

**UNIVERSIDADE CATÓLICA DOM BOSCO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS AMBIENTAIS E
SUSTENTABILIDADE AGROPECUÁRIA**

**Mamíferos silvestres da área urbana de Campo Grande e Corumbá (MS) como
reservatórios de parasitas emergentes**

Relatório Final apresentado ao Imasul
referente à Autorização Ambiental
para Pesquisa em Unidade de
Conservação nº 001/2017. Processo
Imasul nº 61/405959/2016.

INSTITUTO DE MEIO AMBIENTE DE MS - IMASUL
PROTOCOLONº 711461911/2017
RECEBI EM 24/11/2017
Adriano
ASSINATURA

GUC

Adriano Fernandes Anário
Central de Atendimento - IMASUL
Matr. 470927021

**Campo Grande, MS
Novembro, 2017**

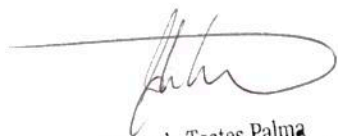
SUMÁRIO

1. Equipe envolvida	3
2. Introdução	4
3. Objetivo Geral	5
3.1 Objetivos Específicos	5
4. Material e Métodos	6
4.1 <i>Área de estudo</i>	6
4.2 <i>Coleta de dados</i>	6
5. Resultados e Discussão	10
6. Referências	14

Do Carlos,

de providências.

Em, 28/11/17



Leonardo Tostes Palma
Gerente de Unidade de Conservação
Fiscal Ambiental/IMASUL-MS
Turismólogo - CRM /MS 2969

1. Equipe Envolvida

Pesquisador	Função
Dra. Grasiela Edith de Oliveira Porfirio	Coordenadora, Pesquisadora, Bióloga
Dr. Heitor Miraglia Herrera	Pesquisador, Médico Veterinário
Dr. Alex Pauvolid Correa	Pesquisador, Médico Veterinário
Msc. Filipe Martins Santos	Pesquisador, Biólogo
Msc. Gabriel Carvalho de Macedo	Pesquisador, Médico Veterinário
Msc. Wanessa Teixeira Gomes Barreto	Pesquisadora, Médica Veterinária
Msc. Jaire Marinho Torres	Pesquisador, Biólogo
Wesley Arruda Gimenes Nantes	Pesquisador, Biólogo

2. Introdução

A constante modificação dos habitats, e consequente fragmentação da paisagem original, vêm sendo apontadas como principais causas do aparecimento de doenças emergentes e re-emergentes no mundo. No Brasil algumas doenças parasitárias destacam-se, dentre elas a Doença de Chagas e a Leishmaniose, e recentemente a Zika, ocasionada pelo Vírus Zika (ZIKV).

A Doença de Chagas e a Leishmaniose, causadas por *Trypanosoma cruzi* e *Leishmania* spp. são classificadas como doenças tropicais negligenciadas (MAUDLIN et al., 2009), e ambas são responsáveis por inúmeros casos de infecção na América Latina, em especial, no Brasil (ALMEIDA et al., 2009; RIGO et al., 2009). O estado de Mato Grosso do Sul apresenta grande relevância no cenário nacional para estas doenças, uma vez que apresenta esporádicos surtos epidêmicos de Leishmaniose em municípios como Corumbá e Campo Grande (MINISTÉRIO DA SAÚDE, 2006), além de contemplar uma porção do Pantanal, que é reportado como ecossistema endêmico para tripanossomatídeos e seus vetores (DE PITA-PEREIRA et al., 2008; HERRERA et al., 2011).

Ao contrário da Doença de Chagas e a Leishmaniose que vêm sendo estudadas há algumas décadas, a Zika não foi reconhecida como um problema de saúde pública até 2007, quando causou uma epidemia na Ásia (LANCIOTTI et al., 2008). Recentemente, um grande surto atribuído ao vírus Zika foi reconhecido no nordeste do Brasil (CAMPOS et al., 2015). Desde então, vários casos de infecção vêm sendo reportados em todo país e também em outros países da América Latina, especialmente em regiões com grandes populações de *Aedes aegypti* (FERREIRA-DE-BRITO et al., 2016). Embora o estado de Mato Grosso do Sul venha reportando uma baixa taxa de infecção pelo vírus Zika, o estado ocupou a quarta posição no ranking nacional de infecção pelo vírus da dengue em 2016, o que pode implicar em uma potencial epidemia do vírus Zika em 2017.

As doenças citadas acima são causadas por parasitas que infectam uma ampla gama de hospedeiros vertebrados e invertebrados silvestres em ciclos biológicos complexos (OLSON, 1983; SHAPIRO et al., 2013). Espécies de mamíferos silvestres, juntamente com os animais domésticos, seres humanos e vetores formam uma intrincada rede de reservatórios que merecem especial atenção (HERRERA et al., 2011). Além

disso, o crescimento dos centros urbanos tem aumentado a aproximação entre animais silvestres, animais domésticos e seres humanos potencializando a transmissão de parasitas e possíveis problemas de saúde pública.

O município de Campo Grande, capital do estado de Mato Grosso do Sul, vem apresentando grande crescimento populacional e expansão territorial, além de apresentar vários remanescentes florestais em perímetro urbano com diversa fauna silvestre. Já Corumbá, é uma área de importância epidemiológica por compreender o Pantanal e região de fronteira. Essas condições favorecem o contato entre animais silvestres e populações humanas ou seus animais domésticos. Contudo, as implicações desse contato para a saúde pública e saúde ambiental são pouco conhecidas. Nesse sentido, avaliar o papel dos animais silvestres (roedores, marsupiais, primatas não-humanos e mamíferos de médio porte) na manutenção e transmissão de parasitas emergentes é essencial para medidas de controle e manejo, considerando-se a lacuna para o conhecimento de tais interações na área urbana de Campo Grande e Corumbá.

3. Objetivo Geral

Avaliar o papel de mamíferos silvestres (roedores, marsupiais, mesocarnívoros e primatas não-humanos) na manutenção de parasitas emergentes (tripanosomatídeos e Zika Vírus) na área urbana de Campo Grande e Corumbá/MS.

3. 1. Objetivos Específicos

- Avaliar a exposição de mamíferos silvestres aos tripanossomatídeos e ao vírus Zika em Campo Grande e Corumbá/MS;
- Verificar as taxas de infecções por tripanossomatídeos e vírus Zika em mamíferos silvestres das duas áreas urbanas;
- Caracterizar as populações de *Leishmania* spp. e sub-populações de *Trypanosoma cruzi* que infectam mamíferos silvestres das duas áreas;
- Avaliar o efeito da urbanização sobre a relação de parasitismo entre mamíferos silvestres e tripanossomatídeos em Campo Grande e Corumbá;
- Identificar a potencial circulação de outros arbovírus em espécies de artrópodes hematófagos vetores nas áreas urbanas de Campo Grande e Corumbá.

4. Material e Métodos

4.1 Área de estudo

O estudo foi desenvolvido, até o momento, apenas em Campo Grande, Mato Grosso do Sul, em fragmentos determinados a partir do grau de urbanização de seu entorno. Foram utilizados fragmentos florestais em áreas privadas e uma Unidade de Conservação – o Parque Estadual do Prosa (PEP).

O PEP é um remanescente de Cerrado inserido na área urbana de Campo Grande. Foi instituído como Unidade de Conservação por meio do Decreto Estadual nº 10.783/2002, e conta com uma área de aproximadamente 135 hectares (Figura 1).

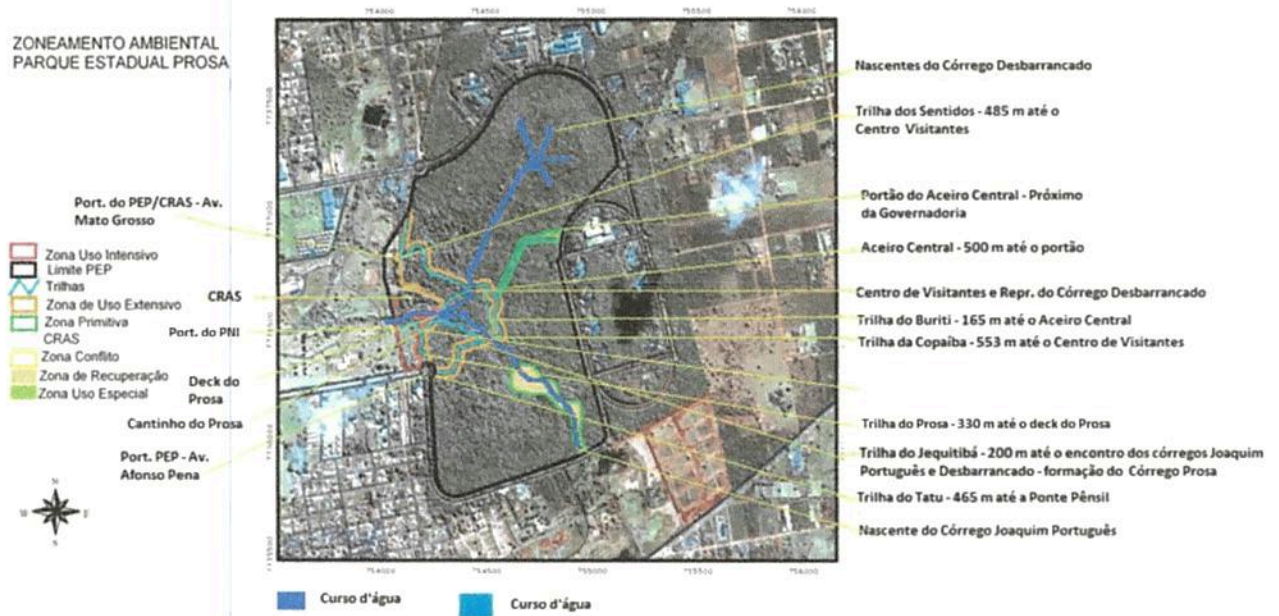


Figura 1: Perímetro do Parque Estadual do Prosa, localizado na área urbana de Campo Grande, MS. Fonte: Gerência do Parque Estadual do Prosa.

4.2 Coleta de dados

Os mamíferos silvestres e dípteros foram capturados em três campanhas realizadas em maio, julho e outubro/novembro de 2017 no PEP (Tabela 1). Os pequenos mamíferos foram capturados por meio de armadilhas do tipo Tomahawk (45 x 16 x 16 cm) e Sherman (45 x 12,5 x 14,5 cm) instaladas em trilhas, enquanto os médios mamíferos foram capturados por meio de armadilhas Tomahawk (90 x 40 x 40 cm) instaladas em agrupamentos de 5-6 armadilhas em locais pré-avaliados quanto à

movimentação dos grupos. As armadilhas foram checadas diariamente e iscadas ao final da manhã durante período que variou de 5-10 dias consecutivos (Tabela 1).

Tabela 1: Informações sobre as amostragens realizadas no Parque Estadual do Prosa em 2017. n= número.

Período	Grupo	n trilhas	n de armadilhas	n dias amostrados	Esforço (dias-captura)
Maio	Pequenos mamíferos	5	100	10	1.000
Maio	Dípteros	1	4	6	24
Julho	Pequenos mamíferos	8	150	7	1.050
Julho	Médios mamíferos	6	30	7	210
Julho	Dípteros	1	4	6	24
Outubro/ Novembro	Pequenos mamíferos	7	160	5	800
Outubro/ Novembro	Médios mamíferos	5	30	5	150

As iscas utilizadas para captura de pequenos mamíferos consistiu em uma mistura de banana, paçoca de amendoim, sardinha e aveia, enquanto a isca utilizada para captura de médios mamíferos consistiu em pequenos pedaços de bacon presos no interior das armadilhas. Foram realizadas duas coletas de dípteros (culicídeos e flebotomíneos) em trilhas alternadas do PEP. As armadilhas utilizadas foram a BG Sentinel (CDC[®]) no período diurno e a Light Trap(CDC[®]) no período noturno, iscada com gelo seco (Figura 2). Todos os pontos de instalação das armadilhas foram georeferenciados utilizando GPS (Figura 3). As armadilhas foram checadas diariamente e todos os culicídeos e flebotomíneos capturados foram congelados em freezer -80^o até as análises laboratoriais.



Figura 2: Armadilhas utilizadas para A. captura de pequenos mamíferos; B. captura de médios mamíferos; e C. captura de dípteros e instaladas no Parque Estadual do Prosa, Campo Grande, MS em 2017.



Figura 3: Localização dos pontos de instalação das armadilhas para captura de pequenos e médios mamíferos silvestres no Parque Estadual do Prosa, Campo Grande, MS em 2017. Tom= armadilha tomahwk para pequenos mamíferos.

Após a captura, os espécimes de médio mamíferos foram contidos quimicamente por meio de uma injeção intramuscular da associação entre Cloridrato de Tiletamina e Cloridrato de Zolazepam na dose de 6 mg/Kg. Pequenos mamíferos foram sedados por

meio de injeção intramuscular da associação de Quetamina e Xilazina em uma dose de 20mg/kg e 2 mg/kg, respectivamente. Todos os procedimentos foram realizados por dois veterinários da equipe com experiência em animais silvestres. Informações referentes à cada indivíduo como sexo, peso e biometria foram registradas em fichas individuais.

Para médios mamíferos foi feita a coleta de uma amostra de sangue de aproximadamente 4 ml, armazenada em tubo contendo Citrato de Sódio e realizada a coleta de uma amostra de swab oral e retal para os diagnósticos de arbovírus. Amostras de carrapatos foram coletadas quando constatada a infestação. Os mamíferos de médio porte receberam um microchip subcutâneo (Animalltag[®]) para identificação em recapturas. Para pequenos mamíferos (gambás) foi coletada uma amostra de sangue de cerca de 1 ml em tubo Citrato de Sódio para diagnóstico de arbovírus, cerca de 1,5 ml em tubo com EDTA (Ácido Etilenodiamino Tetra-acético) e 1 ml em tubo sem EDTA para diagnóstico de tripanossomatídeos. Igualmente, foi coletado um pequeno fragmento de tecido na região escapular em duplicata (cerca de 3 mm de pele) para diagnóstico de *Leishmania* spp. Após a coleta foi realizada sutura e antissepsia da região e os pequenos mamíferos receberam um brinco de identificação (Zootech[®]). Todos os médios mamíferos e gambás coletados foram soltos no mesmo local de captura, após a completa recuperação do quadro anestésico.

Roedores foram eutanasiados em laboratório utilizando-se como agente sedativo a associação entre Acepram a 1% e Quetamina a 10%, na proporção de 9-1, aplicando-se um volume de 0,1 ml para cada 100 gramas de peso dos animais. Amostras de tecidos e órgãos desses animais foram coletadas, armazenadas em criotubos contendo etanol e congeladas em freezer -80°C até as análises. Amostras de sangue foram coletadas por punção cardíaca, aliqüotadas e armazenadas em freezer seguindo o mesmo padrão acima.

Em laboratório, as amostras de sangue de médios mamíferos foram aliqüotadas e o sangue total e plasma armazenados em ultra freezer -80°C até as análises laboratoriais. As amostras de sangue dos pequenos mamíferos foram aliqüotadas em sangue total e soro (congelados em ultra freezer -80°C), e parte foi semeada em meio NNN-Lit e NNN-Schneider para cultura de tripanossomatídeos. As amostras de pele foram armazenadas em tubos contendo etanol para posterior extração de DNA e realização de análises moleculares (PCR – Polimerase Chain Reaction).

O sangue e tecidos coletados terão o seu DNA genômico extraído. A fim de se detectar o DNA genômico de *Leishmania* e *T.cruzi*, as amostras de DNA serão submetidas à PCR utilizando-se como gene-alvo o cinetoplasto (kDNA) e mini-exon, de acordo com Schubach et al. (1998) e Fernandes et al. (2001), respectivamente. Amostras de soro dos vertebrados serão utilizadas para detecção do genoma viral por RT-PCR (MOUREAU et al., 2007). O soro de todos os grupos de mamíferos será submetido a rastreio de anticorpos (PRNT) para ZIKV (MOUREAU et al., 2007). Anticorpos reativos a ZIKV em hospedeiros vertebrados dos quais os mosquitos se alimentaram serão pesquisados através da tecnologia Luminex (KOMAR et al., 2015).

5. Resultados e Discussão

Ao todo, foram capturadas quatro espécies de mamíferos: quati (*Nasua nasua*, n= 53), cutia (*Dasyprocta azarae*, n=1), gambá (*Didelphis albiventris*, n=12) e cuíca (*Gracilinanus* sp.). Dois pequenos roedores (Rodentia) foram capturados e eutanasiados. Antes da eutanásia foi checado se os animais tinham microchips, conforme instrução do IMASUL. Além disso, foram capturadas duas espécies de aves: rolinha (*Columbina* sp.) e sabiá-laranjeira (*Turdus rufiventris*), e uma espécie de lagarto teiú (*Tupinambis teguixin*). Todas as espécies capturadas com exceção dos quatis, gambás e pequenos roedores foram liberadas das armadilhas sem serem anestesiadas.

Durante as checagens foram avistadas ainda outras espécies de mamíferos como a capivara (*Hydrochoerus hydrochaeris*), tamanduá-bandeira (*Myrmecophaga tridactyla*) e um cervídeo (*Mazama* sp.), espécies de aves como o mutum (*Crax fasciolata*), o tucano (*Ramphastos toco*) e saracura (*Aramides* sp.) e de répteis como o cágado (*Phrynops geoffroanus*) e o teiú. Também foram avistados cães (*Canis familiaris*) e gatos (*Felis catus*) domésticos na UC. De fato, o Plano de Manejo do PEP indica a ocorrência de diversa fauna de vertebrados no interior da UC, dentre elas as observadas durante esse estudo. A presença de animais domésticos na UC também é relatada, e representa ameaça às populações silvestres, seja pela predação ou pelo potencial de transmissão de parasitas patogênicos dos animais domésticos para os silvestres, processo conhecido como *spill-over* (DASZAK et al. 2000; THOMPSON et al. 2009). Nesse sentido, o presente estudo vai de encontro ao conceito de Saúde Única (BUTTKE et al. 2015), ao integrar aspectos relacionados a emergência e re-emergência de parasitas que podem acometer a saúde tanto dos animais silvestres, quanto dos domésticos e o próprio ser humano.

Durante o exame clínico foi observado que os quatis do PEP (Tabela 3) encontram-se, de maneira geral, em boas condições de saúde (Figura 4). Contudo, foram observados alguns indivíduos com sobrepeso, provavelmente em função dos alimentos oferecidos pelas pessoas, pelos alimentos consumidos no CRAS (Centro de Reabilitação de Animais Silvestres) ou ainda pelo hábito generalista e oportunista dos animais que consomem restos de alimentos das lixeiras localizadas nas imediações do PEP. Entretanto, apenas os resultados dos diagnósticos sorológicos e parasitológicos permitirão confirmar a ocorrência de hemoparasitas e avaliar o papel desses animais na manutenção dos parasitas investigados. Sabe-se que quatis são excelentes reservatórios e importantes hospedeiros de *Trypanosoma cruzi* e *T. evansi* no Pantanal (HERRERA et al. 2011; OLIFIERS et al. 2015). Porém, ainda não existem dados para a região de Campo Grande. Pelo fato da cidade ser uma região endêmica para *Leishmaniaspp.* e outros hospedeiros silvestres já terem sido relatados, como por exemplo, os morcegos (REZENDE et al. 2017), a avaliação e o monitoramento desses animais é crucial para a saúde pública e conservação.

Tabela 3: Informações referente aos quatis (*Nasua nasua*) capturados no Parque Estadual do Prosa, Campo Grande, MS em 2017.

Sexo	Campanha Jul. 2017	Campanha Out-Nov. 2017
Macho	12	5
Fêmea	18	18
Total	30	23

Os gambás capturados (Tabela 4), também encontravam-se em boas condições clínicas (Figura 5). Durante o mês de novembro de 2017 três animais foram liberados das armadilhas pelo fato de serem fêmeas com filhotes, indicando que o período reprodutivo parece se concentrar no início da estação chuvosa. Durante o período de estudo, na campanha de julho, foi encontrada uma carcaça fresca de gambá na trilha de visitantes.



Figura 4: Quatis (*Nasua nasua*) capturados e avistados após as capturas no Parque Estadual do Prosa e imediações em 2017.

O animal aparentemente estava bem de saúde, e possuía marcas de predação. Nesse mesmo dia, ao final da manhã, foi avistado um cão doméstico próximo à trilha. Um outro animal foi encontrado atropelado nas imediações do PEP. Gambás (*Didelphis* spp.) podem atuar como reservatórios ou hospedeiros definitivos de uma vasta gama de protozoários, helmintos e riquetsias, responsáveis por doenças em animais silvestres e seres humanos, devido à proximidade de convivência (MULLER et al. 2005). Por esse motivo, o monitoramento desse mamífero sinantrópico também é relevante.

Tabela 4: Informações referentes às capturas de gambás (*Didelphimorphia*, *Didelphis albiventris*) no Parque Estadual do Prosa, Campo Grande, MS em 2017.

ID - UCDB	Nº Brinco de marcação	Espécie	Sexo	Peso (g)	Campanha
UCDB01	OE801 - OD815	<i>D.albiventris</i>	F	430	Maio
UCDB18	OE809 - OD810	<i>D. albiventris</i>	M	860	Julho
UCDB19	OE812 - OD811	<i>D. albiventris</i>	M	840	Julho
UCDB20	OE813 - OD814	<i>D. albiventris</i>	M	445	Julho
UCDB21	OE816 - OD817	<i>D. albiventris</i>	M	880	Julho
UCDB22	OE819 - OD818	<i>D. albiventris</i>	M	555	Julho
UCDB23	-	<i>D. albiventris</i>	F	735	Julho
UCDB24	OE820 - OD821	<i>D. albiventris</i>	M	1455	Julho
UCDB25	OE822 - OD823	<i>D. albiventris</i>	M	870	Julho
UCDB26	OE824 - OD825	<i>D. albiventris</i>	F	490	Julho
UCDB27	OE826 - OD827	<i>D. albiventris</i>	M	906	Julho
UCDB40	OE001 - OD002	<i>D. albiventris</i>	M	1310	Outubro - Novembro

Os dois pequenos roedores (Rodentia) foram eutanasiados e o material coletado foi fixado em etanol e congelado. Até o momento da entrega deste relatório, todas as amostras coletadas dos quatis e pequenos roedores foram congeladas em freezer -80°C e encaminhadas para a USP de Ribeirão Preto, onde serão realizados os diagnósticos sorológicos e moleculares em 2018. Uma parte das amostras de sangue dos gambás está sob o mesmo processo descrito acima.

Ainda, duas alíquotas das amostras de gambás foram semeadas: uma em meio NNN-Lit para cultura de *Trypanosoma cruzi* e a outra em meio Schneider para cultura de *Leishmania* spp. na UCDB. Os hemocultivos estão em fase de monitoramento no Laboratório de Tripanossomatídeos da FIOcruz, RJ. As amostras de pele estão fixadas em etanol para realização de análises moleculares (Reação em Cadeia da Polimerase) no Laboratório S-Inova da UCDB em 2018.



Figura 5: Gambás (*Didelphis albiventris*) capturados no Parque Estadual do Prosa, Campo Grande, MS em 2017.

6. Referências

- ALMEIDA, E. A. et al. Evolução fatal da co-infecção doença de Chagas/Aids: dificuldades diagnósticas entre a reagudização da miocardite e a miocardiopatia chagásica crônica. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, 42(2): 199-202, 2009.
- CAMPOS, G. S., BANDEIRA, A. C., SARDI, S. I. ZikaVirus Outbreak, Bahia, Brazil. **Emerging Infectious Diseases**, 21(10):1885-1886, 2015.
- BUTTKE, D. E., DECKER, D. J., WILD, M. A. The role of one health in wildlife conservation: a challenge and opportunity. **Journal of Wildlife Diseases**, 51(1): 1-8, 2015.
- DASZAK, P., CUNNINGHAM, A. A., HYATT, A. D. Emerging infectious diseases of wildlife--threats to biodiversity and human health. **Science**, 287(5452): 443, 2000.

- DE PITA-PEREIRA, D. et al. Detection of natural infection in *Lutzomyia cruzi* and *Lutzomyia forattinii* (Diptera: Psychodidae: Phlebotominae) by *Leishmania infantum chagasi* in an endemic area of visceral leishmaniasis in Brazil using a PCR multiplex assay. **Acta Tropica**, 107(1): 66-69, 2008.
- FERNANDES, O. et al. 2001. A mini-exon multiplex polymerase chain reaction to distinguish the major group of *Trypanosoma cruzi* and *T. rangeli* in the Brazilian Amazon. **Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene**, 95(1):97-99, 2001.
- FERREIRA-DE-BRITO, A., RIBEIRO, I. P., MIRANDA, R. M., FERNANDES, R. S., CAMPOS, S. S., SILVA, K. A., CASTRO, M. G., BONALDO, M. C., BRASIL, P., LOURENÇO-DE-OLIVEIRA, R. First detection of natural infection of *Aedes aegypti* with Zika virus in Brazil and throughout South America. **Memórias do Instituto Oswaldo Cruz**, 111(10): 655-658, 2016.
- HERRERA H. M., ROCHA, F. L., LISBOA, C. V., RADEMAKER, V., MOURÃO, G. M., JANSEN, A. M. Food web connections and the transmission cycles of *Trypanosoma cruzi* and *Trypanosoma evansi* (Kinetoplastida, Trypanosomatidae) in the Pantanal region, Brazil. **Tropical Medicine and Hygiene**, 105: 380-387, 2011.
- KOMAR, N., PANELLA, N. A., YOUNG, G. R., BASILE, A. J. Methods for detection of West Nile virus antibodies in mosquito blood meals. **Journal of the American Mosquito Control Association**, 31(1): 1-6, 2015.
- LANCIOTTI, R. S., KOSOY, O. L., LAVEN, J. J., VELEZ, J. O., LAMBERT, A. J., JOHNSON, A. J., STANFIELD, S. M., DUFFY, M. R. Genetic and serologic properties of Zika virus associated with an epidemic, Yap State, Micronesia, 2007. **Emerging Infectious Diseases**, 14(8): 1232-9, 2008.
- MAUDLIN, I. et al. Neglected and endemic zoonoses. **Philosophical Transactions of the Royal Society**, 364: 2777-2787, 2009.
- MINISTÉRIO DA SAÚDE. Manual de vigilância e controle da leishmaniose visceral. Brasília: Ministério da Saúde, 2006.
- MOUREAU, G., TEMMAM, S., GONZALEZ, J. P., CHARREL, R. N., GRARD, G., DE LAMBALLERIE, X. A real-time RT-PCR method for the universal detection and identification of flaviviruses. **Vector Borne Zoonotic Diseases**, 7(4):467-477, 2007.
- MULLER, G., BRUM, J. G. W., LANGONE, P. Q., MICHELS, G. H., SINKOC, A. L., RUAS, J. L., BERNE, M. E. A. *Didelphis albiventris* Lund, 1841, parasitado por

- Ixodes loricatus* Neumann, 1899, e *Amblyomma aureolatum* (pallas, 1772) (acari: ixodidae) no Rio Grande do Sul. *Arquivos do Instituto de Biologia*, 72 (3): 319-324, 2005.
- OLIFIERS, N., JANSEN, A. M., HERRERA, H. M., DE CASSIA BIANCHI, R., D'ANDREA, P. S., DE MIRANDA MOURÃO, G., GOMPPER, M. E. Co-Infection and Wild Animal Health: Effects of Trypanosomatids and Gastrointestinal Parasites on Coatis of the Brazilian Pantanal. **PLoS one**, 10(12), e0143997, 2015.
- OLSON, J. G., KSIAZEK, T. G., GUBLER, D. J., LUBIS, S. I., SIMANJUNTAK, G., LEE, V. H., et al. A survey for arboviral antibodies in sera of humans and animals in Lombok, Republic of Indonesia. **Annals of Tropical Medicine Parasitology**, 77(2): 131-7, 1983.
- REZENDE, M. B. et al. Detection of *Leishmania* spp. in Bats from an Area of Brazil Endemic for Visceral Leishmaniasis. **Transboundary and Emerging Diseases**, 2017. *In press*
- RIGO, R.S. et al. Aspectos Clínicos e Laboratoriais na Leishmaniose Visceral Americana. **Jornal Brasileiro de Nefrologia**, 31: 48-54, 2009.
- SCHUBACH, A. et al. Detection of *Leishmania* DNA by Polimerase Chain Reaction in scars of treated human patients. **The Journal of Infectious Diseases**, 178: 911-9, 1998.
- SHAPIRO, J. T., LIMA JUNIOR, M. S. C., DORVAL, M. E. C., FRANÇA, A. O., MATOS, M. F. C., BORDIGNON, M. O. First record of *Leishmania braziliensis* presence detected in bat, Mato Grosso do Sul, southwest Brazil. **Acta Tropica**, 128, 171-174, 2013.
- THOMPSON, R. C.; KUTZ, S. J.; SMITH, A. Parasite zoonoses and wildlife: emerging issues. **International journal of environmental research and public health**, 6(2): 678-693, 2009.