

Saúde e conservação dos animais silvestres na natureza

Health and the conservation of wildlife in nature

Gabriel Carvalho de Macedo^I  | Heitor Miraglia Herrera^I  | Ana Maria Jansen^{II}  | Carina Elisei de Oliveira^I  |

Fabiana Lopes Rocha^{III}  | Grasiela Edith de Oliveira Porfírio^I 

^IUniversidade Católica Dom Bosco. Campo Grande, Mato Grosso do Sul, Brasil

^{II}Instituto Oswaldo Cruz/Fundação Oswaldo Cruz. Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brasil

^{III}IUCN SSC Centro de Sobrevivência de Espécies Brasil. João Pessoa, Paraíba, Brasil

Resumo: As populações silvestres são constantemente ameaçadas devido ao aumento global da população humana e à consequente perda dos habitats originais, bem como à poluição, ao aumento do trânsito de pessoas e animais e à introdução de espécies exóticas. Estudos hematológicos, bioquímicos, toxicológicos e parasitológicos vêm sendo utilizados para o entendimento do estado de saúde de muitas espécies silvestres. Especialmente em relação à avaliação de parâmetros fisiológicos, existe dificuldade na interpretação dos valores observados, visto que fatores condizentes ao indivíduo e ao ambiente, bem como ao aprisionamento dos animais e à utilização de drogas para sedação, influenciam na hematimetria e nas dosagens bioquímicas. Neste contexto, dados sobre parasitismo e saúde dos mamíferos silvestres do Pantanal foram compilados por meio de bibliometria e discutidos em termos de resiliência e sustentabilidade de suas populações. A conclusão deste artigo é de que a comunidade científica deveria trabalhar em conjunto com a sociedade organizada, a fim de incentivar a criação e a aplicação de políticas públicas de conservação, no sentido de manter a biodiversidade e a continuidade dos seus processos ecológicos.

Palavras-chave: Saúde única. Saúde silvestre. Parasitismo. Conservação.

Abstract: Wild populations are constantly threatened due to the global expansion of human population and consequent loss of original habitats, pollution, increased movement of people and animals, and the introduction of exotic species. In this sense, hematological, biochemical, toxicological, and parasitological studies have been used to understand the health status of many wild species. There is a difficulty in interpreting the observed values, especially concerning the assessment of physiological parameters, since factors related to the individual and the environment, as well as animal caging and the use of drugs for sedation, influence the hematological values and biochemical dosages. In this context, data on parasitism and the health of wild mammals from the Pantanal were compiled through bibliometrics and discussed in terms of the resilience and sustainability of their populations. We conclude that the scientific community should work together with an organized society to encourage the creation and application of public conservation policies to maintain biodiversity and the continuity of ecological processes.

Keywords: One health. Wildlife health. Parasitism. Conservation.

Macedo, G. C., Herrera, H. M., Jansen, A. M., Oliveira, C. E., Rocha, F. L., & Porfírio, G. E. O. (2021). Saúde e conservação dos animais silvestres na natureza. *Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi. Ciências Naturais*, 16(3), 459-526. <http://doi.org/10.46357/bcnaturais.v16i3.806>

Autor para correspondência: Heitor Miraglia Herrera. Universidade Católica Dom Bosco. Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais e Sustentabilidade Agropecuária. Avenida Tamandaré, 6000. Campo Grande, MS, Brasil. CEP 79117-900 (herrera@ucdb.br).

Recebido em dez. 2020

Aprovado em out. 2021

Responsabilidade editorial: Carolina Carvalho Cheida



INTRODUÇÃO

Saúde é um conceito abstrato, difícil de definir, por englobar dimensões biológicas, socioculturais, econômicas, ambientais e políticas em processos dinâmicos, complexos e multidisciplinares. A visão de saúde animal possui um forte viés antropocêntrico, influenciado pela relação entre o ser humano (sociedade) e seus animais de companhia e produção. Deste modo, em níveis individual e coletivo, os significados de bem-estar, doença e produtividade são atribuídos arbitrariamente. A saúde dos animais na natureza deve ser observada e discutida como um sistema composto de elementos e relações que possibilitem a perpetuação dos animais, das populações, das comunidades e dos ecossistemas. A percepção de que a saúde dos seres vivos é dependente de uma imensa e complexa rede de interações entre tudo o que é vivo e existente no universo resultou em uma perspectiva para além da visão compartimentalizada, colocada no contexto das intensas mudanças e transformações ambientais do terceiro milênio (Nassar-Montoya & Pereira-Bengoia, 2013). Nesse contexto, a abordagem *'One World/One Health'* vem integrar a saúde humana, animal e ecossistêmica, objetivando melhorar a qualidade de vida. Contudo, a avaliação da saúde ecossistêmica é complexa, porque os ecossistemas são dinâmicos, não lineares e estocásticos (Rapport et al., 1998; Nielsen, 2001; Rapport, 2007). Esse entendimento requer a revisão dos modelos tradicionais compartimentalizados e a criação de novas disciplinas e metodologias que facilitem o diálogo entre as diferentes áreas do conhecimento e correntes de pensamentos (VanLeeuwen et al., 1998; Buttke et al., 2015).

A saúde e a conservação das populações silvestres vêm sendo ameaçadas devido ao aumento global da população humana e à consequente perda dos habitats originais, bem como à poluição, ao aumento do trânsito de pessoas e animais e à introdução de espécies exóticas. Todos esses fatores em conjunto resultam em doenças emergentes de origem parasitária, genética, metabólica e psicossocial (Fisher et al., 2012; Smith et al., 2014; Purse et al., 2005).

É importante enfatizar que aproximadamente 70% das parasitoses emergentes em humanos têm origem na vida selvagem e que muitos parasitas de animais domésticos têm se espalhado pela fauna silvestre, causando diminuição das populações naturais (Daszak et al., 2000; K. Jones et al., 2008; Messenger et al., 2014). O grande desafio em relação ao controle e à prevenção das doenças parasitárias emergentes nas populações humanas e animais está relacionado ao estudo da ecologia dos parasitas, por infectarem múltiplos hospedeiros e vetores em intrincadas redes de associações (Lloyd-Smith et al., 2009; Johnson et al., 2015).

AValiação E MONITORAMENTO DA SAÚDE

A avaliação da saúde individual é vinculada a conceitos médicos, realizada através de exames clínicos e laboratoriais, já o monitoramento dos índices reprodutivos constitui ao longo do tempo poderosa ferramenta na avaliação da saúde de populações silvestres.

Os exames utilizados na rotina médica para avaliação individual, tanto para humanos quanto para animais silvestres e domésticos, incluem uma avaliação semiológica de parâmetros, como aferição do peso, temperatura corpórea, frequência respiratória e cardíaca e tempo de preenchimento capilar (Figuras 1A-1C). As avaliações clínicas devem ser interpretadas com cuidado porque os animais doentes podem desenvolver uma sintomatologia inespecífica e, em casos de infecções sub-clínicas, a sintomatologia é inaparente (Nantulya, 1990; Damayanti et al., 1994). Individualmente, as condições orgânicas são avaliadas através da hematologia, incluindo a contagem total de monócitos e neutrófilos, utilizados como indicadores de resposta a infecções e inflamações; contagem de linfócitos, como indicadores da resposta imunológica; contagem de hemácia, hemoglobina, hematócrito e índices hematimétricos, para a avaliação do estado de anemia; e contagem de plaquetas, que pode indicar distúrbios na coagulação. Entretanto, deve-se considerar que os resultados hematológicos podem variar entre os sexos e indivíduos de diferentes idades (Tabela 1).





Figura 1. Monitoramento de parâmetros fisiológicos durante contenção química de mamíferos silvestres: A) Aferição da frequência respiratória e da temperatura de quati (*Nasua nasua*); B) Auscultação cardíaca e monitoramento do tempo de preenchimento capilar em jaguatirica (*Leopardus pardalis*); C) Auscultação cardíaca em lobinho (*Cercdocyon thous*). Fotos: Carolina Martins Garcia e Fabiana Lopes Rocha (2016).

Figure 1. Monitoring of physiological parameters during chemical restraint of wild mammals: A) Measurement of respiratory rate and temperature of coati (*Nasua nasua*); B) Cardiac auscultation and monitoring of capillary refill time in ocelot (*Leopardus pardalis*); C) Cardiac auscultation in crab-eating fox (*Cercdocyon thous*). Photos: Carolina Martins Garcia and Fabiana Lopes Rocha (2016).

A bioquímica sérica também pode ser utilizada como valiosa ferramenta para auxiliar no diagnóstico de doenças metabólicas, a definir o estado funcional de alguns órgãos e o perfil nutricional. Rotineiramente, os exames bioquímicos avaliam a função renal (ureia, creatinina), hepática (aspartato aminotransferase, alanina aminotransferase), cardíaca

(creatina fosfoquinase), assim como condições orgânicas e metabólicas (glicose, proteínas totais, albumina, amilase, cálcio, fósforo, magnésio e cloretos). Outros parâmetros utilizados para a avaliação e o monitoramento da saúde individual incluem a determinação dos níveis de vitaminas, resíduos de contaminantes químicos e evidências da infecção

Tabela 1. Média e desvio padrão de valores hematológicos de veados-campeiros (*Ozotoceros bezoarticus*) (n=80) capturados em 2005 na sub-região da Nhecolândia. Os valores de hemácias estão expressos em "x10⁶" e os valores de leucócitos, linfócitos e neutrófilos, expressos em "x10³". Legendas: * = diferença significativa a 95%; Ht = Hematócrito; VGM = Volume Globular Médio. Autor: Heitor Miraglia Herrera.

Table 1. Mean and standard deviation of hematological parameters of pampas deer (*Ozotoceros bezoarticus*) (n = 80) captured in 2005 in Nhecolândia subregion. The values of erythrocytes are expressed in "x10⁶", and the values of leukocytes, lymphocytes and neutrophils are expressed in "x10³". Captions: * = significant difference at 95%; Ht = Hematocrit; VGM = Mean Corpuscular Volume. Author: Heitor Miraglia Herrera.

Variáveis	Unidade	Sexo		Faixa etária	
		Macho (n = 44)	Fêmea (n = 36)	Adulto (n = 62)	Jovem (n = 18)
Ht	%	39 ± 4,8*	41 ± 2,9*	39 ± 4*	42 ± 3,1*
Hemácias	mm ³	13,2 ± 2,5	13,5 ± 2,4	13,4 ± 2,8	13,4 ± 1,7
VGM	fL	31 ± 6	31,9 ± 5,5	31,2 ± 5,7	32,2 ± 5,1
Leucócitos	mm ³	5,4 ± 2,2	5,7 ± 2,3	5,5 ± 2,6	5,7 ± 2,2
Linfócitos	mm ³	2,0 ± 1,3	2,1 ± 1,0	2,2 ± 1,4	1,8 ± 904
Neutrófilos	mm ³	2,6 ± 1,7	2,6 ± 1,7	2,5 ± 1,9	3,1 ± 2,1
Eosinófilos	mm ³	525 ± 412	651 ± 645	614 ± 613	474 ± 433
Monócitos	mm ³	374 ± 302*	260 ± 216*	337 ± 270	319 ± 197
Basófilos	mm ³	8 ± 25	28 ± 77	6 ± 21	21 ± 37

por parasitas (Deem et al., 2001; Woodford, 2009). Exames complementares que utilizam o diagnóstico por imagens também são úteis, no sentido de identificar fraturas e neoplasias, bem como realizar o diagnóstico de gestação.

O conjunto de dados hematológicos, bioquímicos, toxicológicos e parasitológicos vem sendo utilizado para o entendimento do estado de saúde de muitas espécies de animais silvestres que habitam os ambientes naturais (Ruykys et al., 2012; Clarke et al., 2013; Pacioni et al., 2013). Além disso, a saúde dos animais de vida livre pode ser monitorada em uma mesma população como ferramenta auxiliar em análises de viabilidade populacional (AVP) (Karesh & Cook, 1995). Essa metodologia é fundamental para determinação de estratégias de manejo apropriadas para espécies e populações específicas (Gilpin & Soulé, 1986). Entretanto, existe dificuldade na interpretação dos valores observados, visto que fatores relacionados ao indivíduo (idade, condição corpórea, carga parasitária, sexo e condição reprodutiva) e ao ambiente (época do ano e qualidade do habitat) podem influenciar de forma

determinante a hematimetria e as dosagens bioquímicas, não apenas nos animais silvestres, mas também nos animais domésticos e em humanos (Quintó et al., 2006; Bernardini et al., 2012; J. Freitas et al., 2012; Inoue et al., 2012; Zulfqar et al., 2012; Pineda-Tenor et al., 2013; Ambayya et al., 2014).

Ainda, deve-se considerar que os parâmetros sanguíneos podem ser modificados significativamente por fatores inerentes às técnicas de captura e contenção. De fato, o aprisionamento dos animais nas armadilhas, a manipulação e a utilização de drogas para sedação ocasionam disfunção na homeostasia (Barasona et al., 2013; Miller et al., 2013; Dechen Quinn et al., 2014; Casas-Díaz et al., 2012, 2015). Além disso, as respostas fisiológicas ao estresse podem variar de acordo com a espécie, a estrutura social, a idade e a familiaridade com o agente estressor (Penaar, 1973; D. Jones, 1983; Cook et al., 1996).

A síndrome do estresse, seja ela causada por um fator somático (sons, odores, mudança de espaço físico), psicológico (apreensão, medo, ansiedade) ou comportamental (disputa territorial e hierárquica), é responsável por desencadear

diversas reações fisiológicas, mascarando os resultados dos exames clínicos. Fisiologicamente, o estresse provocado pela captura envolve a estimulação do sistema nervoso autônomo simpático, o qual atua sobre a medula adrenal e determina a liberação de grande quantidade de catecolaminas no sangue (Cunningham, 1993). Clinicamente, a interação destas com seus receptores específicos em órgãos-alvo induz o estado de alerta e uma série de alterações no organismo do indivíduo, como aumento da frequência e da força de contração cardíaca, contração esplênica, diminuição da circulação sanguínea nas regiões periféricas, aumento da frequência respiratória, liberação de glicose pelo fígado, dilatação pupilar e aumento de linfócitos circulantes (Livingston, 1987; Giralt, 2002; Paludo et al., 2002).

Uma segunda via metabólica acionada durante o estresse envolve a estimulação hipotalâmica e a consequente síntese e liberação do hormônio liberador de corticotropina, que atua sobre a adeno-hipófise, induzindo a liberação do hormônio adrenocorticotrópico (ACTH) (Cunningham, 1993; Guyton & Hall, 1997). O ACTH possui forte ação sobre o córtex adrenal, promovendo a formação e a liberação de glicocorticoides (cortisol e corticosterona) no sangue. Fisiologicamente, ocorre uma rápida mobilização de aminoácidos e de ácidos graxos das reservas celulares, tornando-os imediatamente disponíveis para a síntese de glicose, necessária para fornecer energia aos diferentes tecidos do corpo (Guyton & Hall, 1997). Os glicocorticoides são responsáveis também por modular a resposta imune, induzindo neutrofilia, lise e marginalização de linfócitos T, monócitos e eosinófilos, bem como a diminuição de células linfoides. Esta via de resposta é mais tardia, sendo relacionada à estimulação crônica de tal forma que um indivíduo submetido a uma situação de estresse persistente tem grandes possibilidades de se tornar susceptível a enfermidades (Fowler, 1986; Breazile, 1987; Spraker, 1993).

Pelo exposto, a captura e a contenção contribuem enormemente para a alteração na homeostasia, de tal forma que a mensuração de valores hematológicos e bioquímicos se torna um método relativo (Sánchez-Sarmiento et al., 2015).

Não se deve generalizar as quantificações celulares e hormonais em animais silvestres de vida livre, uma vez que é impossível a obtenção de amostras de sangue de mamíferos que habitam a natureza sem a contenção física e/ou química e visto que os resultados das análises variam de acordo com as diferentes situações em campo.

Especialmente nos herbívoros silvestres, situações de estresse causam uma síndrome aguda e fatal, conhecida como miopatia de captura, caracterizada pela apresentação de sinais clínicos como ataxia, paresia, mioglobinúria, lesões musculares, choque e óbito. Essa disfunção ocorre devido a um esforço intenso e ao esgotamento das reservas energéticas, resultando em um metabolismo anaeróbico com formação de ácido lático, que se acumula na musculatura. Esse fenômeno, conhecido na medicina como acidose metabólica, resulta em necrose secundária de grupos musculares, úlceras no abomaso e lesões renais (Pienaar, 1973; Pachaly et al., 1993; Spraker, 1993; Palmer et al., 2001).

Outro fator que pode alterar os resultados das análises hematológicas e bioquímicas diz respeito às dificuldades logísticas encontradas no campo para a adequada coleta e o perfeito acondicionamento do material biológico a ser encaminhado ao laboratório. Em relação às análises hematológicas, por exemplo, o material deve ser coletado sob rigorosa assepsia, mantendo os padrões estabelecidos para biossegurança (Figuras 2A e 2B). Como as células sanguíneas possuem um tempo de vida útil, as amostras devem ser mantidas em refrigeração e as análises devem ser realizadas preferencialmente em até 12 horas pós-coleta.

Situações de estresse podem ser minimizadas, se forem realizadas algumas boas práticas durante a captura e o manejo em campo. Deve-se realizar o treinamento de pessoal e a distribuição de atividades. Os médicos veterinários devem levar em consideração as diferenças anatômicas de cada espécie para que o procedimento de coleta de sangue seja rápido e preciso (Figuras 3A-3E). Além disso, a escolha de equipamentos, a temperatura do ambiente e estímulos desnecessários são fatores que devem ser observados. Evitar capturas que incluam perseguição,



Figura 2. Assepsia para coleta de sangue em: A) Cutias (*Dasyprocta azarae*); B) Quati (*Nasua nasua*). Fotos: Carolina Martins Garcia (2016).

Figure 2. Asepsis for blood collection in: A) Agouti (*Dasyprocta azarae*); B) Coati (*Nasua nasua*). Photos: Carolina Martins Garcia (2016).

efetuar os procedimentos de forma precisa e monitorar o animal após a captura são ações que também contribuem para diminuir o estresse.

O PARASITISMO

Por definição, 'parasita' é todo organismo que encontra seu nicho ecológico em outra forma de vida (hospedeiro) (Levine, 1968), incluindo vírus e vários organismos procariontes e eucariontes, como bactérias, protozoários, rickettsias, helmintos e artrópodes. Sob viés ecológico, o parasitismo é um tipo de simbiose com fluxo unilateral de recursos energéticos. Essa relação, que provoca em um fenômeno conhecido como 'parasitismo', deve ser estudada e compreendida como resultante da interação interespecífica com diferentes gradientes de interdependência metabólica ao longo do tempo (A. Araújo et al., 2003; Lenzi & Vannier-Santos, 2005). Apesar de usualmente ser considerado uma interação negativa, o parasitismo constitui um importante promotor de diversidade biológica, interferindo em processos tão diversos quando a competição, a migração e a especiação, além de influenciar na fecundidade e nas taxas de sobrevivência de seus hospedeiros (Combes, 1996; Hudson et al., 2006; Odum & Barrett, 2011).

Pelo exposto, pode-se concluir que o parasitismo não deve ser abordado apenas como uma condição maléfica, algo que sobrevive à custa da saúde do hospedeiro. Deve, sim,

ser entendido como um fenômeno ecológico inerente à vida e, como tal, precisa ser discutido sob um ponto de vista evolutivo (Poulin & Morand, 2000). Nesse sentido, pode-se compreender que, na natureza, são encontrados sistemas hospedeiro-parasitas extremamente dinâmicos, com muitos pontos de estabilidade e instabilidade durante o processo evolutivo. Como citado por Santos et al. (2019b, p. 7),

... as relações simbióticas são dinâmicas no tempo e no espaço (Poulin, 2007; A. Araújo et al., 2003) e, dependendo de fatores inerentes ao parasita (quantidade de inóculo, diferentes cepas com diferentes graus de virulência e/ou patogenicidade e coinfeções), ao hospedeiro (idade, sexo, estado nutricional/imunológico, condição reprodutiva e raça), e ao ambiente (escassez de alimentos, condições climáticas severas, fragmentação/diminuição do habitat original e aquecimento global), o parasitismo pode debilitar as condições orgânicas e alterar a homeostase de indivíduos (Poulin & Combes, 1999).

Como os parasitas representam aproximadamente 40% de toda biodiversidade do planeta (A. Dobson et al., 2008) e, para sua existência, dependem de hospedeiros, é comum haver animais expostos a infecções por vários parasitas simultaneamente (coinfeções) (Viney & Graham, 2013). Essas inter-relações podem ocorrer por diferentes cepas de uma mesma espécie de parasita, diferentes espécies de um mesmo gênero ou, ainda, por parasitas de grupos taxonômicos distintos (Cox, 2001; McKay, 2006; Johnson et al., 2015). Dependendo da dinâmica



Figura 3. Coleta de sangue em diferentes espécies de mamíferos: A) Coleta de sangue na veia cefálica de jaguatirica (*Leopardus pardalis*); B) Coleta de sangue no plexo femoral de quati (*Nasua nasua*); C) Coleta de sangue na veia caudal de tatu-peba (*Euphractus sexcinctus*); D) Coleta de sangue por capilaridade em vaso sanguíneo superficial da cauda de cuiça (*Gracilinanus agilis*); E) Coleta de sangue na veia cefálica de veado-campeiro (*Ozotoceros bezoarticus*). Fotos: Carolina Martins Garcia e Heitor Herrera (2016).

Figure 3. Blood collection in different mammal species: A) Blood collection from cephalic vein of ocelot (*Leopardus pardalis*); B) Blood collection from femoral plexus of coati (*Nasua nasua*); C) Blood collection from tail vein of six-banded armadillo (*Euphractus sexcinctus*); D) Blood collection through capillary method from superficial tail blood vessel of agile gracile opossum (*Gracilinanus agilis*); E) Blood collection from cephalic vein of pampas deer (*Ozotoceros bezoarticus*). Photos: Carolina Martins Garcia and Heitor Miraglia Herrera (2016).

das associações, um ou outro parasita pode ser favorecido ou pode ocorrer um sinergismo, favorecendo ambas as espécies de parasitas. É importante considerar que algumas dessas espécies têm notável competência para suprimir e/ou desviar a resposta imune de seus hospedeiros, com mecanismos tão diversos quanto os nichos que ocupam (Pfaff & Candolfi, 2003). Estudos sobre as interações entre parasitas que co-ocorrem vêm mostrando alterações na patogenidade, transmissão e virulência dos agentes envolvidos (Telfer et al., 2010; Gibson et al., 2011; Alizon et al., 2013). Em algumas situações, as coinfeções podem beneficiar a saúde dos hospedeiros: infecções naturais por helmintos, por exemplo, favorecem a imunidade contra *Plasmodium* sp., resultando em melhora clínica da malária (Druilhe et al., 2005). Além disso, o parasitismo como promotor da melhora da condição física foi reportado em ovinos naturalmente parasitados por helmintos nematódeos (Nussey et al., 2014).

Mamíferos apresentam uma variedade de estratégias para controlar parasitas, incluindo comportamentos direcionados a evitar sua exposição à infecção (alimentação e utilização de habitats) e a respostas fisiológicas, como imunidade e inflamação. A infecção parasitária frequentemente acarreta ao hospedeiro o desvio de recursos energéticos de atividades como reprodução, crescimento ou evasão de predadores, no sentido de favorecer uma resposta imune eficiente. Quando um indivíduo parasitado tem boa condição corpórea, ele mantém eficazes respostas imunológicas, se reproduz e alimenta adequadamente sua prole. Ao contrário, em situações desfavoráveis, como a subnutrição, os recursos energéticos são sempre direcionados à manutenção da homeostase. O processo de realocamento de recursos energéticos para garantir a sobrevivência é referido em ecologia como 'trade-offs' (Graham et al., 2010; Schleich et al., 2015). Como a frequência e a distribuição de diferentes genótipos dentro de uma população de animais que habitam o ecótopo silvestre são determinadas por processos seletivos ao longo do tempo, os genótipos

dos indivíduos mais adaptados acabam por se tornar abundantes em sucessivas gerações, enquanto os genótipos de indivíduos de menor competência adaptativa vão se tornando menos comuns.

Historicamente, o interesse em conhecer os parasitas na fauna silvestre de vida livre esteve restrito à identificação taxonômica e conhecer quais espécies de hospedeiros silvestres estariam atuando como fonte de infecção para os seres humanos e animais de produção (Daszak et al., 2000; K. Jones et al., 2008). Desse modo, o conhecimento restringiu-se a estudos pontuais de prevalências e longas listas de agentes infecciosos, como helmintos, artrópodes, bactérias, fungos e vírus (Apêndice 1). Essas coleções de dados, sem dúvida, formam uma importante base de informações com relação à identificação dos agentes que estariam ocorrendo no ecótopo natural, entretanto, os efeitos desses parasitas nas populações naturais são complexos e ainda carecem de entendimento.

MANUTENÇÃO E DISPERSÃO DOS PARASITAS NO AMBIENTE SILVESTRE

Parasitas selecionaram diferentes estratégias de dispersão. Algumas espécies são transmitidas através do contato direto durante encontros agonísticos, predação ou cópula, outras são excretadas por descargas nasais/orais ou dejetos fecais, contaminando o ambiente. Ainda, várias espécies de parasitas dependem de artrópodes hematófagos (carrapatos, mosquitos, moscas, percevejos) como vetores. Quando o parasita se multiplica no hospedeiro invertebrado, diz-se que a transmissão é cíclica, como é o caso das babesias em carrapatos ixodídeos e das leishmanias nos dípteros flebotomíneos (Apêndice 2). Algumas espécies de parasitas não possuem a capacidade de se multiplicar no artrópode vetor, caracterizando, então, a transmissão vetorial como mecânica. É o caso de *Trypanosoma evansi* e *T. vivax*, transmitidos na América Latina por moscas hematófagas dos gêneros *Tabanus* e *Stomoxys*. Como mencionado anteriormente, o sucesso da transmissão vetorial está diretamente associado à parasitemia. Portanto, quanto maior

a quantidade de parasitas circulantes no sangue, maior a possibilidade de o vetor se infectar.

Parasitas artrópodes hematófagos, como carrapatos e mosquitos, além de se alimentarem do sangue de seus hospedeiros, são muito competentes na veiculação de várias espécies de rickettsias, protozoários e vírus. Essa competência está relacionada a uma eficiente estratégia de dispersão horizontal (hematofagia) e vertical (transovariana), contaminando o ambiente com centenas e milhares de ovos parasitados, eliminados em apenas uma postura.

As taxas demográficas de artrópodes vetores e helmintos são, via de regra, sensíveis às variações de temperatura e umidade. Assim, baixas temperaturas, associadas à baixa umidade, induzem à mortalidade ou à quiescência de ovos e larvas, bem como induzem a baixas taxas de reprodução e atividade de carrapatos, dípteros e helmintos. Analogamente, chuvas e alta umidade oferecem excelentes condições para a reprodução e sobrevivência de artrópodes, assim como favorecem o desenvolvimento de formas imaturas (ovos e larvas) de helmintos.

Os parasitas circulam no ambiente natural em sistemas dinâmicos de transmissão, podendo ser periodicamente extintos de uma determinada população, ressurgindo nessa população algum tempo depois (Mills & Childs, 1998). Parasitas restritos a uma espécie ou a um grupo muito próximo de espécies de hospedeiros podem ter sua especificidade parasitária modificada de acordo com determinantes que venham a alterar as relações parasito-hospedeiro-ambiente, fenômeno conhecido como *host-switching* (Agosta et al., 2010). De fato, a adaptação de um determinado parasita a novas espécies hospedeiras pode ser comum em associações simbióticas (S. Araújo et al., 2015). A ocorrência de determinado parasita em populações de hospedeiros não usuais frequentemente resulta em elevadas taxas de mortalidade, devido à pouca frequência de genes que possam favorecer uma eficiente resposta imunitária (Nussey et al., 2014).

Diferentes espécies de hospedeiros responsáveis por manter determinado parasita na natureza, em uma escala

espaço-temporal única, compõem um sistema reservatório (Ashford, 1997; Haydon et al., 2002). O papel e a importância de cada espécie de mamífero em um sistema reservatório, na dispersão e manutenção de determinado parasita, podem ser extremamente inconstantes (Jansen & Roque, 2010). Ainda, diferentes indivíduos podem possuir competências distintas na manutenção e transmissão, dependendo de vários fatores relacionados ao curso da infecção. Desse modo, podemos considerar como mantenedores aqueles hospedeiros que estão infectados e amplificadores aqueles indivíduos que, além de manterem a infecção, favorecem a transmissão, por apresentarem elevadas parasitemias por um período de tempo. Por exemplo, a manutenção de *T. evansi*, protozoário multi-hospedeiro que habita o sangue e fluídos tissulares, transmitido mecanicamente por moscas hematófagas, no Pantanal sul-mato-grossense, inclui várias espécies de mamíferos silvestres e domésticos (Herrera et al., 2004, 2008a, 2010a). Entretanto, a capivara e o quati contribuem de forma significativa para a transmissão vetorial, por apresentarem elevadas parasitemias, respectivamente, observadas em 21% e 26% dos seus indivíduos (Herrera et al., 2004, 2011). Eventualmente, surtos epizooticos, expressos por elevadas prevalências e parasitemias também em outras espécies, incluem animais domésticos extremamente sensíveis ao parasitismo por *T. evansi*, como os equinos e cães, resultando em elevadas taxas de mortalidade (Herrera & Jansen, comunicação pessoal, 2004).

Hospedeiros mantenedores e amplificadores podem ter suas competências epidemiológicas alteradas de acordo com o estado de saúde individual, infecções concomitantes e/ou estresse, provocados por condições ambientais desfavoráveis (Jansen & Roque, 2010; Botero et al., 2013). Por essas razões, a ocorrência de determinada infecção parasitária em uma espécie particular de hospedeiro silvestre, bem como a participação de diferentes indivíduos na transmissão podem variar enormemente entre diferentes localidades e, mesmo em uma região específica, entre diferentes datas de coletas.

É importante compreendermos que a distribuição de hospedeiros e vetores com competência em transmitir determinado parasita não é homogênea nas populações naturais, estando associada somente a uma minoria dos indivíduos infectados (Woolhouse et al., 1997; Morrill & Forbes, 2016). De fato, a distribuição dos parasitas no ecótopo silvestre é agregada, isto é, a maioria dos parasitas infecta uma pequena proporção de hospedeiros. Este fenômeno é tão comum que a agregação de parasitas é considerada uma lei da ecologia parasitária (Poulin, 2007).

A distribuição agregada pode ser exemplificada na região do Pantanal sul-mato-grossense pelas infecções por helmintos gastrintestinais, evidenciada pela presença de ovos nas fezes em veados-campeiros. Foi observado que, embora a presença de ovos de helmintos nas fezes dos veados-campeiros tenha ocorrido em 36% (229/632) das amostras, apenas 6% (n = 14) apresentaram contagens superiores a dez ovos/grama de fezes (Santos et al., 2014).

Assim, a representatividade amostral pode interferir de modo decisivo na interpretação dos resultados (Figura 4).

A distribuição agregada foi verificada também em quatis parasitados por *Trypanosoma cruzi* na região sul-mato-grossense (Herrera et al., 2008b, 2011). Embora a maior parte da população tenha sido exposta à infecção, como comprovado por testes sorológicos, apenas uma fração apresentou competência infectiva, evidenciada por elevadas parasitemias, que possibilitam a transmissão vetorial. Ainda, Alves et al. (2011) observaram que quatis parasitados por *T. cruzi* apresentam variação no padrão da infecção entre os sexos e em diferentes épocas do ano: fêmeas apresentam elevadas parasitemias e, portanto, são mais importantes como fontes de infecção para os triatomíneos vetores do que os machos, especialmente na estação seca. O monitoramento da infecção por *T. cruzi* em quatis no Pantanal sul-mato-grossense tem demonstrado que estudos pontuais não

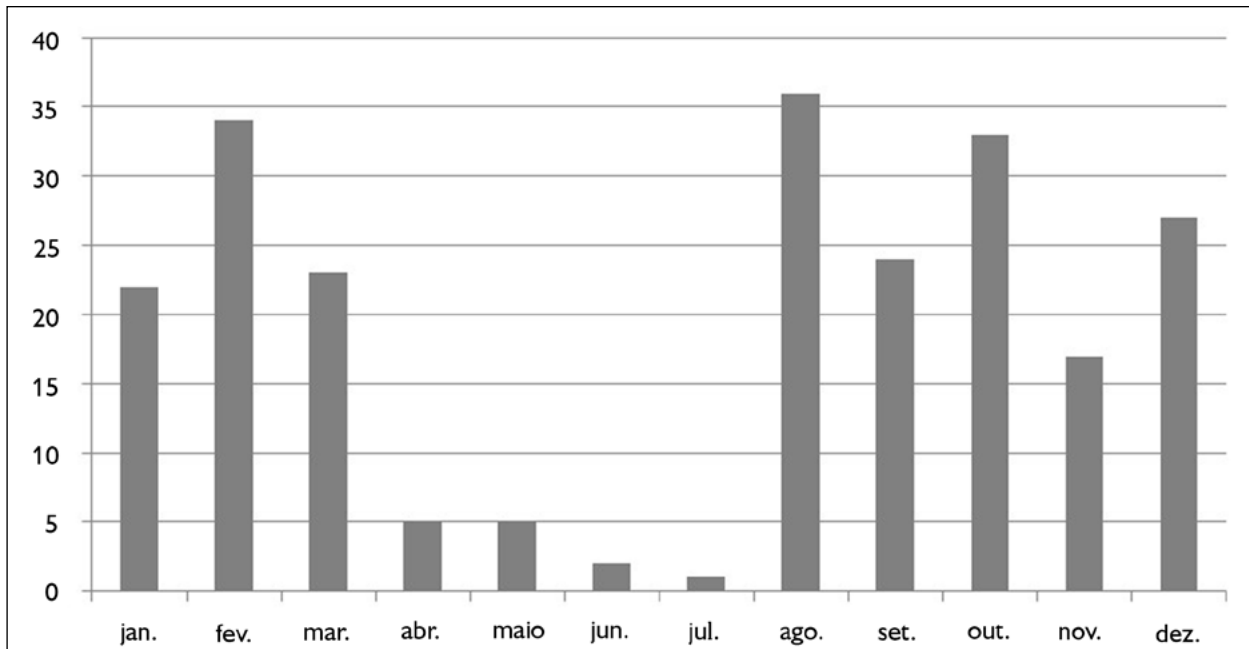


Figura 4. Percentual de ocorrência de amostras positivas para ovos de helmintos gastrintestinais em fezes de veados-campeiros (*Ozotoceros bezoarticus*). As coletas foram realizadas no Pantanal da Nhecolândia, no período de fevereiro de 2007 a janeiro de 2010 (n = 229). Fonte: Santos et al. (2014).

Figure 4. Occurrence rate of fecal samples of pampas deer (*Ozotoceros bezoarticus*) containing gastrointestinal helminth eggs. The collections were carried out in Nhecolândia subregion, Pantanal, from February 2007 to January 2010 (n = 229). Source: Santos et al. (2014).

permitem uma avaliação segura da enzootia, visto que o padrão da infecção varia em escala temporal (Herrera et al., 2008b; Alves et al., 2011; Rocha et al., 2013) (Tabela 2).

Diferentes paisagens em um mesmo bioma também influenciam na distribuição de hospedeiros e parasitas, bem como no padrão da infecção. Esse fato foi comprovado

durante o estudo da infecção por *T. cruzi* e *T. evansi* em pequenos mamíferos no Pantanal sul-mato-grossense. Comparando os resultados coletados entre sub-regiões com fitofisionomias diferentes, Rio Negro (RN) e Nhecolândia (NH), observou-se que a distribuição de diferentes espécies de hospedeiros foi desigual (Tabela 3) (Herrera et al., 2007).

Tabela 2. Infecção por *Trypanosoma cruzi* em quatis (*Nasua nasua*) no Pantanal sul-mato-grossense. A exposição ao parasita é expressa pela detecção de anticorpos, através de testes sorológicos. A parasitemia é expressa pelo hemocultivo. Os resultados estão apresentados pelo número de indivíduos positivos dividido pelo total amostrado. Fonte: Herrera et al. (2008b), Alves et al. (2011) e Rocha et al. (2013).

Table 2. Infection by *Trypanosoma cruzi* in coatis (*Nasua nasua*) in Pantanal from Mato Grosso do Sul. The exposure to the parasite is expressed by antibody detection through serological tests. The parasitemia is expressed by hemoculture. The results are presented by the number of positive individuals divided by the total sampled. Source: Herrera et al. (2008b), Alves et al. (2011) and Rocha et al. (2013)

Período	Total	Soropositividade	Hemocultivo	Referências
2000-2001	123	75/123 (61%)	15/123 (12%)	Herrera et al. (2008b)
2005-2007	35	26/35 (74%)	18/35 (51%)	Herrera et al. (2008b)
2007-2009	140	75/140 (54%)	53/140 (38%)	Alves et al. (2011)
2009-2011	66	21/44 (48%)	19/66 (29%)	Rocha et al. (2013)

Tabela 3. Espécies de pequenos mamíferos no Pantanal sul-mato-grossense distribuídos em sub-regiões com diferentes fitofisionomias. Os dados estão expressos pelo número de animais capturados/abundância relativa (%). Legendas: RN = Rio Negro; NH = Nhecolândia. Fonte: Herrera et al. (2007).

Table 3. Small mammal species in Pantanal from Mato Grosso do Sul, distributed in subregions with distinct phytophysiognomies. The data are expressed by the number of captured animals/relative abundance (%). Captions: RN = Rio Negro; NH = Nhecolândia. Source: Herrera et al. (2007).

Espécie	RN	NH	Total
<i>Oecomys mamorae</i>	88/35	33/23	121/30
<i>Thrichomys fosteri</i>	56/22	40/28	96/24
<i>Clyomys laticeps</i>	33/13	20/14	53/13
<i>Holochilus brasiliensis</i>	17/7	8/5	25/6
<i>Cerradomys scotti</i>	3/1	8/5	11/3
<i>Calomys calossus</i>	4/2	8/5	12/3
Total de roedores	201/79	117/79	318/79
<i>Gracilinanus agilis</i>	30/12	12/8	42/10
<i>Monodelphis domestica</i>	11/4	12/8	23/6
<i>Thylamys macrucus</i>	6/2	6/4	12/3
<i>Philander frenatus</i>	7/3		7/2
Total de marsupiais	54/21	30/20	84/21
Total de pequenos mamíferos	255	147	402
Noites de armadilhagem	9.520	3.920	13.440
Sucesso de armadilhagem	2,70%	3,70%	2,90%

Os roedores mostraram soroprevalência da infecção para *T. cruzi* significativamente maior em RN (22,8%) do que em NH (12,2%) (Herrera et al., 2007). Ainda, somente os roedores em RN apresentaram potencial de infectar os vetores, evidenciado pelas elevadas parasitemias para ambos *T. cruzi* e *T. evansi*. Adicionalmente, encontramos uma elevada correlação entre espécie de hospedeiro, habitat e infecção: entre todas as espécies amostradas, o roedor arbóreo *Oecomys mamorae* apresentou as maiores soroprevalências e parasitemias em áreas florestadas de cordilheiras para as duas espécies de tripanosomatídeos (Herrera et al., 2007). Os resultados deste estudo sugerem que áreas florestadas no Pantanal sul-mato-grossense mantêm ciclos ativos de transmissão para ambos *T. cruzi* e *T. evansi* independente da fitofisionomia.

Muitas espécies de parasitas encontradas em mamíferos silvestres na região do Pantanal seguramente foram trazidas juntamente com os bovinos, equinos e suínos domésticos no final do século XVIII por ocasião da ocupação da região pelas primeiras fazendas de gado. De acordo com Daszak et al. (2000), a presença de parasitas na fauna silvestre, originalmente associados aos animais domésticos, ocorre principalmente devido a um fenômeno conhecido como 'spill over', dispersão de parasitas de animais domésticos introduzidos para os animais locais. Depois de estabelecidas em novas espécies de hospedeiros silvestres locais, essas populações passam a constituir fontes de infecção para os animais de produção ('spill back') (Daszak et al., 2000; Meseko et al., 2015; Millán et al., 2015). Atualmente, na planície pantaneira, é difícil dizer quem é fonte de infecção para quem – se animais domésticos para as espécies silvestres ou vice-versa. Na realidade, essa discussão já não tem sua pertinência, visto que a abordagem moderna trata da saúde como única (*One Health*). O que importa é o entendimento de que os parasitas multi-hospedeiros são mantidos e circulam na região do Pantanal, em sistemas reservatórios, incluindo diferentes espécies, domésticas e silvestres, e que, para o perfeito entendimento das enzootias, há a necessidade de uma abordagem global.

No Pantanal, a infecção por parasitas nos animais de produção, como os helmintos gastrintestinais de ruminantes domésticos *Haemonchus contortus*, *H. similis*, *Cooperia punctata*, *Trichostrongylus axei*, *T. colubriformes*, *Paramphistomum* sp. e *Bunostomum* sp., vem sendo reportada no cervo-do-Pantanal, no veado-mateiro e no veado-catingueiro (Travassos et al., 1927; Travassos & Freitas, 1940; Nascimento et al., 2000a; Lux Hoppe et al., 2010). Ainda, veados-campeiros foram encontrados parasitados por protozoários de animais domésticos, como *Babesia bovis*, *T. evansi* e *Trypanosoma vivax* (Herrera et al., 2010a; Silveira et al., 2013). O parasitismo por *Brucella abortus*, bactéria de grande importância na saúde pública e responsável por causar abortos em bovinos, foi registrado em porco-monteiro e onça-pintada (Custódio, 2013; Onuma et al., 2015). Em relação às viroses, foi documentado que o vírus da febre aftosa circula entre porcos-monteiros e bovinos não vacinados (Paes, 2001), e o vírus da doença de Aujeszky foi registrado em porcos-monteiros (Paes et al., 2013). Deve-se ressaltar que *Brucella abortus*, o vírus da febre aftosa e o vírus da doença de Aujeszky são de notificação obrigatória e imediata ao Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA), por possuírem potencial para uma disseminação rápida, causando sérios prejuízos socioeconômicos ou de saúde pública. Da mesma forma, a exposição ao parvovírus canino foi demonstrada por Jorge (2008) em lobinho, lobo-guará, jaguatirica, onça-parda, cachorro-do-mato-vinagre e mão-pelada, podendo ser preocupante do ponto de vista da conservação.

A dispersão de parasitas para populações silvestres no Pantanal deve ser encarada com especial atenção em programas de manejo de fauna que incluam reintrodução, bem como na introdução de animais domésticos. Nos casos de reintrodução de fauna, como os animais passam por centros de reabilitação, a proximidade com animais oriundos de diferentes áreas, associada ao estresse de cativeiro, seguramente aumenta o risco de novas parasitoses e/ou a amplificação de parasitas que estejam em condições subclínicas. Igualmente preocupante é a vinda de animais

domésticos para as fazendas, como cães oriundos das cidades e bovinos trazidos de outras áreas, por possivelmente albergarem espécies de parasitas com capacidade infectiva aos mamíferos silvestres (Cançado et al., 2009; Jorge et al., 2011; Furtado et al., 2013, 2015; Paes et al., 2013; Franzo et al., 2015; Ramos et al., 2016).

ECOLOGIA DAS PARASIToses

O conjunto de características bióticas e abióticas específicas de um local em particular irá criar condições para que determinada parasitose ocorra, isto é, as parasitoses diferem no tempo e no espaço (Pavlovsky, 1964; Ferris, 1967; Galuzo, 1975). Essas diferenças estão subordinadas às características físicas e/ou biológicas, como densidade de vegetação, diversidade e quantidade de parasitas, vetores e hospedeiros, regime de chuvas, ventos, insolação, umidade, calor e frio. É claro que, naturalmente, os sistemas vão se modificando e as relações interespecíficas (como é o caso do parasitismo) encontram, ao longo do tempo, muitos pontos de equilíbrio. Em ecologia, pode-se utilizar o termo resiliência para explicar o fenômeno temporal de recuperação do equilíbrio entre as interações simbióticas. Entretanto, o crescimento exponencial da população humana, a intensa movimentação de pessoas e animais, o desenvolvimento econômico associado às monoculturas e a resistência microbiana vêm contribuindo significativamente para o desequilíbrio das relações parasito-hospedeiro, resultando na emergência de doenças (Scott, 1988; Gilbert, 1994; Smith et al., 2009).

A intervenção no ecótopo silvestre, e consequente simplificação do habitat, a diminuição da diversidade faunística local e a seleção positiva de espécies com alta competência como reservatório resultam em um fenômeno conhecido na ecologia parasitária como efeito amplificador (Keesing et al., 2006, 2010). No Brasil, surtos orais da doença de Chagas na Amazônia têm sido associados à substituição da mata original por florestas homogêneas de açaí, situação em que encontramos diminuição de número de espécies de mamíferos,

com permanência de espécies com grande plasticidade adaptativa, como é o caso do gambá-de-orelha-branca (*Didelphis albiventris*), hospedeiro amplificador de *T. cruzi* (Xavier et al., 2012; Soto et al., 2014; Jansen et al., 2015).

Ao contrário, a hipótese de efeito diluidor sugere que comunidades ecológicas diversas, por conter espécies com diferentes níveis de resistência, limitariam a transmissão de parasitas, por reduzirem a frequência de encontros entre os parasitas e seus hospedeiros susceptíveis (Ostfeld, 2009; Medina-Vogel, 2013; Civitello et al., 2015). Por minimizar o risco de surgimento de doenças, o efeito diluidor tem sido considerado como um serviço ecossistêmico (Ostfeld & LoGiudice, 2003).

A manutenção de parasitas no ambiente natural também pode ser assegurada e facilitada pela presença de espécies de mamíferos que modificam ou criam novos ambientes, promovendo verdadeiras biocenoses, por serem utilizadas concomitantemente por várias espécies de seres vivos (vertebrados e invertebrados). Mesmo quando não mais utilizados pelos seus construtores, esses abrigos podem ser utilizados por outros taxa, promovendo interações ecológicas entre espécies distintas e aparentemente não correlacionadas (Desbiez & Kluysber, 2013). Como exemplo de biocenoses criadas por espécies de mamíferos no Pantanal, pode-se citar os buracos de tatu e os ninhos de quatis. Espécies arbóricolas como o quati, o tamanduá-mirim e o pequeno roedor *Oecomys mamorae*, foram observadas em buracos de tatus no solo (Desbiez & Kluysber, 2013; Porfírio, comunicação pessoal, 2015). Por outro lado, o roedor terrestre *Thrichomys fosteri* foi encontrado em ninhos arbóreos dos quatis (Lima et al., 2015). Esse compartilhamento de habitats pode favorecer enormemente a dispersão de parasitas entre diferentes extratos florestais no ecótopo silvestre. Ambos os ninhos de quatis e buracos de tatus também são habitados por diferentes espécies de invertebrados (Santos et al., 2015; Porfírio, comunicação pessoal, 2015). Como exemplo, os triatomíneos (indivíduos e colônias) são encontrados nos ninhos de quatis (Santos et al., 2015; Lima et al., 2015), assegurando a transmissão intra e interespecífica de *T. cruzi*.

No Pantanal, as prevalências das parasitoses, bem como o padrão da infecção são fortemente modulados por ciclos plurianuais de enchentes e secas rigorosas. Esses fenômenos climáticos inerentes e muito particulares da planície pantaneira provocam: (a) aumento da densidade de animais por determinados períodos, influenciando diretamente a taxa de contato intra e interespecífica; e (b) redução na disponibilidade alimentar, com conseqüente diminuição do estado nutricional e resposta imune dos animais. Sabemos que as variações sazonais são cíclicas, entretanto a grande dificuldade reside em apontar com precisão o início, o término e a intensidade dos fenômenos climáticos, fortemente instáveis e modulados por fenômenos imprevisíveis, como o aquecimento global e eventos como El Niño/*Southern Oscillation* (Chretien et al., 2015).

Devido a marcada sazonalidade, alta diversidade biológica, diferentes tipos de habitats e grandes populações de vertebrados silvestres em contato com animais de produção, a enzootia das parasitoses adquire grande complexidade na região do Pantanal. Somado a esses fatores, as transformações ambientais locais provocadas pela substituição da vegetação nativa por gramíneas exóticas modificam os padrões das relações parasito-hospedeiro-ambiente, podendo colocar em risco a conservação da biodiversidade e a socioeconomia local, no caso de parasitas que também afetam os animais de produção e seres humanos (Apêndice 2). Ainda, o Pantanal pode atuar como um grande corredor de dispersão de parasitas, com impacto sobre a biodiversidade dos biomas adjacentes (Amazônia, Cerrado e Chaco), devido ao fluxo de mamíferos (silvestres e domésticos) entre todos esses biomas.

DIAGNÓSTICO DAS INFECÇÕES PARASITÁRIAS

Os testes diagnósticos têm um papel fundamental por detectarem os hospedeiros parasitados ou os animais que passaram por uma exposição prévia a determinado parasita. Também são utilizados para fins epidemiológicos, incluindo estimativa de prevalência e incidências de infecções, além de avaliarem os riscos de transmissão e contribuírem para

as estratégias de controle (M. Dobson, 1994; Gardner et al., 1996).

Existem diferentes tipos de testes utilizados para o diagnóstico. Para a identificação de helmintos, artrópodes (moscas, ácaros, carrapatos e pulgas) e alguns protozoários, diferentes estruturas morfológicas auxiliam na identificação taxonômica. Os exames parasitológicos, como os esfregaços sanguíneos corados, exames de sangue a fresco, hemoculturas e exames coprológicos auxiliam no diagnóstico. Os exames microbiológicos são utilizados na identificação de bactérias e fungos. A biologia molecular é utilizada como diagnóstico para protozoários, bactérias, fungos e vírus a partir do DNA extraído de diferentes amostras, como sangue, soro, pele e fezes. A histopatologia é utilizada no diagnóstico através da visualização dos parasitas em finos cortes de tecidos, fixados e corados em lâminas de microscopia. Os testes diagnósticos sorológicos são considerados testes indiretos porque se busca imunoglobulinas no soro ou plasma dos hospedeiros.

O exame *post-mortem* de animais recém-mortos e os estudos histopatológicos decorrentes do material coletado durante a necropsia são importantes para o diagnóstico. Porém, os animais de vida livre em estado terminal geralmente não ficam expostos, sendo dificilmente encontrados por profissionais capazes de realizar uma necropsia em tempo hábil. Em certos casos, mesmo encontrando os animais mortos, a autólise mascara o exame macro e microscópico.

Os testes parasitológicos diretos utilizando-se de amostras biológicas, como tecidos, fezes, aspirados de linfonodos, medula óssea, fluido cefalorraquidiano e sangue, podem e devem ser utilizados como testes diagnósticos confirmatórios, por possibilitarem a visualização direta do parasita. Entretanto, esses testes tradicionais não conseguem distinguir as fases da infecção e possuem baixa sensibilidade, sendo capazes apenas de detectar infecções com altas cargas parasitárias. Em se tratando de hematozoários, a positividade do teste de exame a fresco indica elevada competência infectiva, porém possui baixa sensibilidade e usualmente não detecta parasitemias

abaixo de $10^3/\text{mm}^3$. Além disso, alguns parasitas crescem em meio axênico a partir de sangue e líquidos corpóreos semeados em meios específicos, os quais são monitorados por algumas semanas em laboratórios apropriados. Baixas parasitemias, porém suficientes para infectar o vetor, podem ser detectadas nos cultivos *in vitro*.

Os testes sorológicos complementam o cenário enzoótico por que identificam os indivíduos infectados com parasitemia não detectável pelos testes parasitológicos diretos. São considerados exames indiretos por detectarem anticorpos direcionados a proteínas com propriedades antigênicas específicas para cada espécie ou variante de uma mesma espécie de parasita. Várias técnicas sorológicas têm sido utilizadas para a detecção do antígeno (Ag) e/ou anticorpo (Ac), as quais se baseiam no conjunto de reações que estabilizam a ligação entre moléculas e na capacidade de precipitação destes componentes. Os resultados são expressos de acordo com a quantidade de moléculas (Ag/Ac) que interagem e a forma como são observadas as interações (C. Soares, 2001). Dados sorológicos são utilizados para inferência de prevalência e incidência de determinado parasita na população, bem como para parametrizar modelos de transmissão (Gilbert et al., 2013).

São vários os tipos de testes sorológicos utilizados para o diagnóstico. Quando a reação ocorre pela interação de grandes quantidades de moléculas, não há necessidade de utilização de equipamentos especializados: reação de precipitação, aglutinação e imunodifusão. Testes que incluem reações com baixas concentrações de Ag/AC só podem ser observados com auxílio de métodos colorimétricos ou fluorimétricos, como o ensaio de imunoabsorção enzimática (ELISA) e reação de imunofluorescência indireta (RIFI), respectivamente.

Os testes sorológicos são úteis para identificar qual fração da população foi infectada ou exposta a determinado parasita. O animal soropositivo não necessariamente estará infectado porque os anticorpos podem continuar circulando alguns meses após a eliminação do agente infeccioso/parasitário. Entretanto, os resultados devem

ser interpretados com cautela porque alguns indivíduos podem estar no início da infecção, não apresentando imunoglobulinas específicas (IgG) necessárias para os testes sorológicos usuais. Nesses casos, os animais são considerados falsos soro-negativos (Figura 5). Essa janela imunológica pode ocorrer em um período compreendido de até sete a dez dias após a infecção. Ainda, situações em que alguns indivíduos podem se apresentar como falsos soro-positivos surgem por ocasião de reações cruzadas, quando se utiliza como Ag o parasita total, ao invés de proteínas específicas. Isso ocorre especialmente nas infecções por protozoários e bactérias, os quais compartilham proteínas de superfície com propriedades antigênicas comuns.

Os resultados dos testes sorológicos são expressos em uma escala contínua para o teste de ELISA (densidades ópticas) ou em uma escala ordinal (títulos de 1:4, 1:8, 1:16 etc.), no caso da RIFI. Os resultados referem-se, então, à máxima diluição, na qual o teste continuado indica uma reação positiva a partir de um valor de corte definido. O ponto de corte é realizado a partir de infecções experimentais ou examinando os títulos sorológicos de animais naturalmente infectados com exames parasitológicos positivos. Acima do ponto de corte, as reações são consideradas positivas; abaixo, são consideradas negativas. Quando se diz que um soro obteve uma titulação de 1: 5.000, significa que a amostra foi diluída 5.000 vezes até a reação se tornar negativa.

Deve-se ter cuidado ao interpretar os resultados dos testes sorológicos aplicados em animais silvestres, com o mesmo protocolo padronizado para animais domésticos. Como resultado da não validação para as espécies silvestres, os valores de sensibilidade (probabilidade de uma prova positiva identificar um animal infectado) e especificidade (probabilidade de um resultado negativo identificar corretamente um animal livre da infecção) não são conhecidos. Isso ocorre devido às diferenças entre cepas e sorovares dos agentes parasitários, bem como diferenças nas respostas imunológicas interespecíficas. Além disso, existe a limitação imposta pela falta de anticorpos

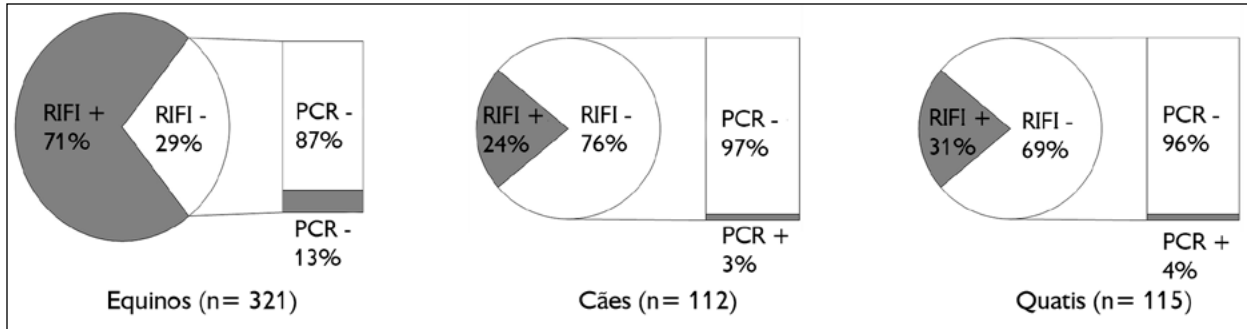


Figura 5. Resultados falsos soro-negativos da infecção por *Trypanosoma evansi* em equinos, cães e quatis (*Nasua nasua*) do Pantanal sul-mato-grossense, evidenciados por positividade ao diagnóstico molecular (PCR) em amostras sorologicamente negativas. Legenda: PCR = reação em cadeia da polimerase; RIFI = imunofluorescência indireta. Fonte: Herrera et al. (2004).

Figure 5. False sero-negative results of *Trypanosoma evansi* infection in equines, dogs and coatis (*Nasua nasua*) of Pantanal from Mato Grosso do Sul, evidenced by positive molecular diagnosis (PCR) in serologically negative samples. Captions: PCR = Polymerase Chain Reaction; RIFI = Indirect Immunofluorescence Assay. Source: Herrera et al. (2004).

conjugados a fluorocromo ou outro revelador para muitas espécies de mamíferos silvestres, que tem sido superada, em certa medida, pela utilização de proteína A ou proteína G, ligada a enzimas, como peroxidase, ou pela produção de soros hiperimunes. Esses detalhes técnicos devem ser padronizados em infecções experimentais antes de serem aplicados ou utilizados nos animais de vida livre. Detalhes acerca da utilização de testes sorológicos em animais silvestres, bem como os principais erros de interpretação dos resultados podem ser observados em Gilbert et al. (2013).

Alguns cuidados durante a coleta e o acondicionamento do soro devem ser observados no sentido de não interferir nos resultados dos testes sorológicos. O soro deve ser obtido nas primeiras horas após a coleta do sangue, na maioria das vezes ainda em situações em campo, para se evitar hemólise. A quantidade de hemoglobina em suspensão no soro interfere nas ligações Ag/Ac, podendo inviabilizar a realização do teste. A hemólise ocorre com frequência durante o transporte do sangue entre a coleta e o laboratório, devido às condições precárias de transporte e de estradas. Alguns fatores causam modificações na estrutura tridimensional das proteínas, prejudicando as ligações com os anticorpos específicos. Nesse sentido, os soros devem ser acondicionados em baixas temperaturas (-20 °C), devendo ser evitados sucessivos congelamentos

e descongelamentos, temperatura ambiente e elevadas temperaturas.

Um método diagnóstico bioquímico utilizado para imunodeteção de proteínas, *Western blotting* (WB), também conhecido como *Immunoblotting*, pode apresentar excelente especificidade. Esta técnica permite detectar, caracterizar e quantificar proteínas parasitárias antígenicamente distintas. Após o fracionamento das proteínas em eletroforese e transferência para uma membrana adsorvente, o soro-teste é incubado juntamente com um anticorpo (monoclonal ou policlonal) ligado a uma enzima. O mesmo princípio aplica-se na imunohistoquímica; nesse caso, a reação é realizada em lâminas histológicas e os antígenos parasitários são observados nos tecidos (Kurien & Scofield, 2003, 2006).

A técnica molecular da reação em cadeia da polimerase (PCR) como teste parasitológico tem sido largamente utilizada, com excelente valor de diagnóstico. Consiste na amplificação exponencial e seletiva *in vitro* de sequências específicas de DNA, através da alternância de ciclos de temperaturas altas, promovendo a desnaturação, o emparelhamento e a extensão das fitas de DNA. Por meio deste processo, é possível a obtenção de diversas cópias de uma sequência específica de nucleotídeos a partir de uma fita de DNA molde. A PCR vem a complementar

os métodos convencionais de diagnóstico, associando elevada sensibilidade e especificidade e, dependendo do parasita, podem-se utilizar como fonte de DNA diferentes tecidos e líquidos corpóreos. Entretanto, como a distribuição de parasitas nos tecidos não é homogênea, a ausência de positividade na amostra-teste poderá resultar em um falso negativo. A PCR sem dúvida demonstra a presença de determinado parasita no animal, entretanto, em se tratando de parasitas transmitidos por vetores, esse método não dá a informação sobre a competência infectiva porque, por amplificar apenas um segmento do genoma, ele não determina a viabilidade do parasita.

Sempre que possível, deve-se combinar diferentes métodos diagnósticos, pois a informação gerada por cada um deles é complementar e de grande valia para o entendimento do perfil enzoótico da área estudada. Desse modo, pode-se saber, dentro da população exposta, qual a fração de indivíduos possui competência em transmitir. Como exemplo, o estudo do ciclo de transmissão de *T. evansi* no Pantanal mostrou diferentes taxas de infecção (aferidas pelo PCR) em capivaras, quatis, morcegos, pequenos mamíferos, equinos e cães. Entretanto, quatis e capivaras mostraram maior competência infectiva, em função das elevadas parasitemias registradas a partir da visualização dos flagelados sob lâmina e lamínula ao microscópio (Herrera et al., 2004). Ainda, a utilização de um teste sorológico associado ao teste

molecular mostrou que metade de equinos, cães e quatis soropositivos foi negativa ao PCR. Por não apresentarem *T. evansi* no sangue, não têm importância como fonte de infecção aos dípteros vetores (Figura 6).

O PARASITISMO EM MAMÍFEROS NO PANTANAL

O estudo acerca da ocorrência de parasitas em mamíferos silvestres do Pantanal conta com o registro de 260 diferentes parasitas em 139 produções científicas (Apêndice 1). São 62 espécies de artrópodes, 42 de bactérias, 22 de fungos, 87 de helmintos, 32 de protozoários e 15 de diferentes vírus.

Das espécies de mamíferos registradas no bioma, segundo Alho et al. (2011), 68 (39%) foram reportadas com algum parasita (Apêndice 1). Entre elas, destacam-se, pela importância em termos de biomassa e conservação, o porco-monteiro e a onça-pintada, respectivamente. O porco-monteiro é a espécie com maior número de diferentes parasitas (n = 54), provavelmente por ser uma espécie sinérgica. Ainda, devido às suas expressivas populações, essa espécie invasora pode estar atuando como importante fonte de infecção por parasitas, colocando em risco a saúde pública, a produção animal e a conservação da biodiversidade (Apêndice 2). O estudo das infecções por parasitas em onça-pintada (n = 35) é o reflexo de importantes programas de conservação.

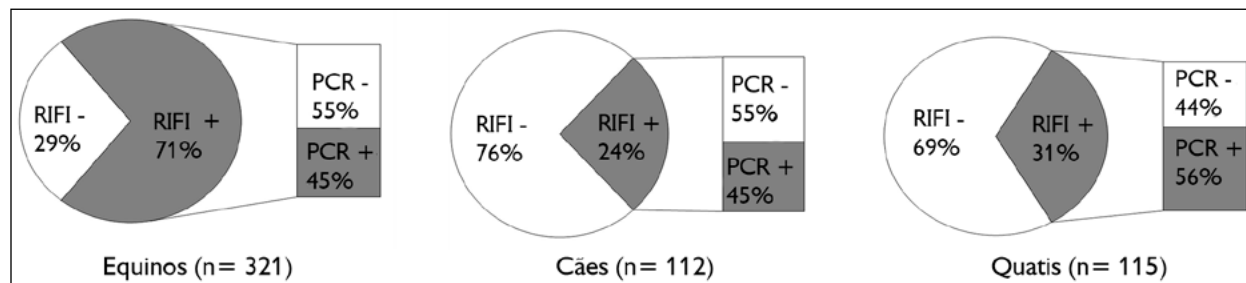


Figura 6. Animais sem competência infectiva para *Trypanosoma evansi* identificados pelo diagnóstico molecular (PCR) negativo em amostras soropositivas de equinos, cães e quatis (*Nasua nasua*) do Pantanal sul-mato-grossense. Legendas: PCR = reação em cadeia da polimerase; RIFI = imunofluorescência indireta. Fonte: Herrera et al. (2004).

Figure 6. Animals without infectious competence for *Trypanosoma evansi* identified by negative molecular diagnosis (PCR) in seropositive samples of equines, dogs and coatis (*Nasua nasua*) of Pantanal from Mato Grosso do Sul. Captions: PCR = Polymerase Chain Reaction; RIFI = Indirect Immunofluorescence Assay. Source: Herrera et al. (2004).

Embora com grandes populações, as informações a respeito do parasitismo em pequenos mamíferos e morcegos são limitadas, provavelmente pela pequena quantidade de sangue e soro possível de ser coletada.

Considerando-se as 11 sub-regiões do Pantanal preconizadas por Adámoli (1995), observa-se que as sub-regiões do Pantanal localizadas no estado de Mato Grosso somam um pequeno número de registros ($n = 18$) se comparadas com as sub-regiões localizadas no Mato Grosso do Sul ($n = 126$) (Apêndice 1). As sub-regiões do Pantanal sul-mato-grossense como Nhecolândia ($n = 87$), Aquidauana ($n = 14$) e Miranda ($n = 15$) possuem os maiores números de registro, provavelmente devido ao acesso e à proximidade com as estradas, bem como à existência de bases de pesquisa da Empresa Brasileira de Pesquisa Agropecuária (EMBRAPA), em Nhecolândia, do Instituto SOS-Pantanal, em Miranda, e do Instituto Conservação Internacional, na região do rio Negro.

É importante considerar que existe uma imensa dificuldade em conduzir estudos com animais de vida livre na planície pantaneira, principalmente no que diz respeito a recursos humanos e logísticos associados à carência de estradas, comunicação, energia elétrica e segurança, em conjunto com as características ambientais, que dificultam enormemente o acesso e o trânsito. Como resultado, apenas uma pequena fração dos animais doentes ou mortos são examinados pelos patologistas e parasitologistas.

O conhecimento acerca das relações entre as infecções e a saúde de seus hospedeiros é incipiente (Herrera et al., 2007, 2008a; Rademaker et al., 2009; Olifiers et al., 2015; Santos et al., 2018). Alguns estudos têm objetivado avaliar a saúde dos animais que habitam o Pantanal comparando a saúde, expressa pelos resultados hematológicos, dos animais com e sem infecções por diferentes espécies de parasitas tripanossomatídeos, a saber: *T. evansi*, *T. vivax* e *T. cruzi*. As duas primeiras espécies dependem de transmissão mecânica por insetos hematófagos para se dispersarem na natureza, enquanto que *T. cruzi* pode ser transmitido por via oral ou por via contaminativa pelo contato com as fezes

dos triatomíneos vetores. As três espécies são multi-hospedeiras e encontradas com frequência infectando mamíferos domésticos e silvestres do Pantanal (Dávila et al., 2003; Herrera et al., 2010a, 2011).

Por exemplo, os veados-campeiros que habitam a região da Nhecolândia apresentaram um padrão subclínico, com baixas parasitemias por *T. vivax* e *T. evansi*, em infecções simples e concomitantes, expresso somente pela positividade ao diagnóstico molecular. O mesmo padrão de parasitemias crípticas foi observado em bovinos simpátricos (Dávila et al., 2003), indicando que os veados e os bovinos não teriam importância na transmissão desses flagelados. Entretanto, as infecções simples por *T. evansi* e por *T. vivax* apresentam, respectivamente, uma anemia do tipo macrocítica, em resposta compensatória à menor quantidade de hemácias, e uma leucocitose por aumento de linfócitos e eosinófilos como resultado da vigorosa resposta humoral à infecção. Marcada eosinofilia foi registrada ainda nos veados-campeiros infectados por *T. vivax* e coinfectados por *T. evansi*, indicando a presença de helmintos (Tabela 4) (Herrera et al., 2010a).

Do mesmo modo que os ruminantes, queixadas e catetos também apresentaram infecções crípticas por *T. evansi* e *T. cruzi*, expressas por baixas parasitemias. Contudo, a hematimetria revelou que apenas os queixadas jovens parasitados por *T. evansi* mostraram anemia, evidenciada por uma baixa condição corpórea, com diminuição da resposta imune evidenciada pela baixa contagem de leucócitos (Herrera et al., 2008a). Vale lembrar que a diminuição de células linfóides é também associada a situações de estresse de captura e contenção.

Os quatis no Pantanal sul-mato-grossense, com elevadas parasitemias por *T. evansi*, apresentaram discreta anemia, evidenciada pela diminuição no volume globular (Herrera et al., 2004; Olifiers et al., 2015; Santos et al., 2018). Esses animais apresentavam, ainda, diminuição do número de plaquetas (Olifiers et al., 2015), o que poderia resultar em uma desordem na coagulação, clinicamente provocando uma síndrome conhecida como coagulação

Tabela 4. Médias e desvio padrão de valores hematológicos de veados-campeiros (*Ozotoceros bezoarticus*) (n = 80) capturados em 2005 na subregião da Nhecolândia, parasitados por *Trypanosoma evansi* (n = 75), *Trypanosoma vivax* (n = 16) e coinfectados (n = 9). Os valores de hemácias são expressos em "x10⁶" e os valores de leucócitos, linfócitos e neutrófilos são expressos em "x10³". Legendas: * = diferença significativa a 95%; Ht = Hematócrito; VGM = Volume Globular Médio. Fonte: Heitor Miraglia Herrera e Alberto Dávila.

Table 4. Mean and standard deviation of hematological parameters of pampas deer (*Ozotoceros bezoarticus*) (n = 80) captured in 2005 in Nhecolândia subregion, parasitized by *Trypanosoma evansi* (n = 75), *Trypanosoma vivax* (n = 16) and coinfectad (n = 9). The values of erythrocytes are expressed in "x10⁶" and the values of leukocytes, lymphocytes and neutrophils are expressed in "x10³". Captions: * = significant difference at 95%; Ht = Hematocrit; VGM = Mean Corpuscular Volume. Source: Heitor Miraglia Herrera and Alberto Dávila.

Variáveis	Unidade	<i>Trypanosoma evansi</i>		<i>Trypanosoma vivax</i>		Coinfectados
		Positivo	Negativo	Positivo	Negativo	
Ht	%	40 ± 4,7	41 ± 3,1	41 ± 3	40 ± 4,6	41 ± 3,4
Hemácias	mm ³	12,7 ± 2,3*	14,3 ± 2,4*	14,5 ± 2,3*	12,8 ± 2,4*	13,3 ± 1,6
VGM	fL	32 ± 5,5*	29 ± 6*	29 ± 5,1	31 ± 4,4	31 ± 4,4
Leucócitos	mm ³	5,7 ± 2,3	5,4 ± 2,1	6,6 ± 1,8*	5,3 ± 2,4*	6,7 ± 1,9
Linfócitos	mm ³	2,2 ± 1,3	2,0 ± 788	2,8 ± 1,2*	1,9 ± 1,1*	2,9 ± 1,4
Neutrófilos	mm ³	2,7 ± 1,8	2,4 ± 1,8	2,4 ± 559	2,6 ± 1,9	2,4 ± 543
Eosinófilos	mm ³	571 ± 449	614 ± 728	1,0 ± 654*	458 ± 440*	873 ± 241*
Monócitos	mm ³	319 ± 269	289 ± 197	342 ± 306	300 ± 232	386 ± 379
Basófilos	mm ³	22 ± 63	2 ± 8	33 ± 101	11 ± 27	55 ± 129

intravascular disseminada, observada durante a coleta de sangue em alguns quatis e lobinhos (Herrera, comunicação pessoal, 2007). Significativa eosinopenia, que remete a um processo inflamatório em fase aguda, e diminuição na condição corpórea das fêmeas durante a estação reprodutiva, foram ainda observadas em infecções por *T. evansi* em quatis (Alves et al., 2011; Olifiers et al., 2015). Também foi observado, natural e experimentalmente, que quatis com altas parasitemias por *T. evansi* apresentaram lesões cardíacas, hepáticas e renais, além de alterações nos tecidos linfóides (baço e linfonodos) (Herrera et al., 2002, 2010b). Na mesma população amostrada, observou-se redução dos monócitos circulantes nos animais infectados por *T. cruzi*. Quando coparasitados por *T. cruzi* e *T. evansi*, os quatis apresentam deficiente resposta imune, evidenciada pela leucopenia (Santos et al., 2018). A diminuição de células de defesa, independente da consequência do parasitismo ou do estresse decorrente de captura e contenção, pode promover uma diminuição na resposta às infecções. Também a marcada anemia registrada nessas

coinfecções, especialmente em fêmeas durante a estação reprodutiva, interferiu negativamente na condição física (Alves et al., 2011; Olifiers et al., 2015; Santos et al., 2018).

Os pequenos roedores *Thrichomys fosteri*, *Oecomys mamorae* e *Clyomys laticeps* parasitados ou coparasitados naturalmente por *T. cruzi* e *T. evansi* não apresentaram alterações no perfil hematológico (Rademaker et al., 2009). Entretanto, a infecção experimental por *T. cruzi* em *Thrichomys fosteri* causa severa inflamação cardíaca (Roque et al., 2005). Duas hipóteses não mutuamente excludentes podem explicar este achado: na natureza os animais com alta carga parasitária não sobrevivem e/ou os inóculos em condições naturais são em sua grande maioria muito baixos a ponto de resultar em infecções brandas. Ainda, à semelhança dessas três espécies de pequenos roedores, capivaras infectadas, natural e experimentalmente, por *T. evansi* não apresentam anemia, importante manifestação clínica da infecção por esse flagelado em todas as outras espécies de mamíferos (Franke et al., 1994; Herrera et al., 2004).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

Devido às implicações epidemiológicas e à importância socioeconômica e sanitária das populações silvestres, os estudos das parasitoses que afetam a fauna de vida livre deveriam ser prioridade na investigação por órgãos de vigilância sanitária, agências de fomento a pesquisa e programas de pós-graduação. Nesse sentido, pelo exposto, verificou-se que o estudo acerca da saúde e do parasitismo em mamíferos do Pantanal é incipiente, chegando a ser negligenciado para algumas espécies e sub-regiões. Ainda, para se verificar se as infecções parasitárias poderiam estar afetando a dinâmica das populações de vida livre, os trabalhos deveriam ser de longa duração.

É de direito o apoio à criação de políticas para se evitar a difusão de parasitas em novas áreas, bem como para minimizar seus impactos sobre seus hospedeiros, importantes à conservação e à economia local. Mas isso não deve ser confundido com a promoção da saúde para os animais silvestres que habitam o ambiente natural. A saúde da fauna silvestre deve ser observada em termos de resiliência e sustentabilidade de suas populações. Nesse sentido, a comunidade científica tem a obrigação de trabalhar em conjunto com a sociedade organizada, a fim de incentivar a criação e a aplicação de políticas públicas de conservação e manutenção dos ambientes naturais, de maneira a garantir a continuidade dos processos ecológicos.

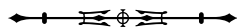
I used to think the top environmental problems were biodiversity loss, ecosystem collapse and climate change.

I thought that 30 years of goo science we could address those problems. But I was wrong. The top environmental problems are selfishness, greed and apathy... and to deal with those we need a spiritual and cultural transformation – and we scientists don't know how to do that.

(Gus Speth citado em Wine and Water Watch, 2016)

REFERÊNCIAS

- Adámoli, J. (1995). Zoneamento ecológico do Pantanal baseado no regime de inundações. In *Anais do Encontro sobre Sensoriamento Remoto Aplicado a Estudos no Pantanal*, EMBRAPA Pantanal, Corumbá.
- Agosta, S. J., Janz, N., & Brooks, D. R. (2010). How specialists can be generalists: resolving the "parasite paradox" and implications for emerging infectious disease. *Zoologia*, 27(2), 151-162. <https://doi.org/10.1590/S1984-46702010000200001>
- Albertti, L. A., Souza-Filho, A. F., Fonseca-Júnior, A. A., Freitas, E., Oliveira-Pellegrin, A., Zimmermann, . . . & Osório, A. L. A. R. (2015). Mycobacteria species in wild mammals of the Pantanal of central South America. *European Journal of Wildlife Research*, 61(1), 163-166. <https://doi.org/10.1007/s10344-014-0866-4>
- Alho, C. J. R., Camargo, G., & Fischer, E. (2011). Terrestrial and aquatic mammals of the Pantanal. *Brazilian Journal of Biology*, 71(1), 297-310. <https://doi.org/10.1590/S1519-69842011000200009>
- Alizon, S., Roode, J. C., & Michalakakis, Y. (2013). Multiple infections and the evolution of virulence. *Ecology Letters*, 16(4), 556-567. <https://doi.org/10.1111/ele.12076>
- Almeida, J. C., Martins, M. A., Guedes, P. G., Peracchi, A. L., & Serra-Freire, N. M. (2016). New records of mites (Acari; Spinturnicidae) associated with bats (Mammalia: Chiroptera) in two Brazilian biomes: Pantanal and Caatinga. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 25(1), 18-23. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612016005>
- Alves, F. M., Olifiers, N., Bianchi, R. C., Duarte, A. C., Cotias, P. M. T., D'Andrea, P. S., . . . & Jansen, A. M. (2011). Modulating variables of *Trypanosoma cruzi* and *Trypanosoma evansi* transmission in free-ranging coati (*Nasua nasua*) from the Brazilian Pantanal region. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases*, 11(7), 835-841. <https://doi.org/10.1089/vbz.2010.0096>
- Alves, F. M., de Lima, J. S., Rocha, F. L., Herrera, H. M., Mourão, G. de M., & Jansen, A. M. (2016). Complexity and multi-factoriality of *Trypanosoma cruzi* sylvatic cycle in coatis, *Nasua nasua* (Procyonidae), and triatomine bugs in the Brazilian Pantanal. *Parasites and Vectors*, 9(1), 378. <https://doi.org/10.1186/s13071-016-1649-4>
- Ambayya, A., Su, A. T., Osman, N. H., Nik-Samsudin, N. R., Khalid, K., Chang, K. M., . . . & Yegappan, S. (2014). Haematological reference intervals in a multiethnic population. *PLoS One*, 9(3), e91968. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0091968>
- Aquino, L. P., Machado, R. Z., Lemos, K. R., Marques, L. C., Garcia, M. V., & Borges, G. P. (2010). Antigenic characterization of *Trypanosoma evansi* using sera from experimentally and naturally infected bovines, equines, dogs, and coatis. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 19(2), 112-118. <https://doi.org/10.4322/rbvp.01902009>
- Araújo, A., Jansen, A. M., Bouchet, F., Reinhard, K., & Ferreira, L. F. (2003). Parasitism, the diversity of life, and paleoparasitology. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 98(Suppl 1), 5-11. <https://doi.org/10.1590/s0074-02762003000900003>



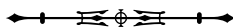
- Araújo, S. B. L., Braga, M. P., Brooks, D. R., Agosta, S. J., Hoberg, E. P., von Hartenthal, F. W., & Boeger, W. A. (2015). Understanding host-switching by ecological fitting. *PLoS One*, *10*(10), e0139225. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0139225>
- Asada, M., Takeda, M., Tomas, W. M., Pellegrin, A., de Oliveira, C. H. S., Barbosa, J. D., . . . & Kaneko, O. (2018). Close relationship of Plasmodium sequences detected from South American pampas deer (*Ozotoceros bezoarticus*) to *Plasmodium* spp. in North American white-tailed deer. *International Journal of Parasitology: Parasites and Wildlife*, *7*(1), 44-47. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2018.01.001>
- Ashford, R. W. (1997). The leishmaniasis as model zoonoses. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology*, *91*(7), 693-702. <https://doi.org/10.1080/00034989760428>
- Barasona, J. A., López-Olvera, J. R., Beltrán-Beck, B., Gortázar, C., & Vicente, J. (2013). Trap-effectiveness and response to tiletamine-zolazepam and medetomidine anaesthesia in Eurasian wild boar captured with cage and corral traps. *BMC Veterinary Research*, *23*(9), 107. <https://doi.org/10.1186/1746-6148-9-107>
- Barreto, W. T. G., Viana, L. A., Santos, F. M., Porfírio, G. E. O., Perdomo, A. C., Silva, A. R., . . . & de Andrade, G. B. (2017). New species of *Eimeria* (Apicomplexa: Eimeriidae) from *Thrichomys fosteri* and *Clyomys laticeps* (Rodentia: Echimyidae) of the Brazilian Pantanal. *Parasitology Research*, *116*(11), 2941-2956. <https://doi.org/10.1007/s00436-017-5602-z>
- Barreto, W. T. G., Andrade, G. B., Viana, L. A., Porfírio, G. E. O., Santos, F. M., Perdomo, A. C., . . . & Herrera, H. M. (2018). A new species of *Cystoisospora* Frenkel, 1977 (Apicomplexa: Sarcocystidae) from *Oecomys mamorae* Thomas (Rodentia: Cricetidae) in the Brazilian Pantanal. *Systematic Parasitology*, *95*(4), 383-389. <https://doi.org/10.1007/s11230-018-9788-y>
- Batista, P. M., Andreotti, R., Almeida, P. S., Marques, A. C., Rodrigues, S. G., Chiang, J. O., & Vasconcelos, P. F. C. (2013). Detection of arboviruses of public health interest in free-living New World primates (*Sapajus* spp.; *Alouatta caraya*) captured in Mato Grosso do Sul, Brazil. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, *46*(6), 684-690. <https://doi.org/10.1590/0037-8682-0181-2013>
- Bechara, G. H., Szabo, M. P. J., Duarte, J. M. B., Matushima, E. R., Campos Pereira, M., Rechav, Y., Keirans, J. E., & Fielden, L. J. (2000). Ticks associated with wild animals in the Nhecolândia Pantanal, Brazil. *Annals of the New York Academy of Sciences*, *916*(1), 289-297. <https://doi.org/10.1111/j.1749-6632.2000.tb05303.x>
- Bernardini, D., Gerardi, G., Pelí, A., Nanni Costa, L., Amadori, M., & Segato, S. (2012). The effects of different environmental conditions on thermoregulation and clinical and hematological variables in long-distance road-transported calves. *Journal of Animal Science*, *90*(4), 1183-1191. <https://doi.org/10.2527/jas.2011-4113>
- Bonuti, M. R., Nascimento, A. A., Mapelli, E. B., & Arantes, I. G. (2002). Gastrintestinal helminths of capybara (*Hydrochoerus hydrochaeris*) from the Paiaguás subregion, in the floodplain of "Mato Grosso do Sul", Brazil. *Semina: Ciências Agrárias*, *23*(1), 57-62. <http://dx.doi.org/10.5433/1679-0359.2002v23n1p57>
- Botero, A., Thompson, C. K., Peacock, C. S., Clode, P. L., Nicholls, P. K., Wayne, A. F., . . . & Thompson, R. C. (2013). Trypanosomes genetic diversity, polyparasitism and the population decline of the critically endangered Australian marsupial, the brush tailed bettong or woylie (*Bettongia penicillata*). *International Journal of Parasitology: Parasites and Wildlife*, *29*(2), 77-89. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2013.03.001>
- Breazile, J. E. (1987). Physiologic basis and consequences of distress in animals. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, *191*(10), 1212-1215.
- Buttke, D. E., Decker, D. J., & Wild, M. A. (2015). The role of one health in wildlife conservation: a challenge and opportunity. *Journal of Wildlife Diseases*, *51*(1), 1-8. <https://doi.org/10.7589/2014-01-004>
- Cançado, P. H. D., Zucco, C. A., Piranda, E. M., Faccini, J. L. H., & Mourão, G. M. (2009). *Rhipicephalus (Boophilus) microplus* (Acari: Ixodidae) as a parasite of pampas deer (*Ozotoceros bezoarticus*) and cattle in Brazil's Central. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, *18*(1), 42-46. <https://doi.org/10.4322/rbpv.01801008>
- Cançado, P. H. D., Faccini, J. L. H., Herrera, H. M., Tavares, L. E. R., Mourão, G. M., Piranda, E. M., Paes, R. C. S., . . . & Paiva, F. (2013). Host-parasite relationship of ticks (Acari: Ixodidae and Argasidae) and feral pigs (*Sus scrofa*) in the Nhecolândia region of the Pantanal wetlands in Mato Grosso do Sul. *International Scholarly Research Notices*, *2013*, 610262. <https://doi.org/10.5402/2013/610262>
- Casas-Díaz, E., Marco, I., López-Olvera, J. R., Mentaberre, G., Serrano, E., & Lavín, S. (2012). Effect of acepromazine and haloperidol in male Iberian Ibex (*Capra pyrenaica*) captured by box-trap. *Journal of Wildlife Diseases*, *48*(3), 763-767. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-48.3.763>
- Casas-Díaz, E., Closa-Sebastià, F., Marco, I., Lavín, S., Bach-Raich, E., & Cuenca, R. (2015). Hematologic and biochemical reference intervals for Wild Boar (*Sus scrofa*) captured by cage trap. *Veterinary Clinical Pathology*, *44*(2), 215-222. <https://doi.org/10.1111/vcp.12250>
- Castro Ferreira, E., Pereira, A. A. S., Silveira, M., Margonari, C., Marcon, G. E. B., de Oliveira França, A., . . . & Gontijo, C. M. F. (2017). *Leishmania* (V.) *braziliensis* infecting bats from Pantanal wetland, Brazil: First records for *Platyrrhinus lineatus* and *Artibeus planirostris*. *Acta Tropica*, *172*, 217-222. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2017.05.012>
- Chretien, J. P., Anyamba, A., Small, J., Britch, S., Sanchez, J. L., Halbach, A. C., . . . & Linthicum, K. J. (2015). Global climate anomalies and potential infectious disease risks: 2014-2015. *Plos Currents*, *26*(7), 10-1371.

- Civitello, D. J., Cohen, J., Fatima, H., Halstead, N. T., Liriano, J., McMahon, T. A., . . . & Rohr, J. R. (2015). Biodiversity inhibits parasites: Broad evidence for the dilution effect. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, *112*(28), 8667-8671. <https://doi.org/10.1073/pnas.1506279112>
- Clarke, J., Warren, K., Calver, M., Tores, P., Mills, J., & Robertson, I. (2013). Hematologic and serum biochemical reference ranges and assessment of exposure to infectious diseases prior to translocation of the threatened Western ringtail opossum (*Pseudocheirus occidentalis*). *Journal of Wildlife Diseases*, *49*(4), 831-840. <https://doi.org/10.7589/2011-12-345>
- Combes, C. (1996). Parasites, biodiversity and ecosystem stability. *Biodiversity and Conservation*, *5*(8), 953-962. <https://doi.org/10.1007/BF00054413>
- Cook, N. J., Schaefer, A. L., Lepage, P., & Morgan Jones, S. (1996). Salivary vs serum cortisol for the assesment of adrenal activity in swine. *Canadian Journal of Animal Science*, *76*(3), 329-335. <https://doi.org/10.4141/cjas96-049>
- Costa, C. A. F., & Catto, J. B. (1994). Helmintos parasitos de capivaras (*Hydrochaeris hydrochaeris*) na sub-região da Nhecolândia, Pantanal sul-matogrossense. *Revista Brasileira de Biologia*, *54*(1), 39-48.
- Cox, F. E. G. (2001). Concomitant infections, parasites and immune responses. *Parasitology*, *122*(Suppl. S1), S23-S38. <https://doi.org/10.1017/s003118200001698x>
- Cunningham, J. G. (1993). *Tratado de fisiologia veterinária*. Guanabara Koogan.
- Custódio, M. S. (2013). *Identificação molecular de Brucella spp. em porcos-monteiros (Sus scrofa) provenientes do Pantanal sul-mato-grossense-Brasil* [Dissertação de mestrado, Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, Campo Grande]. <https://repositorio.ufms.br/handle/123456789/1780>
- Da Silveira, M. M., Candido, S. L., Dutra, V., Miyazaki, S. S., & Nakazato, L. (2018). Detection of noroviruses in free-ranging jaguars (*Panthera onca*) in the Pantanal, Mato Grosso, Brazil. *Archives of Virology*, *163*(7), 1961-1963. <https://doi.org/10.1007/s00705-018-3789-7>
- Dahroug, M. A. A. (2014). *Estudo clínico, laboratorial e epidemiológico da infecção por Toxoplasma gondii em animais silvestres, bovinos, suínos e comunidades rurais da região de Nhecolândia, Pantanal, Brasil* [Tese de doutorado, Instituto de Pesquisa Clínica Evandro Chagas, Rio de Janeiro]. <https://www.arca.fiocruz.br/handle/icict/14381>
- Dalazen, G. T., Souza Filho, A. F., Sanchez Sarmiento, A. M., Fuentes-Castillo, D., Gattamorta, M. A., Kluyber, D., . . . & Matushima, E. R. (2020). Survey of *Leptospira* spp. and *Brucella abortus* in free-ranging armadillos from Pantanal, Brazil. *Journal of Wildlife Diseases*, *56*(2), 409-413. <https://doi.org/10.7589/2019-01-019>
- Damayanti, R., Graydon, R. J., & Ladds, P. W. (1994). The pathology of experimental *Trypanosoma evansi* infection in the Indonesian buffalo (*Bubalus bubalis*). *Journal of Comparative Pathology*, *110*(3), 237-252. [https://doi.org/10.1016/s0021-9975\(08\)80277-0](https://doi.org/10.1016/s0021-9975(08)80277-0)
- Dario, M. A., Lisboa, C. V., Silva, M. V., Herrera, H. M., Rocha, F. L., Furtado, M. C., Moratelli, R., . . . & Jansen, A. M. (2021). *Crithidia mellificae* infection in different mammalian species in Brazil. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, *15*, 58-69. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2021.04.003>
- Daszak, P., Cunningham, A. A., & Hyatt, A. D. (2000). Emerging infectious diseases of wildlife—threats to biodiversity and human health. *Science*, *287*(5452), 443-449. <https://doi.org/10.1126/science.287.5452.443>
- Dávila, A. M., Herrera, H. M., Schlebinger, T., Souza, S. S., & Traub-Cseko, Y. M. (2003). Using PCR for unraveling the cryptic epizootiology of livestock trypanosomiasis in the Pantanal, Brazil. *Veterinary Parasitology*, *117*(1-2), 1-13. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2003.08.002>
- Dechen Quinn, A. C., Williams, D. M., Porter, W. F., Fitzgerald, S. D., & Hynes, K. (2014). Effects of capture-related injury on postcapture movement of white-tailed deer. *Journal of Wildlife Diseases*, *50*(2), 250-258. <https://doi.org/10.7589/2012-07-174>
- Deem, S. L., Karesh, W. B., & Weisman, W. (2001). Putting theory into practice: wildlife health in conservation. *Conservation Biology*, *15*(5), 1224-1233. <https://doi.org/10.1111/j.1523-1739.2001.00336.x>
- Desbiez, A. L., & Kluyber, D. (2013). The role of giant armadillos (*Priodontes maximus*) as physical ecosystem engineers. *Biotropica*, *45*(5), 537-540. <https://doi.org/10.1111/btp.12052>
- Dobson, M. (1994). A choice of techniques – or techniques of choice? *Papa and New Guinea Medical Journal*, *37*(4), 208.
- Dobson, A., Lafferty, K. D., Kuris, A. M., Hechinger, R. F., & Jetz, W. (2008). Colloquium paper: omage to Linnaeus: How many parasites? How many hosts? *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, *105*(Suppl 1), 11482-11489. <https://doi.org/10.1073/pnas.0803232105>
- Dorneles, E. M. S., Pellegrin, A. O., Péres, I. A. H. F. S., Mathias, L. A., Mourão, G. M., Bianchi, R. C., & Lage, A. P. (2014). Serology for brucellosis in free-ranging crab-eating foxes (*Cerdocyon thous*) and Brown-nosed coatis (*Nasua nasua*) from Brazilian Pantanal. *Ciência Rural*, *44*(12), 2193-2196. <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20131167>
- Druilhe, P., Tall, A., & Sokhna, C. (2005). Worms can worsen malaria: Towards a new means to roll back malaria? *Trends in Parasitology*, *21*(8), 359-362. <https://doi.org/10.1016/j.pt.2005.06.011>

- Elisei, C., Pellegrin, A., Tomas, W. M., Soares, C. O., Araújo, F. R., Funes-Huacca, M. E., & Rosinha, G. M. S. (2010). Evidência molecular de *Brucella* sp. em *Ozotoceros bezoarticus* do Pantanal Sul-Mato-Grossense. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, 30(6), 503-509. <https://doi.org/10.1590/S0100-736X2010000600006>
- Feijó, I. A., Lopes Torres, E. J., Maldonado, A. Jr., & Lanfredi, R. M. (2008). A new oxyurid genus and species from *Gracilinanus agilis* (Marsupialia: Didelphidae) in Brazil. *The Journal of Parasitology*, 94(4), 847-851. <https://doi.org/10.1645/GE-1428.1>
- Ferris, D. H. (1967). Epizootiology. *Advances in Veterinary Science*, 11, 261-320.
- Fisher, M. C., Henk, D. A., Briggs, C. J., Brownstein, J. S., Madoff, L. C., . . . & Gurr, S. J. (2012). Emerging fungal threats to animal, plant and ecosystem health. *Nature*, 484(7393), 186-194. <https://doi.org/10.1038/nature10947>
- Fontana, I. (2011). *Avaliação do porco monteiro na cadeia epidemiológica da leptospirose em sub-regiões do Pantanal Sul-Mato-Grossense* [Dissertação de mestrado, Universidade de Brasília, Brasília]. https://repositorio.unb.br/bitstream/10482/10046/1/2011_IsabellaFontana.pdf
- Fowler, M. E. (1986). Stress. In E. Miller & M. Fowler (Eds.), *Zoo and wild animal medicine current therapy* (pp. 33-35). W. B. Saunders.
- Franke, C. R., Greiner, M., & Mehlitz, D. (1994). Investigations on naturally occurring *Trypanosoma evansi* infections in horses, cattle, dogs and capybaras (*Hydrochaeris hydrochaeris*) in Pantanal de Poconé (Mato Grosso, Brazil). *Acta Tropica*, 58(2), 159-169. [https://doi.org/10.1016/0001-706x\(94\)90055-8](https://doi.org/10.1016/0001-706x(94)90055-8)
- Franzo, G., Cortey, M., Castro, A. M. M. G., Piovezan, U., Szabo, M. P. J., Drigo, M., Segalés, J., & Richtzenhain, L. J. (2015). Genetic characterisation of *Porcine circovirus* type 2 (PCV2) strains from feral pigs in the Brazilian Pantanal: as opportunity to reconstruct the history of PCV2 evolution. *Veterinary Microbiology*, 178(1), 158-162. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2015.05.003>
- Freitas, T. P. T., Keuroghlian, A., Eaton, D. P., Freitas, E. B., Figueiredo, A., Nakazato, L., . . . & Freitas, J. C. (2010). Prevalence of *Leptospira interrogans* antibodies in free-ranging *Tayassu pecari* of the Southern Pantanal, Brazil, an ecosystem where wildlife and cattle interact. *Tropical Animal Health and Production*, 42(8), 1695-1703. <https://doi.org/10.1007/s11250-010-9622-2>
- Freitas, J. C. C., Nunes-Pinheiro, D. C., Lopes Neto, B. E., Santos, G. J., Abreu, C. R., . . . & Oliveira, L. F. (2012). Clinical and laboratory alterations in dogs naturally infected by *Leishmania chagasi*. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, 45(1), 24-29. <https://doi.org/10.1590/s0037-86822012000100006>
- Furtado, M. M. (2010). *Estudo epidemiológico de patógenos circulantes nas populações de onça-pintada e animais domésticos em áreas preservadas de três biomas brasileiros: Cerrado, Pantanal e Amazônia* [Tese de doutorado, Universidade de São Paulo, São Paulo]. <https://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/10/10134/tde-05102012-134828/pt-br.php>
- Furtado, M. M., Ramos Filho, J. D., Scheffer, K. C., Coelho, C. J., Cruz, P. S., Ikuta, C. Y., . . . & Ferreira Neto, J. S. (2013). Serosurvey for selected viral infections in free ranging jaguars (*Panthera onca*) and domestic carnivores in Brazilian Cerrado, Pantanal and Amazon. *Journal of Wildlife Diseases*, 49(3), 510-521. <https://doi.org/10.7589/2012-02-056>
- Furtado, M. M., Gennari, S. M., Ikuta, C. Y., Jácomo, A. T. A., Morais, Z. M., Pena, H. F. J., . . . & Ferreira Neto, J. S. (2015). Serosurvey of smooth *Brucella*, *Leptospira* spp. and *Toxoplasma gondii* in free-ranging jaguars (*Panthera onca*) and domestic animals from Brazil. *Plos One*, 10(11), e0143816. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0143816>
- Furtado, M. M., Metzger, B., Jácomo, A. T. A., Labruna, M. B., Martins, T. F., O'Dwyer, L. H., . . . & Neto, J. S. F. (2017a). *Hepatozoon* spp. infect free-ranging jaguars (*Panthera onca*) in Brazil. *Journal of Parasitology*, 103(3), 243-250. <https://doi.org/10.1645/16-99>
- Furtado, M. M., Taniwaki, S. A., Metzger, B., Paduan, K. S., O'Dwyer, L. H., Jácomo, A. T. A., . . . & Ferreira Neto, J. S. (2017b). Is the free-ranging jaguar (*Panthera onca*) a reservoir for *Cytauxzoon felis* in Brazil? *Ticks and Tick-Borne Diseases*, 8(4), 470-476. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2017.02.005>
- Furtado, M. M., Taniwaki, S. A., Metzger, B., O'Dwyer, L. H., Paduan, K. D. S., Jácomo, A. T. A., . . . & Ferreira Neto, J. S. (2018). First detection of feline hemoplasmas in free-ranging jaguars (*Panthera onca*). *Veterinary Microbiology*, 214, 75-80. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2017.12.009>
- Galuzo, I. G. (1975). Landscape epidemiology (epizootiology). *Advances in Veterinary Science and Comparative Medicine*, 19, 73-96.
- Gardner, W. I., Graeber, J. L., & Cole, C. L. (1996). Behavior therapies: a multimodal diagnostic and intervention model. In J. W. Jacobson & J. A. Mulick (Eds.), *Manual of diagnostics and professional practice in mental retardation* (pp. 355-370). American Psychological Association.
- Gibson, A. K., Raverty, S., Lambourn, D. M., Huggins, J., Magargal, S. L., & Grigg, M. E. (2011). Polyparasitism is associated with increased disease severity in *Toxoplasma gondii*-infected marine sentinel species. *Plos Neglected Tropical Diseases*, 5(5), e1142. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0001142>
- Gilbert, K. A. (1994). *Endoparasitic infection in red howling monkeys (Alouatta seniculus) in the Central Amazonian basin: A cost of sociality?* [Tese de doutorado, State University of New Jersey, New Jersey].

- Gilbert, A. T., Fooks, A. R., Hayman, D. T. S., Horton, D. L., Müller, T., Plowright, R., . . . & Rupprecht, C. E. (2013). Deciphering serology to understand the ecology of infectious diseases in wildlife. *Ecohealth*, 10(3), 298–313. <https://doi.org/10.1007/s10393-013-0856-0>
- Gilpin, M. E., & Soulé, M. E. (1986). Minimum viable populations: processes of extinction. In M. E. Soulé (Ed.), *Conservation biology: the science of scarcity and diversity* (pp. 19–34). Sinauer Associates.
- Giralt, J. M. (2002). *Valoración del estrés de captura, transporte y manejo en el corzo (Capreolus capreolus): efecto de la acepromacina y de la cautividad* [Tese de Doutoramento, Universitat Autònoma de Barcelona, Bellaterra]. <https://www.tdx.cat/handle/10803/5722?locale-attribute=en#page=1>
- Girio, R. J. S., Pereira, F. L. G., Marchiori Filho, M., Mathias, L. A., Herrera, R. C. P., Alessi, A. C., & Girio, T. M. S. (2004). Investigation of antibodies to *Leptospira* spp. in wild and feral animals from the region of Nhecolândia, Mato Grosso do Sul, Brazil. Use of immunohistochemistry technique for the agent detection. *Ciência Rural*, 34(1), 165–169. <https://doi.org/10.1590/S0103-84782004000100025>
- Gomes, A. P. N., Olifiers, N., Souza, J. G. R., Barbosa, H. S., D'Andrea, P. S., & Maldonado, Jr. A. (2015a). A new acantocephalan species (Archiacantocephala: oligacanthorhynchidae) from the crab-eating Fox (*Cerdocyon thous*) in the Brazilian Pantanal wetlands. *Journal of Parasitology*, 10(1), 74–79. <https://doi.org/10.1645/13-321.1>
- Gomes, A. P. N., Olifiers, N., Santos, M. M., Simões, R. O., & Maldonado, Jr. A. (2015b). New records of three species of nematodes in *Cerdocyon thous* from the Brazilian Pantanal wetlands. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 24(3), 324–330. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612015061>
- Gomes, A. P. N., Amin, O. M., Olifiers, N., Bianchi, R. C., Souza, J. G. R., Barbosa, H. S., & Maldonado, A. Jr. (2019a). A new species of *Pachysentis* Meyer, 1931 (Acanthocephala: Oligacanthorhynchidae) in the brown-nosed coati *Nasua nasua* (Carnivora: Procyonidae) from Brazil, with notes on the genus and a key to species. *Acta Parasitologica*, 64(3), 587–595. <https://doi.org/10.2478/s11686-019-00080-6>
- Gomes, A. P. N., Maldonado, A. Jr., Bianchi, R. C., Souza, J. G. R., D'Andrea, P. S., Gompper, M. E., & Olifiers, N. (2019b). Variation in the prevalence and abundance of acanthocephalans in brown-nosed coatis *Nasua nasua* and crab-eating foxes *Cerdocyon thous* in the Brazilian Pantanal. *Brazilian Journal of Biology*, 79(3), 533–542. <https://doi.org/10.1590/1519-6984.187881>
- Gomes, A. P. N., Dos Santos, M. M., Olifiers, N., do Val Vilela, R., Guimarães Beltrão, M., Maldonado Júnior, A., & de Oliveira Simões, R. (2021). Molecular phylogenetic study in Spiroceridae (Nematoda) with description of a new species *Spirobakerus sagittalis* sp. nov. in wild canid *Cerdocyon thous* from Brazil. *Parasitology Research*, 120(5), 1713–1725. <https://doi.org/10.1007/s00436-021-07106-x>
- Gonçalves, L. R., Roque, A. L., Matos, C. A., Fernandes, S. J., Olmos, I. D., Machado, R. Z., & André, M. R. (2015). Diversity and molecular characterization of novel hemoplasmas infecting wild rodents from different Brazilian biomes. *Comparative Immunology, Microbiology and Infectious Diseases*, 43, 50–56. <https://doi.org/10.1016/j.cimid.2015.10.006>
- Gracioli, G., Zucco, C. A., Cançado, P. H. D., & Mourão, G. (2011). Parasitism rates of *Lipoptena guimaraesi* and a new record of *Lipoptena mazamae* on *Ozotoceros bezoarticus* from Central Pantanal wetlands in Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 20(2), 178–180. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612011000200017>
- Graham, A. L., Hayward, A. D., Watt, K. A., Pilkington, J. G., Pemberton, J. M., & Nussey, D. H. (2010). Fitness correlates of heritable variation in antibody responsiveness in a wild mammal. *Science*, 330(6004), 662–665. <https://doi.org/10.1126/science.1194878>
- Grazziotin, A. L., Duarte, J. M., Szabó, M. P., Santos, A. P., Guimarães, A. M., Mohamed, A., . . . & Messick, J. B. (2011). Prevalence and molecular characterization of *Mycoplasma ovis* in selected free-ranging Brazilian deer populations. *Journal of Wildlife Diseases*, 47(4), 1005–1011. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-47.4.1005>
- Guyton, A. C., & Hall, J. E. (1997). Os hormônios adrenocorticais. In A. C. Guyton (Ed.), *Tratado de fisiologia médica* (pp. 871–880). Guanabara Koogan.
- Haydon, D. T., Cleaveland, S., Taylor, L. H., & Laurenson, M. K. (2002). Identifying reservoirs of infection: a conceptual and practical challenge. *Emerging Infectious Diseases*, 8(12), 1468–1473. <https://doi.org/10.3201/eid0812.010317>
- Herrera, H. M., Alessi, A. C., Marques, L. C., Santana, A. E., Aquino, L. P. C. T., Menezes, R. F., & Machado, R. Z. (2002). Experimental *Trypanosoma evansi* infection in South America coati (*Nasua nasua*): hematological, biochemical and histopathological changes. *Acta Tropica*, 81(3), 203–210. [https://doi.org/10.1016/s0001-706x\(01\)00204-2](https://doi.org/10.1016/s0001-706x(01)00204-2)
- Herrera, H. M., D'ávila, A. M. R., Norek, A., Abreu, U. G., Souza, S. S., D'Andrea, P. S., & Jansen, A. M. (2004). Enzootiology of *Trypanosoma evansi* in Pantanal, Brazil. *Veterinary Parasitology*, 125(3), 263–275. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2004.07.013>
- Herrera, H. M., Norek, A., Freitas, T. P. T., Rademaker, V., Fernandes, O., & Jansen, A. M. (2005). Domestic and wild mammals infection by *Trypanosoma evansi* in a pristine area of the Brazilian Pantanal region. *Parasitology Research*, 96(2), 121–126. <https://doi.org/10.1007/s00436-005-1334-6>
- Herrera, H. M., Rademaker, V., Abreu, U. G. P., D'Andrea, P. S., & Jansen, A. M. (2007). Variables that modulate the spatial distribution of *Trypanosoma cruzi* and *Trypanosoma evansi* in the Brazilian Pantanal. *Acta Tropica*, 102(1), 155–162. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2007.03.001>

- Herrera, H. M., Abreu, U. G. P., Keuroghlian, A., Freitas, T. P., & Jansen, A. M. (2008a). The role played by sympatric collared peccary (*Tayassu tajacu*), White-lipped peccary (*Tayassu pecari*) and feral pig (*Sus scrofa*) as maintenance hosts for *Trypanosoma evansi* and *Trypanosoma cruzi* in a sylvatic area of Brazil. *Parasitology Research*, 103(3), 619-624. <https://doi.org/10.1007/s00436-008-1021-5>
- Herrera, H. M., Lisboa, C. V., Pinho, A. P., Olifiers, N., Bianchi, R. C., Rocha, F. L., . . . & Jansen, A. M. (2008b). The coati (*Nasua nasua*, Carnivora, Procyonidae) as a reservoir host for the main lineages of *Trypanosoma cruzi* in the Pantanal region, Brazil. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine & Hygiene*, 102(11), 1133-1139. <https://doi.org/10.1016/j.trstmh.2008.04.041>
- Herrera, H. M., Mourão, G. M., & Parreira, D. R. (2010a). Infecção por *Trypanosoma evansi* e *Trypanosoma vivax* em veado campeiro (*Ozotoceros bezoarticus*, Cervidae, Perisodactyla) no Pantanal da Nhecolândia, Mato Grosso do Sul, Brasil. In *Anais do XVI Congresso Brasileiro de Parasitologia Veterinária*, Sociedade Brasileira de Parasitologia Veterinária, Campo Grande.
- Herrera, H. M., Corrêa, A. Q., Rodrigues, R. A., Rodrigues, E. M., Moraes, L. R. O., & Andrade, G. B. (2010b). Lesões histopatológicas produzidas por *Trypanosoma evansi* em quati (*Nasua nasua*, Procyonidae, Carnivora) naturalmente infectado. In *Anais do XVI Congresso Brasileiro de Parasitologia Veterinária*, Sociedade Brasileira de Parasitologia Veterinária, Campo Grande.
- Herrera, H. M., Rocha, F. L., Lisboa, C. V., Rademaker, V., Mourão, G. M., & Jansen, A. M. (2011). Food web connections and the transmission of cycles of *Trypanosoma cruzi* and *Trypanosoma evansi* (Kinetoplastida, Trypanosomatidae) in the Pantanal region, Brazil. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 105(7), 380-387. <https://doi.org/10.1016/j.trstmh.2011.04.008>
- Hudson, P. J., Dobson, A. P., & Lafferty, K. D. (2006). Is a healthy ecosystem one that is rich in parasites? *Trends in Ecology & Evolution*, 21(7), 381-385. <https://doi.org/10.1016/j.tree.2006.04.007>
- Inoue, H., Clifford, D. L., Vickers, T. W., Coonan, T. J., Garcelon D. K., & Borjesson D. L. (2012). Biochemical and hematologic reference intervals for the endangered island fox (*Urocyon littoralis*). *Journal of Wildlife Diseases*, 48(3), 583-592. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-48.3.583>
- Ito, F. H., Vasconcelos, S. A., Bernardi, F., Nascimento, A. A., Labruna, M. B., & Arantes, I. G. (1998). Evidência sorológica de brucelose e leptospirose e parasitismo por ixodídeos em animais silvestres do Pantanal Sul-Matogrossense. *Arvs Veterinaria*, 14(3), 302-310.
- Jansen, A. M., & Roque, A. L. R. (2010). Domestic and wild mammalian reservoir. In J. Telleria & M. Tibayrene (Eds.), *American Trypanosomiasis chagas disease – one hundred years of research* (pp. 249-276). Elsevier.
- Jansen, A. M., Xavier, S. C., & Roque, A. L. (2015). The multiple and complex and changeable scenarios of the *Trypanosoma cruzi* transmission cycle in the sylvatic environment. *Acta Tropica*, 151, 1-15. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2015.07.018>
- Johnson, P. T., de Roode, J. C., & Fenton, A. (2015). Why infectious disease research needs community ecology. *Science*, 349(6252), 1259504. <https://doi.org/10.1126/science.1259504>
- Jones, D. M. (1983). The capture and handling of deer. In A. J. B. Rudge (Ed.), *The capture and handling of deer* (pp. 1-115). Nature Conservancy Council Handbook.
- Jones, K. E., Patel, N. G., Levy, M. A., Storeygard, A., Balk, D., Gittleman, J. L., & Daszak, P. (2008). Global trends in emerging infectious diseases. *Nature*, 451(7181), 990-993. <https://doi.org/10.1038/nature06536>
- Jorge, R. S. P. (2008). *Caracterização do estado sanitário dos carnívoros selvagens da RPPN Sesc Pantanal e de animais domésticos da região* [Tese de doutorado, Universidade de São Paulo, São Paulo]. <https://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/10/10134/tde-28052008-104047/pt-br.php>
- Jorge, R. S. P., Pereira, M. S., Morato, R. G., Scheffer, K. C., Carnieli, Jr. P., Ferreira, F., . . . & May-Junior, J. A. (2010). Detection of rabies virus antibodies in Brazilian free-ranging wild carnivores. *Journal of Wildlife Diseases*, 46(4), 1310-1315. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-46.4.1310>
- Jorge, R. S. P., Ferreira, F., Ferreira Neto, J. S., Vasconcellos, S. A., Lima, E. S., Moraes, Z. M., & Souza, G. O. (2011). Exposure of free-ranging wild carnivores, horses and domestic dogs to *Leptospira* spp. in northern Pantanal, Brazil. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 106(4), 441-444. <https://doi.org/10.1590/s0074-02762011000400009>
- Karesh, W. B., & Cook, R. A. (1995). Applications of veterinary medicine to in situ conservation efforts. *Oryx*, 29(4), 244-252. <https://doi.org/10.1017/S0030605300021232>
- Keesing, F., Holt, R. D., & Ostfeld, R. S. (2006). Effects of species diversity on disease risk. *Ecology Letters*, 9(4), 485-489. <https://doi.org/10.1111/j.1461-0248.2006.00885.x>
- Keesing, F., Belden, L. K., Daszak, P., Dobson, A., Harvell, C. D., Holt, R. D., . . . & Ostfeld, R. S. (2010). Impacts of biodiversity on the emergence and transmission of infectious diseases. *Nature*, 468(7324), 647-652. <https://doi.org/10.1038/nature09575>
- Kluyber, D., Desbiez, A. L. J., Attias, N., Massocato, G. F., Gennari, S. M., Soares, H. S., . . . & Roque, A. L. R. (2021). Zoonotic parasites infecting free-living armadillos from Brazil. *Transboundary and Emerging Diseases*, 68(3), 1639-1651. <https://doi.org/10.1111/tbed.13839>
- Kurien, B. T., & Scofield, R. H. (2003). Protein blotting: a review. *Journal of Immunological Methods*, 274(1-2), 1-15. [https://doi.org/10.1016/s0022-1759\(02\)00523-9](https://doi.org/10.1016/s0022-1759(02)00523-9)



- Kurien, B. T., & Scofield, R. H. (2006). Western blotting. *Methods*, 38(4), 283-293. <https://doi.org/10.1016/j.ymeth.2005.11.007>
- Labruna, M. B., Martins, T. F., Acosta, I. C. L., Serpa, M. C. A., Soares, H. S., Teixeira, R. H. F., . . . & Medici, E. P. (2021). Ticks and rickettsial exposure in lowland tapirs (*Tapirus terrestris*) of three Brazilian biomes. *Ticks and Tick-Borne Diseases*, 12(3), 101648. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2021.101648>
- Lenzi, H. L., & Vannier-Santos, M. A. (2005). Interface parasito-hospedeiro: coabitologia – uma visão diferente do fenômeno parasitismo. In J. R. Coura (Ed.), *Dinâmica das doenças infecciosas e parasitárias* (pp. 19-44). Guanabara Koogan.
- Levine, N. D. (1968). *Nematode parasites of domestic animals and of man*. Burgess Publishing Company.
- Lima, J. S., Rocha, F. L., Alves, F. M., Lorosa, E. S., Jansen, A. M., & Mourão, G. M. (2015). Infestation of arboreal nests of coatis by triatomine species, vectors of *Trypanosoma cruzi*, in a large Neotropical wetland. *Journal of Vector Ecology*, 40(2), 379-385. <https://doi.org/10.1111/jvec.12177>
- Lisboa, C. V., Pinho, A. P., Herrera, H. M., Gerhardt, M., Cupolillo, E., & Jansen, A. M. (2008). *Trypanosoma cruzi* (Kinetoplastida, Trypanosomatidae) genotypes in neotropical bats in Brazil. *Veterinary Parasitology*, 156(3-4), 314-318. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2008.06.004>
- Livingston, R. B. (1987). Neurofisiologia. In C. H. Best, N. B. Taylor & J. B. West (Eds.), *As bases fisiológicas da prática médica* (pp. 934-938). Guanabara Koogan.
- Lloyd-Smith, J. O., George, D., Pepin, K. M., Pitzer, V. E., Puliam, J. R., . . . & Grenfell, B. T. (2009). Epidemic dynamics at the human-animal interface. *Science*, 326(5958), 1362-1367. <https://doi.org/10.1126/science.1177345>
- Longo, J. M. (2009). *Comunidades de morcegos e de ectoparasitas nas bacias do Miranda e Negro: corredores Cerrado-Pantanal*. [Tese de doutorado, Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, Campo Grande]. <https://repositorio.ufms.br/handle/123456789/584>
- Lopes Torres, E. J., Maldonado, Jr. A., & Lanfredi, R. M. (2009). Spirurids from *Gracilinanus agilis* (Marsupialia: Didelphidae) in Brazilian Pantanal wetlands with a new species of *Physaloptera* (Nematoda: Spirurida). *Veterinary Parasitology*, 163(1), 87-92. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2009.03.046>
- Lux Hoppe, E. G., Pereira, L. M., Souto, L. S. C., Tebaldi, J. H., & Nascimento, A. A. (2006). Nematódeos gastrintestinais de tatus-peba *Euphractus sexcinctus* (Linnaeus, 1758) provenientes do Pantanal Sul-Matogrossense, sub-região de Aquidauana, com registro de novo hospedeiro para *Hadrostrongylus speciosum* Hoppe & Nascimento, 2006. In *Anais da 19ª Reunião do Instituto Biológico*, Instituto Biológico, São Paulo.
- Lux Hoppe, E. G., & Nascimento, A. A. (2007). Natural infection of gastrointestinal nematodes in long-nosed armadillos *Dasypus novemcinctus* Linnaeus, 1758 from Pantanal wetlands, Aquidauana subregion, Mato Grosso do Sul state, with description of *Hadrostrongylus speciosum* n. gen. et n. sp. (Molineidae: Anoplostrongyliinae). *Veterinary Parasitology*, 144(1-2), 87-92. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2006.09.028>
- Lux Hoppe, E. G., Tebaldi, J. H., & Nascimento, A. A. (2010). Helminthological screening of free-ranging grey brocket deer *Mazama gouazoubira* Fischer, 1817 (Cervidae: Odoicoileini) from Brazilian Pantanal wetlands, with considerations on *Pygarginema verrucosa* (Molin, 1860) Kadenatzii, 1948 (Spiroceridae: Ascaropsinae). *Brazilian Journal of Biology*, 70(2), 417-423. <https://doi.org/10.1590/s1519-69842010000200026>
- Luz, H. R., Costa, F. B., Benatti, H. R., Ramos, V. N., Serpa, M. C. A., Martins, T. F., . . . & Labruna, M. B. (2019). Epidemiology of capybara-associated Brazilian spotted fever. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 13(9), e0007734. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0007734>
- Marcili, A., Costa, A. P., Soares, H. S., Acosta, I. C. L., Lima, J. T., Minervino, A. H., . . . & Gennari, S. M. (2013). Isolation and phylogenetic relationships of bat trypanosomes from different biomes in Mato Grosso, Brazil. *The Journal of Parasitology*, 99(6), 1071-1076. <https://doi.org/10.1645/12-156.1>
- Martins, J. R., Medri, I. M., Oliveira, C. M., & Guglielmone, A. (2004). Occurrence of ticks on giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*) and collared anteater (*Tamandua tetradactyla*) in the Pantanal region of Mato Grosso do Sul state, Brazil. *Ciência Rural*, 34(1), 293-295. <https://doi.org/10.1590/S0103-84782004000100048>
- Mathias, L. A., Girio, R. J. S., & Duarte, J. M. B. (1999). Serosurvey for antibodies against *Brucella abortus* and *Leptospira interrogans* in pampas deer from Brazil. *Journal of Wildlife Diseases*, 35(1), 112-114. <https://doi.org/10.7589/0090-3558-35.1.112>
- May-Junior, J. A., Fagundes-Moreira, R., Souza, V. B., Almeida, B. A., Haberkfeld, M. B., Sartorelo, L. R., . . . & Soares, J. F. (2021). Dermatobiosis in *Panthera onca*: first description and multinomial logistic regression to estimate and predict parasitism in captured wild animals. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 30(1), e023820. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612021003>
- McKay, D. M. (2006). The beneficial helminth parasite? *Parasitology*, 132(1), 1-12. <https://doi.org/10.1017/S003118200500884X>
- Medici, E. P., Mangini, P. R., & Fernandes-Santos, R. C. (2014). Health assessment of wild lowland tapir (*Tapirus terrestris*) populations in the Atlantic Forest and Pantanal biomes, Brazil (1996-2012). *Journal of Wildlife Diseases*, 50(4), 817-28. <https://doi.org/10.7589/2014-02-029>

- Medina-Vogel, G. (2013). Emerging infectious diseases of wildlife and species conservation. In R. M. Atlas & S. Maloy (Eds.), *One health: people, animals, and the environment* (pp. 67-79). ASM Press.
- Medri, I. M., Martins, J. R., Doyle, R. L., Mourão, G., & Marinho-Filho, J. (2010). Ticks (Acari: Ixodidae) from yellow armadillo, *Euphractus sexcinctus* (Cingulata: Dasypodidae), in Brazil's Pantanal wetlands. *Neotropical Entomology*, 39(5), 823-825. <https://doi.org/10.1590/s1519-566x2010000500023>
- Meseko, C. A., Egbetade, A. O., & Fagbo, S. (2015). Ebola virus disease control in West Africa: an ecological, one health approach. *The Pan African Medical Journal*, 21, 6. <https://doi.org/10.11604/pamj.2015.21.6.6587>
- Messenger, A. M., Barnes, A. N., & Gray, G. C. (2014). Reverse zoonotic disease transmission (zooanthroponosis): a systematic review of seldom-documented human biological threats to animals. *Plos One*, 9(2), e89055. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0089055>
- Millán, J., López-Bao, J. V., García, E. J., Oleaga, Á., Llaneza, L., Palacios, V., ... & Esperón, F. (2015). Patterns of exposure of Iberian wolves (*Canis lupus*) to canine viruses in human-dominated landscapes. *EcoHealth*, 1(1), 1-12. <https://doi.org/10.1007/s10393-015-1074-8>
- Miller, A. L., Evans, A. L., Os, Ø., & Arnemo, J. M. (2013). Biochemical and hematologic reference values for free-ranging, chemically immobilized wild Norwegian reindeer (*Rangifer tarandus tarandus*) during early winter. *Journal of Wildlife Diseases*, 49(2), 221-228. <https://doi.org/10.7589/2012-04-115>
- Mills, J. N., & Childs, J. E. (1998). Ecologic studies of rodent reservoirs: their relevance for human health. *Emerging Infectious Diseases*, 4(4), 529-537.
- Miranda, F. R., Teixeira, R. H. F., Gazêta, G. S., Serra-Freire, N. M., & Amorim, M. (2010). Presence of *Amblyomma cajennense* in wild giant armadillos (*Prionotus maximus*) of the Pantanal Matogrossense, Brazil. *Edentata*, 11(1), 73-75. <https://doi.org/10.1896/020.011.0113>
- Miranda, F. R., Superina, M., Vinci, F., Hashimoto, V., Freitas, J. C., & Matushima, E. R. (2015). Serosurvey of *Leptospira interrogans*, *Brucella abortus* and *Chlamydia abortus* infection in free-ranging giant anteaters (*Myrmecophaga tridactyla*) from Brazil. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, 35(5), 462-465. <https://doi.org/10.1590/S0100-736X2015000500013>
- Morrill, A., & Forbes, M. R. (2016). aggregation of infective stages of parasites as an adaptation and its implications for the study of parasite-host interactions. *The American Naturalist*, 187(2), 225-235. <https://doi.org/10.1086/684508>
- Muñoz-Leal, S., Eriksson, A., Santos, C. F., Fischer, E., Almeida, J. C., Luz, H. R., & Labruna, M. B. (2016). Ticks infesting bats (Mammalia: Chiroptera) in the Brazilian Pantanal. *Experimental and Applied Acarology*, 69(1), 73-85. <https://doi.org/10.1007/s10493-016-0026-5>
- Nantulya, V. M. (1990). Trypanosomiasis in domestic animals: the problems of diagnostic. *Revue Scientifique et Technique*, 9(2), 357-367. <https://doi.org/10.20506/rst.9.2.507>
- Nascimento, A. A., Bonuti, M. R., Mapeli, E. B., Tebaldi, J. H., Arantes, I. G., & Zettermann, C. D. (2000a). Infecções naturais em cervídeos (Mammalia: Cervidae) procedentes dos Estados do Mato Grosso do Sul e São Paulo, por nematódeos Trichostrongyloidea Cram, 1927. *Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science*, 37(2), 153-158.
- Nascimento, A. A., Bonuti, M. R., Tebaldi, J. H., Mapeli, E. B., & Arantes, I. G. (2000b). Natural infections with filarioidea nematodes in *Hydrochoerus hydrochaeris* in the floodplain of Mato Grosso do Sul, Brazil. *Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science*, 37(2), 105-108.
- Nassar-Montoya, F., & Pereira-Bengoa, V. (2013). *El estudio de la salud de la fauna silvestre: teoría y práctica transdisciplinaria para la conservación con ejemplos para Latinoamérica*. Colombia Comvezcol.
- Nielsen, N. O. (2001). Ecosystem approaches to human health. *Cadernos de Saúde Pública*, 17(Suppl.), 69-75. <https://doi.org/10.1590/S0102-311X2001000700015>
- Nunes, V. L., & Oshiro, E. T. (1990). *Trypanosoma (Trypanozoon) evansi* in the coati from the Pantanal region of Mato Grosso do Sul State, Brazil. *Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene*, 84(5), 692. [https://doi.org/10.1016/0035-9203\(90\)90148-8](https://doi.org/10.1016/0035-9203(90)90148-8)
- Nunes, V. L. B., Oshiro, E. T., Dorval, M. E. C., Garcia, L. A. M., Silva, A. A. P., & Bogliolo, A. R. (1993). Investigação epidemiológica sobre *Trypanosoma (Trypanozoon) evansi* no Pantanal Sul-Mato-Grossense. Estudos de Reservatórios. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 2(1), 41-44.
- Nussey, D. H., Watt, K. A., Clark, A., Pilkington, J. G., Pemberton, J. M., Graham, A. L., & McNeilly, T. N. (2014). Multivariate immune defences and fitness in the wild: complex but ecologically important associations among plasma antibodies, health and survival. *Proceedings of the Royal Society of London B: Biological Sciences*, 281(1779), 20132931. <https://doi.org/10.1098/rspb.2013.2931>
- Odum, E. P., & Barret, G. W. (2011). *Fundamentos de Ecologia*. Cengage Learning.
- Olifiers, N., Jansen, A. M., Herrera, H. M., Bianchi, R. C., D'Andrea, P. S., Mourão, G. M., & Gompper, M. E. (2015). Co-infection and wild animal health: effects of Trypanosomatids and Gastrointestinal parasites on coatis of the Brazilian Pantanal. *Plos One*, 10(12), e0143997. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0143997>

- Onuma, S. S. M., Melo, A. L. T., Kantek, D. L. Z., Crawshaw-Junior, P. G., Morato, R. G., May-Júnior, J. A., . . . & Aguiar, D. M. (2014). Exposure of free-living jaguars to *Toxoplasma gondii*, *Neospora caninum* and *Sarcocystis neurona*. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 23(4), 547-553. <https://doi.org/10.1590/S1984-29612014077>
- Onuma, S. S. M., Kantek, D. L. Z., Crawshaw-Junior, P. G., Morato, R. G., May-Júnior, J. A., Morais, Z. M., . . . & Aguiar, D. M. (2015). Detection of *Leptospira* spp. and *Brucella abortus* antibodies in free-living jaguars (*Panthera onca*) in two protected areas of northern Pantanal, Brazil. *Revista do Instituto de Medicina Tropical*, 57(2), 177-180. <https://doi.org/10.1590/S0036-46652015000200014>
- Onuma, S. S. M., Chaves, L. B., Lara, M. C. C. S. H., May-Júnior, J. A., Taques, I. I. G. G., Fritzen, J. T. T., . . . & Aguiar, D. M. (2016). Serological and molecular investigation of viral agents in free-living jaguars of the Pantanal wetlands, state of Mato Grosso, Brazil. *Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science*, 53(3), 270-279. <https://doi.org/10.11606/issn.1678-4456.bjvras.2016.108947>
- Ostfeld, R. S., & LoGiudice, K. (2003). Community disassembly, biodiversity loss, and the erosion of an ecosystem service. *Ecology*, 84(6), 1421-1427. <https://doi.org/10.1890/02-3125>
- Ostfeld, R. S. (2009). Biodiversity loss and the rise of zoonotic pathogens. *Clinical Microbiology and Infection*, 15(Supl. 1), 40-43. <https://doi.org/10.1111/j.1469-0691.2008.02691.x>
- Ovando, T. M., & Ribeiro, O. C. (2007). Endoparasitas em porco monteiro do Pantanal do Rio Negro de Mato Grosso do Sul. *Ensaio e Ciências*, 11(1), 73-79.
- Pachaly, J. R., Werner, P. R., Schimanski, J. C., & Clifoni, E. M. G. (1993). Estresse por captura e contenção em animais selvagens. *A Hora Veterinária*, 13(74), 47-52.
- Pacioni, C., Robertson, I. D., Maxwell, M., van Weenen, J., & Wayne, A. F. (2013). Hematologic characteristics of the woylie (*Bettongia penicillata ogilbyi*). *Journal of Wildlife Diseases*, 49(4), 816-830. <https://doi.org/10.7589/2011-09-275>
- Paes, R. C. S. (2001). *Pesquisa de anticorpos anti-vírus da febre aftosa em espécies de animais domésticos e silvestres susceptíveis e não vacinadas, no Pantanal de Mato Grosso do Sul* [Dissertação de mestrado, Universidade Estadual Paulista, São Paulo]. <https://repositorio.unesp.br/handle/11449/95982>
- Paes, R. C. S., Ribeiro, O. C., Carneiro Monteiro, L. A. R., Figueiredo, A. O., Neto, A. A. C., Oliveira, . . . & Herrera, H. M. (2009). Enfermidades de ocorrência no porco monteiro (*Sus scrofa*) no Pantanal Sul-Mato-Grossense, Brasil. *Suiform Surroundings*, 9(1), 29-34.
- Paes, R. C. S., Morceli, V. R., Vieira-da-Motta, O., De Vidis, N. Y., Jardim, G. C., Carneiro Monteiro, L. A. R., . . . & Mauro, R. A. (2010). Identificação de fungos leveduriformes e filamentosos em porco monteiro (*Sus scrofa*) nas sub-regiões de Nhecolândia e Rio Negro, Pantanal, MS. In *Anais do XIII Congresso e XIX Encontro da Associação Brasileira de Veterinários de Animais Silvestres*, ABRAVAS, Campos do Jordão.
- Paes, R. C. S., Fonseca Junior, A. A., Monteiro, L. A. R. C., Jardim, G. C., Piovezan, U., Herrera, . . . & Vieira-da-Motta, O. (2013). Serological and molecular investigation of the prevalence of Aujeszky's disease in feral swine (*Sus scrofa*) in the subregions of the Pantanal wetland, Brazil. *Veterinary Microbiology*, 165(3), 448-454. <https://doi.org/10.1016/j.vetmic.2013.03.028>
- Palmer, M. V., Waters, W. R., & Whipple, D. L. (2001). Abomasal ulcers in captive white-tailed deer (*Odocoileus virginianus*). *Journal of Comparative Pathology*, 125(2-3), 224-227. <https://doi.org/10.1053/jcpa.2001.0496>
- Paludo, G. R., Memanus, C., Melo, R. Q., Cardoso, A. G., Mello, F. P. S., Moreira, M., & Fuck, B. H. (2002). Efeito do estresse térmico e do exercício sobre parâmetros fisiológicos de cavalos do Exército brasileiro. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 31(3), 1130-1142. <https://doi.org/10.1590/S1516-35982002000500009>
- Pavlovsky, E. N. (1964). *Natural nidality of transmissible diseases with special reference to the landscape epidemiology of zoonanthropozoonoses*. Nauka.
- Pereira, M. C., Szabó, M. P. J., Bechara, G. H., Matushima, E. R., Duarte, J. M. B., Rechav, Y., Fielden, L., & Keirans, J. E. (2000). Ticks (Acari: Ixodidae) associated with wild animals in the Pantanal region of Brazil. *Journal of Medical Entomology*, 37(6), 979-983. <https://doi.org/10.1603/0022-2585-37.6.979>
- Péres, I. A. H. F. S. (2010). *Ocorrência de Brucella sp. e Leptospira interrogans e variáveis de risco associadas às taxas reprodutivas do veado-campeiro (Ozotoceros bezoarticus) no Sudoeste da Nhecolândia, Corumbá-MS* [Dissertação de mestrado, Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, Campo Grande].
- Pérez, S. D., Grummer, J. A., Fernandes-Santos, R. C., José, C. T., Medici, E. P., & Marcili, A. (2019). Phylogenetics, patterns of genetic variation and population dynamics of *Trypanosoma terrestris* support both coevolution and ecological host-fitting as processes driving trypanosome evolution. *Parasites and Vectors*, 12(1), 473. <https://doi.org/10.1186/s13071-019-3726-y>
- Pfaff, A. W., & Candolfi, E. (2003). Immune responses to protozoan parasites and its relevance to diagnosis in immunocompromised patients. *European Journal of Protistology*, 39(4), 428-434. <https://doi.org/10.1078/0932-4739-00016>

- Picoloto, G., Lima, R. F., Olegário, L. A. O., Carvalho, C. M. E., Lacerda, A. C. R., Tomás, W. M., Borges, P. A. L., Pellegrin, A. O., & Madruga, C. R. (2010). Real time polymerase chain reaction to diagnose *Anaplasma marginale* in cattle and deer (*Ozotoceros bezoarticus leucogaster*) of the Brazilian Pantanal. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 19(3), 186-188. <https://doi.org/10.1590/s1984-29612010000300012>
- Pienaar, U. V. (1973). The capture and restraint of wild herbivores by mechanical methods. In E. Young (Ed.), *The capture and care of wild animals* (pp. 91-99). Human and Rousseau.
- Pineda-Tenor, D., Laserna-Mendieta, E. J., Timón-Zapata, J., Rodelgo-Jiménez, L., Ramos-Corral, R., Recio-Montealegre, A., & Reus, M. G. (2013). Biological variation and reference change values of common clinical chemistry and haematologic laboratory analytes in the elderly population. *Clinical Chemistry and Laboratory Medicine*, 51(4), 851-862. <https://doi.org/10.1515/cclm-2012-0701>
- Porfírio, G. E. O., Santos, F. M., Macedo, G. C., Barreto, W. T. G., Campos, J. B. V., Meyers, A. C., . . . & Herrera, H. M. (2018). Maintenance of *Trypanosoma cruzi*, *T. evansi* and *Leishmania* spp. by domestic dogs and wild mammals in a rural settlement in Brazil-Bolivian border. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 7(3), 398-404. <https://doi.org/10.1016/j.ijppaw.2018.10.004>
- Poulin, R., & Combes, C. (1999). The concept of virulence: interpretations and implications. *Parasitology Today*, 15(12), 474-475. [https://doi.org/10.1016/s0169-4758\(99\)01554-9](https://doi.org/10.1016/s0169-4758(99)01554-9)
- Poulin, R., & Morand, S. (2000). The diversity of parasites. *The Quarterly Review of Biology*, 75(3), 277-293. <https://doi.org/10.1086/393500>
- Poulin, R. (2007). *Evolutionary ecology of parasites*. University Press.
- Purse, B. V., Mellor, P. S., Rogers, D. J., Samuel, A. R., Mertens, P. P., & Baylis, M. (2005). Climate change and the recent emergence of bluetongue in Europe. *Nature Reviews Microbiology*, 3(2), 171-181. <https://doi.org/10.1038/nrmicro1090>
- Quintó, L., Aponte, J. J., Sacarlal, J., Espasa, M., Aide, P., Mandomando, I., . . . & Alonso, P. L. (2006). Haematological and biochemical indices in young African children: in search of reference intervals. *Tropical Medicine & International Health*, 11(11), 1741-1748. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3156.2006.01764.x>
- Rabelo, F. A. (2014). *Doenças transmitidas por vetores em canídeos na região da Serra do Amolar, Pantanal, Brasil* [Dissertação de mestrado, Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, Campo Grande]. <https://repositorio.ufms.br/handle/123456789/1991>
- Rademaker, V., Herrera, H. M., Raffel, T. R., D'Andrea, P. S., Freitas, T. P. T., Abreu, . . . & Jansen, A. M. (2009). What is the role of small rodents in the transmission cycle of *Trypanosoma cruzi* and *Trypanosoma evansi* (Kinetoplastida: Trypanosomatidae)? A study case in the Brazilian Pantanal. *Acta Tropica*, 111(2), 102-107. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2009.02.006>
- Ramirez, L., Dávila, A. M., Victório, A. M., Silva, R. A., Trajano, V., & Jansen, A. M. (1997). Measurements of *Trypanosoma evansi* from the Pantanal. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, 92(4), 483-484. <https://doi.org/10.1590/s0074-02761997000400006>
- Ramos, V. N. (2013). *Ecologia da interação entre carrapatos e hospedeiros no Pantanal: o papel do porco monteiro, do gado nelore, e de pequenos mamíferos para a ixodofauna na sub-região da Nhecolândia, MS* [Tese de doutorado, Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia]. <https://repositorio.ufu.br/handle/123456789/13273>
- Ramos, V. N., Piovezan, U., Franco, A. H. A., Osava, C. F., Herrera, H. M., & Szabó, M. P. J. (2014). Feral pigs as hosts for *Amblyomma sculptum* (Acari: Ixodidae) populations in the Pantanal, Mato Grosso do Sul, Brazil. *Experimental and Applied Acarology*, 64(3), 393-406. <https://doi.org/10.1007/s10493-014-9832-9>
- Ramos, V. N., Piovezan, U., Franco, A. H., Rodrigues, V. S., Nava, S., & Szabó, M. P. (2016). Nelore cattle (*Bos indicus*) ticks within the Brazilian Pantanal: ecological relationships. *Experimental & Applied Acarology*, 68(2), 227-240. <https://doi.org/10.1007/s10493-015-9991-3>
- Rapport, D. J., Costanza, R., & McMichael, A. J. (1998). Assessing ecosystem health. *Trends in Ecology & Evolution*, 13(10), 397-402. [https://doi.org/10.1016/s0169-5347\(98\)01449-9](https://doi.org/10.1016/s0169-5347(98)01449-9)
- Rapport, D. J. (2007). Sustainability science: an ecohealth perspective. *Sustainability Science*, 2(1), 77-84. <https://doi.org/10.1007/s11625-006-0016-3>
- Real, V. V., Dutra, V., Nakazato, L., Freitas, T. P. T., Keuroghlian, A., Almeida, A. B. P. F., & Souza, R. L. (2010). PCR de *Salmonella* spp., *Streptococcus suis*, *Brucella abortus* e circovírus suíno tipo 2 em taiaçuídeos de vida livre e cativeiro. *Revista Brasileira de Saúde e Produção Animal*, 11(3), 858-864.
- Ribeiro, C. C. D. U., Faccini, J. L. H., Caçado, P. H. D., Piranda, E. M., Barros-Battesti, D. M., & Leite, R. C. (2013). Life cycle of *Ornithodoros rostratus* (Acari: Argasidae) under experimental conditions and comments on the host-parasite relationship in the Pantanal wetland region, Brazil. *Experimental and Applied Acarology*, 61(1), 139-146. <https://doi.org/10.1007/s10493-013-9669-7>
- Rocha, F. L., Roque, A. L. R., Lima, J. S., Cheida, C. C., Lemos, F. G., Azevedo, F. C., . . . & Jansen, A. M. (2013). *Trypanosoma cruzi* infection in neotropical wild carnivores (Mammalia: Carnivora): at the top of the *T. cruzi* transmission chain. *Plos One*, 8(7), 1-12. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0067463>
- Roque, A. L., D'Andrea, P. S., Andrade, G. B., & Jansen, A. M. (2005). *Trypanosoma cruzi*: distinct patterns of infection in the sibling caviomorph rodent species *Thrichomys apereoides laurentius* and *Thrichomys pachyurus* (Rodentia, Echimyidae). *Experimental Parasitology*, 111(1), 37-46. <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2005.05.003>

- Ruykys, L., Rich, B., & McCarthy, P. (2012). Haematology and biochemistry of waru (*Petrogale lateralis* Mac-Donnell Ranges race) in captivity and the wild. *Australian Veterinary Journal*, 90(9), 331–340. <https://doi.org/10.1111/j.1751-0813.2012.00956.x>
- Sacchi, A. B. V., Mapeli, E. B., & Nascimento, A. A. (2004). Infecções naturais de quatis (*Nasua nasua*), procedentes do Pantanal Sul Matogrossense (Paiguás), por helmintos parasitos: resultados preliminares. In *Anais do VIII Congresso e XIII Encontro da ABRAVAS*, ABRAVAS, Jaboticabal.
- Sánchez-Sarmiento, A. M., Zwarg, T., Santos, R. C. F., Guimarães-Luiz, T., Genoy-Puerto, A., & Matushima, E. R. (2015). Hematological parameters and the variations resulting from stress of *Alouatta caraya* during a wildlife rescue program in Brazil. *American Journal of Primatology*, 77(3), 246–253. <https://doi.org/10.1002/ajp.22327>
- Santos, F. M., Ferreira, F. L. M., Perestrelo, D. M., Almeida, I. N. V., Santos, A. L. S., Piovezan, . . . & Herrera, H. M. (2014). Helmintos gastrointestinais no veado campeiro (*Ozotocerus bezoarticus*, Artiodactyla: Cervidae) do Pantanal Sul-matogrossense. In *Anais do VII Encontro sobre Animais Selvagens*, UFU, Uberlândia.
- Santos, F. M., Jansen, A. M., Mourão, G. M., Jurberg, J., Nunes, A. P., & Herrera, H. M. (2015). Triatominae (Hemiptera, Reduviidae) in the Pantanal region: association with *Trypanosoma cruzi*, different habitats and vertebrate hosts. *Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical*, 48(5), 532–538. <https://doi.org/10.1590/0037-8682-0184-2015>
- Santos, F. M., Macedo, G. C., Barreto, W. T. G., Oliveira-Santos, L. G. R., Garcia, C. M., Mourão, G. M., . . . & Herrera, H. M. (2018). Outcomes of *Trypanosoma cruzi* and *Trypanosoma evansi* infections on health of Southern coati (*Nasua nasua*), crab-eating fox (*Cerdocyon thous*), and ocelot (*Leopardus pardalis*) in the Brazilian Pantanal. *PLoS One*, 13(8), e0201357. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0201357>
- Santos, F. M., Barreto, W. T. G., Macedo, G. C., Barros, J. H. D. S., Xavier, S. C. D. C., Garcia, C. M., Mourão, G., de . . . & Herrera, H. M. (2019a). The reservoir system for *Trypanosoma* (Kinetoplastida, Trypanosomatidae) species in large neotropical wetland. *Acta Tropica*, 199, 105098. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2019.105098>
- Santos, F. M., de Macedo, G. C., Barreto, W. T. G., Nantes, W. A. G., de Assis, W. O., & Herrera, H. M. (2019b). Valores hematológicos de lobinhos (*Cerdocyon thous*) do Pantanal, Mato Grosso do Sul, Brasil, infectados e não infectados por *Trypanosoma cruzi* e *T. evansi*. *Ciências Animal Brasileira*, 20, e-50604. <https://doi.org/10.1590/1089-6891v20e-50604>
- Schleich, C. E., Zenuto, R. R., & Cutrera, A. P. (2015). Immune challenge but not dietary restriction affects spatial learning in the wild subterranean rodent *Ctenomys talarum*. *Physiology & Behavior*, 139, 150–156. <https://doi.org/10.1016/j.physbeh.2014.11.023>
- Scott, M. E. (1988). The impact of infection and disease on animal populations: Implications for conservation biology. *Conservation Biology*, 2(1), 40–56. <https://doi.org/10.1111/j.1523-1739.1988.TB00334.X>
- Serpa, M. C. A., Luz, H. R., Costa, F. B., Weck, B. C., Benatti, H. R., Martins, T. F., . . . & Ramos, V. N. (2021). Small mammals, ticks and rickettsiae in natural and human-modified landscapes: Diversity and occurrence of Brazilian spotted fever in Brazil. *Ticks and Tick-Borne Diseases*, 12(6), 101805. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2021.101805>
- Silva, M. I. S., Nascimento, A. A., Bonuti, M. R., Mapeli, E. B., & Arantes, I. G. (1999). Ascaropsinae (Alicata & McIntosh, 1933) parasites of deer from the lowlands region of the state of Mato Grosso do Sul, Brazil. *Revista Brasileira de Parasitologia Veterinária*, 8(2), 133–136.
- Silva, R. A. M. S., Victorio, A. M., Ramirez, L., Davila, A. M. R., Trajano, V., & Jansen, A. M. (1999). Modifications sanguines et biochimiques chez des coatis (*Nasua nasua*) infectés naturellement par *Trypanosoma evansi* dans le Pantanal, Brésil. *Revue d'élevage et de médecine vétérinaire des pays tropicaux*, 52(2), 119–122. <https://doi.org/10.19182/REMTV.9685>
- Silva, C. L., & Graciolli, G. (2013). Prevalence, mean intensity of infestation and host specificity of Spinturnicidae mites (Acari: Mesostigmata) on bats (Mammalia: Chiroptera) in the Pantanal, Brazil. *Acta Parasitologica*, 58(2), 174–179. <https://doi.org/10.2478/s11686-013-0134-x>
- Silva, C. P. A., Onuma, S. S. M., Aguiar, D. M., Dutra, V., & Nakazato, L. (2016). Molecular detection of Feline Leukemia Virus in free-ranging jaguars (*Panthera onca*) in the Pantanal region of Mato Grosso, Brazil. *The Brazilian Journal of Infectious Diseases*, 20(3), 316–317. <https://doi.org/10.1016/j.bjid.2016.01.005>
- Silveira, J. A. G., Rabelo, E. M. L., Lacerda, A. C. R., Borges, P. A. L., Tomás, W. M., Pellegrin, A. O., Tomich, R. G. P., & Ribeiro, M. F. B. (2013). Molecular detection and identification of hemoparasites in pampas deer (*Ozotoceros bezoarticus* Linnaeus, 1758) from the Pantanal Brazil. *Ticks and Tick-borne Diseases*, 4(4), 341–345. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2013.01.008>
- Simões, R., Gentile, R., Rademaker, V., D'Andrea, P., Herrera, H., Freitas, T., . . . & Maldonado, Jr. A. (2010). Variation in the helminth community structure of *Thrichomys pachyurus* (Rodentia: Echimyidae) in two sub-regions of the Brazilian Pantanal: the effects of land use and seasonality. *Journal of Helminthology*, 84(3), 266–275. <https://doi.org/10.1017/S0022149X09990629>
- Simões, R. O., Santos, M. M., & Maldonado, Jr. A. (2012). A new Heligmonellid (Nematoda: Heligmonellidae) from *Oecomys mamorae* (Rodentia: Sigmodontinae) in the Pantanal and new data on the synpope of *Guerrerostrongylus zetta* from the Atlantic Forest, Brazil. *Journal of Parasitology*, 98(4), 801–805.
- Smith, K. F., Behrens, M. D., & Sax, D. F. (2009). Local scale effects of disease on biodiversity. *Ecohealth*, 6(2), 287–295. <https://doi.org/10.1007/s10393-009-0254-9>

- Smith, K. F., Goldberg, M., Rosenthal, S., Carlson, L., Chen, J., Chen, C., & Ramachandran, S. (2014). Global rise in human infectious disease outbreaks. *Journal of the Royal Society Interface*, *11*(101), 20140950. <https://doi.org/10.1098/rsif.2014.0950>
- Soares, C. O. (2001). Princípios, padronização e validação de provas sorológicas. In C. R. Madruga, E. R. Araújo & C. O. Soares (Eds.). *Imunodiagnóstico em medicina veterinária* (pp. 145-178). Embrapa Gado de Corte.
- Soares, H. S., Ramos, V. N., Osava, C. F., Oliveira, S., Szabó, M. P. J., Piovezan, U., . . . & Gennari, S. M. (2016). Occurrence of antibodies against *Neospora caninum* in wild pigs (*Sus scrofa*) in the Pantanal, Mato Grosso do Sul, Brazil. *Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science*, *53*(1), 112-116. <https://doi.org/10.11606/issn.1678-4456.v53i1p112-116>
- Soto, H., Tibaduiza, T., Montilla, M., Triana, O., Suárez, D. C., Torres Torres, M., . . . & Lugo, L. (2014). Investigation of vectors and reservoirs in an acute Chagas outbreak due to possible oral transmission in Aguachica, Cesar, Colombia. *Cadernos de Saude Pública*, *30*(4), 746-756. <https://doi.org/10.1590/0102-311x00024013>
- Sousa, K. C. M., Calchi, A. C., Herrera, H. M., Dumler, J. S., Barros-Battesti, D. M., Machado, R. Z., & André, M. R. (2017a). Anaplasmataceae agents among wild mammals and ectoparasites in Brazil. *Epidemiology and Infection*, *145*(16), 3424-3437. <https://doi.org/10.1017/S095026881700245X>
- Sousa, K. C., Fernandes, M. P., Herrera, H. M., Benevenuto, J. L., Santos, F. M., Rocha, & André, M. R. (2017b). Molecular detection of *Hepatozoon* spp. in domestic dogs and wild mammals in southern Pantanal, Brazil with implications in the transmission route. *Veterinary Parasitology*, *237*, 37-46. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2017.02.023>
- Sousa, K. C. M., Herrera, H. M., Secato, C. T., Oliveira, A. D. V., Santos, F. M., Rocha, F. L., . . . & André, M. R. (2017c). Occurrence and molecular characterization of hemoplasmas in domestic dogs and wild mammals in a Brazilian wetland. *Acta Tropica*, *171*, 172-181. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2017.03.030>
- Sousa, K. C. M., Herrera, H. M., Rocha, F. L., Costa, F. B., Martins, T. F., Labruna, M. B., . . . & André, M. R. (2018a). *Rickettsia* spp. among wild mammals and their respective ectoparasites in Pantanal wetland, Brazil. *Ticks and Tick-Borne Diseases*, *9*(1), 10-17. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2017.10.015>
- Sousa, K. C. M., Amaral, R. B., Herrera, H. M., Santos, F. M., Macedo, G. C., Andrade Pinto, . . . & André, M. R. (2018b). Genetic diversity of *Bartonella* spp. in wild mammals and ectoparasites in Brazilian Pantanal. *Microbial Ecology*, *76*(2), 544-554. <https://doi.org/10.1007/s00248-017-1138-0>
- Sousa, K. C. M., Fernandes, M. P., Herrera, H. M., Freschi, C. R., Machado, R. Z., & André, M. R. (2018c). Diversity of piroplasmids among wild and domestic mammals and ectoparasites in Pantanal wetland, Brazil. *Ticks and Tick-Borne Diseases*, *9*(2), 245-253. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2017.09.010>
- Spraker, T. R. (1993). Stress and capture myopathy in Artiodactylid. In M. E. Fowler (Ed.), *Zoo and wildlife animal medicine current therapy* (pp. 481-488). W. B. Saunders Company.
- Stevens, J. R., Nunes, V. L., Lanham, S. M., & Oshiro, E. T. (1989). Isoenzyme characterization of *Trypanosoma evansi* isolated from capybaras and dogs in Brazil. *Acta Tropica*, *46*(4), 213-222. [https://doi.org/10.1016/0001-706x\(89\)90021-1](https://doi.org/10.1016/0001-706x(89)90021-1)
- Telfer, S., Lambin, X., Birtles, R., Beldomenico, P., Burthe, S., Paterson, S., & Begon, M. (2010). Species interactions in a parasite community drive infection risk in a wildlife population. *Science*, *330*(6001), 243-246. <https://doi.org/10.1126/science.1190333>
- Tiemann, J. C. H., Souza, S. L. P., Rodrigues, A. A. R., Duarte, J. M. B., & Gennari, S. M. (2005). Environmental effect on the occurrence of anti-*Neospora caninum* antibodies in pampas-deer (*Ozotoceros bezoarticus*). *Veterinary Parasitology*, *134*(1-2), 73-76. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2005.07.015>
- Tomich, R. G. P., Nogueira, M. F., Lacerda, A. C. R., Campos, F. S., Tomas, W. M., Herrera, H. M., . . . & Barbosa-Stancioli, E. F. (2009). Sorologia para o vírus da língua azul em bovinos de corte, ovinos e veados campeiros no Pantanal sul-mato-grossense. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, *61*(5), 1222-1226. <https://doi.org/10.1590/S0102-09352009000500028>
- Travassos, L. (1922). Informações sobre a fauna helmintológica de Mato Grosso, Trematódeos. *Folha Médica*, *3*(24), 187-190.
- Travassos, L. (1923). Informações sobre a fauna helmintológica do Mato Grosso. Oxyuroidea-oxyuridae. *Folha Médica*, *4*(5), 35-38.
- Travassos, L., Pinto, C., & Muniz, J. (1927). Excursão científica ao estado de Mato Grosso na zona do Pantanal (margens do rio São Lourenço e Cuyaba) realizada em 1922. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, *20*(2), 249-269. <https://doi.org/10.1590/S0074-02761927000200004>
- Travassos, L., & Freitas, J. F. T. (1940). Pesquisas helmintológicas. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, *35*(3), 610-633.
- Travassos, L., & Freitas, J. F. T. (1941). Pesquisas Parasitológicas. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, *36*(3), 272-295.
- VanLeeuwen, J. A., Nielsen, N. O., & Waltner-Toews, D. (1998). Ecosystem health: an essential field for veterinary medicine. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, *212*(1), 53-57.
- Vieira, A. S., Rosinha, G. M. S., Oliveira, C. E., Vasconcellos, S. A., Lima-Borges, P. A., Tomás, W. M., . . . & Pellegrin, A. O. (2011). Survey of *Leptospira* spp. in pampas deer (*Ozotoceros bezoarticus*) in the Pantanal wetlands of the state of Mato Grosso do Sul, Brazil by serology and polymerase chain reaction. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*, *10*(6), 763-768. <https://doi.org/10.1590/s0074-02762011000600019>



- Vieira, A. S., Rosinha, G. M. S., Vasconcellos, S. A., Morais, Z. M., Viana, R. C., Oliveira, . . . & Pellegrin, A. O. (2013). Identificação de mamíferos silvestres do Pantanal Sul-Mato-Grossense portadores de *Leptospira* spp. *Ciência Animal Brasileira*, 14(3), 373-380. <https://doi.org/10.5216/cab.14i3.17147>
- Vieira, A. S., Narduche, L., Martins, G., Schabib Péres, I. A., Zimmermann, N. P., Juliano, R. S., . . . & Lilenbaum, W. (2016). Detection of wild animals as carriers of *Leptospira* by PCR in the Pantanal biome, Brazil. *Acta Tropica*, 163, 87-89. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2016.08.001>
- Vieira, Y. R., Portilho, M. M., Oliveira, F. F., Guterres, A., dos Santos, D. R. L., Villar, L. M., . . . & Pinto, M. A. (2019). Evaluation of HBV-Like Circulation in Wild and Farm Animals from Brazil and Uruguay. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 16(15), 2679. <https://doi.org/10.3390/ijerph16152679>
- Vieira, E. G. M., Fischer, E., Gracioli, G., Ferreira Santos, C., Camargo, G., Silveira, M., & Eriksson, A. (2019). Bat flies aggregation on *Artibeus planirostris* hosts in the Pantanal floodplain and surrounding plateaus. *Parasitology*, 146(11), 1462-1466. <https://doi.org/10.1017/S0031182019000702>
- Viney, M. E., & Graham, A. L. (2013). Patterns and processes in parasite co-infection. *Advances in Parasitology*, 82, 321-369. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-407706-5.00005-8>
- Widmer, C. E. (2009). *Perfil sanitário de onças-pintadas (Panthera onca) de vida livre no Pantanal sul do Mato Grosso do Sul – Brasil* [Dissertação de mestrado, Universidade de São Paulo, São Paulo]. https://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/10/10134/tde-18022010-134815/publico/Cynthia_Elisa_Widmer.pdf
- Widmer, C. E., Azevedo, F. C. C., Almeida, A. P., Ferreira, F., & Labruna, M. B. (2011). Tick-borne bacteria in free-living jaguars (*Panthera onca*) in Pantanal, Brazil. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases*, 11(8), 1001-1005. <https://doi.org/10.1089/vbz.2011.0619>
- Widmer, C. E., & Azevedo, F. C. C. (2012). Tungiasis in a free-ranging jaguar (*Panthera onca*) population in Brazil. *Parasitology Research*, 110(3), 1311-1314. <https://doi.org/10.1007/s00436-011-2625-8>
- Wine and Water Watch (2016). "We scientists don't know how to do that"... what a commentary! <http://winewaterwatch.org/2016/05/we-scientists-dont-know-how-to-do-that-what-a-commentary/>
- Witter, R., Martins, T. F., Campos, A. K., Melo, A. L. T., Corrêa, S. H. R., Morgado, T. O., Wolf, R. W., May-Júnior, A., Sinkoc, A. L., Strüssmann, C., Aguiar, D. M., Rossi, R. V., Semedo, T. B. F., Campos, Z., Desbiez, A. L. J., Labruna, M. B., & Pacheco, R. C. (2016). Rickettsial infection in ticks (Acari: Ixodidae) of wild animals in midwestern Brazil. *Ticks and Tick-Borne Diseases*, 7(3), 415-423. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2015.12.019>
- Wolf, R. W., Aragona, M., Muñoz-Leal, S., Pinto, L. B., Melo, A. L. T., Braga, I. A., . . . & Aguiar, D. M. (2016). Novel *Babesia* and *Hepatozoon* agents infecting nonvolant small mammals in the Brazilian Pantanal, with the first record of the tick *Ornithodoros guaporensis* in Brazil. *Ticks and Tick-Borne Diseases*, 7(3), 449-456. <https://doi.org/10.1016/j.ttbdis.2016.01.005>
- Woodford, M. H. (2009). Veterinary aspects of ecological monitoring: the natural history of emerging infectious diseases of humans, domestic animals and wildlife. *Tropical Animal Health and Production*, 41(7), 1023-1033. <https://doi.org/10.1007/s11250-008-9269-4>
- Woolhouse, M. E., Dye, C., Etard, J. F., Smith, T., Charlwood, J. D., Garnett, G. P., . . . & Anderson, R. M. (1997). Heterogeneities in the transmission of infectious agents: implications for the design of control programs. *Proceedings of National Academy of Sciences of the United States of America*, 94(1), 338-342. <https://doi.org/10.1073/pnas.94.1.338>
- Xavier, S. C., Roque, A. L., Lima, V. S., Monteiro, K. J., Otaviano, J. C., Ferreira da Silva, L. F., & Jansen, A. M. (2012). Lower richness of small wild mammal species and chagas disease risk. *Plos Neglected Tropical Diseases*, 6(5), e1647. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0001647>
- Zanatto, D. C. S., Duarte, J. M. B., Labruna, M. B., Tasso, J. B., Calchi, A. C., Machado, R. Z., & André, M. R. (2019). Evidence of exposure to *Coxiella burnetii* in neotropical free-living cervids in South America. *Acta Tropica*, 197, 105037. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2019.05.028>
- Zanetti, A. S., de Barros, L. F., de Araújo, M. S., Garcia, H. A., Aguiar, D. M., Espinosa, O. A., & Malheiros, A. F. (2021). Diversity and prevalence of intestinal parasites of zoonotic potential in animal hosts from different biomes in the central region of Brazil. *Annals of Parasitology*, 67(1), 95-105.
- Zimmermann, N. P. (2012). *Evidência epidemiológica de Brucella sp. em bovinos e veados-campeiros (Ozotoceros bezoarticus) em simpatria no Pantanal do Mato Grosso do Sul* [Dissertação de mestrado, Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, Campo Grande].
- Zimmermann, N. P., Peres, I. A. H. F. S., Braz, P. H., Juliano, R. S., Mathias, L. A., & Pellegrin, A. O. (2018). Prevalência sorológica de *Brucella* spp. em porcos ferais e bovinos em simpatria no Pantanal do Mato Grosso do Sul, Brasil. *Semina: Ciências Agrárias*, 39(6), 2437-2442. <https://doi.org/10.5433/1679-0359.2018v39n6p2437>
- Zulfikar, S., Shah Nawaz, S., Ali, M., Bhutta, A. M., Iqbal, S., Hayat S., . . . & Iqbal, F. (2012). Detection of *Babesia bovis* in blood samples and its effect on the hematological and serum biochemical profile in large ruminants from Southern Punjab. *Asian Pacific Journal of Tropical Biomedicine*, 2(2), 104-108. [https://doi.org/10.1016/S2221-1691\(11\)60202-5](https://doi.org/10.1016/S2221-1691(11)60202-5)

CONTRIBUIÇÃO DOS AUTORES

H. M. Herrera contribuiu com administração de projeto, análise formal, aquisição de financiamento, conceituação, investigação, metodologia, recursos, supervisão, validação, visualização e escrita (rascunho original, revisão e edição); G. E. O. Porfírio com administração de projeto, análise formal, curadoria de dados, investigação, metodologia, software, validação, visualização e escrita (rascunho original, revisão e edição); G. C. Macedo com administração de projeto, curadoria de dados, investigação, software, visualização e escrita (rascunho original, revisão e edição); A. M. Jansen com aquisição de financiamento, conceituação, recursos e supervisão; C. E. Oliveira com conceituação, metodologia, recursos e escrita (revisão e edição); e F. L. Rocha com conceituação, recursos e escrita (revisão e edição).

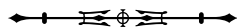


Apêndice 1. Parasitas descritos para o Pantanal, listados por espécies de hospedeiros mamíferos, método de diagnóstico e localidade. Legendas: MF = Morfológico; ML = Molecular; MC = Microbiológico; PR = Parasitológico; SR = Sorológico; HS = Histopatológico; NH = Nhecolândia; PG = Paiaguás; PR = Paraguai; MI = Miranda; RN = Rio Negro; AB = Abobral; AQ = Aquidauana; BM = Barão de Melgaço; NE = Não especificado; CA = Cáceres; PO = Poconé.

Appendix 1. Described parasites in Pantanal, listed by their mammalian host species, diagnostic method and locality. Captions: MF = Morphological; ML = Molecular; MC = Microbiological; PR = Parasitological; SR = Serological; HS = Histopathological; NH = Nhecolândia; PG = Paiaguás; PR = Paraguai; MI = Miranda; RN = Rio Negro; AB = Abobral; AQ = Aquidauana; BM = Barão de Melgaço; NE = Not specified; CA = Cáceres; PO = Poconé.

(Continua)

Hospedeiro	Grupos	Parasita	Diagnóstico	Localidade	Referência
Artiodactyla					
Cervidae					
<i>Blastocercus dichotomus</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma cajennense</i>	MF	NH	Bechara et al. (2000), Pereira et al. (2000)
		<i>Amblyomma tigrinum</i>			
		<i>Rhipicephalus (Boophilus) microplus</i>			
	Helmintos	<i>Balanorchis anastrophus</i>		PG	Travassos et al. (1927)
		<i>Cooperia punctata</i>		NH	Nascimento et al. (2000a)
		<i>Haemonchus contortus</i>		PG	Travassos et al. (1927), Nascimento et al. (2000a)
		<i>Haemonchus similis</i>		NH	Nascimento et al. (2000a)
		<i>Paramphistomum liorchis</i>		PG	Travassos et al. (1927)
		<i>Trichostrongylus axei</i>		NH	Nascimento et al. (2000a)
		<i>Trichostrongylus colubriformis</i>		PG	Travassos et al. (1927)
<i>Trichuris</i> spp.	NH	Nascimento et al. (2000a)			
<i>Mazama americana</i>	Helmintos	<i>Cooperia punctata</i>	MI	Travassos & Freitas (1940)	
		<i>Cysticercus</i> sp.	MI; PR	Travassos & Freitas (1940, 1941)	
		Filarioidea	NH	Nascimento et al. (2000a)	
		<i>Haemonchus contortus</i>	MI	Travassos & Freitas (1940)	
		<i>Haemonchus similis</i>	NH	M. Silva et al. (1999)	
		<i>Paramphistomum</i> spp.	MI	Travassos & Freitas (1940)	
		<i>Physocephalus lassancei</i>	MI	Travassos & Freitas (1940)	
		<i>Pygarginema verrucosa</i>	MI; PR	Travassos & Freitas (1941)	
		Strongylidae	NH	Nascimento et al. (2000a)	
		Trichostrongylidae	NH	Nascimento et al. (2000a)	
		<i>Trichostrongylus axei</i>	NH	Nascimento et al. (2000a)	
		<i>Trichostrongylus colubriformis</i>	NH	Nascimento et al. (2000a)	
		<i>Mazama gouazoubira</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma cajennense</i>	MF
<i>Amblyomma parvum</i>					
<i>Rhipicephalus (Boophilus) microplus</i>					
<i>Amblyomma sculptum</i>					
<i>Haemaphysalis juxtakochi</i>	PO			Witter et al. (2016)	



Apêndice 1.

(Continua)

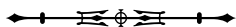
<i>Mazama gouazoubira</i>	Bactérias	<i>Coxiella burnetii</i>	SR	PA	Zanatto et al. (2019)	
	Helmintos	<i>Bunostomum phlebotomum</i>	MF	PG	Lux Hoppe et al. (2010)	
		<i>Capillaria bovis</i>		NH	Nascimento et al. (2000a)	
		<i>Cooperia pectinata</i>		NH; PG	Nascimento et al. (2000a), Lux Hoppe et al. (2010)	
		<i>Cooperia punctata</i>			M. Silva et al. (1999), Lux Hoppe et al. (2010)	
		<i>Haemonchus contortus</i>			Nascimento et al. (2000a), Lux Hoppe et al. (2010)	
		<i>Haemonchus similis</i>			Nascimento et al. (2000a)	
		<i>Physocephalus lassancei</i>			Bechara et al. (2000), Pereira et al. (2000), Cançado et al. (2009)	
		<i>Pygarginema verrucosa</i>			Gracioli et al. (2011)	
		<i>Trichostrongylus axei</i>			Picoloto et al. (2010), Silveira et al. (2013)	
<i>Trichostrongylus colubriformis</i>	Elisei et al. (2010), Péres (2010), Zimmermann (2012)					
<i>Ozotoceros bezoarticus</i>	Artrópodes	<i>Rhipicephalus (Boophilus) microplus</i>	ML	NH; PG	Girio et al. (2004), Péres (2010), A. Vieira et al. (2016)	
		<i>Lipoptena guimaraesi</i>			Mathias et al. (1999), A. Vieira et al. (2011)	
		<i>Lipoptena mazamae</i>			Albertti et al. (2015)	
	Bactérias	<i>Anaplasma marginale</i>	ML		NH	Grazziotin et al. (2011)
		<i>Brucella</i> spp.	ML; SR		NH; PG	Nascimento et al. (2000a)
		<i>Leptospira</i> spp.	MC; ML; SR			M. Silva et al. (1999)
		<i>Leptospira interrogans</i>	ML; SR			Nascimento et al. (2000a)
		<i>Mycobacterium asiaticum</i>	MC; ML			M. Silva et al. (1999)
		<i>Mycobacterium avium</i>				Silveira et al. (2013)
		<i>Mycobacterium bovis</i>				Tiemann et al. (2005)
<i>Mycoplasmas ovis</i>	ML	ML	Silveira et al. (2013)			
Helmintos	<i>Cooperia punctata</i>	MF	NH; PG	Herrera et al. (2010a), Silveira et al. (2013)		
	<i>Haemonchus contortus</i>					
	<i>Haemonchus similis</i>					
	<i>Physocephalus sexalatus</i>					
	<i>Trichostrongylus axei</i>					
	<i>Trichostrongylus colubriformis</i>					
	<i>Texicospirura turki</i>					
Protozoários	<i>Babesia bigemina</i>	ML	NH; PG	Silveira et al. (2013)		
	<i>Babesia bovis</i>	SR		Silveira et al. (2013)		
	<i>Neospora caninum</i>	ML		Herrera et al. (2010a), Silveira et al. (2013)		
	<i>Theileria cervi</i>					
		<i>Trypanosoma evansi</i>	ML			



Apêndice 1.

(Continua)

<i>Ozotoceros bezoarticus</i>	Protozoários	<i>Trypanosoma vivax</i>	ML	NH; PG	Herrera et al. (2010a)
		<i>Plasmodium odocoilei</i>			Asada et al. (2018)
	Vírus	<i>Orbivirus</i> (Língua Azul)	SR		Tomich et al. (2009)
Suidae					
<i>Sus scrofa</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma</i> spp.	MF	NH	Bechara et al. (2000), Pereira et al. (2000), Ramos (2013), Ramos et al. (2014)
		<i>Amblyomma cajennense</i>			Cañado et al. (2013), Ramos (2013)
		<i>Amblyomma ovale</i>			Ramos (2013), Ramos et al. (2014)
		<i>Amblyomma parvum</i>			Cañado et al. (2013), Ramos (2013), Ramos et al. (2014)
		<i>Amblyomma sculptum</i>			Cañado et al. (2013), Ramos (2013), Ramos et al. (2014)
		<i>Ornithodoros rostratus</i>			Cañado et al. (2013), Ramos (2013), Ribeiro et al. (2013), Ramos et al. (2014)
		<i>Rhipicephalus (Boophilus) microplus</i>			Ramos (2013), Ramos et al. (2014)
	Bactérias	<i>Brucella</i> spp.	ML; SR	NH; PG; RN	Paes et al. (2009), Custódio (2013), Zimmermann et al. (2018)
		<i>Brucella abortus</i>			NH
		<i>Leptospira</i> spp.	HS; MC; ML; SR	AB; NH; RN	Girio et al. (2004), Paes et al. (2009), Fontana (2011), A. Vieira et al. (2016)
		<i>Mycobacterium avium</i>	MC; ML		Albertti et al. (2015)
		<i>Mycobacterium parafinicum</i>			
		<i>Mycobacterium parascrofulaceum</i>			
	<i>Mycobacterium saskatchewanense</i>				
	Fungos	<i>Acremonium</i> spp.	MC	NH	Paes et al. (2010)
		<i>Aspergillus niger</i>			
		<i>Aspergillus terreus</i>			
		<i>Candida</i> spp.			
		<i>Candida albicans</i>			
		<i>Candida boidinii</i>			
		<i>Candida guilliermondii</i>			
<i>Candida krusei</i>					
<i>Candida parapsilosis</i>					
<i>Candida magnoliae</i>					
<i>Candida sake</i>					



Apêndice 1.

(Continua)

<i>Sus scrofa</i>	Fungos	<i>Candida tropicalis</i>	MC	NH	Paes et al. (2010)		
		<i>Colletotrichum</i> spp.					
		<i>Eupenicillium</i> spp.					
		<i>Fusarium</i> spp.					
		<i>Geotrichum</i> spp.					
		<i>Mucor</i> spp.					
		<i>Paecilomyces</i> spp.					
		<i>Penicillium</i> spp.					
		<i>Phoma</i> spp.					
		<i>Rhodotorula</i> spp.					
		<i>Rhodotorula glutinis</i>					
		<i>Scedosporium</i> spp.					
		<i>Talaromyces</i> spp.					
		<i>Trichosporon</i> spp.					
	<i>Trichosporon mucoides</i>						
	Helmintos	<i>Ancylostomatidae</i>	PR	CA	Zanetti et al. (2021)		
		<i>Ascaris</i> spp.	MF	PG	Travassos et al. (1927)		
			PR	CA	Zanetti et al. (2021)		
		<i>Balantidium coli</i>		RN	Ovando & Ribeiro (2007)		
		<i>Macracanthorhynchus hirudinaceus</i>	HS; MF; PR	NH; RN	Ovando & Ribeiro (2007), Paes et al. (2009)		
		<i>Metastrongylus</i> spp.	HS; MF				
		<i>Oesophagostomus</i> spp.	MF	RN	Ovando & Ribeiro (2007)		
		<i>Stephanurus dentatus</i>	HS; MF	NH; RN	Ovando & Ribeiro (2007), Paes et al. (2009)		
		<i>Stichorchis giganteus</i>	MF	PG	Travassos et al. (1927)		
		<i>Strongylidae</i>					
		<i>Strongyloides</i> spp.	MF; PR	RN	Ovando & Ribeiro (2007)		
		<i>Trichuris</i> spp.	MF	PG	Travassos et al. (1927)		
			PR	CA	Zanetti et al. (2021)		
				RN	Ovando & Ribeiro (2007)		
	Protozoários	<i>Balantidium</i> spp.	PR	CA	Zanetti et al. (2021)		
		<i>Blastocystis</i> spp.					
		<i>Entamoeba histolytica</i>					
<i>Isospora suis</i>		RN				Ovando & Ribeiro (2007)	
<i>Neospora caninum</i>		SR				NH	H. Soares et al. (2016)
<i>Sarcocystis</i> spp.		HS				RN	Ovando & Ribeiro (2007)
		PR				CA	Zanetti et al. (2021)
<i>Toxoplasma gondii</i>	SR	NH	Dahroug (2014)				



Apêndice 1.

(Continua)

<i>Sus scrofa</i>	Protozoários	<i>Trypanosoma cruzi</i>	PR; SR	RN	Herrera et al. (2008a)	
		<i>Trypanosoma evansi</i>	ML; SR		Herrera et al. (2005, 2008a)	
	Vírus	<i>Aphthovirus</i> (Febre Aftosa)	SR	NH	Paes (2001)	
		<i>Circovirus</i> (PCV2)	ML		Franzo et al. (2015)	
		<i>Orthohepadnavirus</i>	ML; SR	BM; NH	Y. Vieira et al. (2019)	
<i>Varicellovirus SuHV-1</i> (Aujeszky)	NH; RN	Paes et al. (2009), Paes et al. (2013)				
Tayassuidae						
<i>Dicotyles tajacu</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma</i> spp.	MF	NH	Bechara et al. (2000), Pereira et al. (2000)	
	Bactérias	<i>Leptospira</i> spp.	SR		Ito et al. (1998)	
	Helmintos	Acantocephala		MF	MI	Travassos & Freitas (1940)
		Ancylostomatidae		PR	CA	Zanetti et al. (2021)
		<i>Ascaris</i> spp.				
		Cestoda		MF	MI	Travassos & Freitas (1940)
		Filarioidea				
		<i>Macracanthorhynchus hirudinaceus</i>				
		Metastrongylidae				
		Spiruridae				
		<i>Stichorchis giganteus</i>				
	<i>Toxocara</i> spp.		PR	CA	Zanetti et al. (2021)	
	<i>Trichostrongylidae</i>		MF	MI	Travassos & Freitas (1940)	
	Protozoários	<i>Blastocystis</i> spp.		PR	CA	Zanetti et al. (2021)
		<i>Cystoisospora</i> spp.				
<i>Entamoeba histolytica</i>						
<i>Iodamoeba</i> spp.						
<i>Trypanosoma cruzi</i>			SR	NH; RN	Herrera et al. (2008a, 2011)	
<i>Trypanosoma evansi</i>		ML; SR	Herrera et al. (2005, 2008a, 2011)			
<i>Tayassu pecari</i>	Bactérias	<i>Brucella</i> spp.	ML; SR	AQ; NH	Ito et al. (1998), Real et al. (2010)	
		<i>Leptospira</i> spp.		NH	Ito et al. (1998)	
		<i>Leptospira interrogans</i>	SR	RN	T. Freitas et al. (2010)	
	Protozoários	<i>Trypanosoma cruzi</i>		NH; RN	Herrera et al. (2008a, 2011)	
		<i>Trypanosoma evansi</i>			ML; SR	Herrera et al. (2005, 2008a, 2011)
Carnivora						
Canidae						
<i>Cerdocyon thous</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma</i> spp.	MF	NH; PR	Rabelo (2014), Sousa et al. (2017a, 2017b, 2018a)	
		<i>Amblyomma ovale</i>		NH; PO; PR	Rabelo (2014), Witter et al. (2016), Sousa et al. (2017a, 2017b, 2018a)	



Apêndice 1.

(Continua)

Cercocyon thous	Artrópodes	<i>Amblyomma parvum</i>	MF	NH	Sousa et al. (2017a, 2017b, 2018a)
		<i>Amblyomma sculptum</i>		NH; PO	Witter et al. (2016), Sousa et al. (2017a, 2017b, 2018a)
		<i>Amblyomma tigrinum</i>		NH; PR	Rabelo (2014), Sousa et al. (2017a, 2017b, 2018a)
		Ixodidae		PR	Rabelo (2014)
		<i>Rhipicephalus sanguineus</i>			
	Bactérias	<i>Anaplasma</i> spp.	ML	NH	Sousa et al. (2017a)
		<i>Brucella</i> spp.	SR		Dorneles et al. (2014)
		<i>Ehrlichia</i> spp.	ML		Sousa et al. (2017a)
		<i>Ehrlichia canis</i>	SR		
		<i>Leptospira</i> spp.	ML; SR	BM; NH	Jorge (2008), Jorge et al. (2011), A. Vieira et al. (2013, 2016)
		<i>Mycoplasma haemocanis</i>	ML	NH	Sousa et al. (2017c)
		<i>Rickettsia amblyommatis</i>	SR		Sousa et al. (2018a)
	<i>Rickettsia parkeri</i>				
		<i>Rickettsia rickettsii</i>			
	Helmintos	<i>Ancylostoma buckleyi</i>	MF	BR 262	Gomes et al. (2015b)
		<i>Ascaridia galli</i>		NH	Gomes et al. (2015a, 2019b)
		<i>Prosthenorchis cercocyonis</i>		Gomes et al. (2015b)	
		<i>Pterygodermatites pluripectinata</i>		BR 262	Gomes et al. (2021)
		<i>Spirobakerus sagittalis</i>	ML; PR	PR	Rabelo (2014)
		<i>Trichuris</i> spp.	PR		
	Protozoários	<i>Babesia caballi</i>	ML	NH	Sousa et al. (2018c)
		<i>Babesia vogeli</i>	SR		
		<i>Crithidia mellificae</i>	ML; PR	MI	Dario et al. (2021)
		<i>Hepatozoon felis</i>	ML	NH	Sousa et al. (2017b)
		<i>Leishmania</i> spp.	ML; SR	PR	Porfírio et al. (2018)
		<i>Leishmania braziliensis</i>	ML	BM	Jorge (2008)
		<i>Toxoplasma gondii</i>	ML; SR	NH	Dahroug (2014)
<i>Trypanosoma cruzi</i>		SR	NH; PR; RN	Herrera et al. (2011), Rocha et al. (2013), Porfírio et al. (2018), Santos et al. (2018, 2019a)	
<i>Trypanosoma evansi</i>	ML; PR; SR	NH; RN	Herrera et al. (2011), Santos et al. (2018, 2019a)		
Vírus	Lyssavirus (Raiva)	SR	BM; RN	Jorge (2008), Jorge et al. (2010)	
	Morbillivirus (Cinomose)		BM	Jorge (2008)	
	Protoparvovirus (Parvovirose Canino)				
<i>Chrysocyon brachyurus</i>	Bactérias	<i>Leptospira</i> spp.	ML	Jorge (2008), Jorge et al. (2011)	
	Protozoários	<i>Leishmania braziliensis</i>		Jorge (2008)	



Apêndice 1.

(Continua)

<i>Chrysocyon brachyurus</i>	Vírus	<i>Morbillivirus</i> (Cinomose)	SR	BM	Jorge (2008)
		<i>Protoparvovirus</i> (Parvovirose Canino)			
<i>Speothos venaticus</i>	Bactérias	<i>Leptospira</i> spp.	SR	BM	Jorge (2008), Jorge et al. (2011)
	Vírus	<i>Lyssavirus</i> (Raiva)			Jorge (2008), Jorge et al. (2010)
		<i>Protoparvovirus</i> (Parvovirose Canino)			Jorge (2008)
Felidae					
<i>Herpailurus yagouaroundi</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma ovale</i>	MF	PO	Witter et al. (2016)
<i>Leopardus pardalis</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma</i> spp.	MF	CA	Witter et al. (2016)
		<i>Amblyomma parvum</i>		NH	Sousa et al. (2017a, 2017b, 2018a)
		<i>Amblyomma sculptum</i>		CA	Witter et al. (2016)
	Bactérias	<i>Anaplasma</i> spp.	ML	NH	Sousa et al. (2017a)
		<i>Leptospira</i> spp.	SR	BM; NH	Jorge (2008), Jorge et al. (2011), A. Vieira et al. (2013)
		<i>Candidatus Mycoplasma haemominutum</i>	ML		Sousa et al. (2017c)
		<i>Rickettsia amblyommatis</i>	SR	NH	Sousa et al. (2018a)
		<i>Rickettsia parkeri</i>			
	<i>Rickettsia rickettsii</i>				
	Helmintos	Acantocephala	MF	PG	Travassos et al. (1927)
		Cestoda			
		Nematoda			
		<i>Oncicola onicola</i>			
	Protozoários	<i>Crithidia mellificae</i>	ML; PR	MI	Dario et al. (2021)
		<i>Cytauxzoon felis</i>	ML	NH	Sousa et al. (2018c)
		<i>Hepatozoon felis</i>		Sousa et al. (2017b)	
		<i>Leishmania braziliensis</i>		BM	Jorge (2008)
<i>Toxoplasma gondii</i>		ML; SR	NH	Dahroug (2014)	
<i>Trypanosoma cruzi</i>		SR	NH; RN	Herrera et al. (2011), Rocha et al. (2013), Santos et al. (2018, 2019a)	
<i>Trypanosoma evansi</i>	ML; PR; SR	Herrera et al. (2011), Santos et al. (2018, 2019a)			
Vírus	<i>Morbillivirus</i> (Cinomose)	SR	BM	Jorge (2008)	
	<i>Protoparvovirus</i> (Parvovirose Canino)				
<i>Panthera onca</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma</i> spp.	MF	AB; AQ; MI; NH; PO	Widmer (2009), Furtado (2010), Widmer et al. (2011), Witter et al. (2016), Furtado et al. (2017a)
		<i>Amblyomma cajennense</i>		AB; MI	Widmer (2009), Furtado (2010), Widmer et al. (2011)
		<i>Amblyomma ovale</i>		AQ; MI; PO	Furtado (2010), Witter et al. (2016)



Apêndice 1.

(Continua)

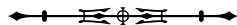
<i>Panthera onca</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma sculptum</i>	MF	AQ; MI; PO	Witter et al. (2016), Furtado et al. (2017a)
		<i>Amblyomma triste</i>		AB; AQ; MI; NH; PO	Widmer (2009), Furtado (2010), Widmer et al. (2011), Witter et al. (2016), Furtado et al. (2017a)
		<i>Cochliomyia</i> sp.		AQ; MI	Furtado (2010)
		<i>Dermatobia hominis</i>		MI	May-Junior et al. (2021)
		<i>Rhipicephalus (Boophilus) microplus</i>		AB; AQ; MI; NH; PO	Widmer (2009), Furtado (2010), Widmer et al. (2011), Witter et al. (2016), Furtado et al. (2017a)
		<i>Tunga penetrans</i>		AB; MI; NH	Widmer (2009), Furtado (2010), Widmer & Azevedo (2012)
	Bactérias	<i>Ehrlichia</i> spp.	ML	NH	Widmer (2009), Widmer et al. (2011)
		<i>Ehrlichia canis</i>	SR	AB; MI; NH	
		<i>Ehrlichia ruminantium</i>	ML	NH	Widmer et al. (2011)
		<i>Candidatus Mycoplasma haemominutum</i>		AQ; MI	Furtado (2010), Furtado et al. (2018)
		<i>Candidatus Mycoplasma turicensis</i>	SR	NH	Widmer et al. (2011)
		<i>Coxiella burnetii</i>		AQ; CA; MI; PO	Furtado (2010), Furtado et al. (2015), Onuma et al. (2015)
		<i>Leptospira</i> spp.	ML		Furtado (2010)
		<i>Mycobacterium</i> spp.		AQ; MI	Furtado (2010), Furtado et al. (2018)
		<i>Mycoplasma haemofelis</i>	SR	AB; MI; NH	Widmer (2009), Widmer et al. (2011)
		<i>Rickettsia amblyomii</i>			
		<i>Rickettsia bellii</i>			
		<i>Rickettsia felis</i>			
		<i>Rickettsia parkeri</i>			
		<i>Rickettsia rhipicephali</i>			
	<i>Rickettsia rickettsii</i>				
	Protozoários	<i>Cytauxzoon felis</i>	ML	AB; AQ; MI	Widmer (2009), Furtado (2010), Furtado et al. (2017b)
		<i>Hepatozoon</i> spp.		AQ; MI	Furtado (2010), Furtado et al. (2017a)
		<i>Hepatozoon felis</i>		AB; MI	Widmer (2009)
		<i>Neospora caninum</i>	SR	CA; PO	Onuma et al. (2014)
		<i>Sarcocystis neurona</i>		AQ; CA; MI; PO	Furtado (2010), Onuma et al. (2014), Furtado et al. (2015)
		<i>Toxoplasma gondii</i>		CA	Onuma et al. (2016)
	<i>Alphavirus</i> (Encefalite Equina do Leste)	ML	C. P. Silva et al. (2016)		
	Vírus			<i>Gammaretrovirus</i> (Leucemia Felina)	



Apêndice 1.

(Continua)

<i>Panthera onca</i>	Vírus	<i>Lyssavirus</i> (Raiva)	SR	AB; AQ; CA; MI; PO; RN	Widmer (2009), Furtado (2010), Jorge et al. (2010), Furtado et al. (2013), Onuma et al. (2016)
		<i>Morbilivírus</i> (Cinomose)		AQ; CA; MI	Furtado (2010), Furtado et al. (2013), Onuma et al. (2016)
		<i>Norovírus</i>	ML	CA	Da Silveira et al. (2018)
		<i>Orthohepadnavírus</i>		BM; NH	Y. Vieira et al. (2019)
		<i>Protoparvovírus</i> (Parvovirose Canino)		CA; PO	Onuma et al. (2016)
<i>Puma concolor</i>	Bactérias	<i>Leptospira</i> spp.	SR		Jorge (2008), Jorge et al. (2011)
	Vírus	<i>Lyssavirus</i> (Raiva)		BM	Jorge (2008), Jorge et al. (2010)
		<i>Morbilivírus</i> (Cinomose)			Jorge (2008)
		<i>Protoparvovírus</i> (Parvovirose Canino)			
Mustelidae					
<i>Eira barbara</i>	Protozoários	<i>Trypanosoma evansi</i>	ML	NH	Santos et al. (2019a)
<i>Pteronura brasiliensis</i>	Helmintos	Ascarididae			
		<i>Diplostomum alarioides</i>	MF	MI; PR	Travassos & Freitas (1941)
		Metastrongylidae			
Procyonidae					
<i>Nasua nasua</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma</i> spp.		NH	Bechara et al. (2000), Pereira et al. (2000), Sousa et al. (2017a, 2017b, 2018a)
		<i>Amblyomma auricularium</i>			Sousa et al. (2017a, 2017b, 2018a)
		<i>Amblyomma cajennense</i>			Bechara et al. (2000), Pereira et al. (2000)
		<i>Amblyomma ovale</i>		NH; PO	Bechara et al. (2000), Pereira et al. (2000), Witter et al. (2016), Sousa et al. (2017a, 2017b, 2018a)
		<i>Amblyomma parvum</i>	MF	NH	Bechara et al. (2000), Pereira et al. (2000), Sousa et al. (2017a, 2017b, 2018a)
		<i>Amblyomma sculptum</i>			Sousa et al. (2017a, 2017b, 2018a), Serpa et al. (2021)
				PO	Witter et al. (2016)
				NH	Bechara et al. (2000), Pereira et al. (2000)
			Sousa et al. (2017a, 2017b, 2018a)		
			Sousa et al. (2017a)		
			Dorneles et al. (2014)		
			Sousa et al. (2017a)		
	Bactérias	<i>Anaplasma</i> spp.	ML		
<i>Bruceella</i> spp.		SR			Dorneles et al. (2014)
<i>Ehrlichia</i> spp.		ML			Sousa et al. (2017a)
<i>Ehrlichia canis</i>		SR			Sousa et al. (2017a)
<i>Leptospira</i> spp.		MC; ML; SR			A. Vieira et al. (2013, 2016)



Apêndice 1.

(Continua)

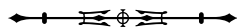
<i>Nasua nasua</i>	Bactérias	<i>Mycobacterium avium</i>	MC; ML	NH	Albertti et al. (2015)			
		<i>Mycoplasma haemofelis</i>	ML		Sousa et al. (2017c)			
	Helmintos	Cestoda	MF	NH; PG	Travassos et al. (1927), Olifiers et al. (2015)			
		Filarioidea		NH	Olifiers et al. (2015)			
		<i>Molineus nasuae</i>		PG	Sacchi et al. (2004)			
		<i>Oligacanthorhynchidae</i>		NH	Olifiers et al. (2015)			
		<i>Pachysentis</i> spp.			Gomes et al. (2019b)			
		<i>Pachysentis lauroi</i>		Gomes et al. (2019a)				
		<i>Physaloptera</i> spp.		PG	Travassos et al. (1927)			
		<i>Physaloptera maxillaris</i>			Sacchi et al. (2004)			
		<i>Prosthenorchis luhei</i>		NE; PG	Travassos (1923), Travassos et al. (1927)			
		Strongylida		NH	Olifiers et al. (2015)			
	Protozoários	Eimeriidae	ML	NH	Sousa et al. (2017b)			
		<i>Hepatozoon felis</i>						
		<i>Leishmania</i> spp.				ML; SR	PR	Porfírio et al. (2018)
		<i>Theileria</i> spp.				ML	NH	Sousa et al. (2018c)
		<i>Toxoplasma gondii</i>				ML; SR		Dahroug (2014)
		<i>Trypanosoma cruzi</i>				ML; PR; SR	NH; PR; RN	Herrera et al. (2008b, 2011), Alves et al. (2011, 2016), Rocha et al. (2013), Olifiers et al. (2015), Porfírio et al. (2018), Santos et al. (2018, 2019a)
		<i>Trypanosoma evansi</i>				HS; ML; PR; SR		Nunes & Oshiro (1990), Nunes et al. (1993), Ramirez et al. (1997), R. Silva et al. (1999), Herrera et al. (2004, 2005, 2010b, 2011), Aquino et al. (2010), Alves et al. (2011), Olifiers et al. (2015), Porfírio et al. (2018), Santos et al. (2018, 2019a)
	<i>Trypanosoma rangeli</i>	ML; PR	NH	Herrera et al. (2008b), Alves et al. (2011), Santos et al. (2019a)				
<i>Procyon cancrivorus</i>	Bactérias	<i>Leptospira</i> spp.	SR	BM	Jorge (2008), Jorge et al. (2011)			
	Helmintos	Cestoda	MF	MI	Travassos & Freitas (1940)			
		<i>Dibotriocephalus</i> spp.						
		Nematoda						
	Protozoários	<i>Leishmania braziliensis</i>	ML	BM	Jorge (2008)			
		<i>Trypanosoma cruzi</i>	PR; SR	NH	Rocha et al. (2013), Santos et al. (2019a)			
	Vírus	<i>Lyssavirus</i> (Raiva)	SR	BM	Jorge (2008), Jorge et al. (2010)			
<i>Morbillivirus</i> (Cinomose)								
<i>Protoparvovirus</i> (Parvovirose Canino)		Jorge (2008)						



Apêndice 1.

(Continua)

Chiroptera						
Phyllostomidae						
<i>Anoura caudifer</i>	Artrópodes	<i>Trichobius longipes</i>	MF	MI; NH; RN	Longo (2009)	
<i>Artibeus</i> spp.	Protozoários	<i>Trypanosoma evansi</i>	ML	NH	Herrera et al. (2004)	
<i>Artibeus lituratus</i>		<i>Megistopoda aranea</i>		MI; NH; RN	Longo (2009)	
		<i>Paratrichobius sanchezi</i>				
<i>Artibeus planirostris</i>	Artrópodes	<i>Periglischrus iheringi</i>	MF	BM; NH	Silva & Graciolli (2013), Almeida et al. (2016)	
		<i>Aspidoptera phyllostomatis</i>				
		<i>Megistopoda aranea</i>		MI; NH; RN	Longo (2009), E. Vieira et al. (2019)	
		<i>Metelasmus pseudopterus</i>				Longo (2009)
		<i>Ornithodoros hasei</i>		MF; ML	AQ	Muñoz-Leal et al. (2016)
		<i>Ornithodoros mimon</i>				
	<i>Periglischrus caligus</i>	MF	BM; NH	Silva & Graciolli (2013), Almeida et al. (2016)		
	<i>Periglischrus herrerae</i>					
	<i>Periglischrus iheringi</i>					
	<i>Trichobius joblingi</i>		MI; NH; RN	Longo (2009)		
	Protozoários	<i>Leishmania braziliensis</i>	ML	NH	Castro Ferreira et al. (2017)	
		<i>Trypanosoma cruzi</i>	PR	NH; RN	Lisboa et al. (2008), Herrera et al. (2011)	
ML			NH	Santos et al. (2019a)		
<i>Trypanosoma cruzi marinkellei</i>		ML; PR	NH; PO	Marcili et al. (2013), Santos et al. (2019a)		
<i>Trypanosoma evansi</i>	ML	NH; RN	Herrera et al. (2011)			
<i>Carollia perspicillata</i>	Artrópodes	<i>Aspidoptera phyllostomatis</i>	MF	MI; NH; RN	Longo (2009)	
		<i>Megistopoda aranea</i>				
		<i>Noctiliostrebla maai</i>				
		<i>Speiseria ambigua</i>				
		<i>Strebla guajiro</i>				
		<i>Trichobius</i> spp.				
		<i>Trichobius affinis</i>				
		<i>Trichobius dugesii</i>				
	<i>Trichobius joblingi</i>					
	Helmintos	Filarioidea		MI	Travassos & Freitas (1940)	
Protozoários	<i>Trypanosoma cruzi marinkellei</i>	ML; PR	PO	Marcili et al. (2013)		
	<i>Trypanosoma evansi</i>	ML	NH; RN	Herrera et al. (2004, 2011)		
<i>Desmodus rotundus</i>	Artrópodes	<i>Periglischrus herrerae</i>	MF	NH	Silva & Graciolli (2013)	
		<i>Strebla wiedemaniai</i>		MI; NH; RN	Longo (2009)	



Apêndice 1.

(Continua)

<i>Desmodus rotundus</i>	Artrópodes	<i>Trichobius parasiticus</i>	MF	MI; NH; RN	Longo (2009)	
	Protozoários	<i>Trypanosoma cruzi</i>	ML	NH	Santos et al. (2019a)	
		<i>Trypanosoma evansi</i>		NH; RN	Herrera et al. (2005, 2011)	
		<i>Trypanosoma cruzi marinkellei</i>	ML; PR	NH; PO	Marcili et al. (2013), Santos et al. (2019a)	
<i>Gardnerycteris crenulatum</i>	Artrópodes	<i>Ornithodoros hasei</i>	MF; ML	AQ	Muñoz-Leal et al. (2016)	
<i>Glossophaga soricina</i>		<i>Periglischrus caligus</i>	MF	BM; NH	RN	Silva & Graciolli (2013), Almeida et al. (2016)
		<i>Trichobius dugesii</i>				
<i>Lophostoma brasiliense</i>		<i>Mastoptera minuta</i>		MI	Longo (2009)	
<i>Lophostoma silvicola</i>		<i>Mastoptera minuta</i>		MI; RN		
		<i>Periglischrus iheringi</i>		RN	NH	Silva & Graciolli (2013)
		<i>Periglischrus tonatii</i>				
		<i>Periglischrus torrealbai</i>				
		<i>Pseudostrebla riberói</i>				
		<i>Trichobius spp.</i>				
<i>Trichobius longipes</i>						
<i>Phyllostomus discolor</i>		<i>Trichobius silvicolae</i>		MI; RN	Longo (2009)	
	<i>Periglischrus acutisternus</i>	MF		NH	Silva & Graciolli (2013)	
	<i>Periglischrus iheringi</i>					
	<i>Periglischrus torrealbai</i>					
	<i>Strebla hertigi</i>					
	<i>Trichobioides perspicillatus</i>					
<i>Trichobius costalimai</i>						
<i>Phyllostomus hastatus</i>	<i>Periglischrus torrealbai</i>	MF; ML	NH	AQ	Silva & Graciolli (2013)	
	<i>Ornithodoros hasei</i>					
<i>Platyrrhinus spp.</i>	Protozoários	<i>Trypanosoma cruzi</i>	PR	NH; RN	Lisboa et al. (2008), Herrera et al. (2011)	
		<i>Trypanosoma cruzi marinkellei</i>				NH
<i>Platyrrhinus incarum</i>	Artrópodes	<i>Trypanosoma evansi</i>	ML	NH; RN	Herrera et al. (2004, 2011)	
<i>Platyrrhinus lineatus</i>		<i>Periglischrus iheringi</i>	MF	BM	Almeida et al. (2016)	
		<i>Aspidoptera phyllostomatis</i>				
		<i>Paratrachobius longicrus</i>		MI; NH; RN	Longo (2009)	
		<i>Periglischrus caligus</i>		NH	Silva & Graciolli (2013), Almeida et al. (2016)	
<i>Periglischrus iheringi</i>	BM; NH					
	<i>Trichobius angulatus</i>	MI; NH; RN	Longo (2009)			



Apêndice 1.

(Continua)

<i>Platyrrhinus lineatus</i>	Artrópodes	<i>Trichobius joblingi</i>	MF	MI; NH; RN	Longo (2009)
		<i>Ornithodoros hasei</i>	MF; ML	AQ	Muñoz-Leal et al. (2016)
	Protozoários	<i>Leishmania braziliensis</i>	ML	NH	Castro Ferreira et al. (2017)
		<i>Trypanosoma dionisii</i>	PR		Santos et al. (2019a)
<i>Sturnira lilium</i>	Artrópodes	<i>Aspidoptera falcata</i>	MF	MI; NH; RN	Longo (2009)
		<i>Megistopoda proxima</i>			
		<i>Periglischrus herreraei</i>		NH	Silva & Graciolli (2013)
		<i>Periglischrus iheringi</i>			
		<i>Periglischrus ojustii</i>			
	Protozoários	<i>Trypanosoma dionisii</i>	PR	NH	Santos et al. (2019a)
<i>Tonatia</i> spp.	Protozoários	<i>Trypanosoma evansi</i>	ML	NH; RN	Herrera et al. (2011)
<i>Tonatia bidens</i>				RN	Herrera et al. (2005)
<i>Trachops cirrhosus</i>	Artrópodes	<i>Periglischrus paracutisternus</i>	MF	BM	Almeida et al. (2016)
	Protozoários	<i>Trypanosoma cruzi marinkellei</i>	ML; PR	PO	Marcili et al. (2013)
Noctilionidae					
<i>Noctilio albiventris</i>	Artrópodes	<i>Noctiliosrebla maai</i>	MF	MI; NH; RN	Longo (2009)
		<i>Paradyschiria parvula</i>			
		<i>Periglischrus iheringi</i>		NH	Silva & Graciolli (2013)
		<i>Ornithodoros hasei</i>		MF; ML	AQ
Vespertilionidae					
<i>Eptesicus brasiliensis</i>	Artrópodes	<i>Basilina bequaerti</i>	MF	MI; NH; RN	Longo (2009)
<i>Myotis</i> spp.	Protozoários	<i>Trypanosoma evansi</i>	ML	NH; RN	Herrera et al. (2004, 2011)
<i>Myotis nigricans</i>	Artrópodes	<i>Basilina</i> spp.	MF	MI; NH; RN	Longo (2009)
		<i>Basilina carteri</i>			
		<i>Basilina speiseri</i>			
		<i>Myodopsylla wolffsohni</i>		NH	Silva & Graciolli (2013)
		<i>Periglischrus herreraei</i>			
<i>Myotis riparius</i>		<i>Spinturnix americanus</i>		BM	Almeida et al. (2016)
	Protozoários	<i>Trypanosoma cruzi marinkellei</i>	ML; PR	PO	Marcili et al. (2013)
Cingulata					
Chlamyphoridae					
<i>Euphractus sexcinctus</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma</i> spp.	MF	NH	Medri et al. (2010)
		<i>Amblyomma cajannense</i>			
		<i>Amblyomma parvum</i>			
		<i>Amblyomma pseudoconcolor</i>			
		<i>Amblyomma sculptum</i>		BM	Medri et al. (2010), Witter et al. (2016)



Apêndice 1.

(Continua)

<i>Euphractus sexcinctus</i>	Bactérias	<i>Leptospira</i> spp.	SR	NH	Dalazen et al. (2020)	
	Helmintos	<i>Aspidodera</i> spp.	MF	MI	Travassos & Freitas (1940)	
		<i>Aspidodera fasciata</i>		AQ	Lux Hoppe et al. (2006)	
		<i>Aspidodera scoleciformis</i>		MI	Travassos & Freitas (1940)	
		Cestoda		AQ	Lux Hoppe et al. (2006)	
		<i>Cruzia tentaculata</i>				
		<i>Delicata uncinata</i>				
		<i>Hadrostrongylus speciosum</i>				
		<i>Moennigia alonsoi</i>				
		Strongylidae				
		<i>Trichoeliox tuberculata</i>				
	Trichostrongylidae	MI	Travassos & Freitas (1940)			
Protozoários	<i>Trypanosoma cruzi</i>	PR	NH; RN	Herrera et al. (2011), Santos et al. (2019a)		
	<i>Trypanosoma evansi</i>	ML		Herrera et al. (2004, 2011), Santos et al. (2019a)		
<i>Prionotus maximus</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma cajennense</i>	MF	BM	Miranda et al. (2010)	
	Bactérias	<i>Leptospira</i> spp.	SR	NH	Dalazen et al. (2020)	
Dasypodidae						
<i>Dasypus novemcinctus</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma</i> spp.	MF	NH	Bechara et al. (2000), Pereira et al. (2000)	
	Helmintos	<i>Aspidodera binansata</i>		AQ	Lux Hoppe & Nascimento (2007)	
		<i>Aspidodera fasciata</i>				
		<i>Aspidodera vazi</i>				
		<i>Cruzia</i> spp.				
		<i>Delicata variabilis</i>				
		<i>Hadrostrongylus speciosum</i>				
		<i>Macielia flagellata</i>				
		<i>Macielia macieli</i>				
		<i>Moennigia complexus</i>				
		<i>Moennigia littlei</i>				
		<i>Moennigia moennigi</i>				
		<i>Moennigia pintoii</i>				
		Oxyuridae				MI; PR
	<i>Strongyloides ratti</i>	AQ		Lux Hoppe & Nascimento (2007)		
	Protozoários	<i>Toxoplasma gondii</i>		SR	NH	Kluyber et al. (2021)
		<i>Trypanosoma cruzi</i>		ML	NH	Santos et al. (2019a)
ML; PR			Kluyber et al. (2021)			
<i>Trypanosoma evansi</i>		ML	PR	Porfírio et al. (2018)		
<i>Trypanosoma rangeli</i>	ML; PR	NH	Kluyber et al. (2021)			



Apêndice 1.

(Continua)

Didelphimorphia					
Didelphidae					
<i>Didelphis albiventris</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma ovale</i>	MF	PO	Serpa et al. (2021)
		<i>Amblyomma sculptum</i>			Wolf et al. (2016)
		<i>Ixodes luciae</i>			Serpa et al. (2021)
<i>Gracilinanus agilis</i>	Bactérias	<i>Amblyomma</i> spp.	ML	NH	Sousa et al. (2017a)
		<i>Ornithodoros mimon</i>		PO	
		<i>Anaplasma</i> spp.		NH	
		<i>Ehrlichia</i> spp.			
	Helmintos	<i>Rickettsia bellii</i>	SR	PO	Serpa et al. (2021)
		<i>Gracilioxuris agilis</i>	MF	NH	Feijó et al. (2008)
		<i>Physaloptera herthameyeræ</i>		AQ; NH	Lopes Torres et al. (2009)
		<i>Pterygodermatites jägerskiöldi</i>			
	<i>Spirura guianensis</i>				
	Protozoários	<i>Trypanosoma cruzi</i>	PR; SR	NH; RN	Herrera et al. (2007, 2011)
<i>Trypanosoma evansi</i>		ML; SR	Herrera et al. (2005, 2007, 2011)		
<i>Monodelphis domestica</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma</i> spp.	MF	NH	Ramos (2013)
		<i>Amblyomma cajennense</i>			
		<i>Amblyomma parvum</i>			
		<i>Ornithodoros guaporensis</i>		PO	Wolf et al. (2016)
		<i>Ornithodoros mimon</i>		NH	Serpa et al. (2021)
		<i>Polygenis bohlsi</i>			Sousa et al. (2017a, 2018a)
	Bactérias	<i>Ehrlichia</i> spp.	ML	NH	Sousa et al. (2017a)
		<i>Rickettsia bellii</i>	SR		Serpa et al. (2021)
		<i>Rickettsia parkeri</i>			
		<i>Rickettsia rickettsii</i>			
	Protozoários	<i>Babesia</i> spp.	ML	PO	Wolf et al. (2016)
		<i>Trypanosoma cruzi</i>	PR; SR	NH; RN	Herrera et al. (2007, 2011)
		<i>Trypanosoma evansi</i>	ML; SR		Herrera et al. (2004, 2007, 2011)
<i>Philander opossum</i>	Artrópodes	<i>Ixodes luciae</i>	MF	PO	Witter et al. (2016)
<i>Philander quica</i>	Protozoários	<i>Trypanosoma cruzi</i>	PR; SR	NH; RN	Herrera et al. (2007, 2011)
		<i>Trypanosoma evansi</i>			
<i>Thylamys macrurus</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma</i> spp.	MF	NH	Sousa et al. (2017a, 2017b, 2018a)
		<i>Amblyomma parvum</i>			Sousa et al. (2017a, 2017b)
		<i>Polygenis bohlsi</i>			
	Bactérias	<i>Anaplasma</i> spp.	ML		Sousa et al. (2017a)
		<i>Ehrlichia</i> spp.			
	Protozoários	<i>Hepatozoon</i> spp.			Sousa et al. (2017b)



Apêndice 1.

(Continua)

<i>Thylamys macrurus</i>	Protozoários	<i>Trypanosoma cruzi</i>	SR	NH; RN	Herrera et al. (2007, 2011)
		<i>Trypanosoma evansi</i>			
Perissodactyla					
Tapiridae					
<i>Tapirus terrestris</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma</i> spp.	MF	NH	Labruna et al. (2021)
		<i>Amblyomma ovale</i>			
		<i>Amblyomma parvum</i>			
		<i>Amblyomma sculptum</i>			
		<i>Rhipicephalus (Boophilus) microplus</i>			
	Bactérias	<i>Acinetobacter</i> spp.	MC		Medici et al. (2014)
		<i>Acinetobacter baumannii</i>			
		<i>Bacillus</i> spp.			
		<i>Enterobacter</i> spp.			
		<i>Enterobacter aerogenes</i>			
		<i>Enterobacter agglomerans</i>			
		<i>Enterobacter cloacae</i>			
		<i>Enterococcus</i> spp.			
		<i>Escherichia coli</i>			
		<i>Klebsiella oxytoca</i>			
		<i>Klebsiella ozaenae</i>			
		<i>Klebsiella pneumoniae</i>			
		<i>Leptospira interrogans</i>			
		<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	MC		
		<i>Rickettsia amblyommatis</i>	SR		Labruna et al. (2021)
		<i>Rickettsia bellii</i>			
		<i>Rickettsia felis</i>			
		<i>Rickettsia parkeri</i>			
		<i>Rickettsia rhipicephali</i>			
		<i>Rickettsia rickettsii</i>	MC		Medici et al. (2014)
		<i>Serratia</i> spp.			
		<i>Serratia marcescens</i>			
		<i>Staphylococcus</i> spp.			
<i>Staphylococcus aureus</i>					
<i>Staphylococcus intermedius</i>					
<i>Streptococcus agalactiae</i>					
Bactérias	<i>Stenotrophomonas maltophilia</i>	MC	NH	Medici et al. (2014)	
Fungos	<i>Candida</i> spp.				
Helmintos	Cestoda	MF	MI	Travassos & Freitas (1940)	



Apêndice 1.

(Continua)

<i>Tapirus terrestris</i>	Helmintos	<i>Cladorchis</i> spp.	MF	PG	Travassos et al. (1927)	
		<i>Cladorchis pyryformis</i>		NE	Travassos (1922)	
		Spiruridae		MI	Travassos & Freitas (1940)	
		Strongylidae		MI; PG	Travassos et al. (1927), Travassos & Freitas (1940)	
	Protozoários	<i>Trypanosoma terrestris</i>	PR		Pérez et al. (2019)	
	Vírus	<i>Orbivirus</i> (Língua Azul)	SR	NH		Medici et al. (2014)
		<i>Herpesvirus</i> (Rinotraqueíte Bovina)				
<i>Protoparvovirus</i> (Parvovirose Suína)						
Pilosa						
Myrmecophagidae						
<i>Myrmecophaga tridactyla</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma</i> spp.	MF	NH	Bechara et al. (2000), Pereira et al. (2000)	
		<i>Amblyomma cajennense</i>		NH; RN	Bechara et al. (2000), Pereira et al. (2000), Martins et al. (2004)	
		<i>Amblyomma nodosum</i>			Martins et al. (2004)	
		<i>Amblyomma parvum</i>				
		<i>Amblyomma sculpturatum</i>		NH	Bechara et al. (2000), Pereira et al. (2000)	
	Bactérias	<i>Leptospira interrogans</i>	SR	BM	Miranda et al. (2015)	
	Helmintos	Cestoda		PG	Travassos et al. (1927)	
<i>Tamandua tetradactyla</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma</i> spp.	MF	NH	Bechara et al. (2000), Pereira et al. (2000)	
		<i>Amblyomma cajennense</i>				
		<i>Amblyomma nodosum</i>		NH; PO; RN	Bechara et al. (2000), Pereira et al. (2000), Martins et al. (2004), Witter et al. (2016)	
		<i>Amblyomma parvum</i>				
		<i>Amblyomma sculptum</i>		NH; RN	Martins et al. (2004)	
		PO	Witter et al. (2016)			
	Helmintos	<i>Giganthorhynchus echinodiscus</i>		PR		Travassos et al. (1927)
		<i>Physaloptera</i> spp.				
Trichostrongylidae						
Protozoários	<i>Trypanosoma cruzi</i>	ML; PR	NH		Santos et al. (2019a)	
Primates						
Atelidae						
<i>Alouatta caraya</i>	Helmintos	Anoplocephalidae	MF	MI; PR	Travassos & Freitas (1941)	
		Cestoda			Travassos et al. (1927)	
		<i>Enterobius minutus</i>			Travassos et al. (1927), Travassos & Freitas (1941)	
		Trichostrongylidae			Travassos et al. (1927)	
	Vírus	<i>Flavivirus</i> (Cacipacore)	SR	AQ; MI; NH		Batista et al. (2013)
		<i>Orthobunyavirus</i> (Oropouche)				



Apêndice 1.

(Continua)

Cebidae					
<i>Sapajus</i> spp.	Vírus	<i>Flavivirus</i> (Cacipacore)	SR	AQ; MI; NH	Batista et al. (2013)
		<i>Orthobunyavirus</i> (Oropouche)			
<i>Sapajus</i> cay	Helmintos	Filarioidea	MF	MI; PR	Travassos et al. (1927), Travassos & Freitas (1941)
		<i>Oslerus</i> spp.			Travassos et al. (1927)
		<i>Physaloptera</i> spp.			
	Trichostrongylidae				
	Protozoários	<i>Leishmania</i> spp.	ML	PR	Porfírio et al. (2018)
Rodentia					
Caviidae					
<i>Cavia</i> spp.	Helmintos	<i>Paraspidodera</i> spp.	MF	MI	Travassos & Freitas (1940)
<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma cajennense</i>			NH
	Bactérias	<i>Brucella</i> spp.	SR	NH; PO	Luz et al. (2019)
		<i>Leptospira</i> spp.			
		<i>Rickettsia amblyommatis</i>			
		<i>Rickettsia bellii</i>			
		<i>Rickettsia felis</i>			
		<i>Rickettsia parkeri</i>			
		<i>Rickettsia rhipicephali</i>			
	<i>Rickettsia rickettsii</i>				
	Helmintos	Ancylostomatidae	PR	CA	Zanetti et al. (2021)
		Anoplocephalidae	MF	MI; PG; PR	Travassos et al. (1927), Travassos & Freitas (1941)
		<i>Capillaria hydrochoeri</i>		NH; PG	Costa & Catto (1994), Bonuti et al. (2002)
		<i>Cruorifilaria tubero cauda</i>			Costa & Catto (1994), Nascimento et al. (2000b)
		Filarioidea		PG	Travassos et al. (1927)
<i>Hydrochoerisnema anomalobursata</i>		NH; PG		Bonuti et al. (2002)	
<i>Hippocrepis hippocrepis</i>		MI; NH; PG; PR		Travassos et al. (1927), Travassos & Freitas (1941), Costa & Catto (1994), Bonuti et al. (2002)	
<i>Monoecocestus hagdmani</i>		NH; PG		Costa & Catto (1994), Bonuti et al. (2002)	
<i>Monoecocestus hydrochoeri</i>					
<i>Monoecocestus macrobursatum</i>					Bonuti et al. (2002)
<i>Neocotyle</i> spp.		PG		Travassos et al. (1927)	
<i>Neocotyle neocotyle</i>		NH; PG		Bonuti et al. (2002)	
<i>Nudacotyle</i> spp.	PG	Travassos et al. (1927)			



Apêndice 1.

(Continua)

<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>	Helmintos	<i>Nudacotyle tertius</i>	MF	NH; PG	Costa & Catto (1994), Bonuti et al. (2002)	
		<i>Nudacotyle valdevaginatius</i>			Bonuti et al. (2002)	
		Oxyuridae		MI; PR	Travassos & Freitas (1941)	
		Paramphistomidae				
		<i>Protozoophaga obesa</i>		NH; PG	Travassos et al. (1927), Costa & Catto (1994), Bonuti et al. (2002)	
		<i>Strongyloides chapini</i>			Costa & Catto (1994), Bonuti et al. (2002)	
		<i>Taxorchis schistocotyle</i>			Travassos et al. (1927), Costa & Catto (1994), Bonuti et al. (2002)	
		<i>Trichostrongylus axei</i>			Costa & Catto (1994), Bonuti et al. (2002)	
		<i>Viannella hydrochoeri</i>			Travassos et al. (1927), Costa & Catto (1994), Bonuti et al. (2002)	
		<i>Yatesia hydrochoeris</i>			Costa & Catto (1994), Nascimento et al. (2000b)	
	<i>Wellcomia decorata</i>	PR	Travassos et al. (1927)			
	Protozoários	<i>Blastocystis</i> spp.	PR	CA	Zanetti et al. (2021)	
		<i>Cryptosporidium</i> spp.				
<i>Sarcocystis</i> spp.						
	<i>Trypanosoma evansi</i>	ML; PR; SR	NH; PO; RN	Stevens et al. (1989), Nunes et al. (1993), Franke et al. (1994), Herrera et al. (2004, 2011)		
Cricetidae						
<i>Calomys callosus</i>	Protozoários	<i>Hepatoozon</i> spp.	ML	PO	Wolf et al. (2016)	
<i>Cerradomys scotti</i>		<i>Trypanosoma cruzi</i>	SR	NH; RN	Herrera et al. (2007, 2011)	
<i>Holochilus brasiliensis</i>		<i>Trypanosoma evansi</i>				
		<i>Trypanosoma evansi</i>				
<i>Holochilus sciureus</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma triste</i>	MF	PO	Wolf et al. (2016)	
<i>Hylaeamys megacephalus</i>		<i>Amblyomma</i> spp.			Serpa et al. (2021)	
		<i>Amblyomma ovale</i>			Witter et al. (2016), Serpa et al. (2021)	
		<i>Ornithodoros mimon</i>			Serpa et al. (2021)	
	Bactérias	<i>Anaplasma</i> spp.	ML	Wolf et al. (2016)		
		<i>Rickettsia amblyommatis</i>	SR	Serpa et al. (2021)		
		<i>Rickettsia parkeri</i>				
<i>Rickettsia rhipicephali</i>						
<i>Rickettsia rickettsii</i>						



Apêndice 1.

(Continua)

<i>Necomys lasiurus</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma</i> spp.	MF	PO	Serpa et al. (2021)	
	Bactérias	<i>Rickettsia rhipicephali</i>	SR			
<i>Oecomys</i> spp.	Artrópodes	<i>Amblyomma ovale</i>	MF			
<i>Oecomys mamorae</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma</i> spp.	MF	NH	Ramos (2013)	
				NH; PO	Serpa et al. (2021)	
		<i>Amblyomma ovale</i>		NH	Ramos (2013), Sousa et al. (2017a, 2017b, 2018a)	
		<i>Amblyomma parvum</i>			Ramos (2013), Sousa et al. (2017a, 2017b, 2018a), Serpa et al. (2021)	
		<i>Amblyomma sculptum</i>		PO	Serpa et al. (2021)	
	<i>Ornithodoros mimon</i>	NH				
	Bactérias	<i>Anaplasma</i> spp.	ML	NH	Sousa et al. (2017a)	
		<i>Bartonella</i> spp.			Sousa et al. (2018b)	
		<i>Ehrlichia</i> spp.			Sousa et al. (2017a)	
		<i>Mycoplasma</i> spp.			Sousa et al. (2017c)	
	Helmintos	<i>Guerrerostrongylus gomesae</i>	MF	AQ	Simões et al. (2012)	
	Protozoários	<i>Cystoisospora mamorae</i>	PR	NH	Barreto et al. (2018)	
		<i>Hepatozoon</i> spp.	ML		Sousa et al. (2017b)	
		<i>Trypanosoma cruzi</i>	PR; SR	NH; RN	Herrera et al. (2007, 2011), Rademaker et al. (2009)	
<i>Trypanosoma evansi</i>		ML; PR; SR		Herrera et al. (2004, 2005, 2007, 2011), Rademaker et al. (2009)		
Cuniculidae						
<i>Cuniculus paca</i>	Helmintos	<i>Trichuris</i> spp.	MF	MI	Travassos & Freitas (1940)	
	Protozoários	<i>Blastocystis</i> spp.	PR	CA	Zanetti et al. (2021)	
		<i>Entamoeba histolytica</i>				
Dasyproctidae						
<i>Dasyprocta azarae</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma</i> spp.	MF	PO	Serpa et al. (2021)	
		<i>Amblyomma sculptum</i>				
	Helmintos	<i>Cysticercus</i> sp.		MI; PR	Travassos & Freitas (1941)	
		Oxyuridae			Travassos & Freitas (1940, 1941)	
		Strongylidae			Travassos & Freitas (1940)	
		Trichostrongylidae			Travassos & Freitas (1940, 1941)	
	Protozoários	<i>Trypanosoma evansi</i>		ML	NH	Herrera et al. (2004), Santos et al. (2019a)
Echimyidae						
<i>Clyomys laticeps</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma</i> spp.	MF	NH	Ramos (2013), Sousa et al. (2017a, 2017b, 2018a), Serpa et al. (2021)	
		<i>Amblyomma auricularium</i>			Sousa et al. (2017a, 2017b, 2018a)	



Apêndice 1.

(Continua)

<i>Clyomys laticeps</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma parvum</i>	MF	NH	Ramos (2013), Sousa et al. (2017a, 2017b, 2018a), Serpa et al. (2021)		
		<i>Amblyomma triste</i>			Ramos (2013)		
	Bactérias	<i>Anaplasma</i> spp.	ML		Sousa et al. (2017a)		
		<i>Rickettsia amblyommatis</i>	SR		Serpa et al. (2021)		
		<i>Rickettsia bellii</i>					
		<i>Rickettsia parkeri</i>					
		<i>Rickettsia rhipicephali</i>					
	<i>Rickettsia rickettsii</i>						
	Protozoários	<i>Eimeria corumbaensis</i>	MF; PR		Barreto et al. (2017)		
		<i>Eimeria laticeps</i>					
<i>Eimeria nhecolandensis</i>							
	<i>Trypanosoma cruzi</i>	PR; SR	NH; RN	Herrera et al. (2007, 2011), Rademaker et al. (2009)			
	<i>Trypanosoma evansi</i>	ML; PR; SR		Herrera et al. (2004, 2005, 2007, 2011), Rademaker et al. (2009)			
<i>Thrichomys pachyurus</i>	Artrópodes	<i>Amblyomma</i> spp.	MF	NH	Ramos (2013), Sousa et al. (2017a, 2017b, 2018a), Serpa et al. (2021)		
		<i>Amblyomma cajennense</i>			Ramos (2013)		
		<i>Amblyomma ovale</i>			Ramos (2013), Serpa et al. (2021)		
		<i>Amblyomma parvum</i>			Ramos (2013), Sousa et al. (2017a, 2017b, 2018a), Serpa et al. (2021)		
		<i>Amblyomma sculptum</i>			Sousa et al. (2017a, 2017b, 2018a)		
		<i>Ornithodoros guaporensis</i>			PO	Wolf et al. (2016)	
		<i>Polygenis bohlsi</i>		NH	Sousa et al. (2017a, 2018a)		
	Bactérias	<i>Anaplasma</i> spp.	ML		Sousa et al. (2017a)		
		<i>Bartonella</i> spp.			Sousa et al. (2018b)		
		<i>Ehrlichia</i> spp.			Sousa et al. (2017a)		
		<i>Leptospira</i> spp.	ML; SR		A. Vieira et al. (2013)		
		<i>Mycoplasma</i> spp.	ML		Gonçalves et al. (2015)		
		<i>Rickettsia amblyommatis</i>	SR		Serpa et al. (2021)		
		<i>Rickettsia bellii</i>					
		<i>Rickettsia parkeri</i>					
		<i>Rickettsia rhipicephali</i>					
	<i>Rickettsia rickettsii</i>						
	Helmintos	<i>Avellaria intermedia</i>	MF			AQ; NH	Simões et al. (2010)
		<i>Heligmostrongylus almeidai</i>					
		<i>Heligmostrongylus crucifer</i>					
<i>Heligmostrongylus interrogans</i>							
<i>Paraspidodera uncinata</i>							



Apêndice 1.

(Conclusão)

<i>Thrichomys pachyurus</i>	Helmintos	<i>Physocephalus lassancei</i>	MF	AQ; NH	Simões et al. (2010)
		<i>Pudica cercomysi</i>			
		<i>Pudica maldonadoi</i>			
		<i>Raillietina</i> spp.		MI; PR	
		<i>Stilestrongylus inexpectatus</i>			
		<i>Trichostrongylidae</i>			
	Protozoários	<i>Trichuris</i> spp.	NH	Simões et al. (2010)	
		<i>Babesia</i> spp.	ML	PO	Wolf et al. (2016)
		<i>Babesia vogeli</i>		NH	Sousa et al. (2018c)
		<i>Eimeria fosteri</i>	MF; PR		Barreto et al. (2017)
		<i>Eimeria jansena</i>			
		<i>Eimeria nhecolandensis</i>			
		<i>Hepatozoon fitzsimonsi</i>	ML		Sousa et al. (2017b)
		<i>Theileria equi</i>			Sousa et al. (2018c)
<i>Toxoplasma gondii</i>	Dahroug (2014)				
<i>Trypanosoma cruzi</i>	PR; SR	NH; RN	Herrera et al. (2007, 2011), Rademaker et al. (2009)		
<i>Trypanosoma evansi</i>	ML; PR; SR		Herrera et al. (2004, 2005, 2007, 2011), Rademaker et al. (2009)		
Erethizontidae					
<i>Coendou prehensilis</i>	Helmintos	Filarioidea	MF	PR	Travassos et al. (1927)
		<i>Wellcomeia decorata</i>			
Muridae					
<i>Rattus rattus</i>	Helmintos	Cestoda	MF	MI	Travassos & Freitas (1940)
		Nematoda			
		Trichostrongylidae			



Apêndice 2. Especificidade parasitária, mecanismos de transmissão e patogenia dos parasitas descritos para o Pantanal. Legendas: ^a = Infecta animais domésticos (companhia e produção); ^z = Zoonose; * = Classificação taxonômica: Clado.

Appendix 2. Parasite specificity, transmission mechanisms and pathogenesis of parasites described in Pantanal. Captions: ^a = Infects domestic animals (pets and livestock); ^z = Zoonosis; * = Taxonomic classification: Clade.

(Continua)

Parasita	Hospedeiros	Transmissão	Patogenia
ACANTHOCEPHALA			
Archiacanthocephala			
Giganthorhynchida			
<i>Gigantorhynchus echinodiscus</i>	Vermilíngua	Ingestão de hospedeiros intermediários contendo as formas imaturas (cistacanto)	Não reportada
<i>Oncicola onicola</i>	<i>Leopardus pardalis</i>		Vômito, diarreia, perda de peso e ocasional perfuração da parede intestinal
Oligacanthorhynchida			
<i>Macracanthorhynchus hirudinaceus</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Ingestão de hospedeiros intermediários contendo as formas imaturas (cistacanto)	Gastroenterite e formação de granulomas na parede do intestino delgado, diarreia e peritonite
<i>Pachysentis lauroi</i>	<i>Nasua nasua</i>		Não reportada
<i>Prosthenorchis cerdocyonis</i>	<i>Cerdocyon thous</i>		Formação de úlceras, nódulos e abscessos na parede intestinal, e oclusão do lúmen devido à alta carga parasitária
<i>Prosthenorchis luhei</i>	<i>Coendu</i> spp. e <i>Nasua nasua</i>		
ACTINOBACTERIA			
Actinobacteria			
Corynebacteriales			
<i>Mycobacterium asiaticum</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Contato direto pela via digestiva e/ou respiratória	Multissistêmica
<i>Mycobacterium avium</i>			
<i>Mycobacterium bovis</i>			
<i>Mycobacterium paraffinicum</i>	Multi-hospedeiro ^z		
<i>Mycobacterium parascrofulaceum</i>			
<i>Mycobacterium saskatchewanense</i>			
APICOMPLEXA			
Aconoidasida			
Haemosporida			
<i>Plasmodium odocoilei</i>	Cervidae	Vetorial cíclica através de dípteros	Infecção de eritrócitos, causando infecção multissistêmica crônica
Piroplasmida			
<i>Babesia bigemina</i>	Herbívoros ^a	Vetorial através de carrapatos ixodídeos	Infecção de eritrócitos, causando anemia
<i>Babesia bovis</i>			
<i>Babesia caballi</i>	Equidae		
<i>Babesia vogeli</i>	Multi-hospedeiro		



Apêndice 2.

(Continua)

<i>Cytauxzoon felis</i>	Felidae ^a	Vetorial através de carrapatos ixodídeos	Infecção de eritrócitos, causando anemia
<i>Theileria cervi</i>	Cervidae		
<i>Theileria equi</i>	Multi-hospedeiro ^a		
Conoidasida			
Eucoccidiorida			
<i>Cryptosporidium</i> spp.	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Ingestão de oocistos	Colonização de células epiteliais intestinais, causando lesões intestinais e diarreia
<i>Cystoisospora mamorae</i>	<i>Oecomys mamorae</i>	Ingestão de oocistos esporulados	
<i>Eimeria corumbaensis</i>	<i>Clyomis laticeps</i>		
<i>Eimeria fosteri</i>	<i>Thrichomys fosteri</i>		
<i>Eimeria jansena</i>			
<i>Eimeria laticeps</i>	<i>Clyomis laticeps</i>		
<i>Eimeria nhecolandensis</i>	<i>Clyomis laticeps</i> e <i>Thrichomys fosteri</i>		
<i>Hepatozoon felis</i>	Felidae e <i>Nasua nasua</i> ^a	Vetorial através de ixodídeos	Infecção de leucócitos
<i>Hepatozoon fitzsimonsi</i>	Multi-hospedeiro		
<i>Isoospora suis</i>	Suidae ^a	Ingestão de oocistos esporulados	Colonização de células epiteliais intestinais, causando lesões intestinais e diarreia
<i>Neospora caninum</i>	Multi-hospedeiro ^a	Ingestão de oocistos esporulados e transmissão vertical	Multissistêmica
<i>Sarcocystis neurona</i>			
<i>Toxoplasma gondii</i>			
ARTHROPODA			
Arachnida			
Ixodida			
<i>Amblyomma auricularium</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Contato direto através da contaminação ambiental por formas imaturas (ovos e larvas)	Hematofagia, transmissão de patógenos e irritação cutânea em grandes infestações
<i>Amblyomma cajennense</i>			
<i>Amblyomma nodosum</i>	Myrmecophagidae		
<i>Amblyomma ovale</i>	Multi-hospedeiro ^z		
<i>Amblyomma parvum</i>			
<i>Amblyomma pseudoconcolor</i>	Dasypodidae		
<i>Amblyomma sculpturatum</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}		
<i>Amblyomma sculptum</i>			
<i>Amblyomma tigrinum</i>			
<i>Amblyomma triste</i>			
<i>Haemaphysalis juxtakochi</i>	Multi-hospedeiro ^a		
<i>Ixodes luciae</i>	Didelphimorphia e Rodentia		
<i>Ornithodoros guaporensis</i>	<i>Monodelphis domestica</i> e <i>Thrichomys fosteri</i>		



Apêndice 2.

(Continua)

<i>Ornithodoros hasei</i>	Chiroptera	Contato direto através da contaminação dos abrigos por formas imaturas (ovos e larvas)	Hematofagia e reações inflamatórias intensas na derme
<i>Ornithodoros mimon</i>	Chiroptera ^z		
<i>Ornithodoros rostratus</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Contato direto através da contaminação ambiental por formas imaturas (ovos e larvas)	Hematofagia, transmissão de patógenos e irritação cutânea em grandes infestações
<i>Rhipicephalus (Boophilus) microplus</i>	Multi-hospedeiro ^a		
<i>Rhipicephalus sanguineus</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}		
Mesostigmata			
<i>Periglischrus acutisternus</i>	Phyllostomidae	Contato direto	Hematofagia
<i>Periglischrus caligus</i>	<i>Glossophaga</i> sp.		
<i>Periglischrus herrerae</i>	<i>Desmodus rotundus</i>		
<i>Periglischrus iheringi</i>	Phyllostomidae		
<i>Periglischrus ojasii</i>			
<i>Periglischrus paracutisternus</i>	<i>Trachops cirrhosus</i>		
<i>Periglischrus tonatii</i>	<i>Tonatia evotis</i>		
<i>Periglischrus torrealbai</i>	Phyllostomidae		
<i>Spinturnix americanus</i>	Yangochiroptera		
Insecta			
Diptera			
<i>Aspidoptera falcata</i>	Phyllostomidae	Contato direto através da contaminação dos abrigos por formas imaturas (ovos e larvas)	Prurido
<i>Aspidoptera phyllostomatis</i>	Chiroptera		Prurido e transmissão de patógenos
<i>Basilina bequaerti</i>			
<i>Basilina carteri</i>			
<i>Basilina speiseri</i>			
<i>Cochliomyia</i> spp.	Multi-hospedeiro ^a	Deposição de formas imaturas em tecidos animais	Infestação das formas larvais provoca miíases
<i>Dermatobia hominis</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}		
<i>Lipoptena guimaraesi</i>	Cervidae	Contaminação ambiental por formas imaturas (ovos e larvas)	Prurido e transmissão de patógenos
<i>Lipoptena mazamae</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Contato direto através da contaminação dos abrigos por formas imaturas (ovos e larvas)	
<i>Mastoptera minuta</i>	Phyllostomidae		
<i>Megistopoda aranea</i>	Chiroptera		
<i>Megistopoda proxima</i>			
<i>Metelasmus pseudopterus</i>	<i>Artibeus</i> sp.		
<i>Noctiliostrebla maai</i>	<i>Noctilio</i> sp.		
<i>Paradyschiria parvula</i>	Chiroptera		
<i>Paratrichobius longicrus</i>			
<i>Paratrichobius sanchezi</i>	Phyllostomidae		
<i>Pseudostrebla riberoi</i>			
<i>Speiseria ambigua</i>	Chiroptera		



Apêndice 2.

(Continua)

<i>Strebla guajiro</i>	<i>Carollia</i> spp.	Contato direto através da contaminação dos abrigos por formas imaturas (ovos e larvas)	Prurido e transmissão de patógenos	
<i>Strebla hertigi</i>	<i>Phyllostomus discolor</i>			
<i>Strebla wiedemanni</i>	Phyllostomidae			
<i>Trichobioides perspicillatus</i>	<i>Phyllostomus</i> spp.			
<i>Trichobius affinis</i>	<i>Lophostoma</i> spp.			
<i>Trichobius angulatus</i>	<i>Platyrrhinus</i> spp.			
<i>Trichobius costalimai</i>	<i>Phyllostomus discolor</i>			
<i>Trichobius dugesii</i>	Phyllostomidae			
<i>Trichobius joblingi</i>				
<i>Trichobius longipes</i>	<i>Phyllostomus hastatus</i>			Prurido e transmissão de patógenos
<i>Trichobius parasiticus</i>	Phyllostomidae			Prurido
<i>Trichobius silvicolae</i>	<i>Lophostoma</i> spp.			Prurido e transmissão de patógenos
Siphonaptera				
<i>Myodopsylla wolffsohni</i>	Chiroptera	Contato direto através da contaminação ambiental por formas imaturas (ovos e larvas)	Hematofagia, transmissão de patógenos, prurido e dermatite localizada	
<i>Polygenis bohlsi</i>	Didelphinae e <i>T. fosteri</i>			
<i>Tunga penetrans</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}			Inflamações e úlceras localizadas
ARTIVERVICOTA				
Revtraviricetes				
Ortervirales				
<i>Gammaretrovirus</i> (Leucemia felina)	Felidae ^a	Contato direto com sangue e saliva de animais infectados	Multissistêmica	
Blubervirales				
<i>Orthohepadnavirus</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Contaminação direta	Multissistêmica	
ASCOMYCOTA				
Dothideomycetes				
Pleosporales				
<i>Phoma</i> spp.	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Não reportada	Não reportada	
Eurotiomycetes				
Eurotiales				
<i>Aspergillus niger</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Contaminação direta e aerossóis	Multissistêmica	
<i>Aspergillus terreus</i>				
<i>Eupenicillium</i> spp.	Plantas e <i>Sus scrofa</i>	Não reportada	Não reportada	
<i>Penicillium</i> spp.	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Contaminação direta e aerossóis	Multissistêmica	
<i>Talaromyces</i> spp.			Não reportada	



Saccharomycetes			
Saccharomycetales			
<i>Candida albicans</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Transmissão vertical e venérea, e contaminação direta	Multissistêmica em animais imunossuprimidos
<i>Candida boidinii</i>		Não reportada	
<i>Candida guilliermondii</i>		Contaminação direta	
<i>Candida krusei</i>		Não reportada	
<i>Candida magnoliae</i>	Multi-hospedeiro ^z	Não reportada	Multissistêmica (células endoteliais e epiteliais)
<i>Candida parapsilosis</i>	<i>Sus scrofa</i> ^{a/z}	Contaminação direta	
<i>Candida sake</i>	<i>Sus scrofa</i> ^z		
<i>Candida tropicalis</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Não reportada	
<i>Geotrichum spp.</i>			
Sordariomycetes			
Glomerellales			
<i>Colletotrichum spp.</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Contaminação direta e aerossóis	Não reportada
Hypocreales			
<i>Acremonium spp.</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Contato direto através da ingestão de alimento e água contaminados e aerossóis	Multissistêmica (células epiteliais)
<i>Fusarium spp.</i>		Aerossóis	Não reportada
Microascales			
<i>Scedosporium spp.</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Aerossóis	Não reportada
Sordariales			
<i>Paecilomyces spp.</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Contaminação direta e aerossóis	Multissistêmica em animais imunossuprimidos
BASIDIOMYCOTA			
Mycrobotryomycetes			
Sporidiobolales			
<i>Rhodotorula glutinis</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Contaminação direta	Multissistêmica
Tremellomycetes			
Trichosporonales			
<i>Trichosporon mucoides</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Contaminação direta e aerossóis	Multissistêmica (células epiteliais)
CILIOPHORA			
Litostomatea			
Vestibuliferida			
<i>Balantidium coli</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Contato direto através da ingestão de alimento e água contaminados com as formas infectantes (cistos)	Colonização de células epiteliais intestinais, causando lesões intestinais e diarreia

Apêndice 2.

(Continua)

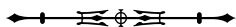
COSSAVIRICOTA			
Quintoviricetes			
Piccovirales			
<i>Protoparvovirus</i> (Parvovirose canina)	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Contato direto com fezes contaminadas ou através de fômites	Gastroenterite, vômitos e diarreia líquida de odor fétido
<i>Protoparvovirus</i> (Parvovirose suína)	Multi-hospedeiro ^a	Transmissão venérea, oral-fecal e vertical	Desordens do sistema reprodutivo em fêmeas suínas
CRESSDNAVIRICOTA			
Arviriviricetes			
Circovirales			
<i>Circovirus</i> (PCV2)	Suidae ^a	Contaminação direta	Multissistêmica
DUPLORNAVIRICOTA			
Resentoviricetes			
Reovirales			
<i>Orbivirus</i> (Língua azul)	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Vetorial através de artrópodes	Multissistêmica
EUGLENOZOA			
Kinetoplastea			
Trypanosomatida			
<i>Crithidia mellificae</i>	Multi-hospedeiro	Não reportada	Não reportada
<i>Leishmania braziliensis</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Vetorial cíclica através de dípteros	Infecção e replicação em monócitos e macrófagos, causando uma desordem cutânea
<i>Trypanosoma cruzi</i>		Vetorial cíclica através de triatomíneos	Infecção e replicação em monócitos e macrófagos, células cardíacas e do trato gastrointestinal
<i>Trypanosoma cruzi marinkellei</i>	Chiroptera		Não reportada
<i>Trypanosoma dionisii</i>			
<i>Trypanosoma evansi</i>	Multi-hospedeiro ^a	Vetorial mecânica através de dípteros	Infecção e replicação na corrente sanguínea causando hemólise e quadros de anemia
<i>Trypanosoma rangeli</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Vetorial cíclica através de triatomíneos	Não reportada
<i>Trypanosoma terrestris</i>	Multi-hospedeiro	Não reportada	
<i>Trypanosoma vivax</i>	Ungulados e biungulados ^a	Vetorial mecânica através de dípteros hematófagos	Multissistêmica



Apêndice 2.

(Continua)

EVOSEA			
Archamoebae*			
Mastigamoebida			
<i>Entamoeba histolytica</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Ingestão de cistos	Inflamação e posterior necrose da mucosa intestinal, febre, diarreia, peritonite
<i>Iodamoeba</i> spp.			Não patogênico
FIRMICUTES			
Bacilli			
Bacillales			
<i>Bacillus</i> spp.	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Contaminação direta	Multissistêmica
<i>Staphylococcus aureus</i>			
<i>Staphylococcus intermedius</i>			
Lactobacillales			
<i>Enterococcus</i> spp.	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Contaminação direta	Multissistêmica
<i>Streptococcus agalactiae</i>			
KITRINOVIRICOTA			
Alsuviricetes			
Martellivirales			
<i>Alphavirus</i> (Encefalite equina do Leste)	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Vetorial através de dípteros hematófagos	Desordens do sistema nervoso periférico e central
Flasuviricetes			
Amarillovirales			
<i>Flavivirus</i> (Cacipacoré)	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Vetorial através de culicídeos	Multissistêmica
MUCOROMYCOTA			
Mucoromycetes			
Mucorales			
<i>Mucor</i> spp.	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Contaminação direta e aerossóis	Multissistêmica
NEGARNAVIRICOTA			
Monjiviricetes			
Mononegavirales			
<i>Lyssavirus</i> (Raiva)	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Contaminação direta	Replicação do vírus em células nervosas, provocando desordens neurológicas
<i>Morbillivirus</i> (Cinomose)	Multi-hospedeiro ^a	Contato direto com secreções orais e nasais	Multissistêmica
Ellioviricetes			
Bunyvirales			
<i>Orthobunyavirus</i> (Oropouche)	Multi-hospedeiro ^z	Vetorial através de <i>Culicoides</i> spp.	Multissistêmica



Apêndice 2.

(Continua)

NEMATODA			
Chromadorea			
Rhabditida			
<i>Ascaridia galli</i>	Multi-hospedeiro ^a	Ingestão de ovos contendo larva infectante	Ocasional oclusão intestinal e inflamações resultantes da migração das larvas
<i>Ascaris</i> spp.	Multi-hospedeiro ^{a/z}		
<i>Aspidodera binansata</i>	Multi-hospedeiro	Transmissão percutânea e oral	Dermatites devido à penetração da larva e processos inflamatórios em diversos órgãos resultantes da migração larval
<i>Aspidodera fasciata</i>	Dasypodidae		
<i>Aspidodera scoleciformis</i>	Multi-hospedeiro		
<i>Aspidodera vazi</i>	Cingulata e Marsupialia		
<i>Cruorifilaria tubero cauda</i>	<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>	Vetorial através de artrópodes hematófagos ou contato direto através da ingestão do artrópode vetor ou de um hospedeiro paratênico contendo o parasita	Gastrite, enterite e obstrução de esôfago pela formação de nódulos
<i>Cruzia tentaculata</i>	Cingulata e Marsupialia	Transmissão percutânea e oral	Dermatites decorrentes da penetração da larva e processos inflamatórios em diversos órgãos resultantes da migração larval
<i>Enterobius minutus</i>	Multi-hospedeiro ^z	Ingestão de ovos contendo larva infectante	Prurido perianal; em infecções maciças, causam erosões na mucosa intestinal
<i>Gracilioxuris agilis</i>	Didelphidae		Não reportada
<i>Paraspidodera uncinata</i>	Rodentia e Lagomorpha	Transmissão percutânea e oral	Ocasional oclusão intestinal e inflamações resultantes da migração das larvas
<i>Physaloptera herthameyeriae</i>	<i>Gracilinanus agilis</i>	Vetorial através de artrópodes hematófagos ou contato direto através da ingestão do artrópode vetor ou de um hospedeiro paratênico contendo o parasita	Gastrite, enterite e obstrução de esôfago pela formação de nódulos
<i>Physaloptera maxillaris</i>	Mephitidae		
<i>Physocephalus lassancei</i>	Cervidae		
<i>Physocephalus sexalatus</i>	Multi-hospedeiro ^a		
<i>Protozoophaga obesa</i>	<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>	Ingestão de ovos contendo larva infectante	Prurido perianal; em infecções maciças, causam erosões na mucosa intestinal
<i>Pterygodermatites jägerskiöldi</i>	Didelphidae	Transmissão percutânea e oral	Gastrite, enterite e obstrução de esôfago pela formação de nódulos
<i>Pterygodermatites pluripectinata</i>	<i>Cerdocyon thous</i>		Gastrite, enterite e obstrução de esôfago pela formação de nódulos
<i>Pygarginema verrucosa</i>	Cervidae	Vetorial através de artrópodes hematófagos ou contato direto através da ingestão do artrópode vetor ou de um hospedeiro paratênico contendo o parasita	Gastrite, enterite e obstrução de esôfago pela formação de nódulos



Apêndice 2.

(Continua)

<i>Spirobakerus sagittalis</i>	<i>Cerdocyon thous</i>	Não reportada	Não reportada
<i>Spirura guianensis</i>	Marsupialia	Vetorial através de artrópodes hematófagos ou contato direto através da ingestão do artrópode vetor ou de um hospedeiro paratênico contendo o parasita	Gastrite, enterite e obstrução de esôfago pela formação de nódulos
<i>Strongyloides chapini</i>	<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>	Transmissão percutânea e oral	Dermatites devido à penetração da larva e processos inflamatórios em diversos órgãos resultantes da migração larval
<i>Strongyloides ratti</i>	Muridae		
<i>Texicospirura turki</i>	<i>Dicotyles tajacu</i>	Vetorial através de artrópodes hematófagos; ingestão do artrópode vetor ou de um hospedeiro paratênico	Gastrite, enterite e obstrução de esôfago pela formação de nódulos
<i>Toxocara</i> spp.	Multi-hospedeiro ^{al/z}	Ingestão de ovos contendo larva infectante	Reações granulomatosas e abscessos em diversos órgãos, resultantes da migração larval
<i>Wellcomeia decorata</i>	<i>Coendu prehensilis</i>	Ingestão de ovos contendo larva infectante	Prurido perianal; em infecções maciças, causam erosões na mucosa intestinal
<i>Yatesia hydrochoeris</i>	<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>	Vetorial através de artrópodes hematófagos; ingestão do artrópode vetor ou de um hospedeiro paratênico	Gastrite, enterite e obstrução de esôfago pela formação de nódulos
Strongylida			
<i>Ancylostoma buckleyi</i>	Multi-hospedeiro	Transmissão percutânea e oral	Anemia severa, diarreia sanguinolenta, dermatite oriunda da penetração de larvas infectantes encontradas no ambiente
<i>Avellaria intermedia</i>	<i>Dasyprocta fuliginosa</i>		Dermatites devido à penetração da larva e processos inflamatórios em diversos órgãos resultantes da migração larval
<i>Bunostomum phlebotomum</i>	Herbívoros ^a		Anemia severa, diarreia sanguinolenta, dermatite oriunda da penetração de larvas infectantes encontradas no ambiente
<i>Cooperia pectinata</i>	Biungulados ^a	Ingestão de larva infectante	Enterite catarral, emagrecimento e diarreia
<i>Cooperia punctata</i>			
<i>Delicata uncinata</i>	<i>Euphractus sexcinctus</i>		Não reportada
<i>Delicata variabilis</i>	<i>Dasypus novemcinctus</i>		
<i>Guerrerostrongylus gomesae</i>	<i>Oecomys mamorae</i>	Transmissão percutânea e oral	Dermatites devido à penetração da larva e processos inflamatórios em diversos órgãos resultantes da migração larval



Apêndice 2.

(Continua)

<i>Hadrostrongylus speciosum</i>	<i>Dasytus novemcinctus</i>	Ingestão de larva infectante	Não reportada
<i>Haemonchus contortus</i>	Herbívoros ^a		Gastrite hemorrágica intensa, letargia, ascite e anemia
<i>Haemonchus similis</i>			
<i>Heligmostrongylus almeidai</i>	Caviomorpha	Transmissão percutânea e oral	Dermatites devido à penetração da larva e processos inflamatórios em diversos órgãos resultantes da migração larval
<i>Heligmostrongylus crucifer</i>			
<i>Heligmostrongylus interrogans</i>			
<i>Hydrochoerisnema anomalobursata</i>	Hydrochoerus hydrochaeris		
<i>Macielia macieli</i>	Dasypodidae	Ingestão da larva infectante	Não reportada
<i>Macielia flagellata</i>			
<i>Metastrongylus</i> sp.	Suidae ^a	Transmissão percutânea e oral	Dermatites devido à penetração da larva e processos inflamatórios em diversos órgãos resultantes da migração larval
<i>Moennigia alonsoi</i>	Cingulata e Pilosa	Ingestão da larva infectante	Não reportada
<i>Moennigia complexus</i>			
<i>Moennigia littlei</i>			
<i>Moennigia moennigi</i>			
<i>Moennigia pintoi</i>			
<i>Molineus nasuae</i>	<i>Nasua nasua</i>	Transmissão percutânea e oral	Dermatites devido à penetração da larva e processos inflamatórios em diversos órgãos resultantes da migração larval
<i>Oesophagostomum</i> spp.	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Ingestão da larva infectante	Infecção multinodular no intestino grosso e obstrução intestinal devido à quantidade de larvas
<i>Oslerus</i> spp.	Multi-hospedeiro ^a		Nódulos na traqueia e nos brônquios e desordens do sistema respiratório
<i>Pudica cercomysi</i>	<i>Thrichomys apereoides</i>		Não reportada
<i>Pudica maldonadoi</i>	<i>Myocastor coypus</i>		
<i>Stephanurus dentatus</i>	Multi-hospedeiro ^a	Transmissão percutânea, oral, ingestão da larva infectante ou de um hospedeiro intermediário infectado e transmissão vertical	Lesões hepáticas e renais, trombose em vasos hepáticos, hidronefrose e ascite
<i>Stilestrongylus inexpectatus</i>	<i>Oecomys nigripes</i>	Transmissão percutânea e oral	Dermatites devido à penetração da larva e processos inflamatórios em diversos órgãos resultantes da migração larval



Apêndice 2.

(Continua)

<i>Trichoelax tuberculata</i>	Dasydodidae	Ingestão da larva infectante	Não reportada
<i>Trichostrongylus axei</i>	Multi-hospedeiro ^{az}		Diarreia fétida, gastroenterite, desidratação e hemorragias
<i>Trichostrongylus colubriformis</i>			
<i>Viannella hydrochoeri</i>	<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>	Transmissão percutânea e oral	Dermatite devido à penetração da larva e processos inflamatórios em diversos órgãos resultantes da migração larval
Enoplea			
Trichinellida			
<i>Capillaria bovis</i>	Biungulados ^a	Ingestão de ovos contendo larva infectante	Infecções maciças causam diarreia aquosa e sanguinolenta
<i>Capillaria hydrochoeri</i>	<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>		
<i>Trichuris suis</i>	Suidae ^a		
PEPLOVIRICOTA			
Herviviricetes			
Herpesvirales			
<i>Herpesvirus</i> (Rinotraqueíte Infecciosa Bovina)	Multi-hospedeiro ^a	Contaminação direta	Desordens do sistema respiratório
<i>Varicellovirus</i> (Doença de Aujeszky)		Contaminação direta e aerossóis	Multissistêmica
PLATYHELMINTHES			
Cestoda			
Cyclophyllidea			
<i>Cysticercus</i> sp.	Multi-hospedeiro ^{az}	Ingestão de ovos ou de formas infectantes	Distúrbios digestivos, emagrecimento e, em alguns casos, distúrbios neurológicos
<i>Raillietina</i> spp.	Primates		
<i>Monoecocestus hagmanni</i>	<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>		
<i>Monoecocestus hydrochoeri</i>			
<i>Monoecocestus macrobursatum</i>			
Diphyllobothriidea			
<i>Dibothriocephalus</i> spp.	<i>Procyon cancrivorus</i> ^{az}	Ingestão de hospedeiros intermediários (peixes) contendo as formas larvais	Não reportada
Trematoda			
Diplostomida			
<i>Diplostomum alarioides</i>	Multi-hospedeiro	Ingestão da forma infectante	Disfunção hepática e distúrbios intestinais
Plagiorchiida			
<i>Balanorchis anastrophus</i>	Ruminantes ^a	Ingestão da forma infectante	Disfunção hepática e distúrbios intestinais
<i>Cladorchis pyriformis</i>	<i>Tapirus terrestris</i>		
<i>Hippocrepis hippocrepis</i>	<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>		



Apêndice 2.

(Continua)

<i>Neocotyle neocotyle</i>	<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>	Ingestão da forma infectante	Disfunção hepática e distúrbios intestinais		
<i>Nudacotyle tertius</i>					
<i>Nudacotyle valdevaginata</i>					
<i>Paramphistomum liorchis</i>	Herbívoros ^a				
<i>Stichorchis giganteus</i>	Myrmecophagidae e Tayassuidae				
<i>Taxorchis schistocotyle</i>	<i>Hydrochoerus hydrochaeris</i>				
PROTEOBACTERIA					
Alphaproteobacteria					
Rhizobiales					
<i>Bartonella</i> spp.	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Vetorial através de carrapatos ixodídeos	Multissistêmica		
<i>Brucella abortus</i>		Contato direto com secreções, excreções e restos placentários, predação e transmissão vertical			
Rickettsiales					
<i>Anaplasma marginale</i>	Multi-hospedeiro	Vetorial através de carrapatos ixodídeos	Anemia		
<i>Ehrlichia canis</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}		Vetorial através de carrapatos ixodídeos	Infesta leucócitos	
<i>Ehrlichia ruminantium</i>				Multi-hospedeiro ^a	Multissistêmica
<i>Rickettsia amblyomii</i>					Multi-hospedeiro ^a
<i>Rickettsia amblyommatis</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}		Vetorial através de diversos artrópodes	Multissistêmica	
<i>Rickettsia bellii</i>					
<i>Rickettsia felis</i>	Multi-hospedeiro ^a	Vetorial através de carrapatos ixodídeos	Não reportada		
<i>Rickettsia parkeri</i>					
<i>Rickettsia rhipicephali</i>					
<i>Rickettsia rickettsi</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}		Multissistêmica		
Gammaproteobacteria					
Enterobacterales					
<i>Enterobacter aerogenes</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Transmissão oral	Desordens do sistema gastrintestinal		
<i>Enterobacter agglomerans</i>					
<i>Enterobacter cloacae</i>					
<i>Escherichia coli</i>					
<i>Klebsiella oxytoca</i>					
<i>Klebsiella ozaenae</i>					
<i>Klebsiella pneumoniae</i>					
<i>Serratia marcescens</i>					
Legionellales					
<i>Coxiella burnetii</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Contato direto com secreções e excreções (leite, urina, fezes), aerossóis, transmissão vertical e vetorial através de ixodídeos	Multissistêmica		



Apêndice 2.

(Conclusão)

Pseudomonadales			
<i>Acinetobacter baumannii</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Contaminação direta	Multissistêmica
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>			
Xanthomonadales			
<i>Stenotrophomonas maltophilia</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Contaminação ambiental	Multissistêmica
PISUVIRICOTA			
Pisoniviricetes			
Picornavirales			
<i>Aphthovirus</i> (Febre Aftosa)	Biungulados ^a	Contato direto com saliva, fezes, urina, leite e sêmen ou através de fômites	Formação de vesículas na mucosa da boca, laringe, narinas e cascos, que se rompem e se tornam úlceras, emagrecimento
<i>Norovirus</i>	Multi-hospedeiro ^z	Contaminação oral	Gastroenterite
SPIROCHAETES			
Spirochaetia			
Leptospirales			
<i>Leptospira interrogans</i>	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Contato direto com secreções, excreções e restos placentários, predação e transmissão vertical	Multissistêmica
STRAMENOPILES*			
Bigyra			
Opalinata			
<i>Blastocystis</i> spp.	Multi-hospedeiro ^{a/z}	Ingestão de cistos	Não patogênico
TENERICUTES			
Mollicutes			
Mycoplasmatales			
<i>Candidatus M. haemominutum</i>	Multi-hospedeiro	Vetorial através de carrapatos ixodídeos	Infecção e replicação em eritrócitos causando anemia
<i>Candidatus M. turicensis</i>			
<i>Mycoplasma haemocanis</i>	Canidae ^a		
<i>Mycoplasma haemofelis</i>	Felidae ^{a/z}		
<i>Mycoplasma ovis</i>	Ovidae ^a		

