

INFECÇÃO POR MORBILLIVIRUS CANINO EM ONÇA PARDA (*Puma concolor*) NO ESTADO DE MATO GROSSO, BRASIL – RELATO DE CASO

Janine Cruvinel de Lima^{1*}
Thais Oliveira Morgado²
Karen Ramos Ribeiro²
Carolina Fontana²
Stéfano L. Cândido³
Valeria Dutra³
Luciano Nakazato³
Márcia H. B. Catroxo⁴
Daniel Moura de Aguiar⁵
Jaqueline Camargo Borges⁶

RESUMO: Infecções de felídeos não-domésticos com vírus de carnívoros domésticos são relatadas em todo o mundo. O Morbillivirus canino (CDV) pode determinar diversas alterações clínicas e patológicas em cães domésticos e animais silvestres. Os felídeos selvagens são susceptíveis ao CDV e quando infectados podem desenvolver sinais clínicos neurológicos, respiratórios e gastrointestinais. A pressão da agricultura, indústria e urbanização fragmentou o habitat das onças pardas (*Puma concolor*) no Brasil tornando-a uma espécie ameaçada de extinção. Mesmo em ambientes adequados, estes felinos enfrentam uma variedade de ameaças, como a caça furtiva da própria espécie e de suas presas. Declínios nas populações de felinos selvagens causadas por doenças infecciosas foram relatados e as taxas de morbidade e mortalidade do CDV verificadas nos felídeos podem ser diversas. Baseando-se na ausência de dados sobre a ocorrência desta virose em onças pardas em Mato Grosso, este trabalho relata infecção natural pelo CDV em duas onças pardas no município de Cuiabá diagnosticado por meio de RT-PCR e microscopia eletrônica. Os animais foram internados e apresentaram sinais clínicos de broncopneumonia aspirativa, que após tratamento estabelecido apresentaram melhora e cura clínica.

Palavras-chave: CDV; felino selvagem; RT-PCR, Microscopia eletrônica.

CANINE MORBILLIVIRUS INFECTION IN PUMAS (*Puma concolor*) IN MATO GROSSO STATE, BRAZIL – CASE REPORT

ABSTRACT: Infections of non-domestic felids with domestic carnivore viruses are reported worldwide. Canine Morbillivirus (CDV) can determine several clinical and pathological changes in domestic dogs and wild animals. Wild felids are susceptible to CDV and when infected can develop neurological, respiratory and gastrointestinal signs. The pressure of agriculture, industry and urbanization has fragmented the habitat of brown jaguars (*Puma concolor*) in Brazil making it an endangered species. Even in suitable environments, these cats face a variety of threats, such as poaching the species and its prey. Declines in wild feline populations caused by infectious diseases have been reported and the CDV morbidity and mortality rates seen in felids can vary. Based on the absence of data on the occurrence of this virus in brown jaguars in Mato Grosso, this study reports a natural infection by CDV in two brown jaguars in the municipality of Cuiabá diagnosed using RT-PCR and electron microscopy. The animals were hospitalized and showed clinical signs of aspiration bronchopneumonia, which after established treatment showed improvement and clinical cure.

Keywords: CDV; Wild felids; RT-PCR, Electron microscopy.

¹ Setor de Moléstias Infecciosas do Hospital Veterinário, Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Federal de Mato Grosso (UFMT), Cuiabá-MT, Brasil Janine_Cruvinel@hotmail.com

² Setor de Clínica Médica de Animais Silvestres, UFMT, Cuiabá-MT, Brasil Carolinavetfontana@gmail.com ramoskaren@gmail.com thaismorgado@gmail.com

³ Laboratório de Biologia Molecular, do Hospital Veterinário, Faculdade de Medicina Veterinária, UFMT, Cuiabá-MT, Brasil stefanobte@hotmail.com valdutra@gmail.com Lucnaka@gmail.com

⁴ Laboratório de Microscopia Eletrônica, Instituto Biológico, São Paulo-SP, Brasil. catroxo@biologico.sp.gov.br

⁵ Laboratório de Virologia e Rickettsioses do Hospital Veterinário, Faculdade de Medicina Veterinária, UFMT, Cuiabá-MT, Brasil danmoura@ufmt.br

⁶ Laboratório de Patologia Clínica Veterinária, do Hospital Veterinário da UFMT, Cuiabá-MT, Brasil jaquelineborges13@hotmail.com

INTRODUÇÃO

A família *Paramyxoviridae*, subfamília *Paramyxovirinae*, é composta por vírus envelopados cujo genoma é constituído de RNA fita simples com polaridade negativa (KING et al., 2011). Os paramixovírus são patógenos cosmopolitas, com potencial zoonótico, e já foram identificados em diversas espécies domésticas e silvestres, incluindo aves (galinhas e perus), animais aquáticos (salmões, baleias, focas e golfinhos), roedores, carnívoros, felinos domésticos e selvagens, ovinos, répteis (cobras e lagartos), equinos, bovinos, suínos, macacos e humanos (DREXLER, 2012; NAMBULLI et al., 2016; TONG et al., 2008).

Os paramixovírus podem determinar diversas alterações clínicas e patológicas em carnívoros e, até mesmo, em animais não-carnívoros silvestres. Contudo, as taxas de morbidade e mortalidade verificadas nestas outras espécies animais podem ser diversas (DEEM et al., 2000; FRÖLICH et al., 2000). Ao redor do mundo, tem-se a descrição de ocorrência de doença seguida da infecção viral entre os carnívoros silvestres incluídos no gênero *Canis*, e animais pertencentes a outras famílias como *Procyonidae*, *Ailuridae*, *Ursidae*, *Mustelidae*, *Viverridae*, *Hyaenidae*, *Felidae* e *Myrmecophagidae* (ROELKE-PARKER et al., 1996; KREUTZER et al., 2008; LUNARDI et al., 2018; GRANJEIRO et al., 2020).

Na família *Felidae*, os registros anteriores demonstram epidemias devastadoras com redução significativa do número de animais em determinadas regiões, como no Parque Nacional do Serengeti onde leões (*Panthera leo*) vieram a óbito (ROELKE-PARKER et al., 1996). Desde esse surto em 1994, os pesquisadores passaram a entender melhor a ocorrência do Morbillivirus canino (CDV) em populações de felinos e sua interação com outros fatores que podem resultar em mortalidade em larga escala (VIANA et al., 2015). Recentemente, análises filogenéticas e de haplótipos demonstraram que as cepas envolvidas na epidemia durante a década de 90 estavam mais intimamente relacionadas com cepas virais adaptadas aos animais não-carnívoros, revelando uma maior complexidade da epidemiologia molecular dos paramixovírus em locais com alta diversidade de animais silvestres (NIKOLIN et al., 2017).

O CDV, uma vez que está afetando uma grande variedade de espécies de carnívoros, tornou-se uma preocupação global na América do Norte entre 1991 e 1992 quando surtos foram relatados em grandes felinos, como em onças-pintadas (*Panthera onca*) em cativeiro, além de outras espécies em um zoológico como tigres (*Panthera tigris*), leões (*P. leo*) e leopardos (*Panthera pardus*), os quais apresentaram uma alta mortalidade (APPEL et al. 1994; CLEAVELAND et al. 2003). Felídeos infectados com CDV podem desenvolver sinais clínicos neurológicos, respiratórios e gastrointestinais, embora em 60% dos casos relatados apenas sinais neurológicos foram evidenciados, incluindo convulsão, encefalomielite, fraqueza e incoordenação. Apenas sinais gastrointestinais e respiratórios leves foram observados em onças-pardas (*P. concolor*), enquanto outras espécies felinas, como lince-pardo (*Lynx rufus*), serval (*Leptailurus serval*) e gato-maracajá (*Leopardus wiedii*) foram assintomáticos ao CDV (APPEL et al. 1994).

Até o momento, existem raros relatos de detecções sorológicas do CDV em felinos selvagens no Brasil e devido aos diversos relatos de surtos pelo mundo, a importância da infecção viral em membros da família *Felidae* tornou-se relevante. Diante disso, o objetivo desse trabalho foi relatar dois casos de infecção natural por CDV em onças-pardas no Estado de Mato Grosso, Brasil, diagnosticados por meio de RT-PCR e microscopia eletrônica. Ambas apresentavam sintomatologia clínica com quadro respiratório de broncopneumonia e permaneceram internadas durante 64 dias. Os animais tiveram tratamento estabelecido com antibacterianos, antieméticos, protetores gástricos, probióticos, polivitamínicos e imunomoduladores e obtiveram melhora no quadro clínico e alta médica.

MATERIAL E MÉTODOS

Apresentação e história clínica

Dois filhotes de onças-pardas, fêmeas, foram resgatados na margem da Rodovia MT-040 e encaminhadas pelo Batalhão de Polícia Militar de Proteção Ambiental do Estado de Mato Grosso (BPMPA – MT) até o Hospital Veterinário (HOVET) da Universidade Federal de Mato Grosso (UFMT) para suporte nutricional e avaliação médica, ambas foram identificadas para fins deste relato como OP#1 e OP#2. No Hospital Veterinário, os animais foram submetidos a avaliação clínica especializada e realizado exames hematológicos, bioquímicos, coproparasitológico e radiológicos. Os animais receberam alimentação a base de substitutivo do leite (Pet Milk - Vetnil®) diluído em leite zero lactose, 25 dias a dieta foi complementada com carne.

O animal OP#2 iniciou quadro clínico respiratório sugestivo de broncopneumonia aspirativa após três dias de internação, e alterações como hipoproteïnemia e hipoalbuminemia no primeiro exame, enquanto OP#1 apresentou alterações respiratórias semelhantes somente após 12 dias de internação e alterações como anemia, leucopenia, trombocitopenia, hipoproteïnemia e hipoalbuminemia, e presença de corpúsculos de Lentz. Diante destes quadros clínicos, foi realizado teste rápido imunocromatográfico para detecção de antígeno viral de CDV, bem como, RT-PCR de urina, sangue e fezes de ambos animais.

Inicialmente foi instituído tratamento antimicrobiano com amoxicilina com clavulanato de potássio 20mg/kg, BID, antiemético com ondansetrona 2mg/kg, BID, cloridrato de ranitidina 1mg/kg, BID, simeticona 1mg/kg BID, vitamina C xx mg, probióticos e nebulização com solução fisiológica duas vezes ao dia.

Após 14 dias, houve substituição de antimicrobiano para cloridrato de doxiciclina suspensão 5mg/kg BID, inclusão de polivitamínicos (*Metacell* – Ouro Fino® e Promun Cat - Organnact®), Ômega 3, expectorante (Mucomocil Xarope – Vetnil®), imunomoduladores timomodulina 0,2mL/kg e Interferon Omega 30UI/animal, SID, levamisol 0,5mg/kg por três dias seguido de Filgastrim 5µg/kg (OP#2). Instituiu-se também tratamento oftálmico com colírio com carboximetilcelulose (Novartis®) e (Febendazol, praziquantel Vetmax Plus®).

Tabela 1. Antimicrobianos prescritos durante terapia hospitalar em onças-pardas acometidas pelo Morbillivirus canino.

Antimicrobiano	Início (dpi)	Dose	Frequência	Duração
Amoxicilina + Clavulanato	21/09/2019	20 mg/kg	BID	11 dias
Doxiciclina	02/10/2019	5 mg/kg	BID	14 dias
Ceftriaxona	15/10/2019	30 mg/kg	BID	9 dias
Amicacina	25/10/2019	10 mg/kg	SID	11 dias

Evolução

No decorrer do tratamento, os animais apresentaram piora nos sinais clínicos respiratórios então foi necessário o acesso vascular e administração intravenosa de Ringer

Lactato 50ml/kg/dia e novos fármacos. Foi alterado o antibiótico para a Ceftriaxona 30mg/kg além de dipirona 25mg/kg, acetilcisteína 25mg/kg, ácido gamaminobutírico (Gaballon®), vitaminas do complexo B e C e Revimax 50mg (Agener®). Depois de 10 dias do último tratamento estabelecido, os animais apresentaram melhora clínica e também no exame radiográfico, porém foi realizado antibiograma de orofaringe e detectado resistência bacteriana ao antibiótico em uso e devido a isso, o antibiótico foi alterado para Amicacina 10mg/kg durante 10 dias, e além disso, foi iniciado tratamento com anti-inflamatórios esteroidais (Prednisolona 0,5mg/kg) por 30 dias. Após a evolução clínica dos animais, foi removido o acesso venoso e suspenso o uso de antibióticos e anti-inflamatórios esteroidais, dando continuidade no tratamento por via oral com polivitamínicos. Por fim, após 64 dias de internação e tratamento clínico, os animais tiveram alta médica com melhora significativa dos sinais clínicos além de RT-PCR negativa para CDV na amostra de sangue total, fezes e urina da OP#2 e sangue total da OP#1, porém os dois animais foram considerados inaptos para soltura e proximidade de contactantes de vida livre pois necessitam de acompanhamento para avaliação quanto a excreção viral do CDV. Depois de 20 dias de alta médica, os animais retornaram ao HOVET onde foram realizados exames hematológicos, bioquímicos e RT-PCR de sangue total e urina, sendo positivos na amostra de sangue total da OP#1 e negativo para as duas amostras da OP#2.

Extração de ácidos nucleicos e RT-PCR

A extração do RNA viral do CDV a partir de amostras de sangue, urina e fezes foi realizada por meio do kit *ReliaPrep™ RNA Cell Miniprep System* (Promega), conforme as instruções do fabricante. Para amplificar um fragmento parcial do gene N do CDV, a técnica de transcrição reversa seguida pela PCR (RT-PCR) foi empregada utilizando primers que amplificam um fragmento de 287 pb (FRISK et al., 1999) utilizando o *Master Mix Access Quick™ RT-PCR System* (Promega). Uma vacina comercial e uma água ultrapura foram utilizadas como controles positivo e negativo, respectivamente. Alíquotas dos produtos amplificados por PCR foram separadas por eletroforese em gel de agarose a 1,5%, corado com *Gel Red* (Biotium) e avaliado sob a luz UV no equipamento *Bio-Rad ChemiDoc XRS* utilizando o software *Image Lab™* 4.1.

Microscopia eletrônica de transmissão

Para a identificação das partículas virais pela microscopia eletrônica de transmissão foi utilizada a técnica da coloração negativa (BRENNER e HORNE, 1959; MARTINS et al., 2013; HAYAT e MILLER, 1990). O sobrenadante das amostras de fezes foi diluído em tampão fosfato 0,1 M, pH 7,0, e a suspensão foi realizada em *grids* metálicos de cobre com uma película de suporte de carbono em 0,5% de colódio de amônio acetato. Em seguida, as redes foram drenadas com papel de filtro e marcadas negativamente a 2% de molibdato de amônia, pH 5,0. O *grid* foi observado num microscópio eletrônico EM 208 da Philips a 80 kV.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Na avaliação clínica preliminar das onças foram detectados achados como ceratoconjuntivite seca, distensão abdominal, pelos opacos, mucosas hipocoradas e presença de

ectoparasitas (pulgas). Foi realizado teste imunocromatográfico para detecção de antígeno viral o qual foi negativo para os dois animais.

Os primeiros resultados laboratoriais das onças indicaram anemia, leve leucopenia, trombocitopenia, hipoproteinemia e hipoalbuminemia. Além disso, no exame hematológico da OP#1 foi revelada a presença de corpúsculos de inclusão de Lentz em neutrófilos, linfócitos e monócitos, (Figura 1) e além disso, este mesmo animal também foi identificado no exame coproparasitológico a presença de *Toxocara* sp. A OP#2, após 3 dias de internação, começou a apresentar estertor na auscultação pulmonar e fezes pastosas, e devido a isto, foi realizada uma radiografia de tórax sugestiva de broncopneumonia aspirativa. Nos exames hematológicos apresentou uma leve anemia, e uma pequena leucocitose. Enquanto a OP#1, após 10 dias de internação começou a apresentar secreção nasal, apatia, hiporexia e então foi realizada uma radiografia de tórax que sugeriu discreta pneumonia ou broncopneumonia inicial.

O fragmento parcial do gene N do CDV foi amplificado com sucesso pelo ensaio de RT-PCR a partir das amostras de sangue e fezes das duas onças no início do período de internação, resultando em produtos do tamanho esperado, em contrapartida foram negativos na urina. Todos os controles negativos incluídos nas reações não foram amplificados. Surpreendentemente, as duas onças apresentaram RT-PCR negativa quando receberam alta médica após 64 dias de internação, porém no retorno ao HOVET a onça OP#1 foi positiva no teste de RT-PCR de sangue total.

Exames de microscopia eletrônica de transmissão das fezes de ambos animais revelaram a presença de partículas com morfologia semelhante à Paramyxovírus, envelopadas, pleomórficas, medindo entre 100 e 300 nm de diâmetro (Figura 2).

Neste trabalho, foi evidenciada a melhora dos animais após o período em que estiveram internados, semelhante ao surto ocorrido nos EUA em 1992 em grandes felinos, os quais apresentaram sinais clínicos neurológicos, respiratórios e gastrointestinais. Estes animais tiveram tratamento e a maioria deles teve a melhora do quadro clínico, enquanto os que não tiveram melhora desenvolveram sinais neurológicos e gastrointestinais e vieram a óbito (APPEL et al., 1994).

No Brasil, o CDV foi previamente identificado em espécies silvestres de carnívoros, felinos e roedores, e embora a distribuição real do CDV na fauna silvestre seja incerta, a exploração do uso da terra devido à agropecuária está se expandindo para a maioria dos habitats naturais da fauna silvestre aumentando as interações interespecies e subsequentemente a disseminação do vírus a partir de cães e outras espécies silvestres (REGO et al., 1997; MEGID et al., 2013; FURTADO et al., 2016).

Os resultados deste estudo contribuem para o conhecimento sobre a epidemiologia da infecção por CDV em felinos silvestres em Mato Grosso e ressalta a importância da adoção técnicas de diagnóstico molecular em espécies silvestres, bem como o encorajamento dos clínicos veterinários em adotar tratamentos de suporte, nutricional e antibioticoterapia em animais silvestres infectados pelo vírus para melhora nos sinais clínicos.

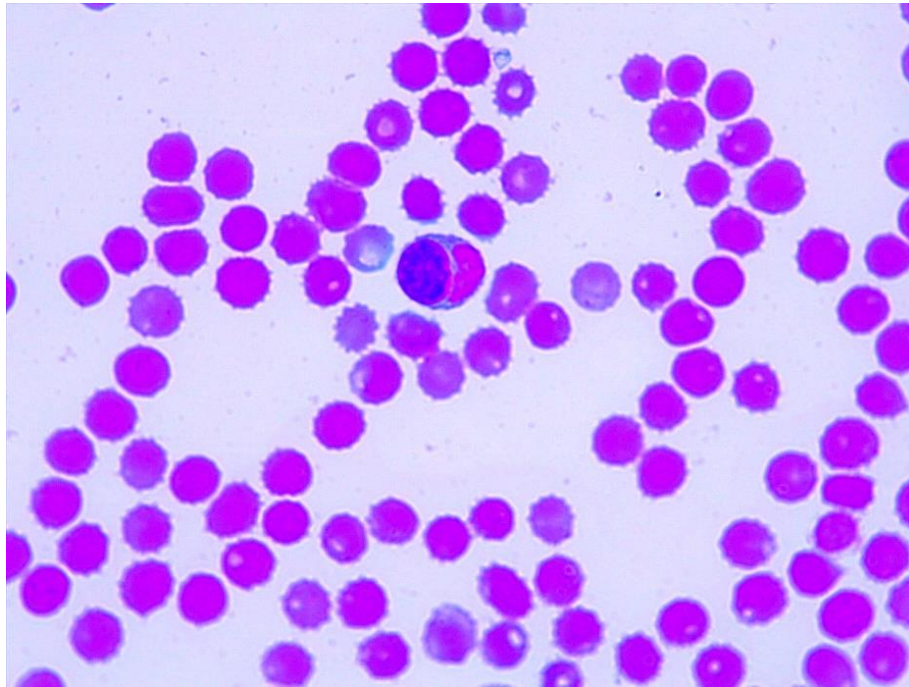


Figura 1. Fotomicrografia demonstrando a presença de corpúsculos eosinofílicos de Lentz em leucócitos de onças-pardas (*P. concolor*) (100x, Panótico Rápido®).

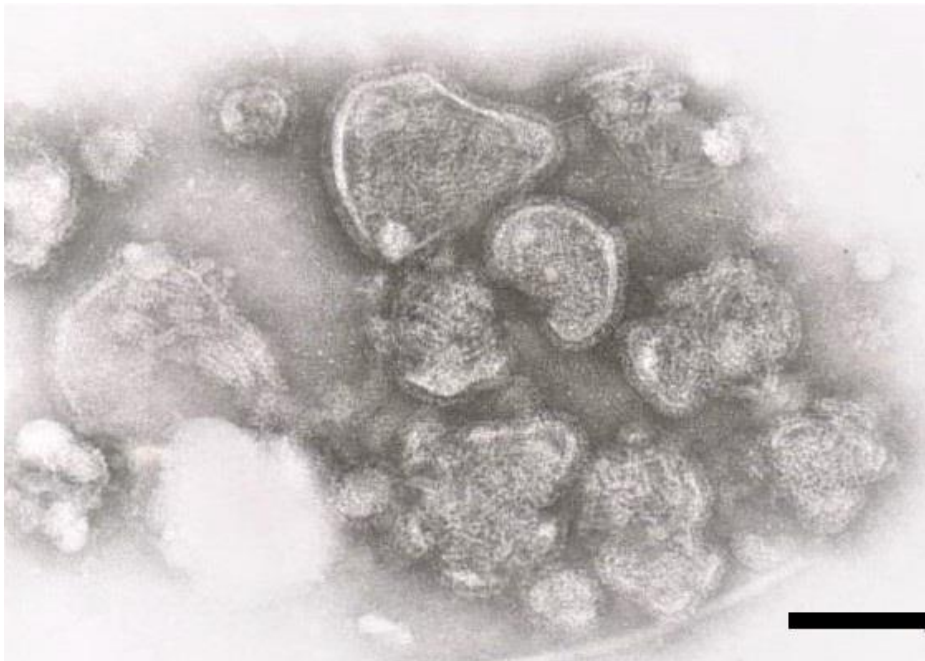


Figura 2. Fotomicrografia eletrônica de transmissão de fezes de onças-pardas (*P. concolor*) apresentando partículas com morfologia semelhante à *Paramyxovirus* (Barra = 140nm).

CONCLUSÕES

Este artigo descreve o primeiro relato de caso de infecção por CDV em onças-pardas (*P. concolor*), uma espécie ameaçada de extinção na América do Sul. O presente relato também reforça a importância de novos estudos sobre infecções por CDV que ocorrem entre espécies de vida livre, com o objetivo de monitorar espécies selvagens conhecidas por serem hospedeiros

suscetíveis e, assim, impedir que esta doença se espalhe e ameace a saúde e o bem-estar de populações domésticas e de animais selvagens.

AGRADECIMENTOS

Agradecemos a todos os veterinários envolvidos com a assistência médica dos animais, ao Ministério da Educação do Brasil as bolsas concedidas a Janine Cruvinel de Lima, Carolina Fontana e Karen Ramos Ribeiro e ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq) pela bolsa de produtividade científica concedida a Daniel Moura de Aguiar. Este relato de caso teve apoio do Hospital Veterinário da Universidade Federal de Mato Grosso, Cuiabá, Brasil.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- APPEL, M. J. G.; YATES, R. A.; FOLEY, G. L.; BERNSTEIN, J. J.; SANTINELLI, S.; SPELMAN, L. H.; MILLER, L. D.; ARP, L. H.; ANDERSON, M.; BARR, M.; PEARCE-KELLING, S.; SUMMERS, B. A. Canine distemper epizootic in lions, tigers, and leopards in North America. **Journal of Veterinary Diagnostic Investigation**, v. 6, p. 277–278, 1994.
- BRENNER, S.; HORNE, R. W. A negative staining method for high-resolution electron microscopy of viruses. **Biochimica et Biophysica Acta**, v. 34, p. 103–110, 1959.
- CLEAVELAND, S.; HESS, G. R.; DOBSON, A.; LAURENSEN, M. K.; McCALLUM, H. I.; ROBERTS, M.; WOODROFFE, R. The role of pathogens in biological conservation. In: HUDSON, P. J.; RIZZOCI, A.; GRENFELL, B. T.; HEESTERBEEK, H.; DOBSON, A. P. **The Ecology of Wildlife Diseases**, Oxford: Oxford University Press, 2003, p. 139–150.
- DEEM, S. L.; SPELMAN, L. H.; YATES, R. A.; MONTALI, R. J. Canine distemper in terrestrial carnivores a review. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, v. 31, p. 441–451, 2000.
- DREXLER, J. F.; CORMAN, V. M.; MÜLLER, M. A.; DROSTEN, C. Bats host major mammalian paramyxoviruses. **Nature Communications**, v. 3, p. 796, 2012.
- FRISK, A. L.; KONIG, M.; MORITZ, A.; BAUMGARTNER, W. Detection of canine distemper virus nucleoprotein RNA by Reverse Transcription-PCR using serum, whole blood, and cerebrospinal fluid from dogs with distemper. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 37, p. 3634-3643, 1999.
- FRÖLICH, K.; CZUPALLA, O.; HAAS, L.; HENTSCHKE, J.; DEDEK, J.; FICKEL, J. Epizootiological investigations of canine distemper virus in free-ranging carnivores from Germany. **Veterinary Microbiology**, v. 74, p. 283–292, 2000.
- FURTADO, M. M.; HAYASHI, E. M.; ALLENDORF, S. D.; COELHO, C. J.; JÁCOMO, A. T. A.; MEGID, J.; RAMOS FILHO, J. D.; SILVEIRA, L.; TÔRRES, N. M.; FERREIRA NETO, J. S. Exposure of free-ranging wild carnivores and domestic dogs to canine distemper virus and parvovirus in the cerrado of central Brazil. **Ecohealth**, v. 13, p. 549–557, 2016.
- GRANJEIRO, M. D. B.; KAVASAKI, M. L.; MORGADO, T.O.; PAVELEGINI, L. A. D.; BARROS, M. A.; FONTANA, C.; BIANCHINI, M. A.; SOUZA, A. O.; SANTOS, A. R. G. L. O.; LUNARDI, M.; COLODEL, E. M.; AGUIAR, D. M.; MENDONÇA, A. J. First report of a canine morbillivirus infection in a giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*) in Brazil. **Veterinary Medicine and Science**, p. 1–6, 2020.
- HAYAT, M. A.; MILLER, S. E. **Negative staining**. New York: Mc. Graw-Hill Publ. Company, 1990. 253p.
- KING, A. M. Q.; ADAMS, M. J.; CARSTENS, E. B.; LEFKOWITZ, E. J. **Virus taxonomy: ninth report of the International Committee on Taxonomy of Viruses**. Elsevier, San Diego. 2011.

KREUTZER, M.; KREUTZER, R.; SIEBERT, U.; MÜLLER, G.; REIJNDERS, P.; BRASSEUR, S.; HÄRKÖNEN, T.; DIETZ, R.; SONNE, C.; BORN, E. W.; BAUMGÄRTNER, W. In search of virus carriers of the 1988 and 2002 phocine distemper virus outbreaks in European harbour seals. **Archives of Virology**, v. 153, p. 187–192, 2008.

LUNARDI, M.; DAROLD, G. M.; AMUDE, A. M.; HEADLEY, S. A.; SONNE, L.; YAMAUCHI, K. C. I.; BOABAID, F. M.; ALFIERI, A. F.; ALFIERI, A. A. Canine distemper virus active infection in order Pilosa, family Myrmecophagidae, species Tamandua tetradactyla. **Veterinary Microbiology**, v. 22, p. 7–11, 2018.

MARTINS, A. M. C. R. P. F.; BERSANO, J. G.; OGATA, R.; AMANTE, G.; NASTARI, B. D. B.; CATROXO, M. H. B. Diagnosis to detect porcine transmissible gastroenteritis virus (TGEV) by optical and transmission electron microscopy techniques. **International Journal of Morphology**, v. 31, n. 2, p. 706–715, 2013.

MEGID, J.; TEIXEIRA, C. R.; CORTEZ, A.; HEINEMANN, M. B.; ANTUNES, J. M. A. P.; FORNAZARI, F.; RASSY, F. B.; RICHTZENHAIN, L. J. Canine distemper vírus infection in a lesser grison (*Galictis cuja*): first report and virus phylogeny. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 33, p. 247-250, 2013.

NAMBULLI, S.; SHARP, C. R.; ACCIARDO, A. S.; DREXLER, J. F.; DUPREX, W. P. Mapping the evolutionary trajectories of morbilliviruses: what, where and whither. **Current Opinion in Virology**, v. 16, p. 95–105, 2016.

NIKOLIN, V. M.; OLARTE-CASTILLO, X. A.; OSTERRIEDER, N.; HOFER, H.; DUBOVI, E.; MAZZONI, C. J.; BRUNNER, E.; EAST, M. L. Canine distemper virus in the Serengeti ecosystem: molecular adaptation to different carnivore species. **Molecular ecology**, v. 26, n. 7, p. 2111–2130, 2017.

REGO, A. A. M. S.; MATUSHIMA, I. R.; PINTO, C. M.; BIASIA, I. Distemper in Brazilian wild Canidae and Mustelidae: case report. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 34, p. 156-158, 1997.

ROELKE-PARKER, M. E.; MUNSON, L.; PACKER, C.; KOCK, R.; APPEL, M. J. G. A canine distemper virus epidemic in Serengeti lions (*Panthera leo*). **Nature**, v. 379, p. 441–445, 1996.

TONG, S.; CHERN, S. W.; LI, Y.; PALLANSCH, M. A.; ANDERSON, L. J. Sensitive and broadly reactive reverse transcription-PCR assays to detect novel paramyxoviruses. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 46, n. 8, p. 2652–2658, 2008.

VIANA, M.; CLEAVELEND, S.; MATTHIOPOULOS, J.; HALLIDAY, J.; LEMBO, T. Dynamics of a morbillivirus at the domestic-wildlife interface: Canine distemper virus in domestic dogs and lions. **Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America** v. 112, p. 1464–1469,