.; AVNI, G.; SHOFER, S.; GIGER, U.; KAPPMAYER, L.; KNOWLES, D. Seroprevalence of *Babesia equi* among horses in Israel using competitive inhibition ELISA and IFA assays. **Veterinary Parasitology**, v.76. p.251-259, 1998.

TORRES, A.J.; FINGER, I.; FARIAS, N.A.; NIZOLI, L.Q.; SILVA, S.; NOGUEIRA, C.W. Aspectos epidemiológicos da *Theileriose equina* e sua relação com o carrapato *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* em duas propriedades na região da campanha do Rio Grande do Sul - Brasil. **Revista Ibero-Latinoamericana de Parasitologia**, v.71. p.70-77. 2012.

USDA. Seroprevalence of Equine Piroplasmosis Disease Agents in the United States. **Veterinary Services Centers for Epidemiology and Animal Health.** October. 2009

ZINORA A.; COOMBS, D.K.; MOHAMMED, M.; CAMPBELL, M.D.; CÉSAR, E. A serological study of *Babesia caballi* and *Theileria equi* in Thoroughbreds in Trinidad. **Veterinary Parasitology**, v.144. p.167-171. 2007.



HEMOPARASITOS DE GATOS NA AMAZÔNIA OCIDENTAL DO BRASIL

Iuri Kauan Lins do Nascimento Demarchi¹
Débora Eunice Salvador Costa²
Maria Lais Devólio de Almeida³
Géssica Raupp Fermiano da Cruz⁴
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo⁵

DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.6

1 Graduando do curso de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura
2 Graduanda do curso de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura
3 Possui graduação em Biomedicina pela Fundação Educacional de Fernandópolis. Especialização em Análises Clínicas - Diagnóstico Avançado na Faculdade de Medicina de São José do Rio Preto - FAMERP. Mestranda no Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura
4 Graduada em Medicina Veterinária pela Faculdade de Ciências Biomédicas de Cacoal - FACIMED. Mestranda no Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura
5 Laboratório de Parasitologia, Entomologia e Biologia Molecular voltado à Saúde Única-LAPEMSU. Departamento de Medicina Veterinária e Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura. mayra.araguaia@unir.br

INTRODUÇÃO

Pesquisas ligadas à Saúde Pública e Clínica Veterinária observam que o aumento do número de animais de companhia, cães e gatos, vem acompanhado de risco de transmissão de agentes zoonóticos quando não há adoção de posturas de posse responsável. Com o avanço das ciências veterinárias e sua inserção no tema de Saúde Única (*One Health*), as zoonoses passaram a ter maior relevância, visto que, cerca de 75% das doenças humanas emergentes nos últimos anos, foram ocasionadas por agentes patogênicos provenientes de animais (WHO, 2014).

Os gatos estão cada vez mais numerosos nos lares brasileiros. Segundo dados do IBGE (2019), Rondônia é o terceiro estado da região Norte com maior número de gatos domiciliados (SHNEIDER, 2018).

Em amostras de sangue de gatos domésticos poucos são os relatos descritos a respeito de erliquiose e babesiose, baseados na presença de mórulas em leucócitos e piroplasmas em eritrócitos. As erliquioses são doenças causadas por bactérias do gênero *Ehrlichia*, pertencentes à família Anaplasmataceae. Bactérias desse grupo são pleomórficas, Gram-negativas, intracelulares obrigatórias, que infectam plaquetas, células endoteliais, monócitos e macrófagos. As bactérias residem no interior da célula hospedeira, dentro de corpúsculos de inclusão, em estruturas denominadas mórulas (DUMLER et al., 2001). Nos últimos anos a erliquiose humana vem ganhando especial atenção como um problema de saúde pública, as espécies que já foram identificadas em humanos foram: *E. canis*, *E. chaffeensis*, *E. ewingii* (WALKER & DUMLER, 2001; UNVER et al., 2001; PADDOCK & CHILDS, 2003; TAMÍ & TAMÍ-MAURY, 2004; PAROLA et al., 2005). No Brasil, os primeiros relatos de erliquiose humana foram descritos no estado de Minas Gerais. O diagnóstico para *E. chaffeensis* foi baseado na identificação dos sinais clínicos e comprovação por sorologia., ressaltando que os cães apresentaram positividade para os mesmos patógenos (GALVÃO et al., 2002; CALIC et al., 2004; COSTA et al., 2005; COSTA et al., 2006).

MATERIAL E MÉTODOS

A pesquisa foi realizada na cidade de Rolim de Moura (11°43'31.55" S, 61°46'39.93" O), estado de Rondônia, com atividades aprovadas pela Comissão de Ética no Uso de Animal (CEUA) da Universidade Federal de Rondônia, *campus* Rolim de Moura (Processo: 016/2018).

Contenção e colheita de sangue dos gatos

Para a contenção química dos gatos foi utilizado acepromazina a 0,2% por via subcutânea, com dose de acordo com o peso do animal e com autorização do tutor.

A colheita foi realizada por meio de venopunção das veias jugular ou femoral. A veia de escolha, bem como a quantidade de sangue a ser colhido e tamanho da agulha dependeu da idade e da massa corporal do animal.

O sangue foi depositado em tubos contendo ácido etilenodiaminotetracético (EDTA) e mantidos a -20°C , para posterior uso na técnica de reação em cadeia da polimerase (PCR) e uma pequena quantidade foi usada para a confecção de lâminas de gota espessa ($6\ \mu\text{L/gota}$) e esfregaço sanguíneo ($6\ \mu\text{L}$), ambos corados com Giemsa.

Pesquisa de DNA de *Babesia* spp. e *Cytauxzoon* sp.

A extração de DNA de amostras de sangue total dos gatos foi realizada com o QIAamp DNA Mini Kit (Qiagen®, Valência, CA, EUA), de acordo com as recomendações do fabricante. A eluição final do DNA extraído foi de $200\ \mu\text{L}$. As amostras foram armazenadas a -20°C para a realização da reação em cadeia da polimerase (PCR).

A técnica de PCR foi realizada conforme descrita por CARRET et al. (1999) para pesquisa de espécies de *Babesia* spp. e conforme Birkenheuer et al. (2006) para pesquisa de *Cytauxzoon* sp., ambos baseados no gene 18S rRNA.

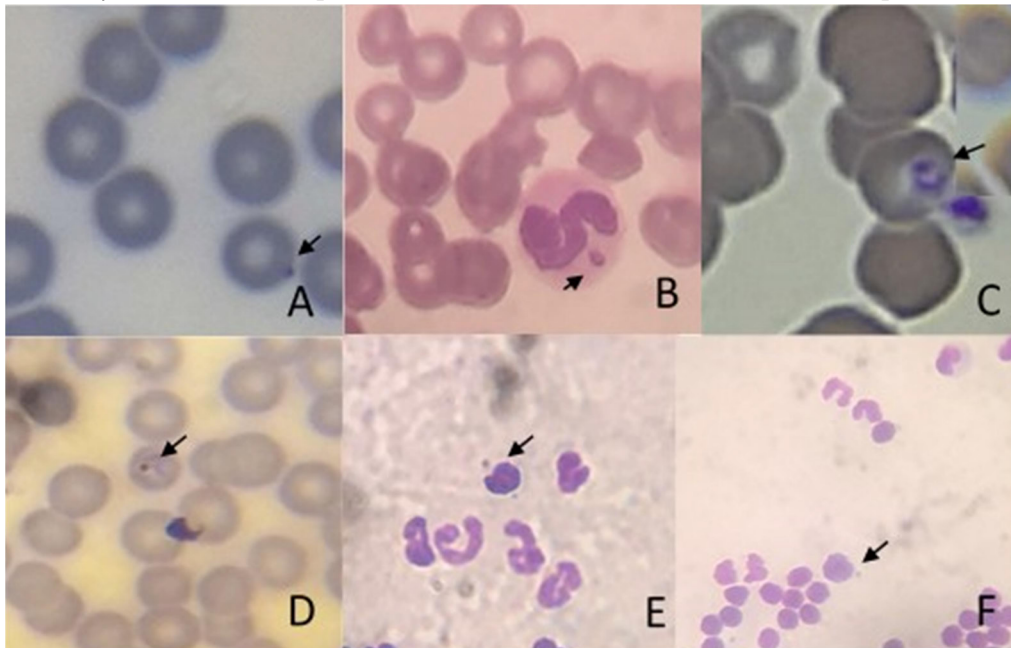
RESULTADOS

Foram amostrados 63 gatos domiciliados no município de Rolim de Moura, no período de setembro de 2019 a fevereiro de 2020. Na qual foram produzidas 126 lâminas, sendo 63 de esfregaço sanguíneo e 63 de gota espessa.

Na análise dos esfregaços sanguíneos e gota espessa foram observados cocos de *Mycoplasma* sp. (Figura 1A) em eritrócitos, mórulas sugestivas de *Anaplasma phagocytophilum* (Figura 1B) em neutrófilo, *Cytauxzoon* sp. em eritrócito (Figura 1C), e trofozoítos jovens de *Babesia* sp. (Figura 1D) e *Ehrlichia* sp. (Figura 1E e F) em monócitos. Os resultados da microscopia e a presença de coinfeção estão apresentados na Tabela 1.

Pela PCR foram confirmadas a positividade de uma amostra para *Babesia canis vogeli* e quatro amostras para *Cytauxzoon* sp.

Figura 1 - Lâminas de sangue de gatos domésticos do município de Rolim de Moura-RO positivas para hemoparasitos e a técnica microscópica. **Esfregaço sanguíneo:** A - *Mycoplasma* sp. em membrana de eritrócito; B - *Anaplasma phagocytophilum* em neutrófilo; C - *Cytauxzoon* sp. em eritrócito; D - trofozoíto jovem de *Babesia* sp. em eritrócito. **Gota espessa:** E e F - *Ehrlichia* sp. em monócito.



Fonte: Arquivos da pesquisa, 2020.

Tabela 1 - Amostras de gatos domésticos do município de Rolim de Moura-RO positivas para hemoparasitos segundo a técnica microscópica usada

Amostra	Parasito	Esfregaço sanguíneo	Gota espessa
ID 3	<i>Ehrlichia</i> sp.		x
ID 06	<i>Anaplasma platys</i>	x	
ID 08	<i>Anaplasma phagocytophilum</i>	x	
ID 9	<i>Anaplasma phagocytophilum</i>	x	x
ID 11	<i>Anaplasma phagocytophilum</i>	x	
ID14	<i>Ehrlichia</i> sp.	x	
ID 15	<i>Anaplasma phagocytophilum</i>	x	x
ID 57	<i>Babesia</i> sp.	x	
ID 60	<i>Mycoplasma</i> sp.	x	
ID 63	<i>Mycoplasma</i> sp.	x	
ID 67	<i>Anaplasma phagocytophilum</i>	x	x
ID 80	<i>Cytauxzoon felis</i>	x	
ID 83	<i>Mycoplasma</i> sp.; <i>Anaplasma phagocytophilum</i>	x	
ID 87	<i>Anaplasma phagocytophilum</i>		x
ID 90	<i>Mycoplasma</i> sp.	x	

Fonte: Arquivos da pesquisa, 2020.

DISCUSSÃO

Na rotina da clínica veterinária o diagnóstico das hemoparasitoses em sua maioria, é dado pela microscopia, mais especificamente pelo esfregaço sanguíneo corado com panótico. Apesar de ser uma técnica barata, rápida e de bastante acurácia, quando se trata de amostras de sangue de gatos não é tão simples, visto que esses animais podem ser infectados por espécies de parasitos que apresentam uma afinidade parasitária pelo cão, como *Ehrlichia canis* e *Babesia canis*, além de espécies próprias, como *Babesia felis* e *Babesia cati*. Dessa forma, pela microscopia, no caso de *Babesia*, o mais seguro é identificar até o táxon de gênero, sendo necessário o uso de técnicas moleculares para chegar ao diagnóstico específico.

No presente estudo foram identificados trofozoítos intracelulares de *Babesia* sp. na microscopia de luz e confirmado pela PCR como *Babesia canis vogeli*. Devido à proximidade com os cães, principal hospedeiro de *B. c. vogeli* e do vetor *Rhipicephalus sanguineus*, os gatos domésticos tem sido relatados com infecção por esse protozoário em países como Portugal, Tailândia e Caribe (PENZHORN et al., 2020). A principal alteração hematológica da babesiose felina é a anemia regenerativa causada pela merogonia. Os trofozoítos e os merozoítos podem ser identificados no esfregaço sanguíneo (SCHOEMAN et al., 2001) como no presente estudo, no entanto, não foram analisadas as condições clínicas dos gatos.

Outro piroplasma também identificado por microscopia de luz e PCR foi *Cytauxzoon* sp. No Brasil a maioria dos relatos são em felídeos silvestres (PEIXOTO et al., 2007; ANDRÉ et al., 2009), no entanto, as identificações em gatos domésticos tem se intensificado. O primeiro relato com caracterização molecular foi no Rio de Janeiro (MAIA et al., 2013), no Mato Grosso do Sul (ANDRÉ et al., 2015) e Rio grande do Norte (ANDRÉ et al., 2017), no entanto por identificação microscópica de luz já existia um relato em 2007 no Rio de Janeiro (MENDES-DE-ALMEIDA et al., 2007). Estudo mais detalhados sobre o ciclo e as características clínicas em gatos domésticos no Brasil precisam ser realizados para que a identificação na rotina da clínica veterinária seja mais efetiva.

Também foi identificada *Ehrlichia* sp., uma bactéria que parasita monócitos e comumente é identificada parasitando e causando doença em cães, mas tem sido relatada infectando gatos (HEIKKILÄ et al., 1991; ANDRÉ et al., 2015). A rota de transmissão da *Ehrlichia* sp. em gatos não é bem estabelecida, porém em cães, os principais vetores são os carrapatos, principalmente *Rhipicephalus sanguineus* (BOULLOY et al., 1994; DAGNONE et al., 2001).

No presente estudo, foram identificadas lâminas positivas para *Anaplasma phagocytophilum*. Essa bactéria causa uma anaplasmose de caráter zoonótico que acomete ampla diversidade de mamíferos, como cavalos, cachorros, gatos e humanos. É transmitida por carrapatos e infecta preferencialmente os neutrófilos. Clinicamente se apresenta de forma variável, no entanto, em cães e gatos o sinal clínico mais frequente é o estado febril, letargia e inapetência. No entanto, os gatos apresentam sinais ainda mais inespecíficos, como taquicardia, hematúria, linfadenomegalia, perda de peso faringite, entre outros, que não são identificados com frequência em outros hospedeiros, tornando o diagnóstico mais difícil (BOULOY et al., 1994). No Brasil, devido aos estudos moleculares e sequenciamento de amostras, acredita-se que a espécie circulante seja de uma nova espécie de *Anaplasma*, próxima, geneticamente de *A. phagocytophilum* e *A. bovis* (LIMA et al., 2010).

Anaplasma platys, parasito de plaquetas também foi identificada em uma amostra. Este parasito já foi identificado em gatos no Brasil no estado de São Paulo (SANTARÉM et al., 2005) e Recife (LIMA et al., 2010) e no Rio de Janeiro (CORREA et al., 2011). No esfregaço sanguíneo, as mórulas de *Ehrlichia canis*, *A. phagocytophilum* e *A. platys* se apresentam como inclusões citoplasmáticas granulares basofílicas no interior dos leucócitos e plaquetas como também descrito por Dumler et al. (2001).

É importante ressaltar que o DNA de *A. phagocytophilum* tem sido identificado em carrapatos *Amblyomma sculptum/A. cajennense* e *R. sanguineus* (SANTOS et al., 2013). Esse fato deve servir de alerta, em relação ao impacto em saúde pública, devido a essas espécies de carrapatos terem baixa especificidade parasitária e são relatados frequentemente parasitando humanos (SANTOS et al., 2011). Adicionalmente, *A. phagocytophilum* é relatada em vários países como zoonose e também em diversas espécies de animais (MASSUNG et al., 2002) e *A. platys* também foi identificada em humanos na Venezuela (TAMI & TAMÍ-MAURY, 2004).

O conhecimento sobre a infecção por *Anaplasma platys* em gatos ainda é limitado, e deve estar associado ao diagnóstico molecular, pois na sorologia ocorre reação cruzada entre as bactérias do grupo Rickettsiales (GALVÃO et al., 2002). Esse fato é relevante à medida que mais identificações desse parasito têm sido realizadas em amostras de gatos em vários estados brasileiros. Desconhece-se o ciclo epidemiológico de *A. platys* no território brasileiro, mas suspeita-se que o carrapato marrom do cão (*R. sanguineus*) seja o transmissor (SHAW et al., 2001; LIMA et al., 2010).

Os hemoplasmas ou micoplasmas são pleomórficos, podendo assumir a forma de bastonete, anelar ou ainda esférica, sendo encontrados isolados ou formando cadeias na superfície dos eritrócitos. Possuem característica se aderirem à membrana

das hemácias, ocasionando um quadro hemolítico nos gatos infectados, referenciado como anemia infecciosa felina (TASKER, 2010). No presente estudo, foi observado formas únicas (Figura 1) e formas aderidas aos eritrócitos de até 4 colônias (formas esféricas). A identificação desses parasitos tem se tornado frequente em pesquisas científicas no Brasil (MAIA, 2008).

Pulgas do gênero *Ctenocephalides felis* são consideradas as principais rotas de transmissão da micoplasmose felina (WOODS et al., 2005). Gatos jovens e machos com acesso à rua possuem mais chances de serem infectados devidos os hábitos de brigas noturnas (TASKER, 2002). Também foram identificadas pulgas *C. felis* no plano de trabalho que compõe essa pesquisa.

Em relação à comparação das técnicas microscópicas e PCR, sabe-se que a segunda tem maior sensibilidade do que a primeira, visto que uma carga parasitária baixa, mas dentro do limiar de detecção da técnica que geralmente é de um fentograma, é capaz de ser identificada para diversos parasitos (BRUJIN & BARKER, 1992). A técnica é muito útil quando há necessidade de examinar com precisão um grande número de amostras, por exemplo, em diversos estudos epidemiológicos; em experiências clínicas, terapêuticas e de imunização; na triagem de doadores de sangue e na detecção de vetores em áreas endêmicas para diversos patógenos e da fonte alimentar dos mesmos.

A maior vantagem das técnicas moleculares é a habilidade em detectar infecção em pacientes com baixa parasitemia e serem particularmente úteis em estudos de diferenças de linhagens, mutações e genes envolvidos em resistência às drogas, além de mostrar o nível de relação em linhagens associadas com diferentes surtos (FIGUEIREDO et al., 2017). Por outro lado, a desvantagem das técnicas moleculares é a aquisição do equipamento, a sua instalação em local adequado e a necessidade de técnicos especializados.

Métodos mais sensíveis de diagnóstico sempre foram uma das mais importantes preocupações dos pesquisadores e de profissionais que trabalham com hemoparasitos. Tradicionalmente, o diagnóstico morfológico é considerado padrão-ouro, pelo custo da técnica, que é baixo, e facilidade de ser realizada a campo. A visualização do parasito é realizada usando-se microscópio de luz e lâmina corada pelo método de Giemsa, como foi utilizado no presente estudo. No entanto, o diagnóstico requer microscopistas treinados e experientes, os quais vêm se tornando cada vez mais difícil, uma vez que os profissionais saem experientes em técnicas moleculares, sem conhecer de fato as características do parasito em lâmina (FIGUEIREDO et al., 2017).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

De acordo com os achados pela microscopia de luz e confirmados pela PCR de hemoparasitos, pode-se afirmar que no município de Rolim de Moura-RO circulam bactérias zoonóticas da família Anaplasmataceae e protozoários de importância na clínica veterinária.

Agradecimento

Ao professor Dr. Marcos Rogerio André (Laboratório de Imunoparasitologia da FCAV/Unesp) pela parceria em realizar a pesquisa molecular dos hemoparasitos.

REFERÊNCIAS

ANDRÉ, M.; FILGUEIRA, K.D.; CALCHI, A.C.; SOUSA, K.C.; GONÇALVES, L.R.; MEDEIROS, V.B.; XIMENES, P.A.; LELIS, I.; MEIRELES, M.V.; MACHADO, R.Z. Co-infection with arthropod-borne pathogens in domestic cats. **Revista Brasileira De Parasitologia Veterinaria**, v.26, n.4, p.525-531, 2017.

ANDRÉ, M.R.; ADANIA, C.H.; MACHADO, R.Z.; ALLEGRETTI, S.M.; FELIPPE, P.A.; SILVA, K.F.; NAKAGHI, A.C.; DAGNONE, A.S. Molecular detection of *Cytauxzoon* spp. in asymptomatic Brazilian wild captive felids. **Journal of Wildlife Diseases**, v.45, n.1, p.234-237, 2009.

ANDRÉ, M.R.; HERRERA, H.M.; FERNANDES, S.J.; SOUSA, K.C.; GONÇALVES, L.R.; DOMINGOS, I.H.; DE MACEDO, G.C.; MACHADO, R.Z. Tick-borne agents in domesticated and stray cats from the city of Campo Grande, state of Mato Grosso do Sul, Midwestern Brazil. **Ticks and Tick-borne Diseases**, v.6, n.6, p.779-786, 2015.

BIRKENHEUER, A.J.; MARR, H.; ALLEMAN, A.R.; LEVY, M.G.; BREITSCHWERTDT, E.B. Development and evaluation of a PCR assay for the detection of *Cytauxzoon felis* DNA in feline blood samples. **Veterinary Parasitology**, v.137, n.1-2, p.144-149, 2006.

BOULOY, R.P.; LAPPIN, M.R.; HOLLAND, C.H.; THRALL, M.A.; BAKER, D.; O'NEIL, S. Clinical ehrlichiosis in a cat. **Journal of American Veterinary Medicine Association**, v.204, n.9, p.1475-1478, 1994.

BRUJIN MHL, BARKER DC. Diagnosis of New World Leishmaniasis: specific detection of species of the *L. braziliensis* complex by amplification of kinetoplast DNA. **Acta Tropica**, v.52, n.1, p.45-58, 1992.

CALIC, S.B.; GALVÃO, M.A.M.; BACELLAR, F.; ROCHA, C.M.B.M.; MAFRA, C.L.; LEITE, R.; WALKER, D.H. Human Ehrlichiosis in Brazil: first suspect cases. **The Brazilian Journal of Infectious Diseases**, v.8, n.3, p.259-262, 2004.

CARRET, C.; WALAS, F.; CARCY, B.; GRANDE, N.; PRÉCIGOUT, E.; MOUBRI, K.; SCHETTERS, T.P.; GORENFLOT, A. *Babesia canis canis*, *Babesia canis vogeli*, *Babesia*

canis rossi: Differentiation of the three subspecies by a Restriction Fragment Length Polymorphism Analysis on amplified small subunit ribosomal RNA genes. **The Journal of Eukaryotic Microbiology**, v.46, n.3, p.298-303, 1999.

CORREA, E.S.; PALUDO, G.R.; SCALON, M.C.; MACHADO, J.A.; LIMA, A.C.Q.; PINTO, A.T.B.; THIEBAUT, J.T.L.; ALBERNAZ, A.P. Molecular investigation of *Ehrlichia* spp. and *Anaplasma platys* in domestic cats: clinical signs, hematological and biochemical alterations. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v.31, n.10, p.899-909, 2011.

COSTA, P.S.G.; BRIGATTE, M.E.; GRECO, D.C. Antibodies to *Rickettsia rickettsii*, *Rickettsia typhi*, *Coxiella burnetii*, *Bartonella henselae*, *Bartonella quintana*, and *Ehrlichia chaffeensis* among healthy population in Minas Gerais, Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.100, n.8, p.853-859, 2005.

COSTA, P.S.G.; VALLE, L.M.C.; BRIGATTE, M.E.; GRECO, D.B. More about human monocytotropic ehrlichiosis in Brazil: serological evidence of new nine cases. **The Brazilian Journal of Infectious Diseases**, v.10, n.1, p.7-10, 2006.

DAGNONE, A.S.; MORAIS, H.S.A.; VIDOTTO, O. Erliquiose nos animais e no homem. **Ciências Agrárias**, v.22, n.2, p.191-201, 2001.

DUMLER, J.S.; BARBET, A.F.; BEKKER, C.P.; DASCH, G.A.; PALMER, G.H.; RAY, S.C.; RIKIHISA, Y.; RURANGIRWA, F.R. 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.

FIGUEIREDO, M.A.P.; DI SANTI, S.M.; MANRIQUE, W.G.; ANDRÉ, M.R.; MACHADO, R.Z. Identification of *Plasmodium* spp. in neotropical primates of Maranhense Amazon in Northeast Brazil. **PLoS One**, v.12, n.8, e0182905, 2017. <http://dx.doi.org/10.1371/journal.pone.0182905>. PMID:28796820.

FIGUEIREDO, M.A.P.; DI SANTI, S.M.; MANRIQUE, W.G.; ANDRÉ, M.R.; MACHADO, R.Z. Serological and molecular techniques applied for identification of *Plasmodium* spp. in blood samples from nonhuman primates. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.27, n.3, p.363-376, 2018.

GALVÃO M.A.M., LAMOUNIER J.A., BONOMO E., TROPIA, M.S.; REZENDE, EG.; CALIC, S.B.; CHAMONE, CH.B.; MACHADO, M.C.; OTONI, M.E.A.; LEITE, R.C.; CARAM, C.; MAFRA, C.L.; WALKER, D.H. Rickettsioses emergentes e re-emergentes numa região endêmica do Estado de Minas Gerais, Brasil. **Cadernos de Saúde Pública**, v.18, n.6, 1593-1597, 2002.

HEIKKILÄ, H.M.; BONDARENKO, A.; MIHALKOV, A.; PFISTER, K.; SPILLMANN, T. *Anaplasma phagocytophilum* infection in a domestic cat in Finland: Case report. **Acta Veterinaria Scandinavica**, v.52, 62, 2010.

IBGE. Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. **Pesquisa Nacional de Saúde 2019**. Rio de Janeiro 2020. 85 p.

LIMA, M.L.F.; SOARES, P.P.; RAMOS, C.A.N.; ARAÚJO, F.R.; RAMOS, R.A.N.; SOUZA, I.I.F.; FAUSTINO, M.A.G.; ALVEZ, L.C.A. Molecular detection of *Anaplasma platys* in a naturally-infected cat in Brazil. **Brazilian Journal of Microbiology**, v.41, n.2, p.381-385, 2010.

MAIA, L. M. P. **Avaliação da ocorrência de piroplasmas e hemoplasmas em gatos domésticos no estado do Rio de Janeiro**. 110f. Niterói, RJ, 2008. Dissertação (Mestrado) – Clínica e Reprodução Animal, Universidade Federal Fluminense, 2008.

MAIA, L.M., CERQUEIRA, A.; DE BARROS MACIEIRA, D.; DE SOUZA, A.M.; MOREIRA, N.S.; DA SILVA, A.V.; MESSICK, J.B.; FERREIRA, R.F.; ALMOSNY, N.R. *Cytauxzoon felis* and 'Candidatus *Mycoplasma haemominutum*' coinfection in a Brazilian domestic cat (*Felis catus*). **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.22, n.2, p.289-291, 2013.

MASSUNG, R.F.; MAUEL, M.J.; OWENS, J.H.; ALLAN, N.; COURTNEY, J.W.; STAFFORD, K.C., MATHER, T.N. Genetic variants of *Ehrlichia phagocytophila*, Rhode Island and Connecticut. **Emerging Infectious Diseases**, v.8, n.5, p.467-472, 2002.

MENDES-DE-ALMEIDA, F.; LABARTHE, N.; GUERRERO, J.; FARIA, M.C.; BRANCO, A.S.; PEREIRA, C.D.; BARREIRA, J.D.; PEREIRA, M.J. Follow-up of the health conditions of an urban colony of free-roaming cats (*Felis catus* Linnaeus, 1758) in the city of Rio de Janeiro, Brazil. **Veterinary Parasitology**, v.47, n.1-2, p.9-15, 2007.

PADDOCK, C.D.; CHILDS, J.E. *Ehrlichia chaffeensis*: a prototypical emerging pathogen. **Clinical Microbiology Reviews**, v.16, n.1, p.37-64, 2003.

PAROLA, P.; DAVOUSTB, B.; RAOULTA, D. Tick- and flea-borne rickettsial emerging zoonoses. **Veterinary research**, v.36, n.3. p.469-492, 2005.

PEIXOTO, P.V.; SOARES, C.O.; SCOFIELD, A.; SANTIAGO, C.D.; FRANCA, T.N.; BARROS, S.S. Fatal cytauxzoonosis in captive-reared lions in Brazil. **Veterinary Parasitology**, v.145, n.3-4, p.383-387, 2007.

PENZHORN, B.L.; OOSTHUIZEN, M.C. *Babesia* species of domestic cats: Molecular characterization has opened Pandora's box. **Frontiers in Veterinary Science**, v.7, n.134, 2020.

SANTARÉM, V.A.; LAPOSY, C.B.; FARIAS, M.R. *Anaplasma platys* (*Ehrlichia platys*) - like inclusion bodies in platelets of a cat. **Colloquium Agrariae**, v.1, n.2, p.60-66, 2005.

SANTOS, H.A.; PIRES, M.S.; VILELA, J.A.R.; SANTOS, T.M.; FACCINI, J.L.H.; BALDANI, C.D.; THOMÉ, S.M.G.; SANAVRIA, A.; MASSARD, C.L. Detection of *Anaplasma phagocytophilum* in Brazilian dogs by real-time polymerase chain reaction. **Journal of veterinary diagnostic investigation: official publication of the American Association of Veterinary Laboratory Diagnosticians, Inc**, v.23, n.4, p.770-774, 2011.

SANTOS, H.A.; THOMÉ, S.M.; BALDANI, C.D.; SILVA, C.B.; PEIXOTO, M.P.; PIRES, M.S.; VITARI, G.L.; COSTA, R.L.; SANTOS, T.M.; ANGELO, I.C.; SANTOS, L.A.; FACCINI, J.L.; MASSARD, C.L. Molecular epidemiology of the emerging zoonosis agent *Anaplasma phagocytophilum* (Foggie, 1949) in dogs and ixodid ticks in Brazil. **Parasites & Vectors**, v.6, p.348, 2013.

SCHÄFER, I.; KOHN, B. *Anaplasma phagocytophilum* infection in cats: A literature review to raise clinical awareness. **Journal of Feline Medicine and Surgery**, v.22, n.5, p.428-441, 2020.

SCHNEIDER, Mauricio. **Relação entre cães, gatos e zoonoses**. Estudo Técnico: Consultoria Legislativa, Câmara dos Deputados, ed. 1, 1 mar. 2018. Disponível em: https://bd.camara.leg.br/bd/bitstream/handle/bdcamara/36219/relacao_zoonose_shneider.pdf?sequence=1&isAllowed=y. Acesso em 8 de junho de 2021.

SCHOEMAN, T.; LOBETTI, R. G.; JACOBSON, L.S.; PENZHORN, B.L. Feline babesiosis: signalment, clinical pathology and concurrent infections. **Journal of the South African Veterinary Association**, v.72, n.1, p.4-11, 2001.

SHAW, S.E.; BIRTLES, R.J.; DAY, M.J. Arthropod-transmitted infectious diseases of cats. **Journal of Feline Medicine and Surgery**, v.3, n.4, p.193-209, 2001.

TAMÍ, I.C.; TAMÍ-MAURY, I. M. Identificación morfológica de *Ehrlichia* sp. em las plaquetas de pacientes com infección por virus de la inmunodeficiencia humana, em Venezuela. **Revista Panamericana de Salude Publica**, v.16, n.5, p.345-349, 2004.

TASKER, S. Haemotropic mycoplasmas: what's the real significance in cats? **Journal of Feline Medicine and Surgery**, v.12, n.5, p.369-381, 2010.

UNVER, A.; PEREZ, M.; ORELLANA, N.; HUANG, H.; RIKIHISA, Y. Molecular and antigenic comparison of *Ehrlichia canis* isolates from dogs, ticks, and a human in Venezuela. **Journal of Clinical Microbiology**, v.39, n.8, p.2788-93, 2001.

WALKER, D.H.; DUMLER, J.S. Emergence of the ehrlichioses as human health problems. **Emerging Infectious Diseases**, v.2, n.1, p.18-29, 1996.

WHO. **World Malaria Report 2014**. WHO Library Cataloguing-in-Publication Data, p. xiii, 2014.

WOODS, J.E.; LAPPIN, M.R. Evaluation of experimental transmission of 'Candidate *Mycoplasma haemominutum*' and *Mycoplasma haemofelis* by *Ctenocephalides felis* to cats. **American Journal of Veterinary Research**, v.66, n.6, p.1008-12, 2005.





CAPÍTULO 3

PARASITOS DE PEIXES



APRESENTAÇÃO DO CAPÍTULO 3

Mayra Araguaia Pereira Figueiredo¹
Wilson Gómez Manrique²

O avanço da cadeia produtiva do peixe e o aumento da produtividade passa pela implementação de boas práticas de manejo, compatibilizando a produção e a conservação ambiental (ROTTA & QUEIROZ, 2003), que significa, aumentar a produção aliada a prevenção e a redução de impactos ambientais negativo. Dessa forma, o monitoramento da sanidade dos peixes é fundamental para evitar as perdas com a mortandade dos peixes (GODOI et al., 2012).

Um dos maiores problemas da piscicultura são as doenças parasitárias (PAVANELLI et al., 2008), devido à dificuldade de padronização das técnicas de diagnósticos, além da dificuldade na terapia e profilaxia (GODOI et al., 2012).

Os peixes são hospedeiros naturais de uma grande diversidade de parasitos, e a fauna parasitária muda de acordo com as características do ambiente, seja ele natural ou artificial. No entanto, no ambiente natural a relação parasito-hospedeiro apresenta-se de forma mais equilibrada e os relatos de sinais clínicos são raros (PAVANELLI et al., 2002). Em ambiente artificial de produções especializadas, devido ao manejo, qualidade da água, ração, e manipulação constante que os animais estão submetidos, o que gera estresse constante, logo, predispõem aos aparecimentos das doenças parasitárias (SILVA-SOUZA et al., 2012), inclusive em produções não tecnificadas (MANRIQUE et al., 2020).

Nesse contexto, determinar o papel dos parasitos nas perdas da produção é fundamental para identificar os principais problemas da cadeia produtiva do peixe. Como não há uma uniformidade na coleta, nem um banco de lançamento de dados sobre a sanidade piscícola, os resultados disponíveis sobre a riqueza de espécies de parasitos são inconsistentes. Somado a esse fato, os dados disponíveis são de hospedeiros variados e de zonas geográficas diferentes, o que dificulta utilizá-los como parâmetros para implementação de estratégias de controle de doenças parasitárias para uma determinada espécie em cativeiro (TAKEMOTO et al., 2005).

O estudo da composição da comunidade parasitária é realizado no ambiente e em cada parte do corpo dos animais, tanto externo quanto interno. Assim pode-se identificar o nicho ecológico de cada parasito. Os peixes são parasitados por diver-

¹ Laboratório de Parasitologia, Entomologia e Biologia Molecular voltado à Saúde Única-LAPEMSU. Departamento de Medicina Veterinária e Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura. mayra.araguaia@unir.br

² Grupo de Pesquisa e Extensão em Sanidade Aquícola - GRUPESA, Laboratório de Sanidade Aquícola - LABSA. Departamento de Medicina Veterinária, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura. Programa de Pós-graduação da Rede Bionorte. wilson.gomez@unir.br

soos grupos como os cnidários, crustáceos, protozoários, nematoides, platelmintos e acantocéfalos, e geralmente encontram-se em coinfeções (LOPES, 2006).

Cada grupo de parasitos pode causar prejuízos específicos ao hospedeiro, como por exemplo os ectoparasitos que lesionam a pele dos peixes, predispondo as doenças secundária (SHIMURA, 1983) e a não utilização da pele em produtos de moda, como bolsas, sapatos e cintos, e muito menos na medicina curativa.

Enquanto os parasitos internos, como hematozoários e helmintos espoliam os animais diminuindo a conversão alimentar em ganho de peso. Também, a presença de helmintos alojados na musculatura causa repulsa do mercado consumidor (PAVANELLI et al. (2008).

Por outro lado, existe também a grande diversidade de parasitos do grupo dos myxosporídeos que podem causar prejuízos em peixes de cultivo (STERUD et al., 2003) pelas alterações dos diversos órgãos que estes podem infectar (MANRIQUE et al., 2012, 2015; 2016; 2017).

REFERÊNCIAS

GODOI, M.M.I.M.; ENGRACIA, V.; LIZAMA, M.L.A.P.; TAKEMOTO, R.M. Parasite-host relationship between the tambaqui (*Colossoma macropomum* Cuvier 1818) and ectoparasites, collected from fish farms in the city of Rolim de Moura, State of Rondônia, Western Amazon, Brazil. **Acta Amazonica**, v.42, p.515-524, 2012.

LOPES, L.P.C. **Composição e estrutura da comunidade parasitária associada às espécies do gênero *Pseudoplatystoma* (Bleeker, 1862) (Siluriformes: Pimelodidae) da Amazônia Central, Brasil**/Luiza Paula da Conceição Lopes - Manaus, 2006. Dissertação (mestrado)--INPA/UFAM, Manaus, 2006

MANRIQUE, W. G.; FIGUEIREDO, M.A.P.; LOPES, T.H.L.; DOMINGOS, L.S.; FREITAS, J.C.C.; ARAÚJO, A.F.; TAKEMOTO, R.M. Correlação de peso e comprimento de tambaquis endoparasitados de pesque e pague em Rondônia, Brasil. **Ars Veterinaria**, v.36, n.2, p.125-128, 2020.

MANRIQUE, W.G.; CLAUDIANO, G.S.; FIGUEIREDO, M.A.P.; PETRILLO, T.R.; MORAES, J.R.E.; MORAES, F.R. Myxosporidiosis in intensively-reared *Piaractus mesopotamicus*: Histopathological diagnosis by means of Ziehl-Neelsen staining. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v.32, n.11, p.1133-1137, 2012.

MANRIQUE, W.G.; FIGUEIREDO, M.A.P.; BELO, M. A. A.; MARTINS, M. L.; MOLNAR, K. *Myxobolus* sp. and *Henneguya* sp. (Cnidaria: Myxobolidae) natural co-infection in the kidney of *Piaractus mesopotamicus* (Characiformes: Serrasalminidae). **Parasitology Research**, v.116, n.10, p. 2853-2860, 2017.

MANRIQUE, W.G.; FIGUEIREDO, M.A.P.; MARTINS, M. L.; AZEVEDO, C. Ultrastructural description of *Myxobolus cuneus* (Myxosporidia) in the skeletal muscle and

kidney of tropical farmed fish *Piaractus mesopotamicus* (Characiformes: Characidae). **Parasitology Research**, v.15, p.2505-2510, 2016.

MANRIQUE, W.G.; FIGUEIREDO, M.A.P; BELO, M. A. A; MARTINS, M. L.; MORAES, F.R. First report of *Myxobolus* sp. infection in the skeletal muscle of neotropical freshwater fish *Piaractus mesopotamicus*. **Parasitology Research**, v.114, n.5, p.2041-2044, 2015.

PAVANELLI, G.C.; EIRAS, R.C.; TAKEMOTO, R.M. **Doenças de peixes profilaxia, diagnóstico e tratamento**. 3.ed. Maringá: Eduem, 2008. 311 p.

PAVANELLI, G.C.; J.C. EIRAS; R.M. TAKEMOTO. **Doenças de peixes. Profilaxia, diagnóstico e tratamento**. Editora Universidade Estadual de Maringá, 2002. 305 p.

ROTTA, M.A.; QUEIROZ, F. **Boas práticas de manejo (BPMs) para a produção de peixes em tanques-redes**. Corumbá: Embrapa Pantanal, 2003. 27 p.

SHIMURA, S. Seasonal occurrence, sex ratio and site preference of *Argulus coregoni* Thorell (Crustacea: Branchiura) parasitic on cultured freshwater salmonids in Japan. **Parasitology**, 86(3): 537-552, 1983.

SILVA-SOUZA, A. T.; LIZAMA, M. A. P.; TAKEMOTO, R. M. (Org.) **Patologia e sanidade de organismos aquáticos**. Maringá: ABRAPOA, pp. 221-242, 2012.

STERUD, E.; POPPE. T.; BORNO, G. Intracellular infection with *Spirotrunculus barkhanus* (Diplomonadida: Hexamitidae) in farmed Arctic char *Salvelinus alpinus*. **Diseases of Aquatic Organisms**, v.56, p.155-161, 2003.

TAKEMOTO, RM.; PAVANELLI, GC.; LIZAMA, MAP.; LUQUE, JL.; POULIN, R. Host density as a major determinant of endoparasite species richness in fishes of floodplain of the upper Parana River, Brazil. **Journal of Helminthology**, v.79, n.1, p.75-84, 2005.

Lernaea sp. e *Perulernaea gamitanae*
ECTOPARASITOS DE TAMBAQUIS (*Colossoma
macropomum*) DE PISCICULTURAS DO ESTADO
DE RONDÔNIA

Tales Henrique Lima Lopes¹
Larissa Simôni Domingos²
Julio Cesar Celestino Freitas³
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo⁴
Wilson Gómez Manrique⁵

DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.7

1 Graduando em Medicina Veterinária pela Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura

2 Graduada em Medicina Veterinária pela Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura

3 Graduando em Medicina Veterinária pela Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura

4 Laboratório de Parasitologia, Entomologia e Biologia Molecular voltado à Saúde Única-LAPEMSU. Departamento de Medicina Veterinária e Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura. mayra.araguaia@unir.br

5 Grupo de Pesquisa e Extensão em Sanidade Aquícola - GRUPESA, Laboratório de Sanidade Aquícola - LABSA. Departamento de Medicina Veterinária, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura. Programa de Pós-graduação da Rede Bionorte. wilson.gomez@unir.br

INTRODUÇÃO

Atualmente a principal fonte de peixe para o consumo humano é proveniente da aquicultura, representando 52% em relação aos peixes pescados. De acordo com os dados da Organização das Nações Unidas para a Alimentação e a Agricultura - FAO (2020), o consumo per capita de peixes no mundo foi cerca de 20,5 kg em 2018. Em 2017, o consumo de pescado representou 17% da ingestão de proteína animal da população mundial e 7% de todas as proteínas consumidas, também vale destacar sua importância nutricional, sendo fonte de ácidos graxos, aminoácidos essenciais, vitaminas (principalmente A, B e D) e minerais como ferro, cálcio, zinco e selênio (FAO, 2020).

A produção de peixes de cultivo do país em 2019, apresentou um crescimento de 4,9%, o maior índice entre todas as proteínas animais no país (PEIXE BR, 2020). Em relação ao mercado internacional no ano de 2020 as exportações tiveram um aumento de 8%, o tambaqui ocupou a terceira posição entre as espécies exportadas, com crescimento expressivo de 648% (PEIXE BR, 2021).

O tambaqui (*Colossoma macropomum*) é um peixe da América do Sul, que habita os principais rios da bacia Amazônica (DA COSTA et al., 2001), é a segunda espécie mais cultivada no país para fins comerciais, responsável por cerca de 20% da produção nacional na piscicultura (PEIXE BR, 2020). Pertence à Ordem Characiformes, Família Serrasalmidae, atinge cerca de um metro de comprimento e aproximadamente 30 kg de peso, atinge cerca de um metro de comprimento e aproximadamente 30 kg de peso (GOULDING & CARVALHO, 1982), é um peixe onívoro, com predisposições frugívora (ROTTA, 2003).

A piscicultura tem uma grande importância econômica para o estado de Rondônia, destacando-se como o maior produtor de espécies nativas do Brasil, e o terceiro maior produtor de peixes de cultivo do país, tendo o tambaqui como a principal espécie cultivada (PEIXE BR, 2020).

Os parasitos *Lernaea* sp. e *Perulernaea gamitanae* pertencem ao subfilo Crustacea, classe Maxillopoda, Subclasse Copepoda, ordem Cyclopoida e família Lernaeidae (TAVARES-DIAS et al., 2011). Os crustáceos são o grupo de parasitos que causam maiores prejuízos econômicos em peixes de água doce (GABRIELLI & ORSI, 2000). Os crustáceos copépodes são ectoparasitos, popularmente conhecidos como “vermes-âncora” e de forma geral, possuem o corpo alongado e um aparato de fixação em formato de âncora, sendo este responsável pelas lesões no tecido do hospedeiro ao se alimentar (MENDES JUNIOR et al., 2019; PAZDIORA et al., 2020).

O parasitismo de *Lernaea* sp. e *Perulernaea gamitanae* causam lesões no tegumento, brânquias, nadadeiras e até mesmo dentro do aparelho bucal, junto ao palato e narinas dos peixes, levando o animal a perda de peso e servindo de porta de entrada para infecções bacterianas ou micóticas secundárias presentes na microbiota natural das águas de criação (GABRIELLI & ORSI, 2000). Devido à necrose local ocasionada e acarretando aparência repugnante nos animais acometidos, é inviabilizado seu comércio para consumo humano (PEREIRA et al., 2016). A presença destes parasitos no ambiente natural é de grande preocupação, pois as espécies exóticas possuem a capacidade de disseminação por todo o território brasileiro (GALLIO et al., 2007).

REVISÃO DE LITERATURA

Os crustáceos copépodos são o grupo de parasitos mais numerosos e mais comuns em peixes (GABRIELLI & ORSI, 2000). São normalmente encontrados fixos por meio de ganchos em forma de âncora parasitando a superfície do corpo do hospedeiro, brânquias, aparelho bucal, narina, parte interna do opérculo e nadadeiras, também pode-se observar que nos locais de fixação apresentam áreas hemorrágicas, inflamadas, ulceradas e com um aumento da secreção de muco (CARRIEL, 2014; JERÔNIMO et al., 2015).

A reprodução desses organismos é sexual, ocorrendo a partir da fase de copepodito IV (MORAES & MARTINS, 2004). O ciclo de vida é complexo, antes de atingir a forma adulta, apresentam duas fases distintas de crescimento: náuplios com forma de vida livre apresentando seis estágios larvais e copepoditos com cinco estágios larvais e diferenciação sexual. Os copepoditos de *P. gamitanae* necessitam se fixar em um hospedeiro intermediário e quando adultos voltam a ser de vida livre, menos as fêmeas que após o acasalamento vão à procura de um novo hospedeiro definitivo se fixam e sofrem metamorfose (BENNETON & MALTA, 1999; MENDES JUNIOR et al., 2019). A particularidade da *Lernaea* sp. é que este parasito não necessita de hospedeiro intermediário, sendo, portanto, monóxeno, usando apenas um peixe ou anfíbio como hospedeiro definitivo (STECKLER & YANONG, 2013).

Lernaea spp. são crustáceos copépodos nativos da Ásia e Europa Ocidental, sendo a *L. cyprinacea* a mais relatada causadora de lesões no tegumento dos peixes devido a seu parasitismo.

Os espécimes do gênero *Lernaea* possuem simetria bilateral, corpo segmentado, contendo apêndices articulados e recobertos por cutícula de quitina rígida ou semirrígida (BOEGER, 1999). De acordo com Boeger (1999) a *Lernaea* spp. são parasitos fixos, possuindo corpo tubular, cabeça de tamanho reduzido se comparado ao

restante de seu corpo, tendo uma modificação em formato de âncora, utilizada para fixação no tegumento do hospedeiro, pernas distribuídas ao longo do tronco e poro genital na porção posterior do animal. As fêmeas geralmente possuem dois sacos de ovos alongados e fixados aos poros genitais (Figura 1A).

As espécies de *Lernaea* possuem distribuição mundial, sendo relatadas parasitando mais de 45 espécies, sendo descrito em todos os continentes (CABI, 2019). Causando danos relevantes na Ásia, América do Norte, Europa e Oceania (VALENTIM, 2003). As espécies mais prevalentes são *L. polymorpha*, *L. cyprinacea*, *L. ctenopharyngodontis* de acordo com a FAO (2014). No Brasil, *L. cyprinacea* foi descrito por Gallio et al. (2007) em lambari (*Astyanax bimaculatus*) açude no município de Antônio Prado-RS. Gabrielli e Orsi (2000) relataram sua presença em espécimes de várias espécies de peixes nativos do rio Tibagi, região norte do estado do Paraná. Carriel (2014) também relatou a presença deste copépodo em pisciculturas do município de Laranjeiras do Sul-PR, destacando o acometimento de peixes de cultivo e nativos da região.

Perulernaea gamitanae foi descrita pela primeira vez em tambaqui (*Colossoma macropomum*) em 1985, no rio Amazonas em Iquitos, Peru (THATCHER & PAREDES, 1985), posteriormente foi identificado na mesma espécie de peixe, na porção brasileira do rio Amazonas (BENETTON & MALTA, 1999). Tavares-Dias et al. (2011) também relataram o *P. gamitanae* parasitando tambaqui e seus híbridos, o tambacu (*C. macropomum* x *Piaractus mesopotamicus*) e tambatinga (*C. macropomum* x *Piaractus brachypomus*) de duas pisciculturas no estado do Amapá, Acre e Amazonas. No estado de Rondônia também foi descrita a presença dos parasitos em tambaquis (GODOI et al., 2012) e pirapitinga (*Piaractus brachypomus*) (MENDES JUNIOR et al., 2019). As fêmeas adultas fecundadas são parasitos, ficam fixadas no hospedeiro pelos ganchos cefálicos (Figura 1B). Ademais, possuem dois sacos de ovos alongados e fixados aos poros genitais. Por serem hematófagas, quando vivas, pode se observar o fluxo do sangue no seu intestino (Figura 1C).

Figura 1 - Crustáceos copépodos ectoparasitos de tambaqui (*Colossoma macropomun*) identificados em pisciculturas de Rolim de Moura e Cacoal, Rondônia. A - fêmea de *Lernaea* sp. onde pode ser observado a cabeça com os ganchos (cabeça de seta) e os dois sacos de ovos (seta); B - fêmea de *Perulernaea gamitanae*. A cabeça possui ganchos em forma de âncora (cabeça de seta) e dois sacos de ovos (seta); C - fêmeas de *Perulernaea gamitanae* infestando a mucosa oral de tambaqui. Pode se observar que a parte anterior está fixada dentro da mucosa e o sangue se movimentando do pescoço (seta) para o corpo (cabeça de seta).



Fonte: Arquivos de pesquisa, 2020.

Pereira et al. (2016) destacam que a entrada de copépodos nas propriedades e sua disseminação pelo território brasileiro se deve à práticas de manejo inadequadas, tais como a não realização da quarentena de novos animais adquiridos, e uma vez inseridos nas propriedades, seu controle e erradicação são de difícil execução, e devido a isso a profilaxia é de extrema importância, destacando medidas como a utilização de filtros na captação e descarte das águas de criação, impedindo a disseminação do parasito na produção e contato com espécimes nativos. Dentre os prejuízos causados por essa parasitose em uma produção, podemos destacar os impactos econômicos com o tratamento dos animais acometidos, a predisposição a infecções secundárias, o retardo do desenvolvimento dos animais e a mortalidade ocasionada.

REFERÊNCIAS

BENETTON, M.L.F.N.; MALTA, J.C.O. Morfologia dos estágios de náuplios e copepodito I de *Perulernaea gamitanae* Thatcher & Paredes, 1985 (Crustacea:Cyclopoida:Lernaeidae), parasita do tambaqui *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818), (*Osteichthyes: Characidae*), cultivado em laboratório. *Acta Amazonica*, v.29, p.97-121, 1999.

BOEGER, W.A. *Lernaea*: Biologia e Prevenção. **Panorama da Aquicultura**. Paraná. p.32-36. ed. 1999.

CABI. **Cookies on Invasive Species Compendium**. *Lernaea cyprinacea*. 2019. Disponível em: <https://www.cabi.org/isc/datasheet/77259>. Acesso em 27 de julho de 2021.

CARRIEL, K.C. **Levantamento da presença de *Lernaea* spp. (lernaeoidea: lernaeidae) em pisciculturas da associação de produtores de peixes de Laranjeiras do Sul-PR (peixelar)**. 2014. 57f. Trabalho de conclusão de curso (Bacharelado) Engenharia de Aquicultura da Universidade Federal da Fronteira do Sul - UFFS. Laranjeiras do Sul - PR, 2014.

DA COSTA, L.R.F.; BARTHEM RONALDO, B.; BITTENCOURT, M.M. A pesca do tambaqui, *Colossoma macropomum*, com enfoque na área do médio Solimões. Amazonas, Brasil. **Acta Amazonica**, v.31, n.3, p.449-468, 2001.

FAO - FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. 2020. **The State of World Fisheries and Aquaculture 2020**. Disponível em: <http://www.fao.org/3/ca9229en/ca9229en.pdf>. Rome. Acesso em 27 de julho de 2021.

FAO - FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS. 2014. **Main Fish Diseases And Their Control**. Disponível em: <http://www.fao.org/3/ac264e/ac264e07.htm>. Acesso em 27 de julho de 2021.

GABRIELLI, M.A.; ORSI, M.L. Dispersão de *Lernaea cyprinacea* (Linnaeus) (Crustacea, Copepoda) na região norte do estado do Paraná, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v.17, n.2, p.395-399, 2000.

GALLIO M.; SILVA, A.S.; MONTEIRO, S.G. Parasitismo por *Lernaea cyprinacea* em *Astyanax bimaculatus* provenientes de um açude no município de Antônio Prado, Rio Grande do Sul. **Acta Scientiae Veterinarie**, v.35, n.2, p.209-212, 2007.

GODOI, M.M.I.M.; ENGRACIA, V.; LIZAMA, M.L.A.P.; TAKEMOTO, R.M. Parasite-host relationship between the tambaqui (*Colossoma macropomum* Cuvier 1818) and ectoparasites, collected from fish farms in the city of Rolim de Moura, State of Rondônia, Western Amazon, Brazil. **Acta Amazonica**, v.42, p.515-524, 2012.

GOULDING, M.; CARVALHO, M.L. Life history and management of the tambaqui (*Colossoma macropomum*, Characidae): an important Amazonian food fish. **Revista Brasileira de Zoologia**, v.1, p.107-133, 1982.

JERÔNIMO, G.T.; FRANCESHINE, L.; ZAGO, A.C.; SILVA, R.J.; PÁDUA, S.B.; VENTURA, A. S.; ISHIKAWA, M. M.; TAVARES-DIAS, M.; MARTINS, M. L. **Parasitas de peixes Characiformes e seus híbridos cultivados no Brasil**. In: TAVARES-DIAS, M., MARIANO, W. S. (Org.). Aquicultura no Brasil: novas perspectivas. São Carlos: Pedro & João, v.1, p.283-304, 2015.

MENDES JUNIOR, M.S.P.; CORREIA, L.S.; MANRIQUE, W.G.; FIGUEIREDO, M.A.P. PRIMEIRO RELATO DE *Perulernaea gamitanae* (CRUSTACEA: LERNAEIDAE) EM PIRAPITINGA (*Piaractus brachypomus*). **Ars Veterinaria**, v.35, n.1, p.012-015, 2019.

PAZDIORA, B.R.C.N.; SOUZA, R.H.B.; MEDEIROS, S.P.; OLIVEIRA, W.I.; SILVA, E.E.; HOLANDA, N.G.M. Evaluation of the development of the life cycle of the parasite *Perulernaea gamitanae* under in vitro and in vivo culture conditions. **Brazilian Journal of Development**, v.6, n.2, p.8907-8921, 2020.

PEIXE BR. **Anuário 2020 PEIXE BR da Piscicultura**. Associação Brasileira de Piscicultura, São Paulo/SP, 2020. Disponível em: <https://www.peixebr.com.br/anuario-2020/>. Acesso em 11 de julho de 2021.

PEIXE BR. **Anuário 2021 PEIXE BR da Piscicultura**. Associação Brasileira de Piscicultura, São Paulo/SP, 2021. Disponível em: <https://www.peixebr.com.br/anuario-2021/>. Acesso em 11 de julho de 2021.

PEREIRA, S.L.A.; CHAGAS, E.C.; MACIEL, P.O.; BENAVIDES, M.V.; MAJOLO, C.; BOIJINK, C.L.; TAVARES-DIAS, M.; ISHIKAWA, M.M.; FUJIMOTO, R.Y.; BRANDÃO, R.R.; SOUSA, K.L.; MORAIS, M.S.; MARTINS, V.F.S. **Agentes patogênicos de tambaquis cultivados, com destaque para registros em Rio Preto da Eva, AM**. Embrapa Amazônia Ocidental, 2016. 80 p.

ROTTA, M.A. Aspectos Gerais da Fisiologia e Estrutura do Sistema Digestivo dos Peixes Relacionados à Piscicultura. Corumbá, **Embrapa Pantanal**, Documento: v.53, p.48, 2003.

STECKLER, N.; YANONG, R.P.E. **Lernaea (Anchorworm) infestations in fish**. Program in Fisheries and Aquatic Sciences, School of Forest Resources and Conservation, Florida Cooperative Extension Service, Institute of Food and Agricultural Sciences, University of Florida. 2012. Disponível em: <http://agriflife.org/fisheries2/files/2013/09/Lernaea-Anchorworm-Infestations-in-Fish.pdf>. Acesso em 27 de julho de 2020.

TAVARES-DIAS, M.; NEVES, L. R.; SANTOS, E. F.; DIAS, M. K. R.; MARINHO, R. G. B.; ONO, E. A. *Perulernaea gamitanae* (Copepoda: Lernaeidae) parasitizing tambaqui (*Colossoma macropomum*) (Characidae) and the hybrids tambacu and tambatinga, cultured in northern Brazil. **Arquivos Brasileiros de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v.63, p.988-995, 2011.

THATCHER, V.E.; PAREDES, V.A. Parasitic copepod, *Perulernaea gamitanae* gen. et sp. nov. Cyclopoida: Lernaeidae, from the nasal fosse of a Peruvian Amazon food fish. **Amazoniana**, v.9, n.2, p.169-175, 1985.

VALENTIM, M. VARGAS, L.; MOREIRA, H.L.M. Comparação de protocolos para extração do DNA de *Lernaea* sp. (Copepoda: Cyclopoida). **Acta Scientiarum**, v.25, n.2, p.219-222, 2003.



Piscinoodinium sp. EM PISCULTURAS DE CACOAL, RONDÔNIA

Tales Henrique Lima Lopes¹
Larissa Simôni Domingos²
Julio Cesar Celestino Freitas³
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo⁴
Wilson Gómez Manrique⁵

DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.8

1 Graduando em Medicina Veterinária pela Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura

2 Graduanda em Medicina Veterinária pela Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura

3 Graduando em Medicina Veterinária pela Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura

4 Laboratório de Parasitologia, Entomologia e Biologia Molecular voltado à Saúde Única-LAPEMSU. Departamento de Medicina Veterinária e Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura. mayra.araguaia@unir.br

5 Grupo de Pesquisa e Extensão em Sanidade Aquícola - GRUPESA, Laboratório de Sanidade Aquícola - LABSA. Departamento de Medicina Veterinária, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura. Programa de Pós-graduação da Rede Bionorte. wilson.gomez@unir.br

INTRODUÇÃO

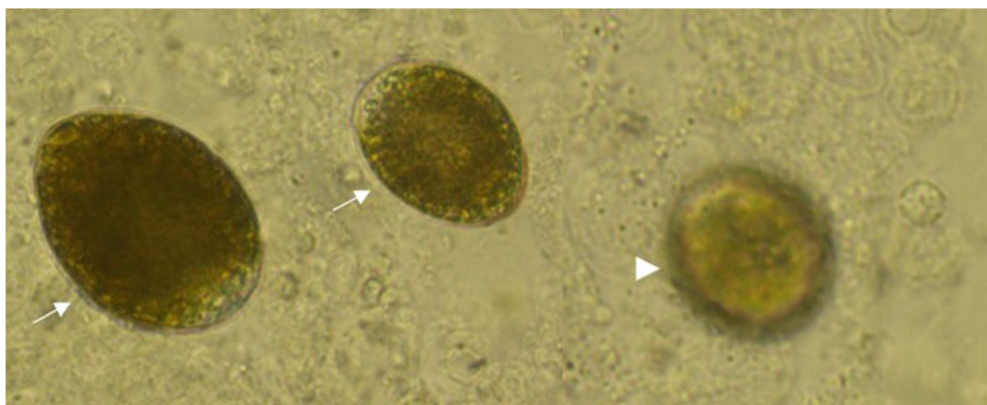
Aquicultura é uma importante atividade econômica na produção de proteína animal, que vem se estabelecendo em território brasileiro desde a década de 80, que está em constante desenvolvimento devido às características ambientais do país, que dispõe de recursos hídricos abundantes, áreas adequadas para implantação da atividade, riquezas em espécies e clima favorável (CAMARGO & POUHEY, 2005; SCHULTER & VIEIRA FILHO, 2017). A piscicultura é atividade de maior destaque no país dentro da aquicultura, onde pode ser observado que mesmo diante dos problemas da pandemia a atividade teve um crescimento de 5,93% na produção nacional (PEIXE BR, 2021).

Em relação às principais espécies mais cultivadas no Brasil, a tilápia se destaca, representando 57% da produção nacional, tornando o Brasil o 4º maior produtor de tilápia do mundo, os peixes nativos como o tambaqui e seus híbridos, pirarucu, pintado e outros tem a participação de 38% na produção nacional, 5% é representado pelas demais espécies como as carpas, truta, panga e outros (PEIXE BR, 2020).

A aquicultura vem intensificando a sua produção no país em função da crescente demanda de mercado impulsionado principalmente pelo aumento populacional e com a busca por uma alimentação saudável (SIQUEIRA, 2018). Estima-se que a produção total de peixes mundial deve aumentar para 204 milhões de toneladas em 2030, pois a aquicultura tem sido o setor de produção de alimentos que mais se expandiu em todo o mundo nos últimos 50 anos (FAO, 2020). Diante do aumento da demanda e intensificação da produção é necessário fazer melhorias nos sistemas de produção que deve conciliar a lucratividade do piscicultor, preço acessível ao consumidor e minimizar os impactos ambientais (GLESSE, 2019).

A piscicultura comercial passa por muitos prejuízos e desafios decorrentes de enfermidades, sendo as parasitárias geralmente responsáveis por grandes perdas (PEREIRA, 2011). Segundo Takemoto et al. (2004), todos os peixes albergam pelo menos uma espécie de parasito sem desenvolver a doença. Dentre os patógenos de importância para essas criações podemos citar o protozoário dinoflagelado *Piscinoodinium* sp., considerado um parasito de baixa especificidade parasitária e já foi descrito em diversas regiões brasileiras parasitando diferentes espécies hospedeiras como pacu (*Piaractus mesopotamicus*), tambaqui (*Colossoma macropomum*), piauçu (*Leporinus macrocephalus*), tilápia do nilo (*Oreochromis niloticus*) (MARTINS et al., 2001, ZAGO et al. 2014) e curimatá (*Prochilodus lineatus*) (CAMPOS et al., 2011). Há diversos relatos no Brasil da presença do parasito causando sérios problemas nas criações (MARTINS et al., 2000; FRANCISCO, 2006; SCHALCH et al., 2006).

Figura 1 - *Piscinoodinium* sp. identificado em brânquias de tambaqui (*Colossoma macropomum*) em piscicultura de Cacoal, Rondônia. Trofante (fase parasitária) com corpo piriforme e coloração castanha escura (seta). Dinósporo (fase infectante) (cabeça de seta. Observações a fresco sob microscopia de luz (100x)



Fonte: Arquivos de pesquisa, 2020

Os fármacos disponíveis para utilização no tratamento de parasitoses na piscicultura são escassos, não sendo muitas vezes eficazes (PÁDUA, 2017) e podendo impactar negativamente na fauna e flora do ambiente aquático, gerando mais prejuízos que benefícios para as produções. Para o tratamento da piscinodiníase, poucos fármacos possuem eficácia razoável, destacando-se assim a importância de medidas preventivas para evitar esta e outras parasitoses, garantindo assim melhores condições na produção, boa sanidade e bem-estar dos animais (BOISON & TURNIPSEED, 2015), prevenindo diversas doenças nos animais, que seriam acometidos caso submetidos a estresse. Dentre os poucos produtos utilizados, o sulfato de cobre tem sido utilizado para o combate desta parasitose, porém, por ser um metal pesado, sua acumulação no ambiente aquático e nos animais a ele exposto, pode representar riscos para os próprios peixes (VELASCO-SANTAMARIA et al., 2016), para a segurança alimentar dos consumidores e saúde ambiental (BURGER, 2002).

A profilaxia é o pilar mais importante em criações de peixes, baseada no manejo de qualidade da água e no controle de matéria orgânica. Martins et al. (2001) relataram que a alta taxa de mortalidade está relacionada à falta de limpeza dos tanques, o que induz a redução da concentração de oxigênio dissolvido. Os parâmetros físicos e químicos também desempenham papel importante no controle desse parasito, por exemplo, águas ácidas (pH menor que 7,0) e com baixo poder de tamponamento (baixa alcalinidade total) favorecem o desenvolvimento do parasito (PÁDUA, 2017). Em relação às condições ambientais, de modo geral, as ocorrências de *Piscinoodinium* sp. são favorecidas em temperaturas que variam entre 23 a 30°C, baixas concentrações de oxigênio dissolvido, altas densidades de estocagem, peixes mal nutridos e submetidos à água de baixa qualidade e alta carga de matéria orgânica (ISHIKAWA et al., 2016).

Dentre os sinais clínicos dos animais parasitados, podemos citar o aumento na produção de muco em brânquias e corpo, equimoses em opérculos e pedúnculo caudal, palidez, congestão e petéquias em brânquias, estruturas circulares e esbranquiçadas em brânquias e epitélio corporal (lesões com aspecto aveludado), além de hemorragias e consequente dificuldade respiratória e asfixia, devido ao acometimento das brânquias, responsáveis por esta função (MARTINS et al., 2001; PÁDUA, 2017).

No diagnóstico, para visualização destes parasitos é necessário realizar raspados da superfície corporal (muco) e das brânquias com auxílio de lâminas e lamínulas, e observar em microscópio ou estereomicroscópio (ISHIKAWA, et al., 2016).

Na histopatologia observa-se elevado número de trofontes, parasitando os hospedeiros, localizado nas lamelas secundárias, estando fixados ou não ao epitélio, hemorragia em lamelas primárias e hiperplasia de epitélio, células inflamatórias e células caliciformes, sendo atribuído a isso o aumento do muco anteriormente citado, sendo este um mecanismo de proteção do hospedeiro (MARTINS et al., 2001).

REFERÊNCIAS

BOISON, J.O.; TURNIPSEED, S.B. A review of aquaculture practices and their impacts on chemical food safety from a regulatory perspective. **Journal of AOAC International**, v.98, n.3, p. 541-549, 2015.

BURGER, J.; GAINES, K.F.; BORING, C.S.; STEPHENS JR., W.L., SNODGRASS, J.; DIXON, C. Metal levels in fish from the Savannah river: potential hazards to fish and other receptors. **Environmental Research**, v.89, p. 85-97, 2002.

CAMARGO, S.G.O.; POUEY, J.L.O.F. Aquicultura - um mercado em expansão: Aquaculture - an expanding market. **Revista Brasileira Agrociência**, v.11, n.4, p.393-396, 2005.

CAMPOS, C.M.; MORAES, J.R.E.; MORAES, F.R. Histopathology of gills of *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887) and *Prochilodus lineatus* (Valenciennes, 1836) infested by monogenean and myxosporea, caught in Aquidauana River, State of Mato Grosso do Sul, Brazil. **Revista Brasileira Parasitologia Veterinária**, v.20, n.1, p.67-70. 2011.

FAO. **The State of World Fisheries and Aquaculture 2020**. Rome, 2020.

FRANCISCO, C.J. **Fauna parasitária e alterações teciduais em peixes oriundos de pisciculturas com mono ou policultivo do médio Vale do Itajaí, SC**. 2006. 58 f. Tese (Mestrado em Aqüicultura) - Centro de Aqüicultura da UNESP (CAUNESP), Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal-SP, 2006.

GLESSE, M. **Avaliação dos padrões hepatológicos e histomorfometria intestinal de juvenis de tilápia-do-nilo (*Oreochromis niloticus*) submetidos a diferentes ta-**

xas de alimentação em sistema de bioflocos. 2019. Trabalho de Conclusão de Curso (Bacharel em Ciências Biológicas) - Universidade Federal do Paraná, Palotina/PR. 2019.

GOMES, A.L.S.; COSTA, J.I.; BENETTON, M.L.F.N.; BERNARDINO, G.; COSTA, A.B. A fast and practical method for initial diagnosis of *Piscinodinium pillulare* outbreaks: piscinootest. **Ciência Rural**, v.48, n.7, e20170680, 2018.

ISHIKAWA, M.M.; JERÔNIMO, G.T.; VENTURA, A.S.; PEREIRA, N.L.; SILVA, T. D.C.; ZANON, R.B.; FUJIMOTO, R.Y.; CHAGAS, E.C.; MACIEL, P.O.; BENAVIDES, M.V.; MARTINS, M.L. **Parasitas de peixes redondos produzidos na região da Grande Dourados - MS: características e possíveis soluções.** Jaguariúna: Embrapa Meio Ambiente, Documento: 106, 2016. 40 p.

MARTINS, M.L.; MORAES, F.R.; FUJYMOTO, R.Y.; ONAKA, E.M.; NOMURA, D.T.; SILVA, C.H.A.; SCHALCH, S. H. C. Parasitic infections in cultivated freshwater fishes a survey of diagnosed cases from 1993 to 1998. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.9, n.1, p.23-28, 2000.

MARTINS, M.L.; MORAES, J.R.E.; ANDRADES, P.M.; SCHALCH, S.H.C.; MORAES, F.R. *Piscinodinium pillulare* (Schäperclaus, 1954) Lom, 1981 (Dinoflagellida) infection in cultivated freshwater fish from the Northeast region of São Paulo State, Brazil: parasitological and pathological aspects. **Brazilian Journal of Biology**, v.61, p.639-644, 2001.

PÁDUA, S.B. **Piscinodiniase.** Aquaculture Brasil. Coluna 74. 2017. Disponível em: <https://www.aquaculturebrasil.com/coluna/74/piscinodiniase->. Acesso em: 28 de julho de 2021.

PAVANELLI, G.C.; EIRAS, J.C.; TAKEMOTO, R.M. **Doenças de Peixes: Profilaxia, diagnóstico e tratamento.** 2.edição. Maringá: Eduem, 2002. 305 p.

PEIXE BR. **Anuário 2020 PEIXE BR da Piscicultura.** Associação Brasileira de Piscicultura, São Paulo/SP, 2020. Disponível em: <https://www.peixebr.com.br/anuario-2020/>. Acesso em 12 de julho de 2021.

PEIXE BR. **Anuário 2021 PEIXE BR da Piscicultura.** Associação Brasileira de Piscicultura, São Paulo/SP, 2021. Disponível em: <https://www.peixebr.com.br/anuario-2021/>. Acesso em 12 de julho de 2021.

PEREIRA, F.O. **Ectoparasitofauna do híbrido tambacu (*Colossoma macropomum* x *Piaractus mesopotamicus*) oriundos de pisciculturas da microrregião de Goiânia-GO.** (2011). Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de Goiás, Escola de Veterinária e Zootecnia, Goiânia-GO, 2011.

SCHALCH, S.H.C.; MORAES, J.R.E.; MORAES, F.R. Fauna parasitária de peixes oriundos de “pesque-pague” do município de Guariba, São Paulo, Brasil. **Acta Scientiarum. Biological Sciences**, v.28, n.3, p.291-297, 2006.

SCHULTER, E.P.; VIEIRA FILHO, J.E.R. **Evolução da piscicultura no Brasil: diagnóstico e desenvolvimento da cadeia produtiva de tilápia**. Texto Para Discussão, Instituto de Pesquisa Econômica Aplicada: Ipea. Rio de Janeiro, 2017.

SIQUEIRA, T.V. Aquicultura: a nova fronteira para produção de alimentos de forma sustentável. **Banco Nacional de Desenvolvimento**, v.25, n.49, p.119-170, 2018.

TAKEMOTO, R.M.; LIZAMA, M.A.P.; GUIDELLI, G.M.; Pavanelli, G.C. Parasitos de Águas Continentais IN: RANZANI-PAIVA, M.J.T.; TAKEMOTO, R.M.; LIZAMA, M.A.P. **Sanidade de organismos aquáticos**. São Paulo: Livraria Varela, p.179-98, 2004.

TAVARES-DIAS, M.; NEVES, L. R.; SANTOS, E. F.; DIAS, M. K. R.; MARINHO, R. G. B.; ONO, E. A. *Perulernaea gamitanae* (Copepoda: Lernaeidae) parasitizing tambaqui (*Colossoma macropomum*) (Characidae) and the hybrids tambacu and tambatinga, cultured in northern Brazil. **Arquivos Brasileiros de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v.63, p.988-995, 2011.

VELASCO-SANTAMARÍA, Y.M.; GÓMEZ-MANRIQUE, W.; CALDERÓN-BERNAL, J.M. Toxicidad aguda del sulfato de cobre (CuSO₄) en alevinos de cachama blanca (*Piaractus brachypomus*) bajo condiciones de aguas blandas. **Orinoquia**, v.10, n.1, p.64-70, 2000.

ZAGO, A.C.; FRANCESCHINI, L.; GARCIA, F.; CANELLO SCHALCH, S.H.; SUEMI GOZI, K.; DA SILVA, R.J. Ectoparasites of Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*) in cage farming in a hydroelectric reservoir in Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, v.23, n.2, p.171-178, 2014.

HELMINTOS DE PEIXES NATIVOS CAPTURADOS NOS RIOS MANOEL CORREIA E CAIO ESPÍNOLA NA ALDEIA INDÍGENA APEROI, SERINGUEIRAS - RONDÔNIA

Gisele de Oliveira Montanha¹
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo²
Wilson Gómez Manrique³

DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.9

1 Graduada do curso de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura

2 Laboratório de Parasitologia, Entomologia e Biologia Molecular voltado à Saúde Única-LAPEMSU. Departamento de Medicina Veterinária e Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura. mayra.araguaia@unir.br

3 Grupo de Pesquisa e Extensão em Sanidade Aquícola - GRUPESA, Laboratório de Sanidade Aquícola - LABSA. Departamento de Medicina Veterinária, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura. Programa de Pós-graduação da Rede Bionorte. wilson.gomez@unir.br

INTRODUÇÃO

As doenças transmitidas por alimentos (DTA) são infecções/intoxicações ocasionadas pela ingestão de alimentos e/ou água contaminados. Esse termo é aplicado a uma síndrome geralmente constituída de anorexia, náuseas, vômitos e/ou diarreia, acompanhada ou não de febre, que de acordo com o agente envolvido podem ocorrer afecções em diferentes órgãos e sistemas como: meninges, rins, fígado, sistema nervoso central e terminações nervosas periféricas (CAMARGO et al., 2010).

Os peixes em geral constituem mundialmente uma importante fonte alimentar para milhares de pessoas. No Brasil, em decorrência da grande extensão territorial e sua rica hidrografia, os peixes são a principal fonte proteica e econômica para as populações ribeirinhas (SILVA & JUNIOR), assim como também são os vertebrados que apresentam os maiores índices de infecção por parasitos (ACOSTA et al., 2016), em consequência das características próprias do meio aquático que facilitam a propagação, reprodução e complementação do ciclo de vida de cada grupo parasitário (MALTA, 1984).

Pesquisas sobre parasitos de peixes apresentam considerável relevância, principalmente com hospedeiros que tem potencial de produção em cultivos. Portanto, investigações sobre ciclo biológico e a biogeografia dos parasitos com potencial zoonótico em determinada região pode orientar e alertar a população sobre riscos de infecção, permitindo um consumo de qualidade da carne de peixe na promoção da saúde humana, assim, com o propósito de implementar e efetuar medidas profiláticas, deve-se inicialmente, conhecer a biologia dos parasitos, assim como a do hospedeiro. Os fatores que determinam as infestações/infecções parasitárias são tipicamente complexos e podem ser baseados em uma variedade que incluem características morfológicas, fisiológicas, comportamentais, imunológicas e nutricionais dos hospedeiros e as condições do ambiente (MUSTAFA et al., 2005).

A patologia dos peixes torna-se cada vez mais importante com o crescente interesse mundial na piscicultura. Os fatores causadores de patogenia e morte em peixes podem ser agrupados em várias categorias gerais, entre eles, destacam-se a poluição industrial, a decomposição da matéria orgânica na água e a invasão do peixe pelos agentes biológicos com bactérias, fungos e parasitos. Quanto à patogenia induzida pelos parasitos, Thatcher (1981) apresenta os seguintes princípios básicos:

- O ambiente aquático facilita o acesso e a penetração dos agentes patogênicos e, por isto, os peixes são os vertebrados mais parasitados;
- Os peixes transmitem parasitos a outros animais e ao ser humano e ser-

vem de hospedeiros intermediários para muitas espécies de parasitos;

- Uma infecção maciça com uma espécie de parasito tende a produzir mais efeito negativo que a presença de poucos indivíduos da mesma espécie, a presença de duas, ou mais espécies de parasitos em um peixe pode ser mais prejudicial que qualquer uma das espécies sozinha,
- Um peixe pode ser parcialmente envenenado pela absorção de produtos químicos de excreção dos parasitos sem mostrar consequentes modificações nos tecidos, além de uma taxa reduzida de crescimento.

Na aldeia Aperiói há 13 residências dispersas pela área entre os rios Caio Espínola, Manuel Correia e Cabixi e a rodovia federal. A população da aldeia soma cerca de 70 pessoas.

A pesca é uma das formas de como as famílias conseguem uma renda através da venda de peixes, além de se beneficiarem diretamente com o consumo destes. No entanto, o assoreamento e a poluição do rio Manoel Correia, impacta na diminuição das espécies de peixes nativos como pacu (*Piaractus mesopotamicus*), traíra (*Hoplias* sp.), tucunaré (*Cichla* sp.), piranha (Subfamília Serrasalminae), mandim (*Pimelodus* sp.), morobá (*Erythrinus erythrinus*), piau (*Leporinus* sp.), matupiri (*Tetragonopterus* sp.), cará (*Geophagus* sp.), peixe cachorro (*Acestrorhynchus lacustres*), jacundá (*Crenicichla* sp.) entre outros.

O estudo da fauna parasitária de peixes traz informações sobre a biologia dos hospedeiros, da relação parasito-hospedeiro, das espécies com possível potencial zoonótico e/ou de importância de limitantes para a piscicultura, da utilização de determinados parasitos como indicadores ambientais e constitui um importante instrumento de avaliação da biodiversidade (ABDALLAH et al., 2004).

Os peixes no ambiente natural apresentam fauna parasitária característica, muitas vezes sem sinais clínicos de doença. Os efeitos das parasitoses são variáveis e dependem de fatores como o tipo de parasito, hospedeiro, órgão alvo, intensidade e fatores relacionados com o meio ambiente (LUQUE, 2004).

O acompanhamento sanitário “in loco” dos peixes dos rios Manoel Correia e Caio Espínola que são destinados para consumo da população da aldeia indígena Aperiói, é de grande importância pelo fato dos diversos relatos da alta incidência de parasitos de peixes e que até o momento não existem estudos prévios de caracterização parasitológica o que poderia advertir possíveis problemas sanitários, entre eles o potencial zoonótico. Assim, o presente trabalho relata sobre fauna endoparasitária dos peixes nativos capturados no Rio Manoel Correia e Caio Espínola na aldeia indígena Aperiói, Rondônia.

MATERIAL E MÉTODOS

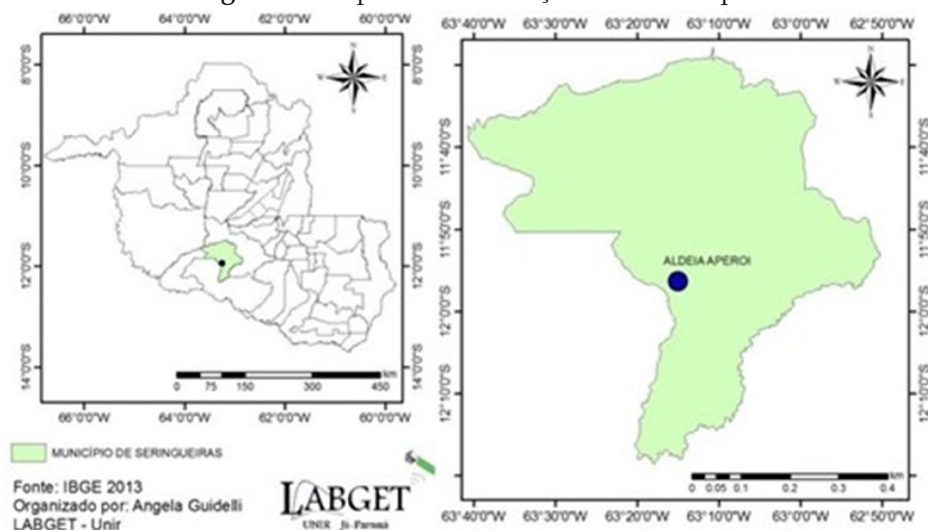
Comitê de ética e reconhecimento pelos respectivos entes

As atividades e os protocolos de pesquisa foram aprovados pela Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA) da Universidade Federal de Rondônia, campus Rolim de Moura sob nº 005/2018, do Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade (ICMBio), nº 63086, e pelo Comitê de Ética em Pesquisa (CEP) nº 2689.242.

Local de coleta

A aldeia Aperi está localizada no município de Seringueiras, centro-sul do estado de Rondônia, microrregião de Alvorada do Oeste (Figura 1), aproximadamente 30 quilômetros de sua sede, no extremo oeste na divisa com o município de São Francisco do Guaporé, nas proximidades da confluência dos Rios Manoel Correia e Caio Espínola na coordenada geográfica Longitude 63°15' e Latitude 11°56' aproximadamente 13 quilômetros do extremo limite sul da terra Indígena Uru-Eu-Uau-Uau. Os peixes foram pescados pela população da comunidade nos rios Manoel Correia e Caio Espínola em quatro pontos distintos. No ponto 01: S 20° 27.261' O 061° 43.979' elevação 415; ponto 02: S 11° 56' 24.180" O 063° 15' 41.0440" elevação 166; ponto 03: S 11° 55.965' W 063° 15.296' elevação 500 e ponto 04: S 11° 46302' W 061° 40.322' elevação 390. Ao longo da pesquisa foram realizadas duas coletas. Na Universidade Federal de Rondônia *Campus* de Rolim de Moura foram realizadas as análises parasitológicas. Estes exemplares foram devidamente preservados em solução de formaldeído 5% com objetivo de garantir material para realização das análises durante todo ano.

Figura 1 - Mapa com localização da aldeia Aperi.



Fonte: IBGE, 2013

Amostragem

Os peixes foram pescados pelos moradores da comunidade da aldeia Aperi conforme os costumes próprios (tarrafas, malhas de tamanhos variados e vara de pescar) em pontos pré-estabelecidos segundo orientação da população da região. Uma vez coletados os peixes foram acondicionados individualmente em sacos plásticos e identificados com data e local de coleta e alocados em caixas de isopor com gelo para assegurar a boa condição do material para ser transportado até o Laboratório de Parasitologia Veterinária da Universidade Federal de Rondônia *campus* de Rolim de Moura.

Uma vez no laboratório, os peixes foram devidamente pesados e medidos, e posteriormente foi realizada a necropsia momento em que foi feita a biometria e identificação taxonômica segundo as diferentes chaves de identificação.

Foi realizada uma coleta na época do verão e uma coleta no período do inverno, isto para poder analisar os diferentes parâmetros nas diferentes sazonalidades.

Análise de endoparasitos

Após realizada a biometria dos exemplares, foi realizada a necropsia e um exame minucioso com separação de órgãos da cavidade celomática, intestinos, órgãos internos e musculatura estriada esquelética para pesquisa de parasitos. O trato digestório foi separado em porções segundo sua anatomia e seu conteúdo foi lavado para análise em estereomicroscópio

Para análise dos parasitos dos filós Nematoda e Acantocephala foram fixados em formalina 5% quente para distensão do corpo (EIRAS et al., 2006).

Os exemplares foram clarificados em creosoto de Faia e montados em lâmina e lamínula de vidro. A identificação dos parasitos foi baseada na consulta bibliográfica específica conforme os achados.

RESULTADOS

A primeira coleta foi realizada no dia 27 de outubro de 2018, no final do período da seca, sendo coletado um espécime de mandi (*Pimelodus* sp.), dois de tucunarés (*Cichla* sp.), um de jeju (*Hoplerythrinus* sp.) e 17 traíras (*Hoplias* sp.). A segunda coleta, realizada no dia 19 de janeiro de 2019, no início do período chuvoso, foram coletados 15 (quinze) espécimes de jeju (*Hoplerythrinus* sp.). Dos 36 peixes capturados e examinados, 31 apresentaram algum tipo de endoparasitismo. Os parasitos foram: *Eustrongylides* sp., larva de platelminto Pseudophyllidea, metacercária *Ithyoclinostomum* sp., larva de acantocéfalo. No espécime de peixe mandi (*Pimelodus* sp.), não foi identificado nenhum parasito.

Em relação aos tucunarés (*Cichla* sp.) somente um espécime estava parasitado, com uma larva de acantocéfalo aderido à musculatura sem presença de cistos, como pode ser verificado na Tabela 1.

Tabela 1 - Localização dos parasitos e cistos no espécime tucunaré (*Cichla* sp.)

Ponto	Comprimento (cm)	Peso (g)	Musculatura	Cavidade celomática	Fígado	Estômago	Intestino
01	35	582	1 P	-	-	-	-
01	31	491	-	-	-	-	-

P- Parasito C- Cisto

Fonte: Arquivos de pesquisa, 2019.

No espécime de peixe jeju (*Hoplerythrinus* sp.) foram encontrados parasitos e/ou cistos aderidos na musculatura, cavidade celomática, nas serosas do fígado, estômago, intestino e na vesícula natatória (Tabela 2).

Tabela 2 - Localização dos parasitos e cistos no espécime de jeju (*Hoplerythrinus* sp.)

Ponto	Tamanho (cm)	Peso (g)	Musculatura	Cavidade Celomática	Fígado	Estômago	Intestino	Vesícula natatória
04	29	313	10 P e 13 C	-	2 C	-	2 P e 1 C	-
04	29	301	29 P	-	8 C	1 P e 4 C	1 C	-
04	29	294	10 P e 6 C	-	8 C	7 C	-	-
04	30	289	2 P e 8 C	-	5 C	12 C	-	-
04	25	195	3 C	-	20 C	20 C	-	-
04	27	210	4 P	-	6 C	26 C	-	-
04	30	346	16 P e 5 C	6 P	-	-	-	-
04	31	340	67 P	-	3 C	19 C	-	-
04	28	255	-	-	1 C	23 C	-	2 P
04	22	119	3 P e 1 C	-	-	9 C	-	-
04	25	196	-	-	-	2 C	-	-
04	30	227	3 P	-	4 C	20 C	-	-
04	31	300	33 P	-	-	-	-	-
03	24	119	2 P	-	-	-	-	-
04	21	123	-	-	-	-	-	-
04	25	192	-	-	-	12 C	-	-

P- Parasito C- Cisto

Fonte: Arquivos de pesquisa, 2019.

Em relação aos endoparasitos encontrados no espécime de peixe traíra (*Hoplias* sp.) (Tabela 3) foram encontrados parasitos e/ou cistos de *Eustrongylides* sp aderidos na musculatura esquelética (Figura 2A), cavidade celomática, nas serosas do fígado, estômago, intestino e na vesícula natatória. Parasitos *Eustrongylides* sp. são grandes e pode ser visualizado macroscopicamente (Figura 2B), devido ao tamanho das larvas o músculo esquelético dos peixes estava com aspecto liquefeito. Os cistos de *Eustrongylides* sp. foram extraídos da musculatura (Figura 2C). Foram observadas larvas de *Eustrongylides* sp. encistadas no interior da cavidade celomática de jeju (*Hoplerythrinus* sp.).

Tabela 3 - Localização dos parasitos e cistos no espécime traíra (*Hoplias* sp.)

Ponto	Tamanho (cm)	Peso (g)	Musculatura	Cavidade Celomática	Fígado	Estômago	Intestino
01	25	144	-	-	-	-	-
01	36	480	7 P e 3 C	7 P	-	-	-
01	35	439	5 P	1 P	-	-	-
01	31	296	1 P	1 P	-	-	1 P
01	33	293	-	1 P	-	-	-
01	30	325	1 P	9 P	-	-	-
02	31	388	16 P	7 P	-	5 C	-
02	32	317	3 P	8 P	-	-	-
02	34	331	6 P	13 P	-	-	-
02	30	248	1 P	-	-	-	-
02	20	77	-	-	-	-	-
03	28	184	1 P	-	1 C	-	-
03	33	407	5 P	-	-	-	-
03	35	331	1 P	-	-	-	-
03	31	311	9 P	12 P	-	-	-
03	30	252	1 P	-	-	-	-
03	30	298	-	-	-	-	-

P- Parasito C- Cisto

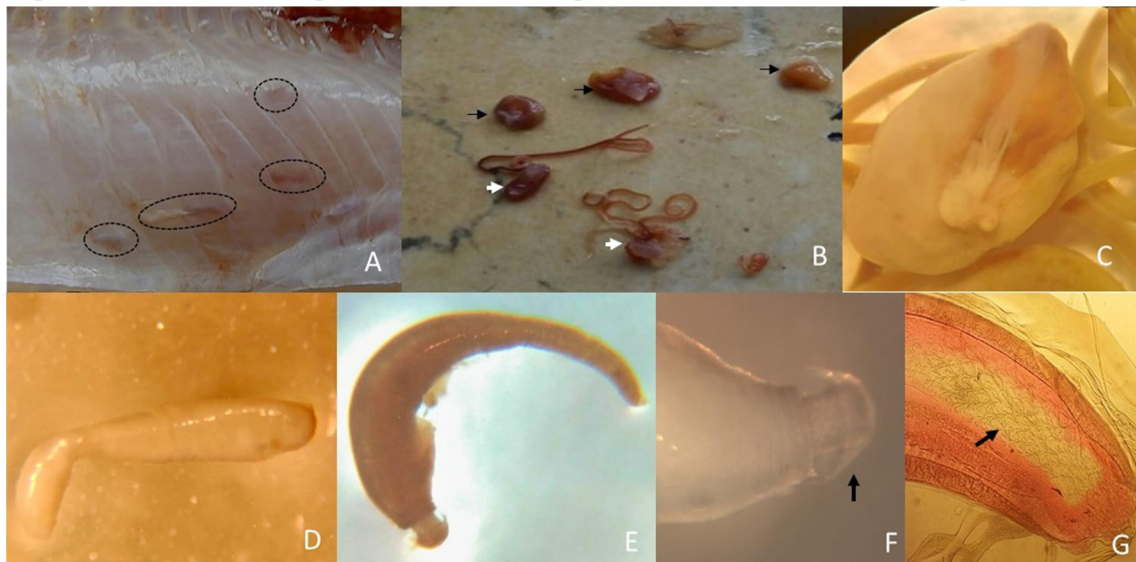
Fonte: Arquivos de pesquisa, 2019.

Foram identificadas em peixes traíras (*Hoplias* sp.) larvas de platelminto Pseudophyllidea em estágio plerocercóide (Figura 2D) semelhantes a *Diphyllobothrium* sp. e metacercária de *Ithyoclinostomum* sp.

Foi extraído um parasito acantocéfalo (Figura 2E) aderido a musculatura esquelética de tucunaré (*Cichla* sp.), na qual apresenta a porção anterior da probóscide arredondada (Figura 2F) diferente do outro retirado da cavidade celomática de jeju e traíra. Este acantocéfalo foi clarificado e montado e material permanente onde pode se observar a probóscide longa dentro do receptáculo (Figura 2G).

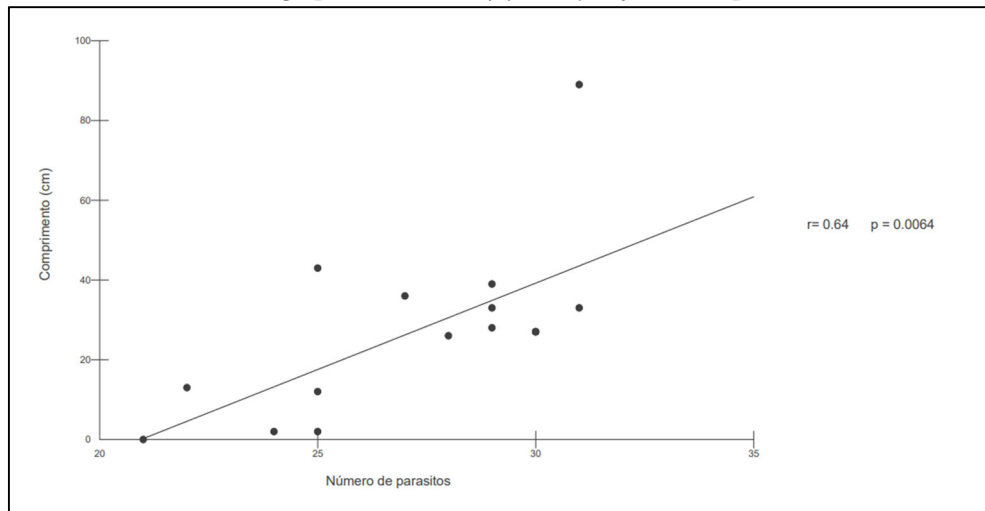
Na análise de correlação entre comprimento e número de parasitos, o peixe jeju (*Hoplerythrinus* sp.) apresentou correlação positiva moderada, crescente perfeita (Figura 3), já para a traíra (*Hoplias* sp.) esta correlação foi positiva fraca e crescente (Figura 4). Isso significa que nas duas espécies, quanto maior o tamanho do peixe é mais parasitado, porém deve-se atentar ao período da sazonalidade entre outras características como também descrito por Luque et al. (2010).

Figura 2 - Parasitos de peixes. A - Musculatura de traíra (*Hoplias* sp.) com *Eustrongylides* sp. encistados na musculatura esquelética; B - Larvas (seta branca) retiradas de cistos (seta preta) de *Eustrongylides* sp. extraídas da musculatura esquelética de jeju (*Hoplerythrinus* sp.); C - cisto de *Eustrongylides* sp.; D - larva de platelminto Pseudophyllidea em estágio plerocercóide de traíra (*Hoplias* sp.); E - acantocéfalo aderido na musculatura esquelética de tucunaré (*Cichla* sp.); F - parasito Acanthocephala, onde pode ser evidenciado a estrutura espinhosa da probóscide (seta); G - parte anterior (prosoma) de Acanthocephala com detalhe da probóscide internalizada no receptáculo (seta).



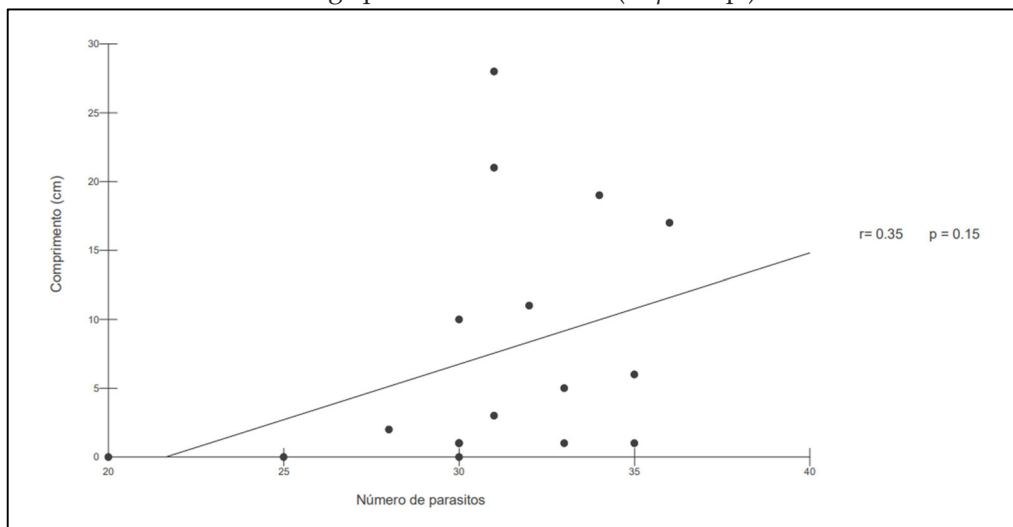
Fonte: Arquivos de pesquisa, 2019.

Figura 3 - Coeficientes da correlação linear de Pearson entre o parâmetros de comprimento e a carga parasitária em jeju (*Hoplerythrinus* sp.)



Fonte: Arquivos de pesquisa, 2019

Figura 4 - Coeficientes da correlação linear de Pearson entre o parâmetros de comprimento e a carga parasitária em traíra (*Hoplias* sp.)



Fonte: Arquivos de pesquisa, 2019

DISCUSSÃO

Com a expansão da colonização, o asfaltamento da rodovia BR 429 construções de pontes das linhas do município de Seringueiras Zero Quatro, Sete Pontes e 22 C e o intenso desmatamento nas margens dos rios Manoel Correia e Caio Espínola geraram impactos ambientais na aldeia Aperi. Esses impactos causaram assoreamento e poluição desses rios. Os problemas sanitários são inevitáveis ao meio aquático, os peixes adquirem doenças parasitárias, servem de hospedeiros intermediários para muitas espécies e podem transmitir parasitos a outros animais e ao ser humano.

No presente estudo foram identificadas larvas de *Eustrongylides* sp., este parasito possui ampla distribuição geográfica atingindo várias regiões do mundo incluindo América do Sul, de importância sanitária pois a mesma pode transmitir a estrongilidíase uma zoonose parasitária. Meneguetti et al. (2013), descreveram o primeiro relato de larvas de *Eustrongylides* sp. em peixes da espécie traíras (*Hoplias malabaricus*) com a possibilidade de infectar humanos no município de Buritis, Rondônia.

Os *Eustrongylides* sp. podem ser encontrados nos peixes tanto na fase adulta, quanto na fase larval do parasito. Apresentam-se tipicamente alongados, com corpo cilíndrico, não segmentado com extremidades mais ou menos afiladas, corpo coberto de cutícula. As larvas pertencentes ao gênero *Eustrongylides* sp. encontradas no presente estudo são semelhantes com aquelas verificadas por Meneguetti et al. (2013), em estudo realizado em *H. malabaricus*, na qual foram identificadas larvas de *Eustrongylides* sp. correspondentes ao terceiro estágio larval. Dentre as espécies conhecidas, o *E. tubifex* e *E. ignotus*, são os que possuem maior incidência, cujos representantes adultos parasitam a mucosa do esôfago, proventrículo ou intestino de aves aquáticas. Os estádios larvais ocorrem nos tecidos de peixes, anfíbios e répteis que são considerados hospedeiros intermediários (OKUMURA et al., 1999).

Também foram observadas larvas de *Eustrongylides* sp. encistadas no interior da cavidade celomática das espécies analisadas em função do tamanho das larvas o músculo desses espécimes apresentavam-se com aspecto liquefeito, como também relatado por Pavanelli et al. (2008) que descrevem a presença desses nematoides no músculo proporcionando um aspecto repugnante e de rejeição quanto ao consumo.

A presença dos parasitos nas espécies de peixes estudadas apresentou correlação positiva que indica que em maior tamanho dos peixes maior a intensidade de parasitos encontrados o que difere do estudo realizado por Oliveira (2005), que não encontrou relação entre as características do hospedeiro e a presença de parasitos e de poliparasitismo. A diferença na presença de parasitos entre o período seco e o chuvoso verificado no presente estudo foi também observado por Pacheco (2017), que não encontrou diferença estatística significativa, mas alerta para o significado biológico das variações sazonais.

Nos peixes analisados as larvas de *Eustrongylides* sp. encontradas apresentaram tamanhos variados, encapsuladas e aderidas à musculatura esquelética e à serosa de revestimento do estômago, intestinos e na cavidade celomática, o presente estudo apresentou características semelhantes à do Pacheco (2017), que descreveu a presença de larvas de *Eustrongylides* sp. encontradas na musculatura esquelética, no

mesentério, nas serosas que revestem as vísceras e na cavidade geral de traíra pescadas em Rio Verde- Goiás, como também observado por Meneguetti et al. (2013), que dos 30 peixes analisados, 28 (93,3%) estavam parasitados por larvas de *Eustrongylides* sp., aderidas à musculatura esquelética da traíra.

Durante a inspeção foi possível visualizar as larvas de *Diphyllobothrium* sp. em estádios plerocercóides na cavidade celomática e na musculatura. Os mesmos locais de infecção foram identificados por Schaffer et al. (1992) que ainda ressaltam que esses parasitos podem ser localizados em outros órgãos onde podem sobreviver por longo tempo. O gênero *Diphyllobothrium* sp. é um importante cestódeo de mamíferos que se alimentam de peixes. São tênias longas, com escólex sem ganchos e com dois bótrios musculares. Larvas plerocercóides são consideradas infectantes para seres humanos causando difilobotríase uma parasitose intestinal. Os humanos são considerados os hospedeiros definitivos e a infecção se dá pelo consumo de peixe cru contendo esparganos (SANTOS & FARO, 2005).

Os peixes que foram identificados com larvas de *Diphyllobothrium* sp. são considerados hospedeiros intermediários, pois esses parasitos atingem a maturidade sexual no trato intestinal de mamíferos, dessa maneira seu ciclo é considerado complexo e envolve vários hospedeiros, podendo ter dois ou mais intermediários e um definitivo. Acha e Szyfres (1986) relatam que os primeiros hospedeiros intermediários são pequenos crustáceos, também chamados de copépodes. O outro hospedeiro intermediário pode ser constituído por várias espécies de peixes, que se infectam ao ingerirem copépodes contaminados. Os hospedeiros definitivos principais são os seres humanos. É muito provável que nos rios onde foram capturados os peixes possa ocorrer algum tipo de hospedeiro intermediário para que o ciclo do parasito seja completo.

De uma forma ampla no Brasil o parasitismo em humanos por *Diphyllobothrium* sp. e *Eustrongylides* sp., é tido como incomum, já que não se tem conhecimento de todos os peixes que agem como hospedeiros intermediários destes parasitos, porém o risco de contrair as doenças estrogilidíase e difilobotríase existem, principalmente entre as crianças indígenas, que costumam ingerir pequenos peixes crus com a crença de que com isso aprendem a nadar. Sobre isso Okumura et al. (1999) confirma que as doenças parasitárias causadas pelo consumo de peixe cru são principalmente na forma de sushi e sashimi, além de pessoas engolirem pequenos peixes vivos por brincadeira ou tradição.

Foi identificado em peixes traíras (*Hoplias* sp.) metacercária de *Ithyoclinostomum* sp. trematoda, digenético, da família Clinostomidae que parasita aves aquá-

ticas e peixes. As larvas pertencentes ao gênero *Ithyoclinostomum* sp. encontradas no presente estudo são semelhantes com aquelas verificadas por Gallio et al. (2007) também em traíras (*Hoplias* sp.).

Os peixes atuam no ciclo deste parasito como hospedeiros intermediários contendo a metacercária encistada na musculatura, brânquias, pericárdio, parede externa e esôfago. As aves são consideradas hospedeiros definitivos. É muito provável que aves infectadas frequentem os rios onde foram capturados os peixes, atuando para que o ciclo do parasito se complete. O que confere com estudos de Gallio et al. (2007) que suspeitou das aves migratórias como as responsáveis pela disseminação deste parasita, na região central do Rio Grande do Sul.

Na análise de correlação entre comprimento e número de parasitos, o peixe jeju apresentou correlação positiva moderada, enquanto que para traíra, esta correlação foi positiva fraca e crescente, isso significa que nas duas espécies, quanto maior o tamanho do peixe é mais parasitado, no entanto, deve-se atentar ao período da sazonalidade entre outras características (LUQUE et al., 2010).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Nas espécies estudadas de peixe, mandi (*Pimelodus* sp.), tucunaré (*Cichla* sp.), jeju (*Hoplerythrinus* sp.) e traíras (*Hoplias* sp.), circulam parasitos do gênero *Eustrongylides* sp., *Diphyllobothrium* sp. e *Ithyoclinostomum* sp. Esses resultados são importantes tendo em vista o potencial zoonótico dos mesmos, e servem como um alerta para as comunidades que fazem uso da proteína desses peixes como fonte alimentar.

Pode-se afirmar que peixes parasitados não são considerados boas fontes alimentares para a dieta humana. É importante também que se façam mais estudos do ambiente com as espécies de peixes ali existentes para obter informações complementares sobre a diversidade de peixes e de parasitos que ocorrem nos rios Manoel Correia e Caio Espínola.

REFERÊNCIAS

ABDALLAH, V.D; AZEVEDO K.R; LUQUE J.L. Metazoários parasitos dos lambaris *Astyanax bimaculatus* (Linnaeus, 1758), *A. parahybae* (Eigenmann, 1908) e *Oligosarcus hepsetus* (Cuvier, 1829) (Osteichthyes: Characidae), do rio Guandu, Estado do Rio de Janeiro, Brasil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.13, n.2, p.57-63, 2004.

ACHA, P. N.; SZYFRES, B. **Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales**. Publicación Científica Organización Panamericana de la Salud, n° 5, p. 989, 1986.

ACOSTA, A.A.; GODOY, A.T.; YAMADA, F.H.; BRANDÃO, H.; PAES, J.V.K.; BONGIOVANI, M.F.; MÜLLER, M.I.; PRISCILLA DE OLIVEIRA FADEL YAMADA RODRIGO BRAVIN NARCISO REINALDO JOSÉ DA SILVA. **Aspectos parasitológicos dos peixes**. In: SILVA, RJ. orgs. Integridade ambiental da represa de Jurumirim: ictiofauna e relações ecológicas. UNESP, p.115-192, 2016.

EIRAS, J.C.; TAKEMOTO, R.M.; PAVANELLI, G.C. **Métodos de estudo e técnicas laboratoriais em parasitologia de peixes**. 2ª ed. Maringá: Eduem, 2006. 199 p.

GALLIO, M.; SILVA, A. S.; SOARES, J. F.; SILVA, M. K.; SALOMÃO, E. L.; GONZALEZ MONTEIRO, S. Ocorrência de metacercárias de *Ithyoclinostomum dimorphum* em traíras no Rio Grande do Sul, Brasil: relato de caso. **Revista Estudos de Biologia: Ambiente e Diversidade**, v.29, n.69/69, p.337-339, 2007.

LUQUE, J.L. Biologia, epidemiologia e controle de parasitos de peixes. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.13, n.1, p.161-165, 2004.

LUQUE, J.L., CORDEIRO, A.S; OLIVA, M.E. Metazoan parasites as biological tags for stock discrimination of whitemouth croaker *Micropogonias furnieri*. **Journal of Fish Biology**, v.76, p.591-600, 2010.

MALTA, J.C.O. Os peixes de um lago de várzea da Amazônia Central (lago Janauacá, rio Solimões) e suas relações com os crustáceos ectoparasitas (Branchiura: Argulidae). **Acta Amazônica**, v.14, n.3-4, p.355-372, 1984.

MENEGUETTI, D.U.O.; LARAY, M.P.O.; CAMARGO, L.M.A. First report of *Eustrongylides* sp. larvae (Nematoda: Dioctophymatidae) in *Hoplias malabaricus* (Characiformes: Erythrinidae) in Rondônia State, Western Amazon, Brazil. **Revista Pan-Amazônica de Saúde**, v.4, n.3, p.55-58, 2013.

MUSTAFA, A; MACKINNON, B. M.; PIASECKI, W. Interspecific differences between Atlantic salmon and Arctic charr in susceptibility to infection with larval and adult *Caligus elongatus*: effect of skin mucus protein profiles and epidermal histological differences. **Acta Ichthyologica et Piscatoria**, v.35, n.7, p.7-13, 2005.

OKUMURA, M.P.M.; PEREZ, A.C.A.; FILHO, A.E. Principais zoonoses parasitárias transmitidas por pescado - revisão. **Revista de Educação Continuada do CRMV-SP**, v.1, fasc.1, p.066-080, 1999.

OLIVEIRA, S.A.L. **Pesquisa de helmintos em musculatura e serosa abdominal de peixes de importância comercial capturados no litoral norte do Brasil**. 2005. 70f. Dissertação (Pós-Graduação) - Universidade Federal do Pará, Curso de Mestrado em Ciência Animal, Belém, 2005.

PACHECO, J.G. **Fauna parasitária em traíras (*Hoplias malabaricus*): Represa II do Campus Universitário I "Fontes do Saber"**. 2017. Tese de Doutorado. Universidade de Rio Verde, 2017.

PAVANELLI, G.C.; EIRAS, R.C.; TAKEMOTO, R.M. **Doenças de peixes profilaxia, diagnóstico e tratamento**. 3.ed. Maringá: Eduem, 2008. 311 p.

SANTOS, F.L.N.; FARO, L.B. The first confirmed case of *Diphyllbothrium latum* in Brazil. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.100, n.6, p.585- 586, 2005.

SCHAFFER, G. V; REGO, A. A; PAVANELLI, G. C. Peritoneal and visceral cestode larvae in Brazilian freshwater fishes. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.87, suppl.1, p.257-258, 1992.

SILVA, A.I.W.; JUNIOR, C.H.F. Consumo de pescado e outros alimentos pela população indígena da aldeia Mapuera, Oriximiná, Pará. *Revista Ciências da Sociedade*, v.2, n.4, p.54-78, 2018.

THATCHER, V.E. Patologia de peixes da Amazônia Brasileira. Aspectos gerais. **Acta Amazonica**, v.11, n.1, p.125-140, 1981.



CAPÍTULO 4

MISCELÂ尼亚: ECTO E ENDOPARASITOS DE ANIMAIS



APRESENTAÇÃO DO CAPÍTULO 4

Mayra Araguaia Pereira Figueiredo¹

As doenças zoonóticas infecciosas são uma ameaça contínua para as populações animais e humanas em todo o mundo, produzindo não só encargos financeiros na tentativa de controle (vacinas e combate aos vetores), mas também mortes humanas e perdas da diversidade animal (KING, 2004).

As mudanças bruscas nos ecossistemas, decorrentes do crescimento socioeconômico, da ampliação habitacional, dos padrões de uso da terra e de outras atividades humanas, vem alterando as relações hospedeiro-patógeno, implicando em mudanças ecoepidemiológicas das doenças, o que tem representado em risco para a saúde pública (DHIMAN et al., 2014). Por essa razão, cerca de 75% das doenças humanas emergentes nos últimos anos, foram ocasionadas por agentes patogênicos provenientes de animais (WHO, 2014).

Embora o impacto humano tenha ocorrido em todos os ecossistemas, seus efeitos no ambiente terrestre foram os mais visíveis, visto que os animais terrestres competem diretamente com os humanos pelo habitat (MUSON & KARESH, 2002). A composição de muitas espécies, tanto de vertebrados hospedeiros quanto de vetores de doenças com ciclo silvestre também foi alterada, direta ou indiretamente, através de ações humanas que reduziram o tamanho da população ou restringiram o fluxo gênico entre populações. Ambas as mudanças juntas, genéticas e ambientais, têm o potencial de alterar drasticamente a ecologia das doenças nos ecossistemas terrestres e a saúde geral das populações de animais silvestres (MUSON & KARESH, 2002) e humanas. Assim, conservar a saúde das populações de animais silvestres e dos ecossistemas é agora parte integrante da conservação da saúde humana. Sendo classificada como Medicina Única ou Medicina da Conservação (TABOR, 2002).

Analisar conjuntamente o comportamento dos vetores, tanto da preferência alimentar sanguínea, quanto da escolha dos criadouros, a dispersão ou o desaparecimento de hospedeiros vertebrado e a participação de humanos no ambiente silvestre pode ajudar a elucidar a mudança de perfil epidemiológico de patógenos mantidos em equilíbrio em ambiente silvestre e em enzoose.

Também é importante ficar atentos aos parasitos comuns, que frequentemente são identificados em amostras biológicas de humanos ou de animais, pois muitas

¹ Laboratório de Parasitologia, Entomologia e Biologia Molecular voltado à Saúde Única-LAPEMSU. Departamento de Medicina Veterinária e Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura. mayra.araguaia@unir.br

vezes se trata de doenças zoonóticas parasitárias e os clínicos responsáveis pelo diagnóstico não fazem a relação epidemiológica entre o ambiente na qual o hospedeiro se encontra e suas relações com animais ou humanos. Podemos exemplificar os parasitos dos gêneros *Ancylostoma*, *Toxocara*, *Dipylidium*, *Giardia*, *Toxoplasma* e *Trichuris* que são frequentemente encontrados em gatos domésticos, cães e animais silvestres, e são todos zoonóticos. Ademais, causam distúrbios no trato gastrointestinal dos animais e dos humanos, dependendo da carga parasitária (PEGORARO et al., 2011; BEUGNET et al., 2014), assim como, no caso de *Ancylostoma*, provocar dermatites pruriginosas conhecida como “bicho geográfico”, ou cegueira, no caso de *Toxocara*, em *larva migrans* ocular (HARE & FRANCO-PAREDES, 2013).

Adicionalmente, devem-se também ter preocupação com parasitos que causam impacto na cadeia produtiva. Nesse livro relatamos o encontro de ecto e endoparasitos em frangos de corte criados em sistema caipira e sistema intensivo. Nota-se que o sistema intensivo oportuniza uma maior variedade de parasitos, devido aos animais terem contato com o solo, e na maioria das vezes as produções de base familiar permitem que os animais explorem o ambiente se alimentando de invertebrados que podem ser hospedeiros intermediários de diversos endoparasitos.

Apesar do período de vida de vida dos frangos de corte ser curta (em média de 47 dias) e assim, tempo insuficiente para muitos helmintos e hemoparasitos, mas os estádios imaturos destes podem provocar desconfortos e até competição por nutrientes (VASCONCELOS, 2000). Mas esse curto período não impede que parasitos conhecidos como coccidioses se desenvolvam e cause grandes prejuízos na avicultura. As coccidioses são doenças causadas por várias espécies de *Eimeria*, e que provocam as maiores perdas econômicas na avicultura. A destruição das células endoteliais provoca a síndrome de má absorção, ou seja, o animal se alimenta, mas não consegue absorver os nutrientes devidos as lesões endoteliais (SOUTTER et al., 2020).

REFERÊNCIAS

BEUGNET, F.; BOURDEAU, P.; CHALVET-MONFRAY, K.; COZMA, V.; FARKAS, R.; GUILLOT, J.; HALOS, L.; JOACHIM, A.; LOSSON, B.; MIRÓ, G.; OTRANTO, D.; RENAUD, M.; RINALDI, L. Parasites of domestic owned cats in Europe: co-infestations and risk factors. **Parasite & Vectors**, v.7, p.291, 2014.

DHIMAN, S.; RABHA, B.; YADAV, K.; BARUAH, I.; VEE, V. Insecticide susceptibility and dengue vector status of wild *Stegomyia albopicta* in a strategically important area of Assam, India. **Parasites & Vectors**, v.7, p.295- 299, 2014.

HARE, A.Q.; FRANCO-PAREDES, C. Ocular Larva Migrans: A Severe Manifestation of an Unseen Epidemic. **Current Tropical Medicine Reports**, v.1, p.69-73, 2014.

KING, L.J. **Emerging and re-emerging zoonotic diseases: challenges and opportunities**. International Committee World Organization for Animal Health, Paris. 2004.

MUSON, L.; KARESH, W.B. **Disease Monitoring for the Conservation of Terrestrial Animals**. In: AGUIRRE, A.A. et al. Conservation medicine: ecological health in practice. Oxford University Press, Inc. 2002.

PEGORARO, J.; AGOSTINI, C.; LEONARDO, J. M. L. O. **Incidência de parasitas intestinais de caráter zoonótico em cães e gatos na região de Maringá**. In: Encontro Internacional de Produção Científica, 7., 2011, Maringá - Paraná. Maringá: CESUMAR, 2011. Disponível em: http://www.cesumar.br/prppge/pesquisa/epcc2011/anais/jaqueline_pegoraro1.pdf. Acesso em 27 maio de 2021.

SOUTTER, F.; WERLING, D.; TOMLEY, F.M., BLAKE, D.P. Poultry Coccidiosis: Design and Interpretation of Vaccine Studies. **Frontiers in Veterinary Science**, v.7, 101, 2020.

TABOR, G.M. **Defining Conservation Medicine**. In: AGUIRRE, A.A. et al. Conservation medicine: ecological health in practice. Oxford University Press, Inc. 2002.

VASCONCELOS, O.I. **Parasitose em Aves de Produção Industrial**. In: JUNIOR, A.B., MACARI, M. Doença das aves. 1^o edição. Campinas: FACTA. pp.423-428. 2000.

WHO - **World Health Organization. Zoonoses: Veterinary public health (VPH) 2014**. Disponível em: <http://www.who.int/zoonoses/vph/en/>. Acesso em 5 de maio de 2021.

PARASITOS GASTROINTESTINAIS COM POTENCIAL ZOONÓTICO EM GATOS DOMÉSTICOS NO MUNICÍPIO DE CACOAL-RO, BRASIL

Géssica Raupp Fermiano da Cruz¹

Maria Lais Devólio de Almeida²

Iuri Kauan Lins do Nascimento Demarchi³

Mayra Araguaia Pereira Figueiredo⁴

DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.10

¹ Graduada em Medicina Veterinária pela Faculdade de Ciências Biomédicas de Cacoal - FACIMED. Mestranda no Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura

² Possui graduação em Biomedicina pela Fundação Educacional de Fernandópolis. Especialização em Análises Clínicas - Diagnóstico Avançado na Faculdade de Medicina de São José do Rio Preto - FAMERP. Mestranda no Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura

³ Graduando do curso de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura

⁴ Laboratório de Parasitologia, Entomologia e Biologia Molecular voltado à Saúde Única-LAPEMSU. Departamento de Medicina Veterinária e Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura. mayra.araguaia@unir.br

INTRODUÇÃO

Buscando proporcionar melhor qualidade de vida aos animais domésticos, a medicina veterinária preventiva vem se destacando diariamente, não somente na saúde pública, mas também por estar associada à clínica médica. Ela tem como principais objetivos: rastreamento e tratamento precoce de doenças, proteção do organismo contra endo e ectoparasitoses e proteção contra doenças infectocontagiosas. Esses objetivos são alcançados através de consultas clínicas periódicas, tratamento antiparasitário precoce e vacinações anuais (COLIN, 2010).

Apesar dos cuidados tomados pelo proprietário e também pelo médico veterinário ao desparasitar seus animais de companhia, ainda é possível identificar parasitos intestinais responsáveis por zoonoses. A movimentação dos tutores juntamente com seus animais a outros estados ou países, permitem que parasitos sejam levados de um lugar para outro, riscando um cenário de mudança de interação entre homem e patógenos, realocando-os e permitindo assim a emergência de zoonoses (KOSTOPOULOU et al., 2017).

A transmissão de doenças aos humanos também pode ocorrer através de ectoparasitos que estejam portando algum patógeno (protozoários, bactérias, vírus, fungos), além de provocar dermatites parasitárias ocasionadas pela introdução do aparelho bucal na pele (FERREIRA et al., 2010).

Os gatos podem se comportar como reservatórios de diversos parasitos capazes de causar patologias ao ser humano. Ovos de helmintos, cistos e oocistos de protozoários podem se disseminar no ambiente através de suas fezes (SCHANTZ, 1991).

Fazer o controle de zoonoses é desafiador para a sociedade, uma vez que, nem todos os tutores têm o conhecimento de como realizar a prevenção e quais doenças são transmitidas aos humanos (BALTAZAR et al., 2004). O Ministério da Saúde (2010) relata que 75% das doenças nos últimos anos surgiram através de patógenos de animais ou alimentos de origem animal.

Estima-se que no mundo, as zoonoses são responsáveis por 2,7 milhões de mortes anuais. Diante disto, estratégias conjuntas dentro do conceito de Saúde Única são desenvolvidas com o objetivo de reduzir os riscos emergenciais e a disseminação dos patógenos oriundos da interação entre animais, humanos e meio ambiente (CDC, 2020).

Portanto, estudos que avaliam o potencial zoonótico de parasitos de animais de companhia em uma determinada área são essenciais para planejamento de ações em educação sanitária e saneamento ambiental (LANGONI et al., 2014). Dessa forma, objetivou-se identificar endoparasitos gastrintestinais em gatos domésticos domiciliados no município de Cacoal – RO.

MATERIAL E MÉTODOS

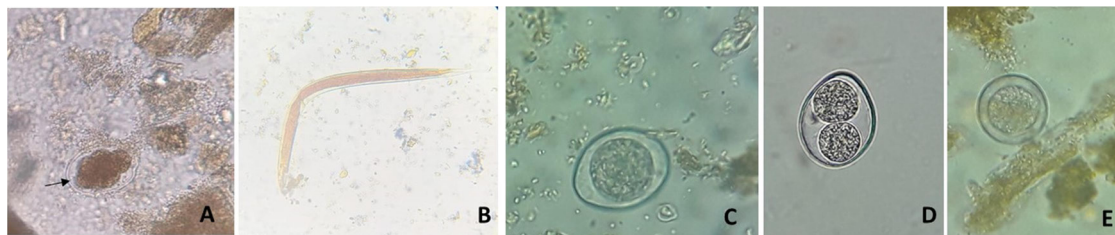
Foram coletadas amostras fecais de 44 gatos domiciliados nos meses de maio e junho de 2020. As fezes foram coletadas direto da caixa de areia do animal ou coletadas pelo tutor no momento da defecação no quintal e armazenadas em frasco coletor para análise, conservadas em álcool 70% e formol a 5%. O estudo foi realizado em seis bairros do município de Cacoal, sendo: Centro (N=07), Floresta (N=01), Paineiras (N=01), Brizon (N=27), Nova Esperança (N=01) e Zona Rural (N=07). As técnicas utilizadas para análise foram sedimentação espontânea e centrífugo-flutuação com sulfato de zinco 33%, e observadas sob microscópio de luz.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Dos 44 animais, 29 (65,9%) estavam parasitados. Os parasitos identificados foram: *Ancylostoma* spp. (50%) (Figura 1A), *Strongyloides stercoralis* (18,1%) (Figura 1B), *Cystoisospora felis* (7,5%) (Figura 1C e D), *Toxoplasma gondii* (7,5%) (Figura 1E), ovo de trematoda (2,5%), e *Hymenolepis* spp. (7,5%). *Toxoplasma gondii* foi confirmado por meio do processo de esporulação (não demonstrado neste trabalho).

Endoparasitos de caráter zoonótico foram *Ancylostoma* spp., *Strongyloides stercoralis*, *Toxoplasma gondii* e *Hymenolepis* spp. As doenças com potencial zoonótico se destacam por atingir crianças, idosos, gestantes e imunocomprometidos, que são mais susceptíveis a infecções (DAMBORG et al., 2016). Nematoides como *Strongyloides stercoralis* são parasitos zoonóticos encontrados no trato gastrintestinal e na maioria das vezes não manifestam sintomas em humanos e animais. Porém quando o índice de infecção é alto, há presença de diarreia aguda e broncopneumonia (WULCAN et al., 2019).

Figura 1 - Análise de amostras fecais de gatos: A - *Ancylostoma* sp.; B - larva de *Strongyloides stercoralis*; C - oocisto não esporulado de *Cystoisospora felis*; D - oocisto esporulado de *Cystoisospora felis*; E - oocisto não esporulado de *Toxoplasma gondii*.



Fonte: Arquivos da pesquisa, 2020.

Considerados importantes reservatórios de endoparasitos, os gatos são capazes de contaminar o ambiente e oferecer riscos de infecção ao homem e a outros animais (BALASSIANO et al., 2009). *Ancylostoma* spp. é frequentemente encontrado em felinos e capaz de infectar o homem e causar distúrbios no trato gastrointestinal dos animais dependendo da carga parasitária (BEUGNET et al., 2014).

A toxoplasmose é uma zoonose de impacto na saúde pública por causar complicações e sequelas nas pessoas infectadas. Na infecção congênita, 85% das crianças não apresentam sinais clínicos ao nascer, porém podem ter o crescimento intrauterino prejudicado, alterações oculares e neurológicas (BRASIL, 2019). Outro ponto relevante são as perdas econômicas causadas por zoonoses. É interessante se adotar medidas de higiene nas propriedades rurais com o intuito de evitar a ocorrência de enfermidades, incluindo as de caráter zoonótico, nos animais de produção como é o caso da toxoplasmose, uma vez que existem as propriedades que comercializam sua produção de carne, agregando valor ao produto principalmente por enviar a outros países, contribuindo para a melhoria das cadeias produtivas (ROSSI et al., 2014).

Helmintos gastrointestinais como *Ancylostoma* causam infecção em humanos conhecida como “dermatite linear serpiginosa” ou “bicho geográfico”, causada pela larva *migrans* cutânea e são constantemente identificados na rotina clínica (VITAL et al., 2012; MONTEIRO et al., 2016). O conhecimento sobre a interação entre animal, homem e hospedeiro é de fundamental importância, uma vez que, ao aplicar tal conhecimento é possível realizar diagnósticos de doenças e interromper o ciclo parasitário. Além disso, tais doenças causam impacto na saúde pública por serem negligenciadas e por isso há necessidade do olhar voltado à saúde única.

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Endoparasitos zoonóticos nos gatos domésticos amostrados identificados foram: *Ancylostoma* spp., *Strongyloides stercoralis*, *Toxoplasma gondii* e *Hymenolepis* spp. A educação sanitária em saúde pública se torna importante por conseguir demons-

trar à sociedade medidas simples de prevenção, mas que quando aplicadas são capazes de evitar infecções parasitárias e futuras complicações de saúde. Além disso, o cuidado com os animais de estimação, em específico os gatos, também contribuem para a proteção da saúde em humanos e conseqüentemente o impacto no sistema de saúde público se torna menor, visto que, médicos não conseguem identificar as zoonoses facilmente em suas rotinas clínicas.

REFERÊNCIAS

ANDRADE, L.H.M.; LUGARINI, C.; OLIVEIRA, R.A.S.; SILVA, L.T.R.; MARVULO, M.F.V.; GARCIA, J.E.; DUBEY, J.P.; SILVA, J.C.R. Ocorrência de anticorpos *anti-Toxoplasma gondii* em aves silvestres de três Unidades de Conservação Federais da Paraíba e da Bahia. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v.36, n.2, p.103-107, 2016.

BALASSIANO, B.C.; CAMPOS, M.R.; Menezes, R.C.; PEREIRA, M.J. Factors associated with gastrointestinal parasite infection in dogs in Rio de Janeiro, Brazil. **Preventive Veterinary Medicine**, v.91, n.2-4, p.234-240, 2009.

BALTAZAR, C.; CORREA, T.P.; FERNANDES, I.B.; DIAS, R.A.; FERREIRA, F.; PINHEIRO, S.R. Formação de multiplicadores na área de saúde pública e higiene de alimentos. **Revista Ciência em Extensão**, v.1, n.1, p.79, 2004.

BEUGNET, F.; BOURDEAU, P.; CHALVET-MONFRAY, K.; COZMA, V.; FARKAS, R.; GUILLOT, J.; HALOS, L.; JOACHIM, A.; LOSSON, B.; MIRÓ, G.; OTRANTO, D.; RENAUD, M.; RINALDI, L. Parasites of domestic owned cats in Europe: co-infestations and risk factors. **Parasites & Vectors**, v.7, n.1, p.291-291, 2014.

CDC - CENTER FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION (USA). National Center for Emerging and Zoonotic Infectious Diseases (NCEZID). **One Health Office Fact Sheet, 2020**. Disponível em: <https://www.cdc.gov/onehealth/pdfs/OneHealth-FactSheet-FINAL.pdf>. Acesso em 11 de julho de 2021.

COLIN, M. **Medicina preventiva: um projeto de equipe**. Focus Auxiliar, p.17. 2010.

DAMBORG, P.; BROENS, E.M.; CHOMEL B.B.; GUENTHER, S.; PASMANS, F.; WAGENAAR, J.A. Bacterial zoonoses transmitted by household pets: state-of-the-art and future perspectives for targeted research and policy actions. *Journal of Comparative Pathology*. **Journal of Comparative Pathology**, v.155, suppl.1, S27-S40, 2016.

FERREIRA, D.R.A.; ALVES, L.C.; FAUSTINO, M.A.G. Ectoparasitos de *Felis catus domesticus* (Linnaeus, 1758) na cidade de João Pessoa, Paraíba, Brasil. **Biotemas**, v.23, n.4, p.43-50, 2010.

KOSTOPOULOU, D.; CLAEREBOU, E.; ARVANITIS, D.; LIGDA, P.; VOUTZOURAKIS, N.; CASAERT, S.; SOTIRAKI, S. Abundance, zoonotic potential and risk factors of intestinal parasitism amongst dog and cat populations: The scenario of Crete, Greece. **Parasites & Vectors**, v.10, n.1, p.43, 2017.

LANGONI H.; TRONCARELI, M.Z.; RODRIGUES, E.C.; NUNES, H.R.C.; LUCHEIS, S.B.; VICTORIA C.; BARROS, C.N.; SUMAN, G. Inquérito sobre o conhecimento de zoonoses relacionadas a cães e gatos em Botucatu-SP. **Veterinária e Zootecnia**, v.21, n.2, p.297- 305, 2014.

MINISTÉRIO DA SAÚDE. Secretaria de Vigilância em Saúde. **Guia de bolso: doenças infecciosas e parasitárias**. 8ª ed. Brasília: Ministério da Saúde; 2010.

MONTEIRO, M.F.M.; RAMOS, R.A.N.; CALADO, A.M.C.; LIMA, V.F.S.; RAMOS, I.C.DO N.; TENÓRIO, R.F.L.; FAUSTINO, M.A. da G.; ALVES, L.C. Gastrointestinal parasites of cats in Brazil: frequency and zoonotic risk. **Brazilian Journal of Veterinary Parasitology**, v.25, n.2, p.254-257, 2016.

ROSSI, G.A.M.; HOPPE, E.G.L.; MARTINS, A.M.C.V.; PRATA, L.F. Zoonoses parasitárias veiculadas por alimentos de origem animal: revisão sobre a situação no Brasil. **Arquivos do Instituto Biológico**, v.81, n.3, p.290-298, 2014.

SCHANTZ, P.M. Parasitic zoonoses in perspective. **International Journal for Parasitology**, v.21, p.161-170, 1991.

VITAL, T.E.; BARBOSA, M.R.A.; ALVES, D.S.M.M. Ocorrência de parasitos com potencial zoonótico em fezes de cães e gatos do Distrito Federal. **Ensaio e Ciência**, v.16, p.9-23, 2012.

WULCAN, J.M.; DENNIS, M.M.; KETZIS, J.K.; BEVELOCK, T.J.; VEROCAI, G.G. *Strongyloides* spp. in cats: a review of the literature and the first report of zoonotic *Strongyloides stercoralis* in colonic epithelial nodular hyperplasia in cats. **Parasites & Vectors**, v.12, n.1, p.349, 2019.

ECTOPARASITOS IDENTIFICADOS EM AMOSTRAS DE GATOS NA AMAZÔNIA OCIDENTAL DO BRASIL

Iuri Kauan Lins do Nascimento Demarchi¹
Débora Eunice Salvador Costa²
Géssica Raupp Fermiano da Cruz³
Maria Lais Devólio de Almeida⁴
Mayra Araguaia Pereira Figueiredo⁵

DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.11

1 Graduando do curso de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura

2 Graduanda do curso de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura

3 Graduada em Medicina Veterinária pela Faculdade de Ciências Biomédicas de Cacoal - FACIMED. Mestranda no Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura

4 Graduada em Biomedicina pela Fundação Educacional de Fernandópolis. Especialização em Análises Clínicas - Diagnóstico Avançado na Faculdade de Medicina de São José do Rio Preto - FAMERP. Mestranda no Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura

5 Laboratório de Parasitologia, Entomologia e Biologia Molecular voltado à Saúde Única-LAPEMSU. Departamento de Medicina Veterinária e Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura. mayra.araguaia@unir.br

INTRODUÇÃO

Buscando proporcionar maior qualidade de vida aos animais domésticos, a medicina veterinária preventiva vem se destacando diariamente, não somente na saúde pública, mas também por estar associada à clínica médica. A medicina tem como principais objetivos: rastreamento e tratamento precoce de doenças, proteção do organismo contra endo e ectoparasitoses e proteção contra doenças infectocontagiosas.

A interação dos animais de estimação com o ser humano promove uma série de benefícios, dentre eles é possível citar: diminuição da depressão, diminuição do estresse, da ansiedade, melhora do humor, disposição para prática de atividades saudáveis, maior socialização de idosos e de pessoas com deficiências físicas e mentais, além de promover melhor aprendizado e socialização de crianças (ALMEIDA et al., 2012). Os gatos têm conquistado espaço no ambiente humano devido a algumas características de comportamento que se destacam, como por exemplo: sua lealdade, independência e hábitos de higienização individual (REICHMANN, 2000).

Quando se trata de infecções dermatológicas, os ectoparasitos assumem um relevante papel para que essas infecções ocorram na clínica de felinos (THODAY, 1981). Além disso, os ectoparasitos podem atuar como vetores para transmissão de hemoparasitos, como a *Ehrlichia* spp. (ALMOSNY & MASSARD, 1999). A fauna ectoparasitária em felinos vem sendo estudada em diversas regiões do Brasil afim de se obter conhecimento sobre o impacto ecoepidemiológico e zoonótico desses parasitos (FIORELLO et al., 2006; AIRES et al., 2008).

As acarioses estão entre as doenças cutâneas de origem parasitária causadas por ácaros, que acomete cães e gatos (NEUWALD et al., 2004). O *Lynxacarus radovskyi* apresenta um problema crescente na transmissão dessa patologia em felinos (ACCETTA et al., 2007). *Felicola subrostratus* é considerado o único piolho de felinos de interesse médico veterinário (FIGUEIREDO et al., 2013; PEREIRA et al., 2017). É hospedeiro específico do gato (GUAGUÈRE & PRÉLAUD, 1999; PATERSON, 2010).

As pulgas são insetos ápteros, de tamanho pequeno, coloração castanha e são visualizadas durante sua movimentação na pelagem do animal, tendo responsabilidade na transmissão de doenças (WILKINSON & HARVEY, 1996). *Rhipicephalus sanguineus* é popularmente conhecido como “carrapato marrom do cão” e responsável pela transmissão de diversos patógenos como protozoários, vírus e riquetsias de animais e do homem (URQUHART et al., 1996; BOWMAN, 2010).

Diante do exposto, objetivou-se identificar a fauna ectoparasitária de gatos domésticos da Amazônia Ocidental do Brasil.

MATERIAL E MÉTODOS

Área e população em estudo

O projeto de pesquisa foi aprovado pela Comissão de Ética no Uso de Animal (CEUA) da Universidade Federal de Rondônia, *campus* Rolim de Moura (processo: 016/2018).

A pesquisa foi realizada na cidade de Rolim de Moura (11°43'31.55" S, 61°46'39.93" O), estado de Rondônia, na qual possui uma área de 1.487,35 km², cuja vegetação dominante é de Floresta Equatorial Amazônica com presenças esparsas de campos e cerrados e clima tropical quente e úmido (IBGE, 2010).

Coleta manual de ectoparasitos

Para a coleta dos ectoparasitos, os animais foram inspecionados manualmente e visualmente, e os espécimes coletados foram acondicionados em frascos com álcool a 70°GL e encaminhados ao Laboratório de Parasitologia Animal, do Curso de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Rondônia, para triagem, processamento e identificação. Em casos suspeitos de sarna e de otite parasitária foram realizados raspados de pele e *swabs* de ouvido, respectivamente, para pesquisa de ácaros.

A identificação dos artrópodes foi realizada com chaves dicotômicas propostas por Aragão e Fonseca (1961), Furman e Catts (1970), Linard e Guimarães (2000) e Price et al. (2003).

RESULTADO E DISCUSSÃO

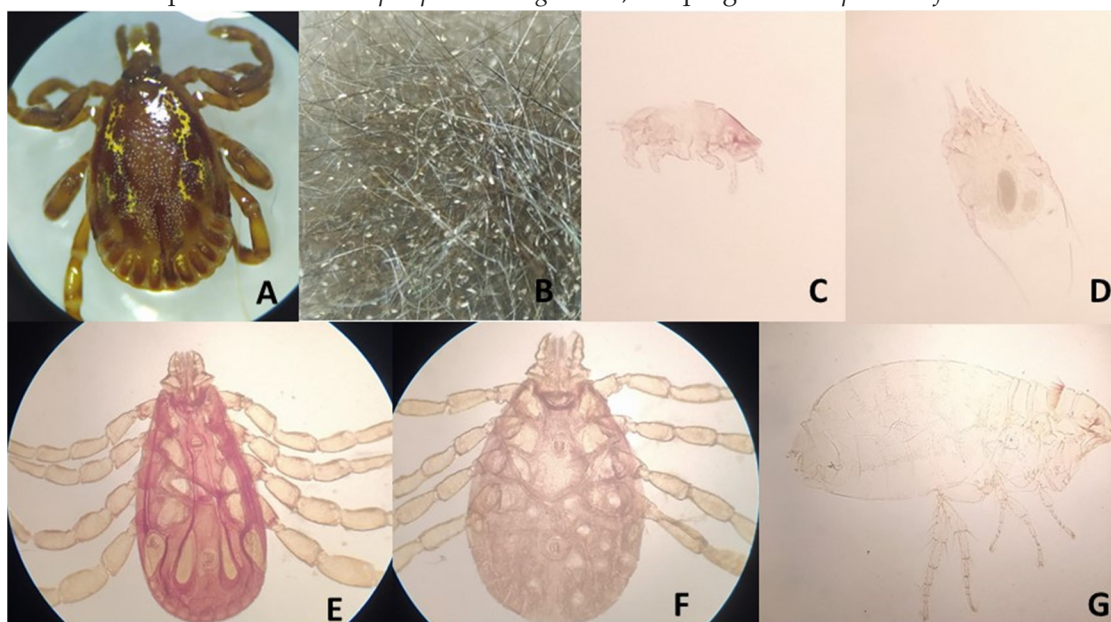
Foram amostrados 63 gatos domiciliados no município de Rolim de Moura, no período de setembro de 2019 à fevereiro de 2020, no qual foram coletados pelos para pesquisa de ectoparasitos. Desses, 23 apresentaram um ou duas espécies de ectoparasitos. Em nenhuma das amostras foram identificadas três ou mais espécies de ectoparasitos em coinfestação. Os ectoparasitos identificados foram: *Amblyomma ovale* (Figura1A), *Lynxacarus radovskyi* (Figura1B e C), *Otodectes cynotes* (Figura1D), *Rhipicephalus sanguineus* (Figura1E e F), *Ctenocephalides felis* (Figura1G), *Ctenocephalides canis* e *Felicola subrostratus* (Figura 2).

Em nenhuma das amostras foram identificadas três ou mais espécies de ectoparasitos em coinfeção.

Os resultados das espécies e local de identificação estão descritos na Tabela 1, onde pode ser verificado que o ectoparasito identificado com mais frequência infestando os gatos foi *Ctenocephalides felis* e *Lynxacarus radovskyi*. Foram identificadas coinfeções de *Ctenocephalides felis* com *Felicola subrostratus* (Figura 2) e *Ctenocephalides felis* com *Lynxacarus radovskyi*.

Em um gato foi identificado *Amblyomma ovale*, que tem na sua fase larval inespecificidade parasitária e na fase adulta parasita animais carnívoros, em sua maioria silvestres, sendo este um dos transmissores da bactéria *Rickettsia rickettsii* causadora da febre maculosa (ACOSTA et al., 2018).

Figura 1 - Imagens dos ectoparasitos identificados em pelos de gatos domésticos no município de Rolim de Moura-RO. Material em álcool: A - carrapato macho de *Amblyomma ovale*; B - pelos com ácaros *Lynxacarus radovskyi*. Material clarificado e em montagem permanente: C- ácaro *Lynxacarus radovskyi*; D - ácaro fêmea *Otodectes cynotes*; E - carrapato macho de *Rhipicephalus sanguineus*; F- carrapato fêmea de *Rhipicephalus sanguineus*; G - pulga *Ctenocephalides felis*.



Fonte: Arquivos da pesquisa, 2019

Figura 2 - Imagem de piolho *Felicola subrostratus* adulto (seta) e ovo/lêndea (cabeça de seta) em pelos de gatos domésticos no município de Rolim de Moura-RO.



Fonte: Arquivos da pesquisa, 2019

Tabela 1 - Parasitos de pelos de gatos domésticos do município de Rolim de Moura-RO.

Amostra	Parasito	Pelo	Swab de ouvido	Raspado de pele
ID 03	<i>Ctenocephalides felis</i>	positivo	negativo	negativo
ID 06	<i>Lynxacarus radovskyi</i>	positivo	negativo	negativo
ID 08	<i>Amblyomma ovale</i>	positivo	negativo	negativo
ID 09	<i>Lynxacarus radovskyi</i>	positivo	negativo	negativo
ID 11	<i>Ctenocephalides felis</i>	positivo	negativo	negativo
ID14	<i>Lynxacarus radovskyi</i>	positivo	negativo	negativo
ID 15	<i>Lynxacarus radovskyi</i>	positivo	negativo	negativo
ID 16	<i>Felicola subrostratus</i>	positivo	negativo	negativo
ID 17	<i>Felicola subrostratus</i>	positivo	negativo	negativo
ID 21	<i>Felicola subrostratus</i>	positivo	negativo	negativo
ID 22	<i>Ctenocephalides felis, Felicola subrostratus</i>	positivo	negativo	negativo
ID 24	<i>Ctenocephalides canis</i>	positivo	negativo	negativo
ID 25	<i>Ctenocephalides felis, Felicola subrostratus</i>	positivo	negativo	negativo
ID 60	<i>Lynxacarus radovskyi</i>	positivo	negativo	negativo
ID 63	<i>Ctenocephalides felis</i>	positivo	negativo	negativo
ID 67	<i>Ctenocephalides felis</i>	positivo	negativo	negativo
ID 73	<i>Lynxacarus radovskyi</i> <i>Ctenocephalides felis</i>	positivo	negativo	negativo
ID 75	<i>Lynxacarus radovskyi</i>	positivo	negativo	negativo
ID 78	<i>Lynxacarus radovskyi</i>	positivo	negativo	negativo
ID 80	<i>Rhipicephalus sanguineus</i>	positivo	negativo	negativo
ID 83	<i>Otodectes cynotes</i>	positivo	positivo	positivo
ID 87	<i>Lynxacarus radovskyi</i>	positivo	negativo	negativo
ID 90	<i>Lynxacarus radovskyi</i>	positivo	negativo	negativo

Fonte: Arquivos da pesquisa, 2019

As pulgas são pequenos insetos ápteros (ausência de asas), de coloração acastanhada e que numa infestação, podem ser claramente visualizadas deslocando-se ativamente na pelagem do animal. Além das dermatites ocasionadas pelo prurido decorrente da espolição sanguínea, as pulgas podem transmitir diversas doenças, tanto em animais quanto em humanos (WILKINSON & HARVEY, 1996).

A pulga envolvida em infestações felinas é a *Ctenocephalides felis*, conhecida como pulga do gato. Devido sua ação espoliadora, os gatos podem desenvolver dermatite alérgica à picada de pulga (DAPP), resultante de hipersensibilidade à várias proteínas salivares que são secretadas durante o hematofagismo. O clima úmido e quente favorece a proliferação da *C. felis* nos animais infestados. Em um estudo realizado na cidade de Manaus (AM), Castro e Rafael (2006) obtiveram uma prevalência de 72,2% de infestação por *C. felis* em gatos domésticos. No hospedeiro, o principal sintoma é o prurido, e seus sinais incluem alopecia, pápulas, crostas, escoriações e presença de seus excrementos na pelagem animal (WILKINSON & HARVEY, 1996).

Esses ectoparasitos passam por quatro fases: ovo, larva, pupa e imago. Os adultos habitam, alimentam-se e realizam sua reprodução sobre o hospedeiro. O desenvolvimento do ciclo completo do *C. felis* pode ser de 40 dias à 15°C e 13 dias a 30°C (DURDEN & HINKLE, 2019). Além de causar problemas dérmicos esse ectoparasito pode servir de hospedeiro intermediário do cestódeo *Dipylidium caninum* e transmitir bactérias potencialmente patogênicas para o gato, como por exemplo *Bartonella* spp. e *Mycoplasma* spp.

Rhipicephalus sanguineus é uma espécie conhecida como carrapato vermelho do cachorro, pertence a ordem ixodida e tem característica cosmopolita. Embora muito pouco relatado e estudado na literatura, o gato doméstico também pode ser infestado por esse ectoparasito. Infestações maciças podem provocar desde leves irritações até anemia por ação espoliadora. Através da hematofagia, esse artrópode é considerado um transmissor de doenças como babesiose, erliquiose e hepatozoonose para os gatos (SERRA-FREIRE & MELHO, 2006).

Os piolhos são classificados como artrópodes da classe Insecta, onde o *F. subrostratus* é descrito como um ectoparasito específico de felinos, mas sua infestação é incomum. É um piolho portador de aparelho bucal mastigador, que parasita os gatos domésticos, principalmente nos animais de pelos longos. A infestação por piolhos, chamada de pediculose causa um intenso prurido no animal, ocasionando dermatite, alopecia e conseqüentemente infecções secundárias fúngicas e bacterianas (FIGUEIREDO et al., 2013).

O ácaro *L. radovskyi* está relacionado a dermatopatias de felinos, onde sua maior distribuição geográfica se encontra em climas úmidos e tropicais, sendo reportado no Brasil. O *L. radovskyi* pertence a subordem Astigmata e a família Listophoridae, que parasitam pelos de mamíferos. Morfologicamente, é um ácaro alongado, possuindo uma porção anterior marrom e uma porção posterior branca (GREINER, 1999). Esse parasito já foi relatado causando infestação em um humano tutor de um gato com alta carga parasitária. O paciente humano inclusive apresentou erupções papulares (FOLEY (1991).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os resultados demonstraram a ocorrência de uma variedade de ectoparasitos infestando gatos domésticos no município de Rolim de Moura. É digno de nota que alguns ectoparasitos identificados como, *C. felis*, *R. sanguineus* e *Amblyomma ovale* são vetores de patógenos zoonóticos que impactam a saúde pública.

REFERÊNCIAS

ACCETTA, E.M.T. *Ehrlichia canis* e *Anaplasma platys* em cães (*Canis familiaris*, Linnaeus, 1758) trombocitopênicos da Região dos Lagos do Rio de Janeiro. 2008. Dissertação (Mestrado em Ciências) - Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. Instituto de Veterinária, Rio de Janeiro, 2008.

ACOSTA, I.C.L.; LUZ, H.R.; FACCINI-MARTINEZ, A.A.; MUÑOZ-LEAL, JUNIOR, C.C.; LABRUNA, M.B. First molecular detection of *Rickettsia* sp. strain Atlantic rain-forest in *Amblyomma ovale* ticks from Espírito Santo state, Brazil. **Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária**, v.27, n.3, 420-422, 2018.

ALMEIDA L. P.; DINIZ F. M.; ALMEIDA AM. L. O homem e os animais de estimação: um estudo sobre a qualidade da interação com cães. **Revista de Educação Continuada em Medicina Veterinária e Zootecnia**, v.10, n.1, p.43-43, 2012.

ALMOSNY, N.R.P.; MASSARD, C.L. Erliquiose felina – Revisão. **Clínica Veterinária**, v.23, p.30-32. 1999.

AIRES, W. O.; FRIAS, R. B.; OLIVEIRA, L. R.; PIRES, F. A. Principais parasitas de felinos selvagens. **Revista Científica Eletrônica de Medicina Veterinária**, n.11, 2008.

ARAGÃO H.B.; FONSECA F. Notas de Ixodologia. VII. Lista e chave para os representantes da fauna ixodológica brasileira. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.59, p.115-149, 1961.

BOWMAN, D.D. **Parasitologia Veterinária**. Editora Elsevier. Rio de Janeiro, 2010. 52 p.

CASTRO, M. C. M.; RAFAEL, J. A. Ectoparasitos de cães e gatos da cidade de Manaus, Amazonas, Brasil. **Acta Amazônica**, v.36, n.4, p.535-538, 2006.

DURDEN, L.A.; HINKLE, N.C. **Medical and Veterinary Entomology**. 3 ed. Science Direct. p.145-169, 2019.

FIORELLO, V.C.; ROBBINS, R.G.; MAFFEI, L.; WADE, S.E. Parasites of free-ranging small canids and felids in the bolivian chaco. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v.37, n.2, p.130-134. 2006.

FIGUEIREDO, M.A.P.; MANRIQUE, W.G.; GUERRA, R.M.S.N.C. *Felicola subrostratus* parasitando gatos domésticos de São Luís, Maranhão, Brasil: relato de caso. **Revista Biotemas**, v.26, n.3, p.255-259, 2013.

FOLEY, R. H. An epizootic of a rare fur mite in an island's cat population. **Feline Practice**. v.19, p.17-19, 1991.

FURMAN, D.P.; CATTS, E.P. **Manual of Medical Entomology**. Mayfield Publishing Company. 1970. 163 p.

GREINER, E.C. **Artrópodes de importância veterinária na América do Norte**. In: SLOSS, M. W.; ZAJAC, A. M.; KEMP, R. L. Parasitologia clínica veterinária. 6. ed. São Paulo. Manole, 1999.

GUAGUÈRE, E.; PRÉLAUD, P. **A Practical Guide to Feline Dermatology**. Merial, 1999. 293 p.

IBGE - Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística. Censo Demográfico de 2010. **Característica da população e dos domicílios, resultados do universe. 2011**. Disponível em: https://biblioteca.ibge.gov.br/visualizacao/periodicos/93/cd_2010_caracteristicas_populacao_domicilios.pdf. Acesso em 30 de junho de 2021.

LINARD P.M.; GUIMARÃES L.R. **Sifonápteros do Brasil**. FAPESP, São Paulo, 2000. 291 p.

NEUWALD E. B.; RIBEIRO V. L. S.; SEIBERT M.; TORRES J.R. Prevalência das acarioses de cães e gatos diagnosticados no laboratório de entomologia da FAVET/UFES de 2000 a 2003. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE CLÍNICOS VETERINÁRIOS DE PEQUENOS ANIMAIS, 25., Gramado. **Anais[...]** Gramado: ANCLIVEPA, p.40, 2004.

PATERSON, S. **Manual de Doenças da Pele do Cão e do Gato (2ª Ed.)**. Rio de Janeiro, Brasil: Guanabara Koogan, 2010. 294 p.

PEREIRA, N.B.A.; LEE, L.T.; VIEIRA, L.R. Infestação em *Felis catus* por *Felicola subrostratus*: Relato de Caso. **PUBVET**, v.12, n.1, p.139, 2017.

PRICE, R.D.; HELLENTHAL, R.A.; PALMA, R.L.; JOHNSON, K.P.; CLAYTON, D.H. The chewing lice: world checklist and biological overview. Natural Survey Special Publication, Illinois. 2003. 501 p.

REICHMANN, M.L. **Controle de Populações de animais de estimação**. Manual Técnico do Instituto Pasteur, v.6, 2000. 52p.

SERRA-FREIRE, N.M.; MELLO, R.P. **Entomologia & Acarologia na medicina veterinária**. Rio de Janeiro: L. F. Livros. 2006. 200 p.

THODAY, K. Skin diseases of the cat. **Journal of Veterinary Postgraduate Clinical Study**, v.3, n.6, p.22 - 35, 1981.

URQUHART, G.M.; ARMOUR, J.; DUNCAN, J.L.; DUNN, A.M.; JENNINGS, F.W. **Parasitologia Veterinária**. 2º edição. Editora Guanabara. Rio de Janeiro, 1996, p. 162.

WILKINSON, G.T.; HARVEY, R.G. **Atlas colorido de dermatologia de pequenos animais** - guia para o diagnóstico. 2 ed. São Paulo: Manole, 1996. p. 133-135.



PREVALÊNCIA DE ECTO E ENDOPARASITOS DE GALINHAS CAIPIRAS E INDUSTRIAIS NA ZONA DA MATA DE RONDÔNIA, BRASIL

Mayra Araguaia Pereira Figueiredo¹
Ketly Lorrainy Rodrigues de Oiveira Lima²
Géssica Raupp Fermiano da Cruz³
Wilson Gómez Manrique⁴

DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.12

1 Laboratório de Parasitologia, Entomologia e Biologia Molecular voltado à Saúde Única-LAPEMSU. Departamento de Medicina Veterinária e Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura. mayra.araguaia@unir.br

2 Graduanda do curso de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura

3 Graduada em Medicina Veterinária pela Faculdade de Ciências Biomédicas de Cacoal - FACIMED. Mestranda no Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura

4 Grupo de Pesquisa e Extensão em Sanidade Aquícola - GRUPESA, Laboratório de Sanidade Aquícola - LABSA. Departamento de Medicina Veterinária, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura. Programa de Pós-graduação da Rede Bionorte. wilson.gomez@unir.br

INTRODUÇÃO

No Brasil, a criação de galinhas domésticas ou caipiras (*Gallus gallus domesticus*) gera alimento no setor de agricultura familiar, e ainda uma renda quando com o produto final, carne e ovos, é comercializado (PERRINS, 2003). O estado de Rondônia é um grande produtor e consumidor de frangos, abatendo diariamente 60 mil frangos, no entanto, o consumo diário no estado chega a 450 mil quilos (AVENEWS, 2018). Ao mesmo tempo, o consumo de galinha caipira cresceu no estado, a produção está mais rápida e rentável (AVICULTURA INDUSTRIAL, 2016).

A avicultura caipira se dá de forma extensiva, semi-intensiva ou ainda intensiva, o sistema extensivo permite o contato das aves com o solo, que apesar da rusticidade da criação, quando não há um manejo sanitário adequado favorece a circulação de patógenos, como helmintos, vírus, bactérias e protozoários (THAMSBORG et al., 1999; GUERRA et al., 2008). As ecto e endoparasitoses geram preocupação, pois acarretam perdas na produção.

Geralmente os prejuízos externos e de menor importância econômica são causados por organismos da ordem Phthiraptera (piolho), que afetam o crescimento das penas, além de causar outras irritações para a ave. As principais subordens de piolhos mastigadores que ocasionam problemas são a Amblycera (Gêneros: *Menacanthus* sp. e *Menopon* sp.) e Ischnocera (Gêneros: *Lipeurus* sp. e *Goniodes* spp.), também outros gêneros e espécies de menor importância (FILGUEIRA et al., 2010). Além dos piolhos, outros organismos como os ácaros (Arthropoda: Arachnida) causam prejuízos nos plantéis devido as espécies hematófagas e plumícolas, sendo a espécie de maior importância a *Megninia* sp. (REZENDE, 2014).

A criação de aves com finalidade comercial conta com alguns fatores que devem otimizar a produção e dar qualidade ao produto final, são eles: conversão alimentar e ganho de peso diário (SANTANA NETO et al., 2020). Nesse sentido, as endoparasitoses e ectoparasitoses afetam o desenvolvimento do lote e atrasam sua saída ao abate, pois geram queda de desempenho comprometendo a produção por carregarem outras doenças (ectoparasitos por exemplo, levam outros patógenos capazes de afetar a saúde das aves) (FONSECA et al., 2009; VITA et al., 2019).

Dentre as endoparasitoses prevalentes em aves domésticas, há dois principais grupos de helmintos que causam sérios prejuízos econômicos, os nematoides e os cestoides, sendo os cestoides menos patogênicos que os nematoides. Existem muitas espécies de ambos os grupos, sendo a *Davinea proglottinae* e *Raillietina tetragona*

representantes dos cestoides, e *Ascaridia* spp, *Heterakis* spp., *Capilaria* spp., *Syngamus trachea*, *Dispharynx* sp., *Tetramer* spp. exemplos de nematoides (VASCONCELOS, 2000; BACK, 2002).

Tais endoparasitoses são causadas em decorrência da falta de manejo sanitário adequado, má nutrição, entre outros fatores (RENNÓ et al., 2008). Além das helmintoses, outra doença entérica de importância na criação avícola, devido aos prejuízos causados, é a eimeriose, conhecida também como coccidiose (CARDOSO & TESSARI, 2015).

A importância econômica na granja acometida por eimeriose é atribuída à perda de peso acelerada por falta de absorção intestinal, inapetência, apatia e diarreia sanguinolenta ou não, além de alta mortalidade (CARDOZO & YAMAMURA, 2004). Sete espécies de eimerias tem a galinha como hospedeiro natural: *Eimeria acervulina*, *E. praecox*, *E. maxima*, *E. mitis*, *E. necatrix*, *E. tenella* e *E. brunetti*. Dentre estas, três se destacam por serem comumente encontradas: *E. acervulina*, *E. maxima* e *E. tenella*. O método de identificação destas espécies utiliza rotineiramente os locais de lesão macroscópica no intestino (AMARAL & OTUTUMI, 2013).

O objetivo do presente estudo foi identificar parasitos em galinhas caipiras de propriedades de base familiar atendidas na rotina da disciplina de Ornitopatologia do Curso de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Rondônia, *campus* Rolim de Moura.

MATERIAL E MÉTODOS

Foram atendidas na rotina da disciplina de Ornitopatologia do Curso de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Rondônia (UNIR), *campus* Rolim de Moura, Rondônia, Brasil, no período de 2019 e 2020, 20 galinhas caipiras com queixa de parasitos, sendo duas delas com queixa de helmintos nos olhos e chegaram enucleadas ao laboratório. Adicionalmente, foram necropsiadas três aves de corte com idade de 21 dias, criadas em sistema intensivo (aviário de pressão positiva) para identificação de lesões macroscópicas de eimeriose no intestino.

As galinhas foram inspecionadas em todo o corpo, a coleta de ectoparasitos foi realizada manualmente e os espécimes e as penas foram armazenados em frascos com álcool 70%. No Laboratório de Parasitologia, Entomologia e Biologia Molecular voltado à Saúde Única-LAPEMSU da UNIR, realizaram-se a triagem dos espécimes com auxílio de estereomicroscópio. A identificação dos espécimes ectoparasitos seguiu as chaves de Tuff (1977) e Furman e Catts (1977).

A montagem permanente procedeu-se com clarificação para os ectoparasitos por 24 horas em hidróxido de potássio, seguido de fenol e creosoto de Faia, com exceção dos ácaros que passaram do álcool a 70% direto para o creosoto de Faia. Depois foram montados entre lâmina e lamínula com Bálsamo do Canadá.

Para pesquisa de endoparasitos foi realizado necropsia e os parasitos adultos foram recuperados mantidos 24 horas em AFA (álcool-formol-ácido acético) e depois conservados em álcool 70%. Também amostras fecais foram realizadas pelo método de sedimentação espontânea (HOFFMAN et al., 1934)

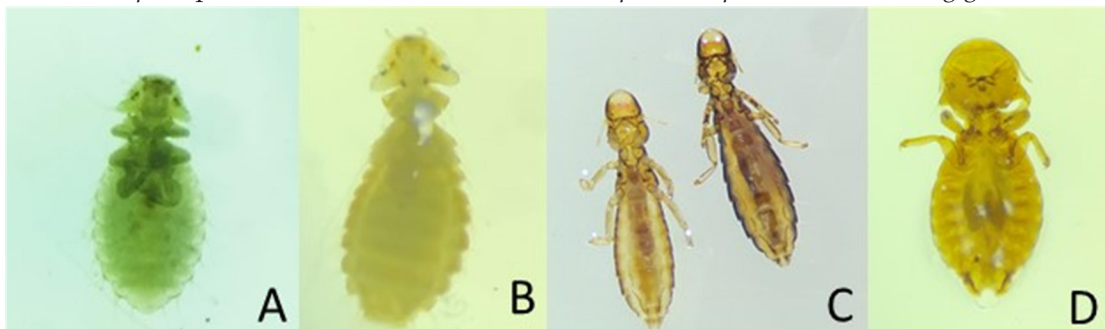
RESULTADOS

As espécies de ectoparasitos identificados em diferentes regiões do corpo das galinhas caipiras foram: piolhos - *Menopon gallinae* (Figura 1A), *Menacanthus stramineus* (Figura 1B), *Lipeurus caponis* (Figura 1C), *Goniodes gigas* (Figura 1D), ácaros: *Megninia* sp. (Figura 2A), *Ornithonyssus* sp., *Dermanyssus* sp. (Figura 2B); helmintos: *Choanotaenia* sp., *Heterakis gallinarum*.

Nas fezes dos frangos de criação intensiva foram identificados: oocisto de *Eimeria* spp. (Figura 3A e B).

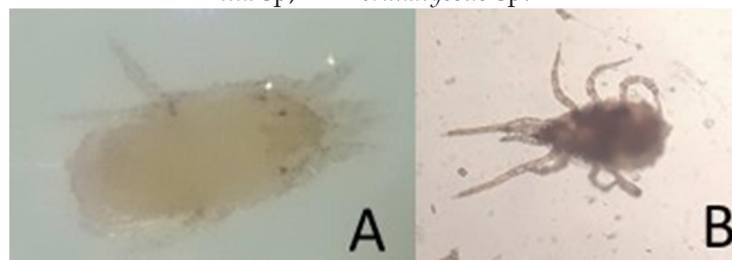
Sendo que duas galinhas chegaram enucleadas e com queixa de parasito nos olhos. Suspeitou-se de *Oxyspirura*.

Figura 1 - Piolhos identificados em galinhas caipiras no município de Rolim de Moura-RO. A - *Menopon* sp.; B - *Menacanthus stramineus*, C - *Lipeurus caponis*; D - *Goniodes gigas*.



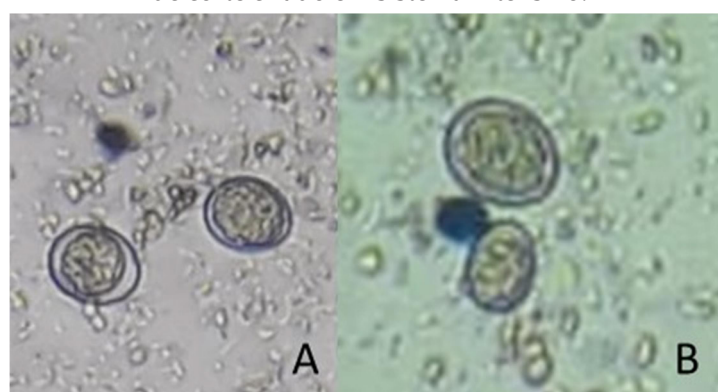
Fonte: Arquivos de pesquisa, 2019

Figura 2 - Ácaros identifica em galinhas caipiras no município de Rolim de Moura-RO. A - *Megninia* sp; B - *Dermanyssus* sp.



Fonte: Arquivos de pesquisa, 2019

Figura 3 - Oocistos não esporulado de *Eimeria* sp. (A e B) identificados em amostra fecal de frango de corte criado em sistema intensivo.



Fonte: Arquivos de pesquisa, 2020.

DISCUSSÃO

As amostras analisadas mostram a alta carga parasitária de ectoparasitos, sendo encontrados ainda protozoários e helmintos. Tal resultado se deve a diversos fatores, sendo um deles o sistema de produção, na qual o sistema extensivo é o mais exposto a parasitoses devido o contato com o solo, que possibilita que as aves ingiram hospedeiros invertebrados portadores de endoparasitas. Porém o sistema intensivo também apresenta grande porcentual de infecções parasitarias, ligadas ambiente com número excedente de animais e manejo sanitário inadequado. A presença de endoparasitas nesses animais mesmo que em pequena quantidade interferem no seu metabolismo devido as lesões que estes podem causar (QUADROS et al, 2015).

Já os ectoparasitas afetam a parte externa das aves, causando dermatites, descamação, perda de penas, e no caso de ácaros as lesões são mais intensas causando formação de crostas e deformação das escamas (SANTOS et al., 2018). Em estudo semelhante realizado em dois municípios da Ilha de São Luís, Maranhão, também foram identificados *Menopon* sp.; *Menacanthus stramineus*, *Lipeurus caponis* e *Goniodes*, este último sendo *G. dissimili* destacando esses parasitos como os mais comuns

em criações caipiras. (GUERRA et al., 2008). Importante destacar que *Goniodes gigas*, identificados neste trabalho, é o maior piolho de galinhas, podendo chegar a 0,5 cm (MONTEIRO, 2011).

Em pesquisa em amostras fecais de galinhas caipiras também identificaram *Choanotaenis* sp., um helminto cestoda e *Heterakis gallinarum*, um nematóideo, ambos são comuns nas criações de galinhas caipiras. Importante é que os cestodas disputam nutrientes com seus hospedeiros, pois ficam estrategicamente alojados no intestino delgado. Ademais, *H. gallinarum* pode ser carreador do protozoário *Histomonas meleagridis* (MONTEIRO, 2011; MATOS et al., 2019).

Eimeria spp. são protozoários que se destacam na avicultura, e o desenvolvimento desses parasitos depende de diferentes fatores (CASSENEGO et al., 2013). Em estudo realizado por Campos et al. (2018) em uma granja de frango, foi identificado coccídeos do gênero *Eimeria* na cama do aviário e também nas fezes, esporulados e não esporulados, demonstrando como esse parasito é persistente no ambiente.

A eimeriose tem grande importância na criação de aves, pois é uma doença altamente patogênica e com alta mortalidade dos animais, pode causar enterite e diarreia sanguinolenta, com diminuição na absorção alimentar, anemia, plumagem eriçada, podendo ser porta de entrada para doenças secundárias (PENHA, 2008).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os estudos de identificação de fauna parasitárias dos animais é importante para o acompanhamento das espécies circulantes e identificar aquelas que causa maiores prejuízos as criações, principalmente no cenário que cada vez mais aumentará o consumo de galinhas em criações caipiras devido a valorização do bem estar animal. Assim, visando diminuir os prejuízos, é necessário melhorar as práticas de manejo sanitário da criação de galinhas caipiras e industriais, fazendo a manutenção e limpeza das camas de frango com maior frequência, realizando medicação antiparasitária em períodos adequados, como forma de diminuir as infestações por ectoparasitos e as infecções helmínticas e protozoárias, dentre outras práticas que garantam uma boa sanidade avícola.

REFERÊNCIAS

AMARAL, P.F.G.P.; OTUTUMI, L.K. Prevalência da coccidiose em frangos de corte em uma integração avícola da região noroeste do estado do Paraná, Brasil. **Enciclopédia Biosfera**, v.9, n.16, p.1759, 2013.

AVICULTURA INDUSTRIAL. **Avicultura ganha força em Rondônia**, 2016. Disponível em: <<https://www.aviculturaindustrial.com.br/imprensa/avicultura-ganha-forca-em-rondonia/20090417-090558-q098>>. Acesso em 23 julho de 2021.

AVINEWS. **Produtores se unem para alavancar a avicultura em Rondônia - aviNews, la revista global de avicultura**. 2018. Disponível em: <https://avicultura.info/pt-br/produtores-se-unem-para-alavancar-a-avicultura-em-rondonia/>. Acesso em 23 julho de 2020.

BACK, A. **Manual de doenças de aves**. Cascavel: Alberto Back, 2002. 200 p.

CAMPOS, M.F.S.; TEÓFILO, T.S.; CHAVES, D.P.; SANTOS, A.C.G.; LOPES, B.C.A.; BEZERRA, N.P.C.; TORRES, M.A.O. Identificação parasitológica da cama de frango reutilizada em uma granja avícola. **Revista brasileira de Ciência Veterinária**, v.25, n.1, p.27-30, 2018.

CARDOSO A.L.S.P.; TESSARI E.N.C. **Principais doenças que acometem as aves, 2015**. Disponível em: <http://repositoriobiologico.com.br/jspui/bitstream/123456789/219/2/Principais%20doen%c3%a7as%20que%20acometem%20as%20aves.pdf>. Acesso em 22 de julho de 2020.

CARDOZO, S.P.; YAMAMURA, M.H. Parasitas em produção de frangos no sistema de criação tipo colonial/caipira no Brasil. **Ciências Agrárias**, v.25, n.1, p. 63-74, 2004.

CASSENEGO, A.P.V.; ELLWANGER, J.; D'AZEVEDO, P.A.; RIBEIRO, A.M.L.; FRAZZON, J.; FRAZZON, A.P.G. Virulência e formação de biofilme microbiano por *Enterococcus faecalis* isolados de swabs cloacais de frangos de corte infectados com *Eimeria* spp. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v.33, n.12, p.1433-1440 2013.

FILGUEIRA, T.M.B.; AHID, S.M.M.; PEREIRA, J.S. Acompanhamento parasitológico de endo e ectoparasitas em aves Isa Label. **PubVet**, v.4, n.9, p.766-772, 2010.

FONSECA, Z.A.A.S.; FERREIRA, C.G.T.; BEZERRA, C.D.S.; AHID, S.M.M. Ectofauna parasitária em aves criadas no semi-árido do Rio Grande do Norte, Brasil. **PubVet**, v.3, n.10, p.533-537, 2008.

FURMAN, D.P.; E.P. CATTS. 1977. (eds). **Manual of medical entomology**, California, Mayfield Publication Company, 163p.

GUERRA, R.M.S.N.C.; CHAVES, E.P.; PASSOS, T.M.G.; SANTOS, A.C.G. Espécies, sítios de localização, dinâmica e estrutura de populações de malófagos em galinhas caipiras (*Gallus gallus* L.) criadas na ilha de São Luis, MA. **Neotropical Entomology**, v.37, n.3, p.259-264, 2008.

HOFFMAN, W.A.; PONS, J.A.; JANER, J.L. Sedimentation concentration method in *Schistosomiasis mansoni*. **Journal of Tropical Medicine and Health**, n.9, p.283-298, 1934.

MATOS, P.M.; ROSSATO, M.R.; ANTONUCCI, A.M. Principais parasitos em aves industriais (frangos, galinhas e perus) – revisão de literatura. **Revista Científica De Medicina Veterinária**, n.32, 2019.

MONTEIRO, S.G. **Parasitologia na medicina veterinária**. São Paulo: Roca, 2011. 356 p.

PENHA, G.A. **Coccidiose aviária**. Revista Científica Eletrônica de Medicina Veterinária, n.11, p.1-5, 2008.

PERRINS, Christopher M. (Ed.). **Firefly encyclopedia of birds**. Firefly Books Limited, 2003.

QUADROS, R.M.; WIGGERS, S.B.; PAES M.P.V.; MARQUES, M. T. Prevalência de endo e ectoparasitos de galinhas caipiras em pequenas propriedades da região serrana de Santa Catarina, **PubVet**, v.9, n.1, p.1-51, 2015.

RENNÒ, P.P.; QUEIROZ, F.M.; GARCIA, B.P.; PRADO, R.N.A.; SIMÕES, M.M.; SOUZA, J.P.F.; ALMEIDA, M.V.; SOUZA, M.G.; BASSAN, L.M.; PEREIRA R.E.P. Endoparasitose em aves - revisão de literatura. **Revista Científica Eletrônica de Ciências Aplicadas**, v.6, n.11, p.1-6, 2008.

REZENDE, L.C. **Aspectos epidemiológicos de *Megninia* (Acari: analgidae) e malófagos (Insecta: Phthiraptera) na avicultura de postura de Minas Gerais (2012)**. 2014. 82 f. Dissertação (mestrado) – Universidade Federal de Minas Gerais, Escola de Veterinária, Belo Horizonte – MG. 2014.

SANTANA NETO, B.O.; BOMBONATO, N.G.; VERAS, A.S.; MIRANDA, R.L.; CASTRO, J.R. Parasitas gastrointestinais em uma criação semi-intensiva de galinhas caipiras, no município de Carmo do Paranaíba, Minas Gerais. **PubVet**, v.14, n.8, p.1-10, 2020.

DILKIN, P.; GAZONI, F.; FLORES, F.; MURER, L.; RIBEIRO, M.; ALVES, M.E.; PEDROSO, E. **Doenças das aves**. 1. ed. Kentucky: Kindle, 2018.

THAMSBORG, S.M.; ROEPSTORFF, A.; LARSEN, M. **Veterinary Parasitology**, v.84, p.169-186, 1999.

TUFF, DONALD W. A key to the lice of man and domestic animals. **Texas Journal of Science**, v.20, p.1-4, 1977.

VASCONCELOS, O.I. Parasitose em Aves de Produção Industrial. In: JUNIOR, A.B., MACARI, M. **Doenças das aves**. Campinas: FACTA. 2000, cap 7.4. p 423-428.

VITA, G.F.; FERREIRA, I.; PEREIRA, M.A.V.C.; SANAVRIA, A.; AURNHEIMER, R.De.C.M. Atividade anti-helmíntica de *Spigelia anthelmia* L. no controle de parasitos gastrintestinais de *Gallus gallus*. **Scientia Plena**, v.15, n.3, 2019.

LEISHMANIOSES EM RONDÔNIA: SITUAÇÃO ANIMAL E CASOS HUMANOS

Mayra Araguaia Pereira Figueiredo¹

Elisama Dias²

Hemelly Suldini da Silva³

DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.13

1 Laboratório de Parasitologia, Entomologia e Biologia Molecular voltado à Saúde Única-LAPEMSU. Departamento de Medicina Veterinária e Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura. mayra.araguaia@unir.br

2 Graduada em Saúde Coletiva pela Universidade Federal do Paraná. Especialista em Epidemiologia. Mestranda do Programa de Pós Graduação em Ciências Ambientais da Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura

3 Possui graduação em Medicina Veterinária pela Universidade Anhanguera de Dourados. Médica Veterinária Responsável pela Diagnostika Centro de Diagnóstico Animal - Ariquemes

INTRODUÇÃO

As doenças zoonóticas são responsáveis por grande parte da morbimortalidade nas populações humanas. Nos últimos sessenta anos, vários patógenos cada vez mais letais, emergiram em diferentes pontos do mundo, 75% deles de origem animal e isso não é obra do acaso, faz parte de um padrão global de ações que têm resultado não só na emergência de novas doenças como na manutenção e mudança no perfil epidemiológico de outras historicamente conhecidas pela ciência (QUAMMEN, 2020).

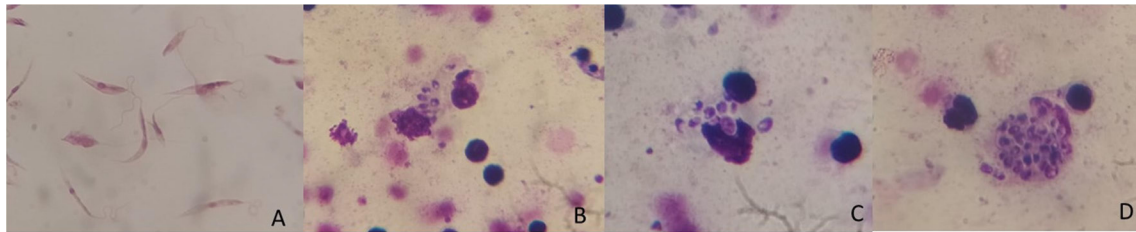
Apesar da maior evidência nas discussões em Saúde Única, não é só a emergência de novos patógenos que causam preocupação, doenças conhecidas da ciência há anos ainda provocam grande impacto negativo em países e poderão ter sua ação potencializada com as mudanças no seu perfil epidemiológico decorrentes das alterações ambientais (MACKENZIE et al., 2014).

Considerada a doença parasitária de maior impacto no mundo, a leishmaniose é uma doença sensível às mudanças no seu perfil epidemiológico; modificações na temperatura, precipitação e umidade, podem afetar vetores e hospedeiros do patógeno (MCMICHAEL et al., 2003).

A leishmaniose faz parte de um grupo de doenças caracterizadas como negligenciadas, são endêmicas em países tropicais e prevalecem em condições de pobreza. Também são fundamentais para a manutenção do quadro de desigualdade, porque representam entraves ao desenvolvimento e um gasto público elevado. Segundo dados da Organização Mundial de Saúde (OMS), mais de um bilhão de pessoas estão infectadas com um ou mais patógenos causadores de doenças negligenciadas (WHO, 2004) e estima-se que existam 350 milhões de pessoas expostas ao risco de contrair a infecção por leishmaniose, com aproximadamente dois milhões de novos casos ao ano, registrados nas diferentes formas clínicas (BRASIL, 2014).

As leishmanioses são antropozoonoses, ou seja, são mantidas em animais e podem ser transmitidas aos humanos. São causadas por protozoários flagelados de pelo menos 20 espécies pertencentes ao gênero *Leishmania*, família Trypanosomatidae e ordem Kinetoplastida. Sendo um parasito intracelular obrigatório que apresenta duas formas básicas: promastigota – forma infectante para os hospedeiros vertebrados e transmitidos pelo vetor (Figura 1A); amastigota (Figura 1B, C) – corpos esféricos encontrados no interior de macrófagos do hospedeiro vertebrado infectado (TORRES-GUERRERO et al., 2017; BURZA et al., 2018).

Figura 1 - Formas identificadas em *Leishmania chagasi*. A- promastigota de cultivo celular; B, C e D- amastigotas identificados em linfonodos de cães em Ariquemes, Rondônia



Fonte: Arquivo de pesquisa, 2019 e 2020

Os vetores são taxonomicamente incluídos na classe Diptera, família Psychodidae e subfamília Phlebotominae, conhecidos popularmente como flebotomíneos no Brasil. As espécies vetoras no novo mundo pertencem ao gênero *Lutzomyia*, com destaque para *Lu. longipalpis* (TORRES-GUERRERO et al., 2017).

Espécies distintas de *Leishmania* provocam formas clínicas diferentes: leishmaniose visceral (LV), cutânea e mucocutânea que possuem distribuição geográfica, protozoários e vetores específicos (BURZA et al., 2018; MACHADO et al., 2019).

A LV tem como principal vetor *Lutzomyia longipalpis* (LAINSON & RANGEL, 2005). Dentre as manifestações clínicas observadas, a leishmaniose visceral (LV) é a forma mais grave, caracterizando-se por ser uma doença crônica e com potencial letal. Na Europa e norte da África é causada por *Leishmania donovani*, na Índia e no leste da África pela *L. infantum* (LUKES et al., 2007) e nas Américas a única espécie causadora da LV é *L. chagasi* (TORRES-GUERRERO et al., 2017).

No Brasil a LV vem se constituindo ao longo dos últimos anos como doença relevante no contexto da Saúde Pública e Saúde Animal. Porque envolve dois ciclos de transmissão, um zoonótico, na qual a transmissão ocorre a partir do vetor que se infectou ao realizar repasto sanguíneo em reservatório animal, e o outro é antroponótico, a qual a transmissão se dá entre humanos através do vetor. No primeiro ciclo, os humanos são hospedeiros ocasionais e os animais, principalmente os cães, são considerados os reservatórios urbanos do parasito (ALVAR et al., 2004). A leishmaniose visceral, causada por *L. chagasi*, se dá pelo ciclo zoonótico e a causada por *L. donovani* (África) ocorre pelo ciclo antroponótico (CHAPPUIS et al., 2007; BURZA et al., 2018).

No Brasil, a leishmaniose se manifesta na forma visceral e cutânea. Os primeiros registros em humanos datam no início da década de trinta, nesse período a doença era considerada de transmissão silvestre. Com o êxodo rural e os processos migratórios para os grandes centros, a doença também se urbanizou e hoje é notifi-

cada em todas as regiões do país, com a maior parte dos casos ocorrendo no Norte e Nordeste (LAINSON & SHAW, 1998).

Situação de casos em animais de leishmaniose

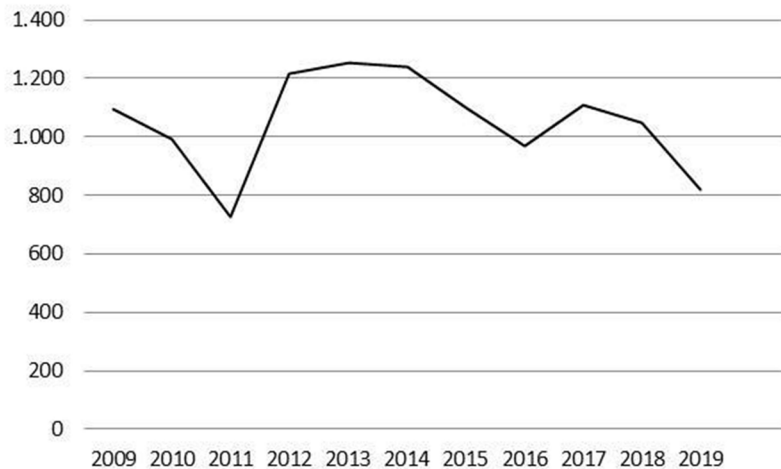
Na América Latina, os casos de **leishmaniose** visceral canina estão concentrados no Brasil, este representando 90% dos casos. No entanto, temos um problema de comunicação dos órgãos oficiais, pois cada plataforma apresenta números de casos diferentes. Assim como, quando se pesquisa na literatura científica existem vários relatos de primeira descrição de caso de leishmaniose visceral canina para o estado de Rondônia (SILVA et al., 2015; SILVA et al., 2018).

No entanto, os dados mais consistentes são de uma pesquisa de soroprevalência realizada no município de Cacoal (RO) em 2015, na qual 79 cães foram amostrados e testados para triagem pelo teste imunocromatográfico DPP® (Dual Path Platform), quando positivo, essas amostras eram confirmadas pelo teste de ELISA, ambas as técnicas recomendadas pelo Ministério da Saúde (Silva et al., 2015). Após esse estudo e as publicações advinda dele, não houve mais estudos e nem relatos ou notificações. Então nesse momento estamos em uma zona cinza de leishmaniose visceral canina no estado de Rondônia. Necessitando de pesquisas mais extensas.

Entretanto, as notificações de casos humanos para leishmaniose tegumentar americana são extensas. Sendo a segunda doença parasitária de maior notificação, só perdendo para a malária (BRASIL, 2012). Adicionalmente a entomofauna de flebotomíneos aumenta a cada pesquisa realizada, indicando que a fauna de flebotomíneos na região não é totalmente conhecida. Até o momento já foram identificadas 125 espécies de flebotomíneos no estado de Rondônia (RESADORE et al., 2017). Também, *Lutzomyia longipalpis*, o principal vetor da leishmaniose visceral no Brasil, foi identificado no estado (BORGES et al., 2017).

Casos de Leishmaniose Tegumentar Americana e Leishmaniose Visceral no estado de Rondônia no período de 2009 a 2019

De 2009 a 2019, por meio do Sistema de Informação de Agravos de Notificação - SINAN, foram notificados ao Departamento de Informática do Sistema Único de Saúde - DATASUS, 11566 casos confirmados de Leishmaniose Tegumentar Americana - LTA em Rondônia (Gráfico 1), o estado é o terceiro com maior ocorrência de casos na Região Norte. O ano de 2013 foi o de maior notificação, com 1253 casos, enquanto o menor registro ocorreu em 2011, com 727 casos. O destaque para o número de notificações no período pesquisado (2009 - 2019) foi para a capital Porto Velho com 1.356 casos, seguido de Vilhena (1.209) e Espigão d'Oeste (572).

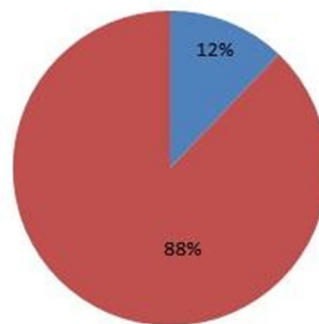
Gráfico 1 - Casos confirmados de LTA notificados no SINAN - Rondônia por ano de notificação no período de 2009 a 2019

Fonte: Elaborado pelos autores com base nos dados do Departamento de Informática do Sistema Único de Saúde, 2021

Dos casos notificados 10163 foram homens e 1402 mulheres (Gráfico 2), o que revela a disparidade no acometimento da doença, e chama atenção para uma investigação mais detalhada dos fatores de risco associada a essa transmissão. O perfil etário predominante das infecções foi de 20 a 59 anos.

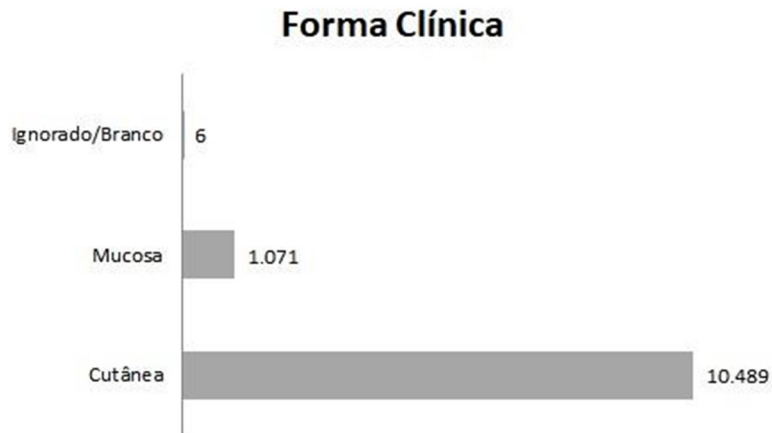
Gráfico 2 - Casos confirmados de LTA notificados no SINAN - Rondônia de 2009 a 2019 por sexo

■ Feminino ■ Masculino ■ Ignorado



Fonte: Elaborado pelos autores com base nos dados do Departamento de Informática do Sistema Único de Saúde, 2021

Das notificações 11547 correspondem a casos autóctones, ou seja, contraídos em sua zona de residência. Nenhum caso importado foi registrado. Para 10779 casos o critério de confirmação foi o clínico-laboratorial e para 787 o clínico-epidemiológico. Dos casos notificados no período analisado, 557 eram de recidivas. A forma clínica predominante foi a cutânea (Gráfico 3). A maior parte dos pacientes, 7549, evoluiu para cura, no entanto seis vieram a óbito por LTA, 407 abandonaram o tratamento e 62 morreram de outras causas.

Gráfico 3 - Casos confirmados de LTA notificados no SINAN - Rondônia de 2009 a 2019 por forma clínica.

Fonte: Elaborado pelos autores com base nos dados do Departamento de Informática do Sistema Único de Saúde, 2021

No mesmo período, foram notificados no estado de Rondônia 10 casos confirmados de leishmaniose visceral - LV (Tabela 1), seis deles em moradores do município de Porto Velho. O ano 2013 foi destaque por ter maior registro com três notificações no estado, sendo que, de 2015 a 2018 não foi registrado nenhum caso.

Todos os casos notificados em Rondônia foram casos novos, nove deles tiveram como critério de confirmação exame laboratorial e um por meio do diagnóstico clínico-epidemiológico. Em sete (7/10) casos os pacientes eram de cor parda, uma preta e duas brancas. Em nenhum dos casos foi relatado coinfeção com o vírus da imunodeficiência humana, embora duas notificações tenham preenchido o campo como ignorado. Quanto à escolaridade, quatro eram analfabetos ou possuíam até o ensino fundamental completo, três possuíam ensino médio completo ou incompleto e em três, o campo estava preenchido como ignorado ou não se aplica. Dois pacientes apresentaram resultado positivo no diagnóstico sorológico por imunofluorescência indireta, em um caso o resultado foi negativo e nos outros sete o exame não foi realizado. Entretanto, o diagnóstico parasitológico foi realizado em oito casos nos quais quatro pacientes apresentaram resultados positivos e quatro negativos, sendo que dois pacientes realizaram ambos os exames, sorológico e parasitológico.

Tabela 1 - Casos confirmados de leishmaniose visceral notificados no SINAN - Rondônia por ano de notificação segundo município de residência no período de 2009 a 2019

Município de residência	2009	2011	2012	2013	2014	2019	Total
Ji-Paraná	-	-	-	1	-	-	1
Pimenteiras do Oeste	-	-	-	1	-	-	1
Porto Velho	1	1	2	2	-	-	6
Theobroma	-	-	-	-	-	1	1
Vilhena	-	-	-	-	1	-	1
TOTAL	1	1	2	4	1	1	10

Fonte: Elaborada pelos autores com base nos dados do Departamento de Informática do Sistema Único de Saúde, 2021

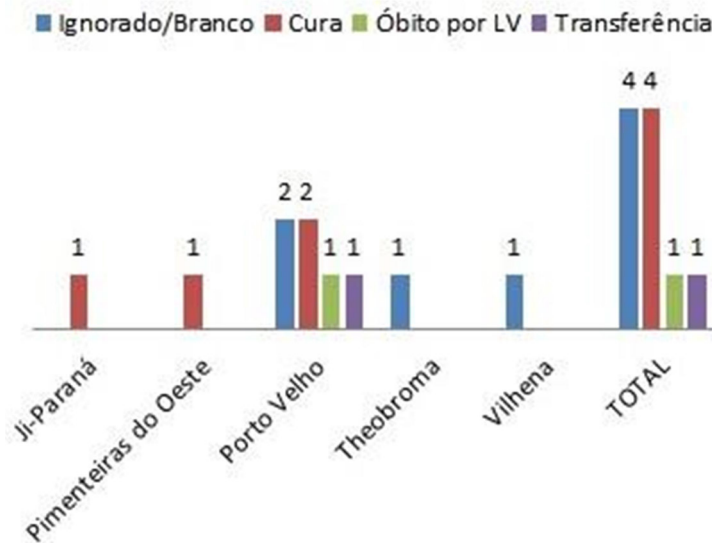
Dos casos notificados cinco foram autóctones (Tabela 2), dos classificados como não autóctones, dois foram importados dos estados do Maranhão e Ceará nos anos de 2012 e 2013, respectivamente. Sendo um do sexo feminino com idade entre 5 e 9 anos e outro do sexo masculino na faixa etária de 70 a 79 anos.

Tabela 2 - Casos autóctones de leishmaniose visceral confirmados segundo município de residência no período de 2009 a 2019

Município	Branco	Sim	Não	Indeterminado	Total
Ji-Paraná	-	1	-	-	1
Pimenteiras do Oeste	-	1	-	-	1
Porto Velho	-	2	3	1	6
Theobroma	1	-	-	-	1
Vilhena	-	1	-	-	1
TOTAL	1	5	3	1	10

Fonte: Elaborado pelos autores com base nos dados do Departamento de Informática do Sistema Único de Saúde, 2021

Quatro dos casos notificados evoluíram para a cura e em outros quatro o campo evolução foi ignorado ou deixado em branco (Gráfico 4). No período pesquisado foi registrado um óbito por LV ocorrido no ano de 2012 no município de Porto Velho, sendo um paciente menor de um ano do sexo masculino.

Gráfico 4 - Casos confirmados de leishmaniose visceral por evolução segundo município de residência no período de 2009 a 2019 em Rondônia

Fonte: Elaborado pelo autor com base nos dados do Departamento de Informática do Sistema Único de Saúde, 2021

Dos dez casos notificados no estado de Rondônia para o período analisado, nove procuraram atendimento hospitalar sendo oito na rede pública e um não especificado. Três atendimentos ocorreram no CEMETRON e um no Hospital de Base, ambos no município de Porto Velho; um caso foi identificado no Hospital Regional Adamastor Teixeira de Oliveira, em Vilhena, outro caso no Hospital Municipal de Monte Negro e um caso no Hospital Regional de Cacoal.

No período analisado, foram ainda atendidos nos hospitais do estado, 211 casos de leishmaniose não especificada, o que dificulta a identificação correta no perfil epidemiológico das diferentes manifestações da doença para o estado (Tabela 3).

Tabela 3 - Internações por leishmaniose não especificada segundo o ano de atendimento e município de Rondônia

Município	2009	2010	2011	2012	2013	2014	2015	2016	2017	2018	2019	Total
Alta Floresta D'Oeste	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	1	2
Alto Alegre dos Parecis	-	-	-	1	-	-	1	-	-	-	-	2
Alvorada D'Oeste	-	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	1
Ariquemes	1	-	-	2	-	3	1	-	-	-	-	7
Buritis	-	-	-	-	1	-	-	1	-	-	-	2
Cacaulândia	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	1
Cacoal	1	1	-	1	2	4	1	1	-	-	-	11
Campo Novo de Rondônia	-	-	1	1	1	-	-	-	-	-	-	3
Candeias do Jamari	-	1	1	4	2	-	1	1	-	-	-	10
Castanheiras	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	-	1
Cerejeiras	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	1
Colorado do Oeste	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	1
Espigão D'Oeste	-	-	1	-	-	-	-	-	-	-	-	1
Guajará-Mirim	-	1	1	4	2	2	-	1	-	-	1	12
Itapuã do Oeste	-	1	-	-	1	-	2	-	-	-	1	5
Jaru	2	1	-	-	-	-	-	1	1	-	-	5
Ji-Paraná	-	-	-	4	2	-	-	-	1	-	-	7
Machadinho D'Oeste	-	1	-	2	2	-	-	-	-	-	-	5
Mirante da Serra	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-	2
Monte Negro	-	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	1
Nova Brasília	-	-	1	-	1	-	-	-	-	-	-	2
Nova D'Oeste	2	1	-	1	-	-	-	-	-	-	1	5
Nova Mamoré	-	1	-	-	-	-	1	-	-	-	-	2
Novo Horizonte do Oeste	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Ouro Preto do Oeste	-	-	3	3	-	-	2	-	1	-	-	9
Parecis	-	-	-	2	-	-	-	1	-	2	-	5
Pimenta Bueno	-	-	-	-	-	-	-	1	-	3	1	5
Porto Velho	9	6	10	17	4	3	5	3	4	1	4	66
Presidente Médici	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	1
Primavera de Rondônia	-	-	-	-	-	1	-	1	-	-	-	2
Rolim de Moura	-	1	-	1	1	3	5	4	-	-	-	15
Santa Luzia D'Oeste	-	-	-	-	-	-	-	-	-	1	-	1
São Francisco do Guaporé	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	1
São Miguel do Guaporé	-	2	-	1	1	1	-	-	-	-	1	6
Theobroma	-	-	-	2	-	-	-	-	-	-	-	2
Vale do Anari	-	-	-	-	1	-	-	-	-	-	-	1
Vilhena	-	-	-	-	-	1	-	3	1	3	-	8
TOTAL	15	17	18	48	23	21	21	18	9	10	11	211

Fonte: Elaborado pelos autores com base nos dados do Departamento de Informática do Sistema Único de Saúde, 2021

REFERÊNCIAS

ALVAR J.; CANAVATE, C.; MOLINA, R.; MORENO, J.; NIETO, J. Canine leishmaniasis. *Advances in parasitology*, v.57, p.1-88, 2004.

BORGES, D.; MOLINA, S.; PINTO, M.; GALATI, E.; CESARIO, M.; ORTIZ, D.G. First record of *Lutzomyia (Lutzomyia) longipalpis* (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) on the trinational frontier (Brazil-Peru-Bolivia) of South-Western Amazonia. *Journal of Medical Entomology*, v.54, n.10, 1-5, 2017.

BRASIL. MINISTÉRIO DA SAÚDE. Leishmaniose Tegumentar Americana. Casos de leishmaniose tegumentar americana. brasil, grandes regiões e unidades federadas 1990 a 2010. 2012. Disponível em: http://portal.saude.gov.br/portal/saude/profissional/area.cfm?id_area=1560. Acesso em 15 de junho de 2021.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância em Saúde, Departamento de Vigilância Epidemiológica. **Manual de vigilância e controle da leishmaniose visceral**. Brasília: Ministério da Saúde, 2014.

BURZA, S.; CROFT, S.L.; BOELAERT, M. Leishmaniasis. *The Lancet*, v.392, n.10151, p.951-970, 2018.

CHAPPUIS, F.; SUNDAR, S.; HAILU, A.; GHALIB, H.; RIJAL, S.; PEELING, R. W.; ALVAR, J.; BOELAERT, M. Visceral leishmaniasis: what are the needs for diagnosis, treatment and control? **Nature Reviews Microbiology**, v.5, p.873-882, 2007.

LAINSON, R.; RANGEL, E. F. *Lutzomyia longipalpis* and the ecoepidemiology of American visceral leishmaniasis, with particular reference to Brazil: a review. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.100, n.8, p.811-827, 2005.

LUKES, J.; MAURICIO, I.L.; SCHÖNIAN, G.; DUJARDIN, J.C.; SOTERIADOU, K.; DEDET, J.P.; KUHL, K.; TINTAYA, K.W.; JIRKŮ, M.; CHOCHOLOVÁ, E.; HARALAMBOUS, C.; PRATLONG, F.; OBORNÍK, M.; HORÁK, A.; AYALA, F.J.; MILES, M.A. Evolutionary and geographical history of the *Leishmania donovani* complex with a revision of current taxonomy. **Proceedings of the national academy of sciences of the United States of America**, v.104, p.9735-9380, 2007.

MACKENZIE, J.S.; MCKINNON, M.; JEGGO, M. One Health: From Concept to Practice. **Nature Public Health Emergency Collection**, p. 163–189, 2014.

MCMICHAEL, A.J.; CAMPBELL-LENDRUM, D.H.; CORVALÁN, C.F.; EBI, K.L.; GITHEKO, A.K.; SCHERAGA, J.D.; WOODWARD, A. **Climate change and human health: risks and responses**. Geneva: World Health Organization, 2003. 132 p.

QUAMMEN, D. **Contágio: Infecções de origem animal e a evolução das pandemias**. 2. ed. São Paulo: Schwarcz S. A, 2020. v. 1, 543 p.

RESADORE, F.; PEREIRA JÚNIOR, A. M.; CARVALHO, L. P. C.; DOS SANTOS, A. P. A.; TELES, C. B. G.; MEDEIROS, J. F.; SANTOS, A. P. de A. dos; TELES, C. B. G.; MEDEIROS, J. F. Phlebotomine sand fly composition (diptera: psychodidae) and putative vectors of American Cutaneous Leishmaniasis in Porto Velho municipality, Western Amazon, Brazil. **Journal of Medical Entomology**, v.54, n.3, p.798-803, 2017.

SILVA C.J.; MATTOS CB, FELIPIN KP, HÉLEN PJS, LILIAN MC, RENATO P, JANSEN FM, RICARDO GMF First autochthonous case of canine visceral leishmaniasis in Rondônia, Brazil, a region with no history of visceral leishmaniasis. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, v.51, n.5, p.712-715, 2018.

SILVA, C.J. **Soroprevalência da leishmaniose visceral canina no município de Cacoal - RO**. Adilson Lucimar Simões - São José dos Campos: SP / UNICASTELO, 2015. 75 p.

TORRES-GUERRERO, E.; QUINTANILLA-CEDILLO, M.R., RUIZ-ESMENJAUD, J.; ARENAS, R. Leishmaniasis: a review. **F1000Research**, v.6, 750, 2017.

WHO - World Health Organization. **Scientific working group on Leishmaniasis**. TDR Research Publication, 2004



FAUNA PARASITÁRIA DE SERPENTES DE VIDA LIVRE NA REGIÃO DA ZONA DA MATA, RONDÔNIA, BRASIL

Patrícia Ferreira da Silva¹

Débora Eunice Salvador Costa²

Rayssa Kuster Klabunde³

Luiz Carlos Turci⁴

Angelo Laurence Covatti Terra⁵

Mayra Araguaia Pereira Figueiredo⁶

DOI: 10.46898/rfb.9786558891888.14

1 Possui graduação em Medicina Veterinária pela Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura

2 Possui graduação em Medicina Veterinária pela Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura

3 Possui graduação em Medicina Veterinária pela Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura

4 Graduado em Ciências Biológicas, mestre em Ecologia e Recursos Naturais e Doutor em Biodiversidade e Biotecnologia. Compõe o grupo de pesquisas com estudos com a Herpetofauna no bioma amazônico. Curso de Engenharia de Pesca da Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Presidente Médici

5 Graduado em Medicina Veterinária pela Universidade Luterana do Brasil, Mestre em Zoologia pela Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul e Doutor em Biologia Experimental com ênfase em prospecção de biomoléculas em toxinas naturais pela Universidade Federal de Rondônia. Departamento de Medicina da Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura

6 Laboratório de Parasitologia, Entomologia e Biologia Molecular voltado à Saúde Única-LAPEMSU. Departamento de Medicina Veterinária e Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais, Universidade Federal de Rondônia, Câmpus Rolim de Moura. mayra.araguaia@unir.br

INTRODUÇÃO

Regiões tropicais abrangem mais da metade de toda biodiversidade do planeta e são apontadas nos dias de hoje como os mais importantes reservatórios de diversidade biológica no mundo e sendo a maior parte dessa diversidade alocada na região amazônica (CAPOBIANCO, 2002; MYERS et al., 2007).

Foram descritas no mundo 10.793 espécies de répteis, e dentre estes a Ordem Squamata é a mais diversa com 10.418 espécies, sendo que 3.709 são serpentes (UETZ et al., 2021). O Brasil ocupa a terceira posição mundial em número de répteis com 795 espécies identificadas, dessas 405 são serpentes (COSTA & BERNILS, 2014), e destas aproximadamente 150 espécies ocorrem na Amazônia (RODRIGUES, 2005; ÁVILA-PIRES et al., 2007). Entretanto, há falta de informações sobre a história natural de grande parte dessas espécies. Várias localidades estão subamostradas ou não, e sua grande extensão territorial é um dos principais fatores que influenciam para esse quadro (ÁVILA-PIRES et al., 2010).

Em Rondônia são descritas atualmente 118 espécies de serpentes, dessas, 63 ocorrem na região da Zona da Mata (BERNARDE & ABE, 2006; TURCI & BERNARDE, 2008; BERNARDE et al., 2012; BERNARDE et al., 2018). Sendo que a maior parte dos estudos conduzidos com serpentes nessa região, são direcionados para o conhecimento da riqueza local (inventários), ecologia, história natural e acidentes ofídicos (VANZOLINI, 1986; BERNARDE et al., 2018). Na literatura não foram encontrados estudos sobre a fauna parasitária em serpentes nessa região.

As buscas por informações sobre os parasitos em espécies de serpentes em vida livre são difíceis, pois exigem um grande esforço amostral (capturas), uma vez que esses animais são de difícil visualização e captura, dificultando os trabalhos que requerem coletas sucessivas de material biológico necessário para as análises dos parasitos (POUGH et al., 2008; MARQUES & SAZIMA, 2009), pois, os animais na natureza, em sua grande parte são encontrados com parasitos, este fato, não prediz que estes animais estejam debilitados (GRENFELL & DOBSON, 1998).

Segundo Vicente et al. (1993) e Ávila e Silva (2010), os trabalhos conduzidos nas regiões neotropicais com comunidade de parasitos em répteis possui uma riqueza e diversidade de fauna que sucessivamente vem aumentando ao passo em que novas áreas são amostradas e novos hospedeiros são capturados e avaliados. Os efeitos desses parasitos sobre a saúde de seus hospedeiros são descobertos através da ampliação de pesquisas com esses animais.

As serpentes são reconhecidas por apresentarem uma riqueza de endoparasitos pertencentes aos filos dos Nematódeos (helmintos cilíndricos), Platelminhos (helmintos achatados), Protozoários (flagelados, ciliados e esporozoários) e os ectoparasitos do filo Artrópodes (carrapatos e ácaros). A consequência que os parasitos trazem à saúde de seus hospedeiros só podem ser descritos conforme ampliamos a linha de pesquisa com esses animais (GOULART, 2004; MADER, 2005). No entanto, é importante a implementação de novos estudos e pesquisas, além do apoio aos já existentes, que visem investigar a ocorrência natural de patógenos e enfermidades causadas ou não ao hospedeiro como consequência do parasitismo (CATÃO-DIAS, 2003).

O presente estudo fornece informações sobre a fauna parasitária de serpentes de vida livre na região da zona da mata, Rondônia, Brasil.

MATERIAL E MÉTODOS

O projeto de pesquisa foi aprovado pela Comissão de Ética no Uso de Animal (CEUA) da Universidade Federal de Rondônia, *campus* Rolim de Moura sob o protocolo n° 031/2019 e autorizado pelo Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade para a realização das atividades, licença n° 58649 e a licença SISBIO 12178-14.

Área de estudo

O presente estudo foi realizado na região zona da mata no estado de Rondônia, onde as coletas dos dados foram concentradas nas microrregiões de Rolim de Moura, Alto Alegre dos Parecis, Alta Floresta D'Oeste e Santa Luzia D'Oeste. Na qual possui uma área de 1.487,35 km², cuja vegetação dominante é de Floresta Equatorial Amazônica, com presença esparsa de campos e cerrados. Apresenta clima tropical quente e úmido (IBGE, 2010).

As vegetações observadas nas áreas de coleta foram compostas por áreas de floresta ombrófila aberta, fragmentos de vegetação secundária e área desflorestada (pastagem). Segundo Bernarde et al. (2012), Rondônia compreende 52 municípios que se distribuem por oito microrregiões: Colorado do Oeste, Porto Velho, Ariquemes, Guajará-mirim, Alvorada d'Oeste, Ji-Paraná, Vilhena e Cacoal que inclui: Rolim de Moura, Santa Luzia d'Oeste, Alto Alegre dos Parecis, Alta Floresta d'Oeste, Cacoal, Castanheiras, Espigão do Oeste, Ministro Andreazza e Novo Horizonte do Oeste.

Amostragem

Captura de serpentes de vida livre

O estudo foi realizado num período de sete meses de amostragens, entre outubro de 2018 a abril de 2019. Foram realizadas coletas, contabilizando 70 dias de trabalho em campo (esforço amostral).

As capturas das serpentes foram realizadas pelos métodos de procura visual limitada por tempo em transectos, armadilhas de interceptação e queda (pitfall-traps) (Figura 1A, B e C) e encontros ocasionais. A identificação das serpentes ocorreu através de chaves específicas, realizada biometria e pesagem para posteriormente serem eutanasiadas. Sendo ainda realizado inspeção macroscópica para a verificação da existência de ectoparasitos e estes foram coletados manualmente e armazenados, a necrópsia foi realizada para recuperação dos helmintos e ambos foram conservados em álcool a 70%.

Figura 1 - Imagem mostra a extremidade de uma linha de armadilhas de queda com cerca-guia (baldes de 100 L e lona de 65 cm de altura), instalada na Floresta do *campus* experimental da Universidade Federal de Rondônia (UNIR), Rolim de Moura, Rondônia



Fonte: Arquivos da pesquisa, 2019

Espécies Doadas

Foram doadas para este trabalho 12 serpentes peçonhentas das espécies *Bothrops atrox* (n = 8) e *Crotalus durissus* (n = 4), capturadas no município de Alta Floresta-RO, no período de janeiro a dezembro de 2018. As serpentes foram capturadas para a realização da pesquisa de doutorado do prof. Luiz Carlos Turci e doadas para realizar esta pesquisa, aqui serão tratadas como acervo.

Identificação das espécies de serpentes

Os espécimes foram identificados a partir de chaves, descrições e fotografias disponíveis para cada grupo na Amazônia (VANZOLINI, 1986; CUNHA & NASCIMENTO, 1978; MARTINS & OLIVEIRA, 2000; BERNARDE et al., 2012).

Eutanásia, coleta de ectoparasitos e necropsias

A eutanásia foi realizada com utilização de anestésico injetável Zoletil® (associação de Cloridrato de Zolazepam e Cloridrato de Tiletamina) no coração e no cérebro dos animais em estudo, e após decorrido cinco minutos os espécimes foram submetidos ao resfriamento a 4°C por 4 horas, foi verificado a inexistência dos sinais vitais, tudo de acordo com as normas do Colégio Brasileiro de Experimentação Animal (COBEA, 2014).

Os animais foram sujeitos à inspeção macroscópica para que se pudesse realizar a verificação da existência de ectoparasitos. Os espécimes ectoparasitos coletados foram acondicionados em frascos com álcool a 70°GL para triagem, processamento e identificação.

Após esse procedimento, foi realizada a biometria com a mensuração do comprimento total (Tabela 1) e posteriormente realizada a pesagem (Figura 2A). Logo após a inspeção macroscópica, procedeu-se a necropsia, na qual foi necessário rebater a musculatura e então os órgãos inspecionados macroscopicamente, cortados e colocados em uma placa de Petri para analisar sob estereomicroscópio cada órgão. (Figura 2B).

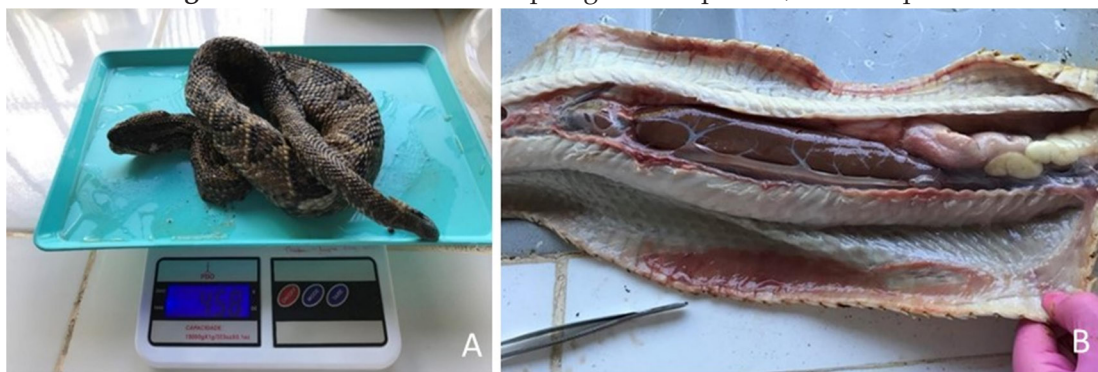
Os animais foram postos em posição de decúbito dorsal e com auxílio de uma tesoura de dissecação fora realizado a abertura da porção ventral, o corte se estendeu da região da boca até a cloaca, após a abertura da cavidade celomática, o subcutâneo dos animais foi rebatido para inspeção de possíveis cistos na musculatura ou na face subcutânea

Tabela 1 - Biometria das serpentes capturas e cedidas do acervo no período outubro de 2018 a setembro de 2019

Nome Científico	Código	Comprimento (cm)	Peso (g)	Data da coleta
<i>Drepanoides anomalus</i>	P01	68	52	Acervo
<i>Epicrates cenchria</i>	P02	125	1350	Acervo
<i>Chironius scurrulus</i>	P03	169	670	07/10/2018
<i>Drymoluber dichrous</i>	P04	46	25	07/10/2018
<i>Bothrops atrox</i>	P05	60	320	Acervo
<i>Crotalus durissus</i>	P06	50	295	Acervo
<i>Bothrops atrox</i>	P07	38	82	Acervo
<i>Bothrops atrox</i>	P08	76	160	Acervo
<i>Bothrops atrox</i>	P09	42	234	Acervo
<i>Bothrops atrox</i>	P10	45	238	Acervo
<i>Bothrops atrox</i>	P11	95	420	Acervo
<i>Crotalus durissus</i>	P12	52	306	Acervo
<i>Crotalus durissus</i>	P13	87	459	01/03/2019
<i>Bothrops atrox</i>	P14	126	693	Acervo
<i>Drymarchon corais</i>	P15	197	1380	17/04/2019
<i>Corallus hortulanus</i>	P16	150	165	23/04/2019
<i>Erythrolamprus typhlus</i>	P17	98	98	16/10/2018
<i>Bothrops atrox</i>	P18	48	290	Acervo
<i>Crotalus durissus</i>	P19	146	2266	Acervo
<i>Corallus hortulanus</i>	P20	125	172	20/09/2019

Fonte: Arquivos da pesquisa, 2019

Figura 2 - *Crotalus durissus*. A - pesagem de espécime; B - necropsia



Fonte: Arquivos da pesquisa, 2019

Identificação de Ectoparasitos

A identificação dos artrópodes foi realizada com chaves propostas por Aragão e Fonseca (1961), Furman e Catts, (1970), Price et al. (2003) e Barros-Battesti et al. (2006).

Coleta, Identificação e Montagem de Helmintos e exame coproparasitológico

Os helmintos (larvas e adultos) recuperados de diversos órgãos (intestinos, pulmões, fígado, etc.) foram armazenados em álcool a 70% e separados por local de recuperação.

Os helmintos *a priori* foram separados por filo para proceder a identificação genérica usando as chaves de Travassos (1950) e trabalhos específicos de cada grupo.

Alguns parasitos foram armazenados por 24 horas em AFA (álcool, formol e ácido acético) para proceder a diafanização segundo Amato et al. (1991), com modificações, resumidamente, os helmintos foram dispostos entre duas lâminas e amarrados com barbante, clarificados em hidróxido de potássio a 10%, seguido de Fenol e finalizado no Creosoto de Faia para montagem permanente com Bálsamo do Canadá entre lâmina e lamínula. O tempo em cada solução dependia da espessura do tegumento, variando entre 30 minutos a 24 horas.

Foi realizado sedimentação espontânea do conteúdo fecal para identificação de ovos, larvas e oocistos de parasitos (HOFFMAN et al., 1934).

RESULTADOS

Espécies de serpentes capturadas

Os animais foram capturados em diferentes locais, sendo eles Alta Floresta, Alto Alegre, Rolim de Moura e Santa Luzia D'Oeste (Tabela 2).

Tabela 2 - Resultado dos animais capturados na região de Zona da Mata- RO e georreferenciamento.

Nome Popular	Nome Científico	Nº de indivíduos	Localização	Cidade
Salamanta	<i>Epicrates cenchria</i> (Linnaeus, 1758)	1	12°22'20" S - 62°09'06" W	Alta Floresta
Cascavel	<i>Crotalus durissus terrificus</i> (Laurenti, 1768)	4	12°22'20" S - 62°09'06" W	Alta Floresta
Jararaca da Amazônia	<i>Bothrops atrox</i> (Linnaeus, 1758)	8	12°22'20" S - 62°09'06" W	Alta Floresta
Falsa Coral	<i>Drepanoides anomalus</i> (Jan, 1863)	1	12.2716° S - 61.4359° W	Alto Alegre
Cobra Cipó	<i>Chironius scurrulus</i> (Wagler, 1824)	1	12°28'45" S - 61°43'36" W	Alto Alegre
Cobra Cipó	<i>Drymoluber dichrous</i> (Peters, 1863)	1	12°28'45" S - 61°43'36" W	Alto Alegre
Cobra Limpa Pasto	<i>Drymarchon corais</i> (Boie, 1827)	1	11°35'00" S - 61°45'50" W	Rolim de Moura
Cobra Verde	<i>Erythrolamprus typhlus</i> (Linnaeus, 1758)	1	11°41'56" S - 61°46'07" W	Rolim de Moura
Cobra Veadeira	<i>Corallus hortulanus</i> (Linnaeus, 1758)	1	11° 35'04" S - 61°46'11" W	Rolim de Moura
Cobra Veadeira	<i>Corallus hortulanus</i> (Linnaeus, 1758)	1	11°55'40.9"S - 1°41'38.0"W	Santa Luzia D' Oeste

Fonte: Arquivos da pesquisa, 2019

No município de Alta Floresta foram capturadas 13 serpentes, sendo um Salamanta (*Epicrates cenchria*), quatro cascavéis (*Crotalus durissus*), oito Jararacas (*Bothrops atrox*), em Rolim de Moura um total de três serpentes, sendo cobra limpa pasto (*Drymarchon corais*), cobra verde (*Erythrolamprus typhlus*) e a cobra veadeira (*Corallus hortulanus*), em Alto Alegre também totalizaram três espécimes, Falsa coral (*Drepanoides anomalus*), Cobra cipó (*Chironius scurrulus*) e cobra cipó (*Drymoluber dichrous*), por fim apenas uma, a cobra veadeira (*Corallus hortulanus*), em Santa Luzia D' Oeste.

Todos os espécimes foram capturados através do método de encontro ocasional, armadilhas com os *pitfalls* e busca ativa.

Ectoparasitos

Das serpentes analisadas, seis apresentaram carrapatos aderidos às escamas dorsais e laterais, nas espécies de serpentes *Epicrates cenchria* (Figura 3A), *Drepanoides anomalus* (Figura 3B), *B. atrox* (Figura 3C), *Chironius scurrulus*, *Crotalus durissus*, *Drymarcon corais*, identificados como fêmeas de *Amblyomma rotundatum* (Figura 3D).

Figura 3 - Carrapatos *Amblyomma rotundatum* aderidos nas escamas de serpentes *Epicrates cenchria* (A); *Drepanoides anomalus* (B) e *Bothrops atrox* (C); D - vista dorsal de fêmea de *Amblyomma rotundatum* onde pode se observar o ornamento no escudo.



Fonte: Arquivos da pesquisa, 2019

No presente estudo, foi identificado que a ocorrência do *Amblyomma rotundatum* foi a mais frequente nas serpentes analisadas, tendo como base as que mais apresentaram a ocorrência dos mesmos, como a *Epicrates cenchria*, que apresentou 82 carrapatos em suas escamas dorsais, e a *Chironius scurrulus*, com 32 espécimes também em suas escamas dorsais.

Helmintos

As análises foram realizadas no tecido subcutâneo e muscular, traqueia, pulmão, esôfago, mesentério, intestino delgado, cavidade geral, pelo qual obteve-se os resultados quantitativos (Tabela 3).

Tabela 3 - Distribuição dos parasitos encontrados de acordo com a localização no corpo das serpentes

Espécie	Código	ED	TS	TM	TRA	PUL	ESÔ	ME	ID	CG
<i>Drepanoides anomalus</i>	P01	1	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Epicrates cenchria</i>	P02	82	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Chironius scurrulus</i>	P03	32	8	7	0	0	0	2	3	0
<i>Crotalus. durissus</i>	P13	1	0	0	0	0	0	0	0	1
<i>Bothrops atrox</i>	P14	3	3	2	0	2	2	6	0	2
<i>Drymarcon corais</i>	P15	1	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Corallus hortulanus</i>	P16	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Erythrolamprus typhlus</i>	P17	0	0	0	0	0	0	0	0	0
<i>Crotalus durissus</i>	P19	0	4	2	1	11	4	1	6	1
<i>Corallus hortulanus</i>	P20	0	0	0	0	0	0	0	0	1

ED- Escamas dorsais; TS - Tecido subcutâneo; TM- Tecido muscular; TRA- Traqueia; PUL - Pulmão; ESÔ - Esôfago; ME - Mesentério; ID - Intestino Delgado; CG - Cavidade Geral.

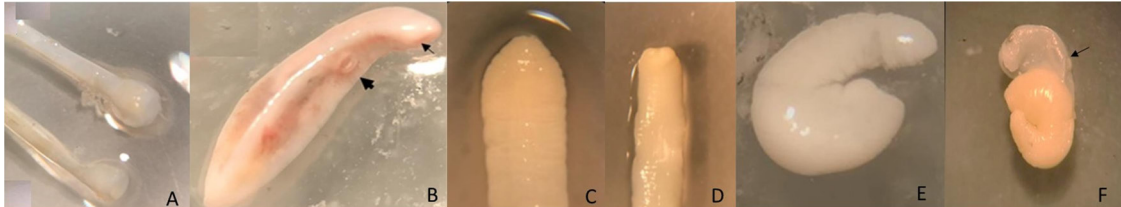
Fonte: Arquivos da pesquisa, 2019

No espécime de serpente *Chironius scurrulus* (P03) foram encontrados dois parasitos do gênero *Kalicephalus* (Figura 4A) retirados da musculatura esquelética dorsal e três trematodas (Figura 4B), todos no intestino delgado.

Também foram encontrados dois parasitos da classe Cestoda, ordem Cyclophyllidea (Figura 4C e D), dispersas no mesentério da serpente *Chironius scurrulus*.

No tecido subcutâneo e tecido muscular foram extraídos de 15 cistos contendo larvas pertencentes à ordem Pseudophyllidea do Filo Platyhelminthes (Figura 4E). As larvas estavam dentro de cápsulas (Figura 4F).

Figura 4 - Parasitos extraído de serpente da espécie *Chironius scurrulus*. A - *Kalicephalus* sp. retirados da musculatura esquelética dorsal; B - Trematoda (Platyhelminthes) aderidos a mucosa do intestino delgado. Observa-se a ventosa acetabular (ponta de seta) e ventosa oral (seta); C e D - Cestoda da ordem Cyclophyllidea; E- Plerocercóide de Pseudophyllidea (Platyhelminthes) que estavam encistadas no tecido subcutâneo; F - larva Plerocercóide desencapsulada



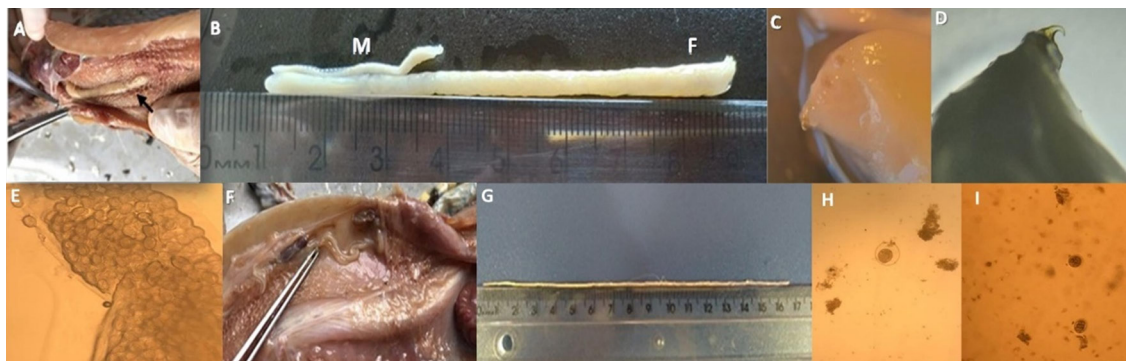
Fonte: Arquivos da pesquisa, 2019

Em *Bothrops atrox* (P14) foram identificados dois cistos de helmintos pertencentes ao filo Acanthocephala, estes estavam aderidos na musculatura da serpente, além de outros três aderidos no tecido subcutâneo. Foram extraídos do parênquima pulmonar (Figura 5A) e do peritônio duas fêmeas e um macho identificados como *Porocephalus* sp. (subclasse Pentastomida) (Figura 5B). Esse parasito apresenta ganchos na porção anterior em machos e fêmeas (Figura 5C e D). As fêmeas estavam repletas de ovos (Figura 5E) em um corte do útero e montagem permanente.

Na região do mesentério foram encontrados seis helmintos da ordem Rhabditiida, gênero *Rhabdias* sp. Esses parasitos são grandes e somente a fêmea partenogenética exerce parasitismo (Figura 5F e G).

Adicionalmente, foram realizados exames coproparasitológicos, do qual constou positivo para oocistos de coccídeos (Figura 5H e I).

Figura 5 - Parasitos identificados em serpentes *Bothrops atrox*: A - Pentastomida do gênero *Porocephalus* sp. localizado no parênquima pulmonar (seta); B - mensuração dos espécimes (M - macho; F - fêmea); C porção anterior de *Porocephalus* sp.; D - identificação dos cinco ganchos do parasito de *Porocephalus* sp.; E - aumento da imagem D para evidenciar um gancho. E- útero de fêmea de *Porocephalus* sp. repleto de ovos, em montagem permanente e observado sob microscopia de luz (100x); F - *Rhabdias* sp. identificada na cavidade mesentérica (ponta da pinça); G - mensuração da fêmea partenogenética; H e I - oocistos de coccídeos identificados em exame coproparasitológico (100x)



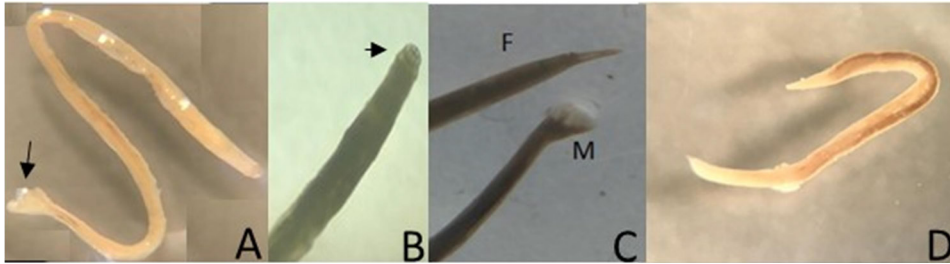
Fonte: Arquivos da pesquisa, 2019

Da serpente *Crotalus durissus* (P19) foram extraídos quatro cistos do filo Acanthocephala, sendo que dois estavam aderidos ao tecido subcutâneo, próximo a região cloacal e os outros na porção anterior a cloaca da serpente. As larvas retiradas dos cistos apresentavam a probóscide retraída internamente no receptáculo.

Dois helmintos do gênero *Kalicephalus* sp. (família Diaphanocephalidae) foram extraídos da musculatura esquelética (Figura 6A), pouco abaixo do coração. Esse parasito tem cápsula bucal pequena e bivalva (Figura 6B). Quatro parasitos foram encontrados soltos no esôfago e seis helmintos no intestino delgado, sendo três machos (observasse a bolsa copuladora) e três fêmeas (cauda romba) (Figura 6C).

No pulmão de *Crotalus durissus* foram encontrados 11 parasitos fêmeas, do gênero *Rhabdias* sp. (Figura 6D), esses possuem em sua porção anterior uma boca diminuta, esôfago, e na parte ventral um útero cheio de ovos, na parte posterior termina em processo puntiforme. Um helminto desse gênero também foi encontrado na traqueia.

Figura 6 - Parasitos identificados em serpentes. *Crotalus durissus*: A - identificação de *Kalicephalus* sp. aderidos a musculatura esquelética. Pode-se verificar que é um macho devido a bolsa copuladora (seta); B - parte anterior que pode ser observado placas dentro da capsula bucal (seta); C - parte posterior do macho (M) e da fêmea (F) de *Kalicephalus* sp; D - helminto do gênero *Rhabdias* sp. identificado no pulmão de *Crotalus durissus*



Fonte: Arquivos da pesquisa, 2019

Protozoários

Dos 20 espécimes de serpentes, dentre elas algumas capturadas e soltas na natureza, apenas 16 serpentes realizaram exames coproparasitológicos, do qual foram positivos apenas para as serpentes *Crotalus durissus* (P13), *Bothrops atrox* (P14), e *Crotalus durissus* (P19) para

A serpente *Crotalus durissus* (P13) apresentou protozoários *Balantidium* sp. (Figura 7A e B).

Hemoparasitos

Do total de quatro serpentes que foram capturadas, somente uma serpente, *Corallus hortulanus* (P20), apresentou hemoparasitos em esfregaço sanguíneo do gênero *Leucocytozoon* (*Saurocytozoon*) sp. (Figura 7C).

Ao realizar a necropsia da *C. durissus* (P13) foram encontrados quatro ratos que estavam passando por processo de digestão. Como os ofídios se alimentam de presas inteiras, a presença de ovos e protozoários de parasitos nas fezes pode ser proveniente tanto da serpente, quanto da sua presa. Assim, é comum a ocorrência de protozoários e ovos em serpentes com exame necroscópico negativo ou com exame positivo.

Figura 7 - Análise do conteúdo fecal da serpente *Crotalus durissus* sob microscopia de luz (100x) contendo *Balantidium* sp., na forma de trofozoíto (A) e na de cisto (B); C - lâmina de sangue de serpente *Corallus hortulanus* com presença de *Leucocytozoon* (*Saurocytozoon*) sp. (seta preta). Não pode confundir com as plaquetas (seta branca). Panótipo, 100x.



Fonte: Arquivos da pesquisa, 2019

DISCUSSÃO

Os artrópodes representam uma real ameaça à saúde de seus hospedeiros, visto que estes são responsáveis por causarem variados danos no organismo do hospedeiro, além de ser responsáveis por transmitirem diversos patógenos. Os carrapatos possuem uma alimentação variável, como linfa, sangue ou restos teciduais. Sua importância está diretamente ligada ao fato de atuarem como vetores de doenças infecciosas, utilizarem diversos hospedeiros e possuírem ampla distribuição geográfica (BARROS-BATTESTI et al., 2006).

Os carrapatos parasitos de répteis e anuros são conhecidos por produzir lesões na pele visto que durante a sua alimentação o aparelho bucal do carrapato penetra de forma profunda na pele do hospedeiro, provocando a laceração dos tecidos e vasos sanguíneos (LUZ & FACCINI, 2013).

Seis animais analisados apresentavam-se parasitados por fêmeas de carrapatos da espécie *Amblyomma rotundatum*, tal espécie parasita especificamente animais ectotérmicos (ARAGÃO, 1936), sendo ela comum em inúmeras espécies de répteis em condições naturais (FIGUEIREDO et al., 2010). Nessa espécie de carrapato raramente se encontra o macho, pois os mesmos vêm perdendo a função biológica/reprodutiva, sendo a fêmea partenogenética. Dessa forma, o encontro de indivíduos machos é digno de nota, neste estudo somente espécimes fêmeas foram observadas.

Martins et al. (2014) ao analisarem diversos animais, encontraram em uma *Boa constrictor* oriunda de cativado no município de Porto Velho, um espécime macho do carrapato *Amblyomma rotundatum*. Segundo Aragão (1936), a espécie *A. rotundatum* é normalmente encontrado na região Norte do Brasil, onde predomina o bioma Amazônico indo ao encontro dos resultados do presente trabalho.

O tamanho do corpo do hospedeiro tem sido registrado como um fator importante na determinação da riqueza de parasitos e nas interações entre hospedeiro-parasito; quanto maior for o hospedeiro, maior será o seu número de parasitos (ÁVILA & SILVA, 2010), que condiz com o resultado da diversidade de Ixodídeos presentes em uma *Epicrates cenchria* que tinha 125 cm de comprimento e 1.350 g.

Na helmintologia foi possível identificar uma diversidade de filos, famílias e gênero de parasitos. Dentre os helmintos as serpentes que mais possuíram parasitos foi a *Bothrops atrox*, seguido pela *Crotalus durissus* e *Chironius scurrulus*, resultados semelhantes ao de Pinto et al. (2012) que relatam *Bothrops atrox* e *Crotalus durissus* com alta carga parasitária.

Dos parasitos que foram relatados nesta pesquisa, os gêneros *Kalicephalus* e *Rhabdias* são frequentemente encontrados em diversas espécies de serpentes de todo o mundo. Porém a helmintofauna em serpentes é pouco conhecida, o que determina a necessidade de maiores levantamentos taxonômicos e ecológicos dos parasitos de répteis para um melhor entendimento da evolução, ocorrência e interações entre parasito-hospedeiro. Os acantocéfalos encontrados encistados na musculatura e no mesentério das serpentes *Bothrops* e *Crotalus* são muito conhecidos por utilizarem répteis e anfíbios como hospedeiro paratênico (SANTOS & AMATO, 2010).

De acordo com Machin (2015), os protozoários e nematoides são os parasitos mais comumente encontrados nas análises coproparasitológicas destes animais devido ao seu ciclo de vida ser monóxeno semelhante ao achado no presente estudo, sendo o protozoário *Balantidium* comensal dos estômagos de serpentes, desde que não se tenha uma alta carga parasitária.

A serpente *Corallus hortulanus* (P20) ao ser necropsiada retirou-se um pássaro que estava em processo de digestão, ela não apresentou nenhum helminto, mas após realizar um esfregaço sanguíneo foi observado um parasito Haemosporidii-dea (Leucocytozoidae) semelhante a *Leucocytozoon* classificado nesse trabalho como gênero *Saurocytozoon*. Segundo Lainson e Shaw (1968), este gênero é um protozoário de ciclo heteróxico e necessitam de um hospedeiro tanto invertebrado quanto vertebrado.

As serpentes abrigam uma diversidade de parasitos. Os parasitos mais comuns identificados nas serpentes capturadas neste estudo foram os ectoparasitos ixodídeos da espécie *Amblyomma rotundatum*.

A helmintofauna é bastante diversa e de difícil identificação. Pode-se comprovar que as serpentes da Zona da Mata de Rondônia são parasitadas por espécies que compõem os três grandes filos: Nematoda, Platyhelminthes e Acanthocephala.

Relata-se aqui a primeira descrição de *Saurocytozoon* sp. (Haemosporidiidea, Leucocytozoidae) em serpentes no estado de Rondônia.

O presente estudo forneceu informações sobre a ocorrência da fauna parasitária de ectoparasitos, endoparasitos e hemoparasitos em serpentes de vida livre da região da Zona da Mata de Rondônia. Tendo como base os resultados apresentados no presente estudo, foi possível concluir, que não se têm muitas pesquisas recentes sobre o assunto abordado, e que consta um vasto caminho até esse avanço.

REFERÊNCIAS

AMATO, J.F.R. BOEGER, W.A. AMATO, S.B. **Protocolos para laboratório - Coleta e processamento de parasitos de pescado**. Rio de Janeiro: Imprensa Universitária - UFRRJ, 1991.

ARAGÃO H.B.; FONSECA F. Notas de Ixodologia. VII. Lista e chave para os representantes da fauna ixodológica brasileira. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v.59, p.115-149, 1961.

ARAGÃO, H.B., Ixodidas brasileiros e de alguns países limitrophes. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, v. 31, n. 4, p. 759-844, 1936.

ÁVILA, R.W.; SILVA, R.J. Checklist of helminths from lizards and amphisbaenians - Reptilia, Squamata of South America. **Journal of Venomous Animals and Toxins including Tropical Diseases**, v.16, n.4, p.543-572, 2010.

ÁVILA-PIRES, T.C.S; HOOGMOED, M.S; VITT, L.J. **Herpetofauna da Amazônia**. In: Nascimento, L.B; Oliveira, M.E. (Eds.), **Herpetologia no Brasil II**. Sociedade Brasileira de Herpetologia, Belo Horizonte, MG, p13-43, 2007.

BARROS-BATTESTI, D. C.; ARZUA, M.; BECHARA, G.B. **Carrapatos de importância médico-veterinária da Região Neotropical: um guia ilustrado para identificação de espécies**. São Paulo, 2006.

BERNARDE, P.S; ABE, A.S. Snake community at Espigão do Oeste, Rondônia, Southwestern Amazon, Brazil. **South American Journal of Herpetology**, v., n.2, p.102-113, 2006.

BERNARDE, P.S; ALBUQUERQUE, S.; BARROS, T.O.; TURCI, L.C.B. Serpentes do Estado de Rondônia, Brasil. **Biota Neotropical**, v.12, n.3, p.1-29, 2012.

BERNARDE, P.S; TURCI, L.C.B; ABEGG, A. D; FRANCO, L.F. A remarkable new species of coral snake of the *Micrurus hemprichii* species group from the Brazilian Amazon. **Salamandra**, v.54, n.4, p.249-258. 2018.

CAPOBIANCO, J.P.R. **Metodologia**. In: **Ministério do Meio Ambiente. Biodiversidade Brasileira: avaliação e identificação de áreas e ações prioritárias para a conservação, utilização sustentável e repartição de benefícios da biodiversidade brasileira**. Brasília, p. 5-18, 2002.

COBEA - **Guia Brasileiro de Boas Práticas em Eutanásia em Animais - Conceitos e Procedimentos Recomendados** - Brasília, 2014.

CUNHA, O.R.; NASCIMENTO, F.P. **Ofídios da Amazônia. As cobras da região Leste do Pará**. 1978. 218 p.

FIGUEIREDO, M.A.P.; SANTOS, A.C.G.; GUERRA, R.M.S.N.C. Ectoparasitos de animais silvestres no Maranhão. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v.30, n.11, p.988-990, 2010.

FURMAN, D.P.; CATTS, E.P. **Manual of Medical Entomology**. Mayfield Publishing Company. 1970. 163 p.

GOULART, C.E.S. **Herpetologia, herpetocultura e medicina de répteis**. 1º ed. Rio de Janeiro. Ed. L.F. Livros de Veterinária, 2004.

GRENFELL, B.T.; DOBSON, A.P. **Ecology of infectious diseases in natural Populations**. Australia: Cambridge University Press; 1998.

HOFFMAN, W.A.; PONS, J.A.; JANER, J.L. Sedimentation concentration method in *Schistosomiasis mansoni*. **Journal of Tropical Medicine and Health**, n.9, p.283-298, 1934.

IBGE, 2010. **Brasil, Rondônia, Rolim de Moura**. Disponível em: <https://cidades.ibge.gov.br/brasil/ro/rolim-de-moura/panorama> . Acesso em 20 de junho de 2021.

LAINSON, R.; SHAW, J. A new haemosporidian of lizards, *Saurocytozoon tupinambi* gen.nov., sp.nov., in *Tupinambus nigropunctatus* (Teiidae). **Parasitology**, v.59, n.1, p.159-162., 1969.

LUZ H.R.; FACCINI J.L.H. Parasitismo por carrapatos em Anuros no Brasil: revisão. **Veterinária e Zootecnia**. v.20, p.100-111, 2013.

MACHIN, R. A. Common gastrointestinal parasites in reptiles. **In Practice**, v.7, p.469-475, 2015.

MADER, D.R. **Reptile Medicine and Surgery**. 2 ed. Philadelphia: Saunders, 2005.

MARQUES, O.A.V.; SAZIMA, I. Old habits die hard: Mouse handling by a pitviper species on a rodent-free island. **Amphibia-Reptilia**, v.30, n.3, p.435-438, 2009.

MARTINS, M.; OLIVEIRA, M.E. **Natural history of snakes in forests of the Manaus region, Central Amazonia, Brazil**. p.78-150, 1999.

- MARTINS, T.F.; FECCHIO A.; LABRUNA M.B. Ticks of the genus *Amblyomma* (Acari: Ixodidae) on wild birds in the Brazilian Amazon. **Systematic and Applied Acarology**, v.19, p.385-392, 2014.
- MYERS, N.; MITTERMEIER, R.A.; MITTERMEIER, C.G.; DA FONSECA, G.B.A.; KENT, J. Biodiversity hotspots for conservation priorities. **Nature**, v.403, p.853-858, 2007.
- POUGH, F.H.; JANIS, C.M.; HEISER, J.B. **A Vida dos vertebrados**. São Paulo: Atheneu ed., 2008.
- PINTO, H. A.; MATI, V. L. T.; MELO, A. L. New hosts and localities for trematodes of snakes (Reptilia: Squamata) from Minas Gerais State, Southeastern Brazil. **Comparative Parasitology**, v. 79, n. 2, p. 238-246, 2012.
- PRICE, R.D.; HELLENTHAL, R.A.; PALMA, R.L.; JOHNSON, K.P.; CLAYTON, D.H. The chewing lice: world checklist and biological overview. Natural Survey Special Publication, Illinois. 2003. 501 p.
- RODRIGUES, M.T. Conservação dos répteis brasileiros: os desafios para um país mega diverso. **Megadiversidade**, v.1, n.1, p.87-94. 2005.
- SANTOS, V.G.T.; AMATO, S.B. Helminth fauna of *Rhinella fernandezae* (Anura: Bufonidae) from the Rio Grande do Sul Coastland, Brazil: analysis of the parasite community. **International Journal of Parasitology**, v.23, n.7, p.937-944, 2010.
- TURCI, L.C.B; BERNARDE, P.S. Levantamento herpetofaunístico em uma localidade no município de Cacoal, Rondônia, Brasil. **Bioikos**, v.22, n.2, p.101-108, 2008.
- TRAVASSOS, L. **Introdução ao estudo da helmintologia**. EDIÇÃO DA REVISTA BRASILEIRA DE BIOLOGIA RIO DE JANEIRO. 1950. 173p.
- UETZ, P.; FREED, P.; AGUILAR, R.; HOŠEK, J. **The Reptile Database**. 2021. Disponível em: <http://www.reptile-database.org/db-info/taxa.html#Ser>. Acessado em 25 de janeiro de 2021.
- VANZOLINI, P.E. **Levantamento herpetológico da área do Estado de Rondônia sob a influência da rodovia Br-364**. Polonoreste/Ecologia Animal. Relatório de Pesquisa nº 1, CNPq, Brasília: p. 50. 1986.
- VICENTE, J.J.; RODRIGUES, H.O.; GOMES, D.C.; PINTO, R.M. Nematoides do Brasil. Parte III: Nematoides de répteis. **Revista Brasileira de Zoologia**, v.10, n.1, p.19-168, 1993.

ÍNDICE REMISSIVO

A

Amblyomma 13, 14, 16, 22, 26, 29, 30, 31, 32, 33, 34, 35, 36, 37, 38, 39, 40, 41, 46, 58, 63, 65, 78, 129, 130, 133, 165, 169, 170, 173

Animais 13, 14, 18, 21, 24, 25, 30, 35, 36, 38, 40, 44, 45, 46, 50, 52, 53, 55, 58, 59, 60, 62, 63, 64, 65, 66, 67, 68, 74, 77, 78, 81, 86, 87, 90, 91, 93, 99, 100, 104, 111, 118, 119, 122, 123, 124, 125, 128, 129, 130, 132, 133, 134, 135, 141, 142, 146, 147, 148, 158, 159, 161, 163, 164, 169, 170, 172

Animal 22, 31, 38, 48, 55, 56, 68, 69, 70, 71, 74, 82, 115, 119, 129, 145, 147, 159, 161, 173

B

Brasil 21, 27, 30, 31, 32, 34, 35, 38, 40, 41, 46, 50, 53, 54, 58, 59, 66, 68, 69, 71, 74, 77, 78, 79, 81, 87, 90, 92, 94, 98, 101, 102, 104, 113, 114, 115, 125, 126, 128, 129, 133, 134, 138, 139, 143, 147, 148, 157, 158, 159, 169, 171, 172, 173

C

Cães 14, 22, 27, 50, 51, 52, 53, 54, 55, 56, 74, 77, 78, 83, 119, 120, 126, 128, 133, 134, 147, 148

Carrapato 13, 14, 18, 19, 22, 26, 27, 31, 32, 38, 44, 45, 53, 55, 58, 59, 66, 71, 78, 128, 130, 132, 169

Carrapatos 12, 13, 14, 18, 19, 20, 21, 22, 24, 26, 30, 31, 32, 34, 38, 39, 40, 44, 45, 46, 50, 52, 54, 58, 63, 64, 65, 68, 77, 78, 159, 164, 165, 169, 172

D

Doenças 13, 14, 18, 30, 34, 36, 40, 44, 45, 46, 50, 58, 74, 86, 87, 99, 104, 111, 113, 118, 119, 122, 123, 124, 126, 128, 132, 138, 142, 143, 146, 169

E

Equinos 22, 26, 58, 59, 60, 62, 63, 65, 66, 67, 68, 69, 70, 71

Espécies 13, 14, 21, 24, 30, 34, 35, 38, 40, 41, 45, 46, 50, 59, 65, 74, 75, 77, 78, 86, 87, 90, 91, 92, 98, 105, 110, 111, 112, 113, 114, 118, 119, 129, 130, 138, 139, 140, 142, 146, 147, 148, 158, 160, 164, 169, 170, 171

Estudo 19, 22, 23, 30, 34, 35, 40, 50, 53, 54, 59, 65, 66, 77, 78, 79, 86, 105, 112, 114, 115, 123, 129, 132, 133, 139, 141, 142, 148, 159, 160, 161, 165, 169, 170, 171, 173

G

Gatos 54, 74, 75, 76, 77, 78, 79, 82, 83, 119, 120, 122, 123, 124, 125, 126, 128, 129, 130, 131, 132, 133, 134

H

Hospedeiros 12, 14, 18, 22, 30, 34, 46, 54, 68, 78, 86, 100, 104, 105, 111, 112, 113, 114, 118, 119, 141, 142, 146, 147, 158, 159, 169

Humanos 12, 13, 14, 18, 30, 38, 44, 45, 46, 50, 74, 78, 112, 113, 118, 119, 122, 123, 124, 125, 132, 146, 147, 148

P

Parasitas 19, 45, 52, 53, 66, 67, 77, 79, 86, 87, 90, 91, 92, 100, 104, 105, 107, 108, 109, 110, 111, 112, 113, 114, 115, 118, 119, 122, 123, 126, 128, 139, 140, 141, 142, 144, 158, 159, 163, 165, 166, 167, 168, 169, 170, 171

Peixes 86, 87, 88, 90, 91, 92, 93, 94, 98, 99, 100, 101, 104, 105, 106, 107, 108, 109, 110, 111, 112, 113, 114, 115, 116

Pesquisa 23, 24, 32, 33, 39, 51, 52, 59, 62, 64, 65, 67, 74, 75, 76, 79, 80, 93, 99, 106, 107, 108, 109, 110, 111, 120, 124, 129, 130, 131, 140, 141, 142, 147, 148, 159, 160, 162, 164, 165, 166, 167, 168, 169, 170

R

Rondônia 11, 17, 21, 22, 23, 24, 26, 29, 31, 32, 34, 35, 36, 37, 38, 40, 41, 43, 49, 50, 52, 54, 57, 58, 59, 68, 71, 73, 74, 85, 87, 89, 90, 92, 93, 94, 97, 99, 103, 105, 106, 107, 112, 115, 117, 121, 127, 129, 137, 138, 139, 143, 145, 147, 148, 149, 150, 151, 152, 155, 157, 158, 159, 160, 171, 172, 173

S

Sangue 34, 50, 51, 59, 60, 61, 62, 65, 67, 71, 74, 75, 76, 77, 79, 92, 93, 169

Saúde 11, 17, 25, 29, 37, 43, 49, 55, 56, 57, 68, 73, 74, 81, 82, 85, 89, 97, 103, 115, 117, 121, 122, 126, 127, 137, 139, 145, 146, 147, 148, 149, 150, 151, 152, 154, 157

Serpentes 158, 159, 160, 162, 163, 164, 165, 167, 168, 170, 171



PARASITOS DE ANIMAIS DA AMAZÔNIA OCIDENTAL DO BRASIL

Mayra Araguaia Pereira Figueiredo
Wilson Gómez Manrique
(Orgs.)

RFB Editora
Home Page: www.rfbeditora.com
Email: adm@rfbeditora.com
WhatsApp: 91 98885-7730
CNPJ: 39.242.488/0001-07
R. dos Mundurucus, 3100, 66040-033, Belém-PA

