

**CENTRO UNIVERSITÁRIO DO SUL DE MINAS**  
**MEDICINA VETERINÁRIA**  
**LETICYA DE OLIVEIRA FERRONI**

**CINOMOSE CANINA EM CARNÍVOROS SILVESTRES E EXÓTICOS: revisão de  
literatura**

**Varginha – MG**  
**2021**

**LETICYA DE OLIVEIRA FERRONI**

**CINOMOSE CANINA EM CARNÍVOROS SILVESTRES E EXÓTICOS: revisão de  
literatura**

Trabalho apresentado ao curso de Medicina Veterinária do Centro Universitário do Sul de Minas – UNIS-MG como pré-requisito para obtenção do grau de bacharel sob orientação da Prof.<sup>a</sup> M.<sup>a</sup> Bruna Maria Ribeiro e Prof. M.e Sávio Tadeu Almeida Júnior.

**Varginha – MG  
2021**

**LETICYA DE OLIVEIRA FERRONI**

**CINOMOSE CANINA EM CARNÍVOROS SILVESTRES E EXÓTICOS: revisão de  
literatura**

Monografia apresentada ao curso de Medicina Veterinária do Centro Universitário do Sul de Minas – UNIS-MG, como pré-requisito para obtenção do grau de bacharel pela Banca Examinadora composta pelos membros:

Aprovado em \_\_\_\_\_ de junho de 2021.

---

**Prof.<sup>a</sup> Dr.<sup>a</sup> Laís Melício Cintra Bueno**

---

**Prof.<sup>a</sup> M.<sup>a</sup> Bruna Maria Ribeiro**

---

**Prof. M.e Sávio Tadeu Almeida Júnior**

OBS.:

## **AGRADECIMENTOS**

Agradeço aos meus orientadores Profa. Ma. Bruna Maria Ribeiro, e Prof. M.e Savio Tadeu Junior, por aceitar conduzir meu trabalho de pesquisa. A todos os meus professores do curso de Medicina Veterinária do Centro Universitário do Sul de Minas pela excelência da qualidade técnica de cada um.

“A verdadeira motivação vem de realização,  
desenvolvimento pessoal, satisfação no  
trabalho e reconhecimento”

(Frederick Herzberg)

## RESUMO

A cinomose canina é uma doença viral causada por um RNA vírus da família *Paramyxoviridae*, do gênero *Morbillivirus*. É uma doença infecciosa caracterizada pela transmissão principalmente por aerossóis e/ou contato direto com variadas secreções. Os sinais clínicos envolvem alterações gastrointestinais, respiratórias e em casos mais severos alterações neurológicas. O cão é o principal e mais importante reservatório, porém pode acometer vários carnívoros silvestres e exóticos, como todos os membros da família Canidae e outros carnívoros das famílias Ailuridae, Felidae, Mustelidae, Procyonidae, Ursidae, Viveridae e mamíferos marinhos. E por essa razão, a cinomose canina se apresenta como doença emergente em carnívoros silvestres e exóticos, sem relatos de tratamentos específicos e efetivos descritos para estas espécies. Por essa razão o diagnóstico precoce se tornou o principal aliado do médico veterinário no combate à essa enfermidade. Dessa forma o presente trabalho realizou uma revisão literária sobre o vírus da cinomose canina em carnívoros silvestres e exóticos, elucidando fatos importantes sobre a doença nessas espécies. Além disso, organizou um protocolo de exame clínico carnívoros silvestres e exóticos como sugestão ao auxílio no diagnóstico da cinomose nesses indivíduos.

**Palavras-chave:** doença infecciosa, *morbillivirus*, animais de vida livre.

## **ABSTRACT**

*Canine distemper is a viral disease caused by RNA viruses of the family Paramyxoviridae, of the genus Morbillivirus. It is a direct infectious disease characterized by transmission mainly by aerosols and/or direct contact with various secretions. Clinical signs involve gastrointestinal changes, respiratory and more severe cases neurological changes. The dog is the main and most important reservoir, but it can affect several wild and exotic carnivores, such as all members of the Canidae family and other carnivores of the Ailuridae, Felidae, Mustelidae, Procyonidae, Ursidae, Viveridae and marine mammals. And for this reason, canine distemper presents itself as an emerging disease in wild and exotic carnivores, with no reports of specific and effective effective specials for these species. For this reason, early diagnosis has become the veterinarian's main ally in combating this disease. Thus, the present work carried out a literature review on the canine distemper virus in wild and exotic carnivores, elucidating important facts about the disease in these species. In addition, it organized a clinical examination protocol for wild and exotic carnivores as a suggestion to aid in the diagnosis of distemper.*

**Keywords:** *infectious disease, morbillivirus, free-living animals.*

## LISTA DE FIGURAS

<b>Figura 1</b> – Estrutura do vírus da cinomose.....	14
<b>Figura 2</b> – Ciclo natural do VCC e transmissão acidental para espécies de vida livre .....	15
<b>Figura 3</b> – Representação esquemática da possível rota de transmissão do VCC pelos corredores biológicos.....	16
<b>Figura 4</b> – Árvore filogenética das diferentes espécies virais do gênero <i>Morbillivirus</i> .....	17
<b>Figura 5</b> – Áreas do mundo onde o VCC foi relatado em hospedeiros “não-cão”.....	20
<b>Figura 6</b> – Esquema da patogenia da cinomose.....	23
<b>Figura 7</b> – Esquema de quais fatores influenciam a disseminação do VCC no organismo ....	24
<b>Figura 8</b> – Inspeção a distância (IAD) de Lobo-guará ( <i>Chrysocyon brachyurus</i> ) mantida em cativeiro na clínica ZOOVET.....	27
<b>Figura 9</b> – Inspeção, de pelagem, membros, estruturas anatômicas, forma, cor, e outros aspectos de Lobo-guará ( <i>Chrysocyon brachyurus</i> ) mantida em cativeiro na clínica ZOOVET .....	28
<b>Figura 10</b> – Inspeção de possíveis alterações na pelagem e na pele de Lobo-guará ( <i>Chrysocyon brachyurus</i> ) mantida em cativeiro na clínica ZOOVET .....	29
<b>Figura 11</b> – Avaliação da mucosa oral de Lobo-guará ( <i>Chrysocyon brachyurus</i> ) mantida em cativeiro na clínica ZOOVET.....	29
<b>Figura 12</b> – Inspeção de mucosa ocular de Lobo-guará ( <i>Chrysocyon brachyurus</i> ) mantida em cativeiro na clínica ZOOVET.....	29
<b>Figura 13</b> – Palpação dos membros posteriores de Lobo-guará ( <i>Chrysocyon brachyurus</i> ) mantida em cativeiro na clínica ZOOVET .....	30
<b>Figura 14</b> – Avaliação de parâmetros vitais (FC, FR) de Lobo-guará ( <i>Chrysocyon brachyurus</i> ) sedado, para exame clínico, mantida em cativeiro na clínica ZOOVET.....	31
<b>Figura 15</b> – Tricotomia realizada em Lobo-guará ( <i>Chrysocyon brachyurus</i> ) sedado, para coleta de sangue, mantida em cativeiro na clínica ZOOVET .....	32
<b>Figura 16</b> – Coleta de sangue na veia cefálica de Lobo-guará ( <i>Chrysocyon brachyurus</i> ) sedado, mantida em cativeiro na clínica ZOOVET .....	32



## LISTA DE QUADROS

<b>Quadro 1</b> – Algumas Famílias, Gêneros e Espécies susceptíveis à infecção do VCC naturalmente e/ou experimentalmente.....	18
--	----

## LISTA DE TABELAS

<b>Tabela 1</b> – Lista completa dos países onde o VCC foi relatado em hospedeiros "não-cão" do ano de 1964 à 2014.....	20
---	----

## SUMÁRIO

<b>1 INTRODUÇÃO .....</b>	<b>12</b>
<b>2 CINOMOSE CANINA EM CARNÍVOROS SILVESTRES E EXÓTICOS.....</b>	<b>13</b>
<b>2.1 Etiologia.....</b>	<b>13</b>
<b>2.2 Transmissão .....</b>	<b>14</b>
<b>2.3 Epizootiologia.....</b>	<b>16</b>
<b>2.4 Fisiopatologia .....</b>	<b>22</b>
<b>2.5 Sinais Clínicos .....</b>	<b>24</b>
<b>2.6 Diagnóstico .....</b>	<b>25</b>
2.6.1 Diagnóstico Clínico .....	25
2.6.2 Diagnóstico por confirmação laboratorial .....	31
<b>2.7 Tratamento.....</b>	<b>34</b>
<b>2.8 Controle e Prevenção.....</b>	<b>35</b>
<b>3 CONSIDERAÇÕES FINAIS.....</b>	<b>37</b>
<b>REFERÊNCIAS .....</b>	<b>38</b>
<b>ANEXOS .....</b>	<b>45</b>

## 1 INTRODUÇÃO

A cinomose canina é uma enfermidade infectocontagiosa multissistêmica, de alta prevalência na clínica de pequenos animais. Ela possui três formas de apresentação clínica: aguda, subaguda e crônica. O vírus pertencente à família *Paramyxoviridae* do gênero *Morbillivirus*, se caracteriza por possuir um RNA de fita simples e diversas cepas. Além disso, ele tem a capacidade de se replicar em diversos órgãos do corpo, sendo considerado pantrópico.

Na clínica de carnívoros silvestres e exóticos, a cinomose tornou-se uma doença muito importante e de alta ocorrência. Sua transmissão ocorre principalmente por aerossóis e gotículas contaminadas de secreções respiratórias, fezes e urina. E já sabe que a contaminação desses animais, está ligada com a proximidade dos animais domésticos infectados, como os cães errantes.

Devido à altas taxas de morbidade e letalidade nestas espécies e não possuir um tratamento específico, a prevenção e o diagnóstico precoce são as principais estratégias de combate contra a doença. Para iniciar um diagnóstico, a maneira mais rápida e eficiente é a através de uma boa anamnese e observação dos sinais clínicos, para que assim já seja possível iniciar o tratamento de forma rápida. Reforçando que, apenas os exames laboratoriais específicos, confirmam ou excluem de forma objetiva a presença do vírus da cinomose canina (VCC).

Entretanto o diagnóstico em carnívoros silvestres e exóticos, na maioria dos casos, é tardio e ocorre quando o vírus já alcançou o sistema nervoso e o quadro clínico é severo e, infelizmente, frequentemente irreversível. Isso se deve, possivelmente, ao fato de a maioria desses animais serem de vida livre e não receberem rotineiramente acesso ao serviço médico veterinário, dessa forma os sinais clínicos são observados na fase subaguda e crônica da doença. Isso evidencia a importância da vacinação dos animais domésticos e a proteção de áreas próximas a reservas ambientais e aos corredores ecológicos.

Com intuito de aumentar o conhecimento sobre a ocorrência da cinomose canina em carnívoros silvestres e exóticos e assistir o profissional da área a realizar um diagnóstico eficiente, este trabalho tem como objetivo elucidar fatores importantes sobre a cinomose canina nessas espécies, e organizar e sugerir um protocolo de exame clínico para carnívoros silvestres e exóticos como auxílio no diagnóstico da cinomose nesses indivíduos. Além, é claro, de destacar a importância dessa patologia como uma doença emergente em carnívoros silvestres e exóticos. **Colocar o objetivo do trabalho na última linha.**

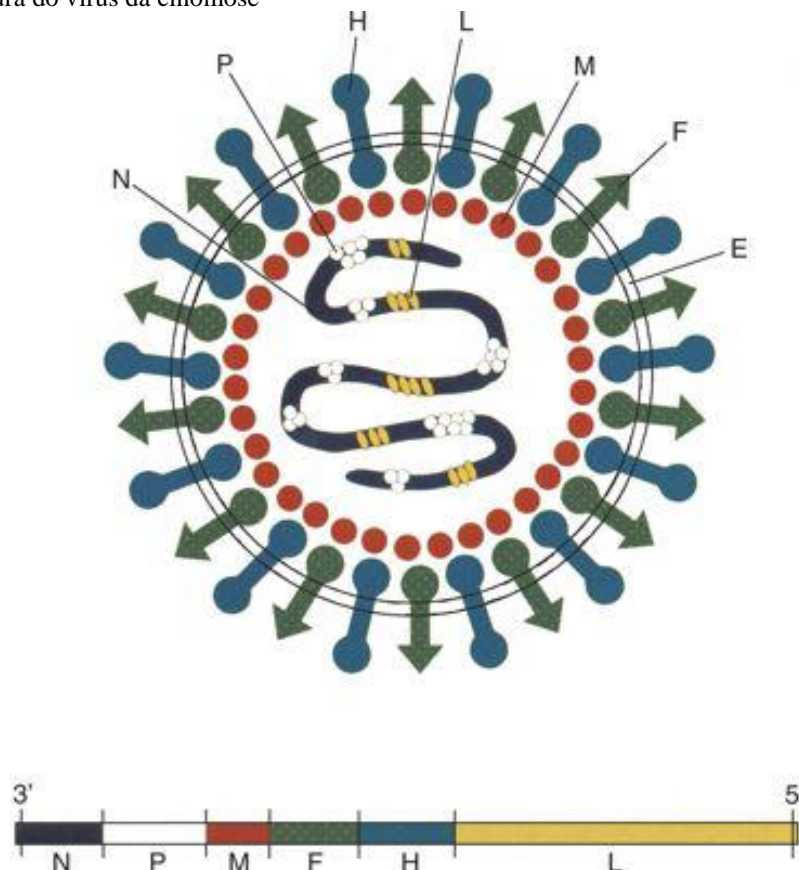
## 2 CINOMOSE CANINA EM CARNÍVOROS SILVESTRES E EXÓTICOS

### 2.1 Etiologia

O agente etiológico da cinomose é um RNA, de fita simples envelopado, de polaridade negativa. É pleomórfico, filamentosos ou arredondado, medindo de 100 a 300 nm de diâmetro. A molécula de RNA se encontra em um capsídeo viral, com estrutura helicoidal. Já externamente é circundado por um envelope lipoproteico. Ele apresenta replicação citoplasmática e pode sofrer mutações do tipo adição, deleção e substituição de nucleotídeos (CATROXO, 2003).

É constituído por 6 proteínas estruturais: decodificadas, respectivamente, por 6 genes: três internas (L, N e P) que juntas ao RNA viral formam o complexo RNP ou complexo ribonucleoprotéico e três inseridas no envelope (M, H e F), conforme figura 1. A proteína M (proteína da matriz), além de funcionar como conectora de superfície das proteínas F (proteína da fusão) e H (hemaglutinina) ao nucleocapsídeo, é muito importante para a maturação viral. A proteína H é responsável pela adsorção e tropismo, a F pela fusão do envelope viral na membrana celular do hospedeiro, possibilitando a entrada do complexo RNP no citoplasma da célula, pela disseminação do vírus de célula para célula e pela fusão entre as células do hospedeiro. As demais proteínas internas são N (proteína do nucleocapsídeo) que protege o genoma, L (polimerase) e P (fosfoproteína) que estão ligadas a replicação do RNA viral (FLORES, 2007).

O VCC é altamente sensível a luz ultravioleta, dessecação e altas temperaturas, sendo destruído em apenas 30 minutos a 50 – 60°C, em uma hora a 37°C, e em três horas a 20°C, entretanto pode permanecer viável por várias semanas em temperaturas próximas a congelação. Em tecidos, o VCC pode sobreviver por 48 horas a 25° C e por 14 dias a 5°C. Destaca-se que o VCC se torna incapaz de causar uma infecção em pH acima de 10,4 ou abaixo de 4,4, pois o envelope viral é sensível a substância como éter, clorofórmio, formol e desinfetantes a base de amônia, assim os procedimentos de desinfecção de rotina em clínicas, canis, hospitais veterinários são suficientes para destruir o vírus (ZEE & MACLACHLAN, 2004; GREENE & APPEL, 2006).

**Figura 1** – Estrutura do vírus da cinomose

E: envelope de lipoproteína; N: proteína do nucleocapsídeo; P: fosfoproteína; M: proteína da matriz; F: proteína da fusão; H: hemaglutina; L: polimerase

**Fonte:** Greene e Vandeveld (2015).

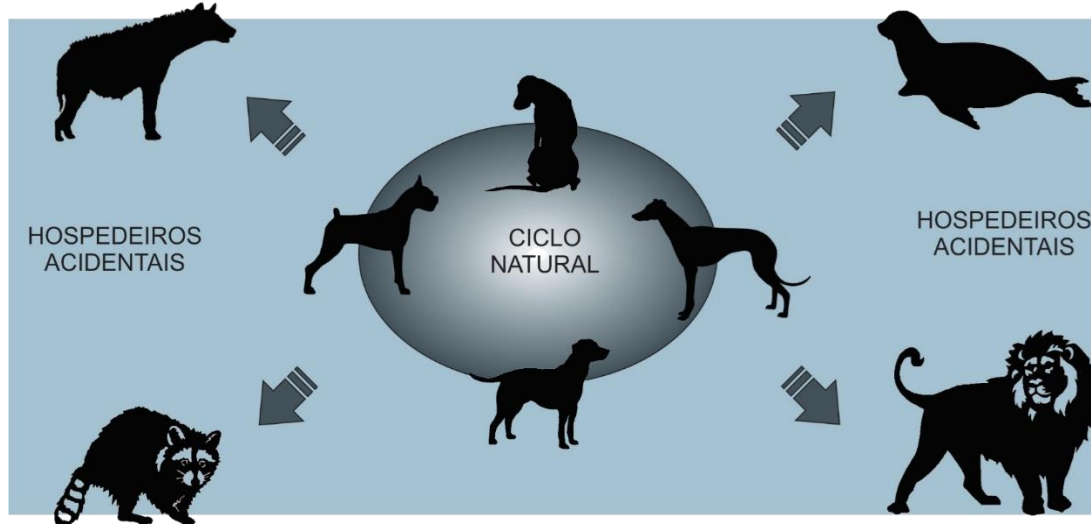
## 2.2 Transmissão

A transmissão do VCC, ocorre principalmente por aerossóis ou contato direto com secreções orais, respiratórias ou oculares contendo o agente. Há também a transmissão por fômites, ou seja, materiais contaminados com secreções (GREENE, 1998; FLORES, 2007), e possível transmissão, pela via transplacentária, pois estudos *in vitro* mostram a predileção do vírus por células primárias de linhagem pulmonar e renal (PIEROZZI, 2018). Todavia, para que ocorra a epizootia da cinomose canina em uma determinada região é necessário que tenha populações densas de animais susceptíveis, uma vez que, é necessário um contato próximo dos animais afetados já que o vírus é rapidamente inativado no ambiente. Somado a isso, o comportamento desses animais também influencia muito na transmissão (CUBAS, 2006).

O processo de surgimento da cinomose nos carnívoros silvestres e exóticos é chamado *spill-over*, ou seja, um agente etiológico adaptado a um hospedeiro X (hospedeiro original) infecta um hospedeiro Y, (hospedeiro acidental), adaptando-se a esse novo hospedeiro (RENDON – MARIN, 2020). Ainda segundo Redon –Marin (2020), esse processo pode

acontecer de várias formas, como a proximidade de cães domésticos a locais onde habitam carnívoros silvestres e exóticos em cativeiro (mantenedouros de fauna e zoológicos), perda de habitat e aproximação de carnívoros silvestres e exóticos à área urbana em busca de alimento, como observado na figura 2. Além do mais, as ações antrópicas, comentam os autores, como a expansão das cidades, aumento das áreas de agropecuárias, fragmentação dos habitats naturais, grande número de animais domésticos errantes que são abandonados pelo homem e proporcionam o aumento da interação com carnívoros silvestres e exóticos e a predação de pequenos mamíferos infectados, por grandes carnívoros como pumas e onças são outros fatores que podem influenciar a transmissão.

**Figura 2** – Ciclo natural do VCC e transmissão acidental para espécies de vida livre



**Fonte:** Instituto de Ciência Básicas de Saúde – UFRGS (2015).

Outra possibilidade de transmissão é a intercontinental por meio dos corredores de vida selvagem, ou corredores ecológicos. Estes que são definidos como áreas que interligam os fragmentos florestais ou unidades de conservação, separados por interferência humana (estradas e áreas de agricultura por exemplo), e possuem como objetivo permitir o livre deslocamento de animais em busca de água, alimento e dispersão de sementes, como demonstra a figura 3, que destaca o corredor Mesoamericano e o corredor Jaguar. Os corredores ecológicos permitem a dispersão de indivíduos de suas faixas nativas para novos territórios, com diferentes populações. No entanto, foi postulado que os animais desses corredores podem estar em risco de desenvolver doenças através da interação com a fauna doméstica e pecuária. (GROOTENHUIS, 2000; ROSAS, 2016; RENDON – MARIN, 2020).

**Figura 3** – Representação esquemática da possível rota de transmissão do VCC pelos corredores biológicos



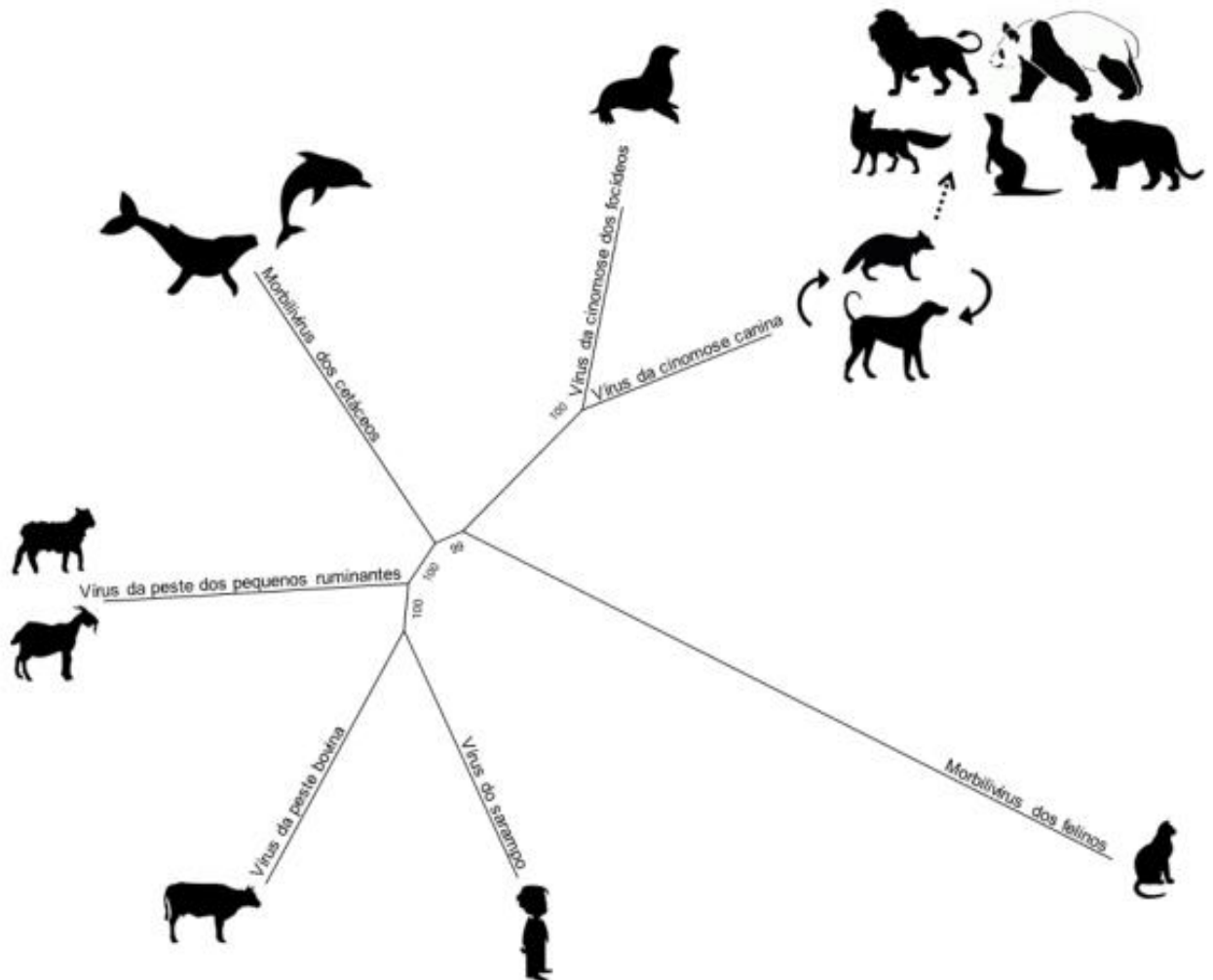
Fonte: Adaptado de Rendon – Marin (2020).

### 2.3 Epizootiologia

O vírus da cinomose é um membro do gênero *Morbillivirus* da família *Paramyxoviridae*, responsável por causar uma doença epizootica em carnívoros (ROELKE-PARKER et al., 1996). O gênero *Morbillivirus*, contém vírus altamente infecciosos, antigenicamente relacionados, disseminados através da via respiratória e que causam intensa supressão imunológica com alta morbidade e mortalidade. Na figura 4, pode-se visualizar a árvore filogenética do gênero *Morbillivirus*, e destacando-se o vírus do sarampo, que causa doença em primatas, o vírus da peste da peste bovina, o vírus da peste dos pequenos ruminantes, o vírus da cinomose dos focídeos que causa cinomose em espécies de foca e o *Morbillivirus* de cetáceos, que causam doenças em golfinhos e baleias e o *Morbillivirus* felino, descoberto no de 2012 em gatos domésticos em Hong Kong. (DE VRIES, 2015; DAROLD, 2017).



**Figura 4** – Árvore filogenética das diferentes espécies virais do gênero *Morbillivirus*



Fonte: Luz (2018).

A cinomose canina é uma doença altamente contagiosa, multissistêmica e possui distribuição mundial, ficando somente atrás da raiva, em taxa de letalidade. É importante destacar que mesmo a cinomose canina nunca tenha sido relatada como zoonose, já houve relatos de infecção experimental assintomática. E estudos sugerem que algumas doenças neuroendócrinas dos seres humanos possam estar relacionadas a infecção pelo VCC, como a esclerose múltipla e a panencefalite esclerosante subaguda (TIPOLD et al., 1992; APPEL & SUMMERS, 1995; VON MESSLING et al., 2003; QUEIROZ DA SILVA et al., 2004; MARTINS et al., 2009).

Apenas um sorotipo é descrito para o vírus da cinomose canina, mas há várias cepas biologicamente distintas e que se diferem entre si. Algumas podem ser mais virulentas, provocando infecções inaparentes. Outras podem causar enfermidades agudas com elevada frequência da apresentação de quadros de encefalite, e por conseguinte alta mortalidade.

Ademais, podem ainda ser viscerotrópicas, com baixa frequência de encefalite, porém também com elevada mortalidade (GEBARA et al., 2004a).

Já se sabe que o cão é o reservatório mais importante do VCC, porém nos últimos 30 anos vários relatos sugerem se tratar de um vírus bastante promíscuo, com hábito de saltar barreiras entre espécies de hospedeiros inúmeras vezes, sendo responsável por causar diversas infecções em hospedeiros variados, como observado no quadro 1. Ele pode acometer todos os membros da família Canidae, tais como raposas, lobos, dingos, os chacais, os coiotes. Outros carnívoros das famílias Ailuridae (panda vermelho), Felidae (leões, tigres, leopardos, jaguatiricas e onças), Mustelidae (furões, doninhas, visons, lontras, texugos, cangambás e martas), Procyonidae como guaxinins, jupará e quati; Ursidae (urso e panda gigante), Viveridae. e mamíferos marinhos da ordem Pinnipedia e família Phocidae (focas) (APPEL & SUMMERS, 1995; BIRCHARD & SHERDING, 2003; ONI et al., 2006).

**Quadro 1** – Algumas Famílias, Gêneros e Espécies susceptíveis à infecção do VCC naturalmente e/ou experimentalmente

<b>Família</b>	<b>Gênero</b>	<b>Espécie</b>
<b>Felidade</b>	<i>Panthera</i>	Leão-africano ( <i>Panthera leo</i> )
		Tigre ( <i>Panthera tigris</i> )
		Leopardo ( <i>Panthera pardus</i> )
		Onça-pintada ( <i>Panthera onca</i> )
		Leopardo-das-neves ( <i>Panthera uncia</i> )
	<i>Leopardus</i>	Jaguar ( <i>Leopardus pardalis</i> )
<b>Viverridae</b>	<i>Arctictis</i>	Binturong ( <i>Arctictis binturong</i> )
	<i>Paguma</i>	Gato-de-Algália ( <i>Paguma larvata</i> )
<b>Hyaenidae</b>	<i>Crocuta</i>	Hiena-pintada ( <i>Crocuta crocuta</i> )
<b>Canidae</b>	<i>Vulpes</i>	Raposa-vermelha ( <i>Vulpes vulpes</i> )
		Raposa-orelhuda ( <i>Vulpes macrotis</i> )
		Feneco ( <i>Vulpes zerda</i> )
	<i>Nyctereutes</i>	Cão-racum ( <i>Nyctereutes procyonoides</i> )
	<i>Otocyon</i>	Raposa-orelha-de-morcego ( <i>Otocyon megalotis</i> )
	<i>Urocyon</i>	Raposa-cinzenta ( <i>Urocyon cinereoargenteus</i> )
	<i>Chrysocyon</i>	Lobo-guará ( <i>Chrysocyon brachyurus</i> )
	<i>Speothos</i>	Cachorro-vinagre ( <i>Speothos venaticus</i> )
	<i>Pseudalopex</i>	Graxaim-do-campo ( <i>Pseudalopex gymnocercus</i> )
	<i>Canis</i>	Lobo ( <i>Canis lupus</i> )
		Cão doméstico ( <i>Canis lupus familiaris</i> )
Dingo ( <i>Canis lupus dingo</i> )		
Coioote ( <i>Canis latrans</i> )		
<i>Lycaon</i>	Cão-selvagem-africano ( <i>Lycaon pictus</i> )	

<b>Ursidae</b>	<i>Ailuropoda</i>	Panda-gigante ( <i>Ailuropoda melanoleuca</i> )
	<i>Ursus</i>	Urso-negro-americano ( <i>Ursus americanus floridanus</i> )
		Urso-pardo ( <i>Ursus arctos horribilis</i> )
		Urso-polar ( <i>Ursus maritimus</i> )
<i>Tremarctos</i>	Urso-de-óculos ( <i>Tremarctos ornatus</i> )	
<b>Ailuridae</b>	<i>Ailurus</i>	Panda-vermelho ( <i>Ailurus fulgens</i> )
<b>Mephitidae</b>	<i>Mephitis</i>	Skunk-listrado ( <i>Mephitis mephitis</i> )
<b>Procyonidae</b>	<i>Procyon</i>	Racum-norte-americano ( <i>Procyon lotor</i> )
	<i>Potos</i>	Jupará-verdadeiro ( <i>Potos flavus</i> )
<b>Mustelidae</b>	<i>Lutra</i>	Lontra-européia ( <i>Lutra lutra</i> )
		Lontra-canadense ( <i>Lutra canadensis</i> )
	<i>Meles</i>	Texugo-europeu ( <i>Meles meles</i> )
	<i>Taxidea</i>	Texugo-americano ( <i>Taxidea taxus</i> )
	<i>Mustela</i>	Marta-americana ( <i>Mustela vison</i> )
		Marta-européia ( <i>Mustela lutreola</i> )
		Ferret-doméstico ( <i>Mustela putorius furo</i> )
		Ferret-de-patas-pretas ( <i>Mustela nigripes</i> )
		Doninha ( <i>Mustela nivalis</i> )
		Arminho ( <i>Mustela erminea</i> )
	<i>Galictis</i>	Furão ( <i>Galictis vittata</i> )
	<i>Melogale</i>	Furão-texugo-chinês ( <i>Melogale moschata</i> )
	<i>Martes</i>	Marta-européia ( <i>Martes martes</i> )
Fuinha ( <i>Martes foina</i> )		

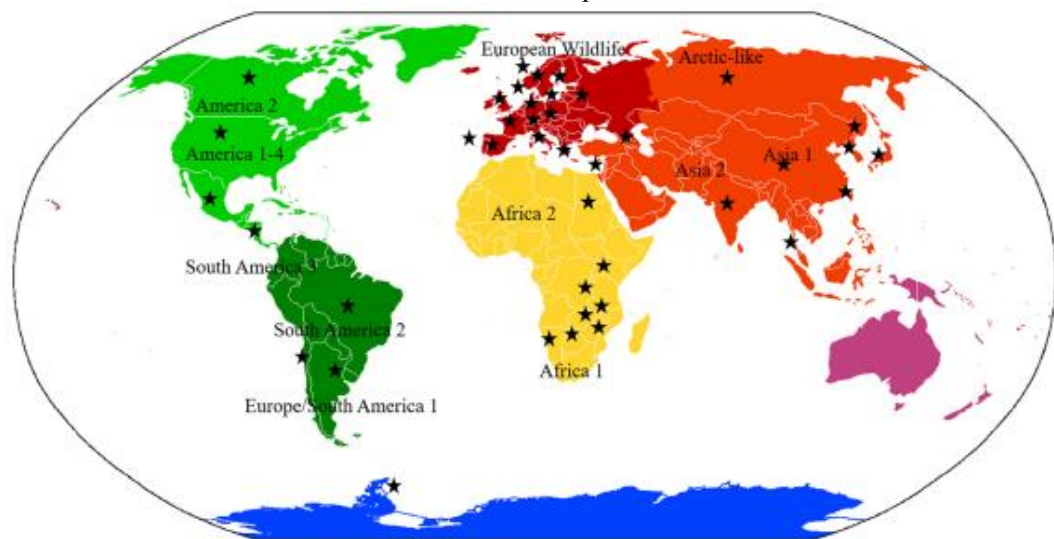
Fonte: Adaptado de Silva (2009) & Martinez-Gutierrez & Ruiz-Saenz (2016).

O VCC, representa uma ameaça de conservação para as espécies em todo mundo, principalmente para os carnívoros. Por isso Martinez-Gutierrez & Ruiz-Saenz, (2016), citam em seu trabalho, a proposta de Terio & Craft, (2013) de renomear o “*Canine Distemper Virus*”, para “*Carnivore Distemper Virus*”, devido à sua constante ameaça para diferentes tipos de carnívoros. Neste trabalho os autores realizaram um estudo para avaliar infecções naturais de cinomose canina em hospedeiros “não-cães”, e determinam que a soroprevalência de cinomose canina, foi de 34% na Ordem Carnívora. Na qual a Família Mustelidae tem a maior soropositividade sorológica com 41,1%, seguido pela Hyaenidae com 36,7%, a Família Canidae com 35,6%, a Phocidae com 34,8%, a Família Felidae com 34,1%, e as famílias Procyonidae com 30,7% e Ursidae com 20,3%, respectivamente.

Ainda no estudo de Martinez-Gutierrez & Ruiz-Saenz (2016), foram coletados dados, por meio de artigos publicados, sobre relatos de cinomose canina em hospedeiros “não-cães”, nos anos de 1964 a 2014. O resultado apontou que a cinomose canina foi relatada em hospedeiros “não-cães” em quase todos os continentes, com exceção da Australásia. (Austrália,

Nova Zelândia, Nova Guiné e Ilhas menores da parte oriental da Indonésia), como pode ser observado na figura 5, na qual são destacadas diferentes linhagens de VCC e denotados países pontuais com estrelas. Dos 43 países avaliados, a maioria dos relatos são dos Estados Unidos, seguidos do Japão, Canadá e Alemanha. O Brasil relatou apenas 6 casos. Nota-se que os países em que foram relatados casos de cinomose canina em hospedeiro “não-cão”, coincidem com os continentes em que pelo menos uma linhagem de cinomose canina foi identificada. Esses dados podem ser observados na tabela 1.

**Figura 5** – Áreas do mundo onde o VCC foi relatado em hospedeiros “não-cão”



Fonte: Martinez-Gutierrez & Ruiz-Saenz (2016).

**Tabela 1** - Lista completa dos países onde o VCC foi relatado em hospedeiros "não-cão" do ano de 1964 à 2014

Países	Números de relatos
EUA	66
Japão	32
Canadá	15
Alemanha	14
Quênia	10
BRASIL – China - França	9
Itália – Rússia – Espanha – Reino Unido – Tanzânia	8
Namíbia	5
Áustria – Noruega – Portugal Tailândia	4
Taiwan – Coreia do Sul	3
Antártida – Argentina – Azerbaijão – Bolívia – Chile – Israel – Zâmbia – Zimbábue	2
Botsuana – Dinamarca – Etiópia – Finlândia – Guatemala – Grécia – Índia – Luxemburgo – México – África do Sul – Sudão – Suécia – Uganda	1

Fonte: Adaptado de Martinez-Gutierrez & Ruiz-Saenz (2016).

Os relatos da cinomose em carnívoros silvestres e exóticos, são datados desde 1985, com surtos em furões-de-patas-negras (*Mustela nigripes*), que dizimou a última população destes animais nos Estados Unidos (WILLIAMS et al., 1988; QUEIROZ, 2020). Nos anos de 1987 e 1988 houve relatos de uma grande mortalidade de focas siberianas (*Phoca sibirica*) no lago Bikal, Rússia e de baleias no noroeste Europeu (GRACHEV et al., 1989). Acredita-se que as essas focas tenham sido infectadas por cães utilizados para transporte de trenós, durante as expedições no início do século passado (BARRETT et al., 1992; HARVELL et al., 1999).

Já nos anos 90, a cinomose, foi documentada como a causa da alta mortalidade do cachorro selvagem africano (Mabeco, *Lycaon pictus*), animal extremamente ameaçado, que acabou extinto na região da Serengeti – Mara e quase totalmente extinto na Botswana e Tanzânia (CLEAVELAND et al., 2000; QUEIROZ, 2020). Na mesma década, em São Fernando (Califórnia – Estados Unidos), 17 felinos, dentre eles leopardos (*Panthera pardus*), leões (*Panthera leo*), tigres (*Panthera tigris*) e jaguares (*Panthera onca*) foram infectados pelo VCC (APPEL et al., 1994). Em 1994, após um surto em grandes carnívoros em cativeiro, um terço da população de leões (*Panthera leo*) (mil animais), do Parque Nacional do Serengeti e da Reserva Nacional Masai-Mara morreram (ROELKE-PARKER et al., 1996; KOCK et al., 1998; QUEIROZ, 2020).

No ano de 2000, nos meses de abril e maio, aproximadamente dez mil focas (*Phoca caspian*) morreram na costa do Cazaquistão e cerca de dez mil baleias vieram a óbito no Mar Cáspio como consequência da cinomose canina (KENNEDY et al., 2000; QUEIROZ, 2020). Entre 2013 a 2014, 15 grandes felinos, dentre eles leões e tigres, morreram no North Animal Sanctuary, um santuário no Texas, Estados Unidos (QUEIROZ, 2020).

No Brasil, a cinomose já foi diagnosticada em diversas espécies silvestres (GOMES et al., 2007). REGO et al. (1978) relataram 5 casos confirmados de cinomose canina, nas espécies cachorro-do-mato (*Cerdocyon thous*), lobo-guará (*Chrysocyon brachiurus*) e cachorro-vinagre (*Speothos venaticus*) no Zoológico Municipal de Taboão da Serra, São Paulo. Entre os anos de 1980 a 1997, uma análise no Studbook internacional Lobo Guará<sup>1</sup>, revelou que as uma das principais causas de morte de lobos-guará mantidos em cativeiro, foi a cinomose canina que juntamente com a parvovirose, foi responsável por 4% de mortes nesses animais (MAIA et al., 1999).

---

<sup>1</sup> São livros de registros genealógicos, de uma dada espécie e possui registro de todos os animais vivos e mortos. No Brasil, dois canídeos brasileiros possuem studbook internacional e regional, lobo guará e cachorro do mato.

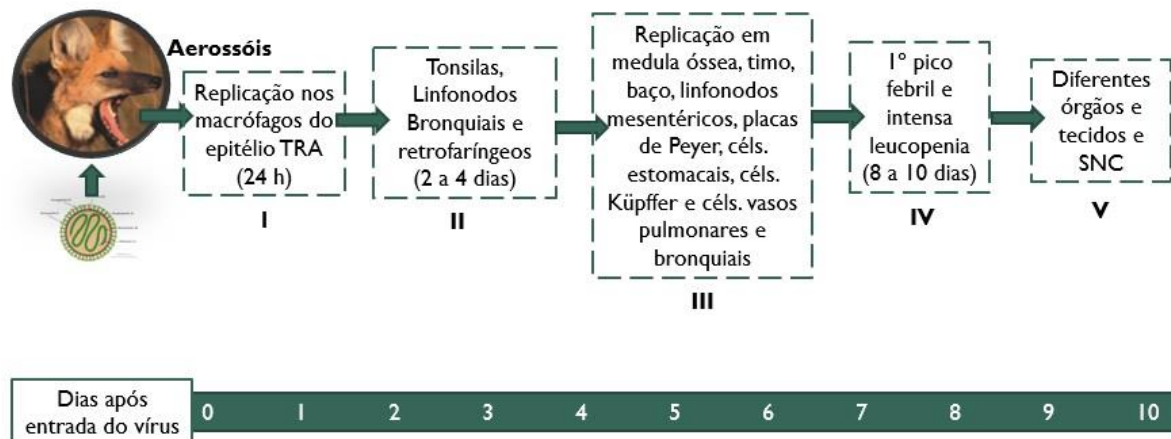
Entre os anos de 2002 a 2006, na região do Pantanal, 76 carnívoros silvestres, sendo 43 cachorros-do-mato, 13 guaxinins (*Procyon cancrivorus*), oito lobos-guará, quatro jaguatiricas (*Leopardus pardalis*), sete suçuaranas e um cachorro-vinagre, foram capturados e testados para cinomose canina, sendo que 21 deles foram soropositivos (JORGE, 2008). NAVA et al. (2008), publicaram a primeira pesquisa, a qual relatou a presença do VCC em grandes felinos de vida livre, no Parque Estadual de Ivinhema (São Paulo) resultando em 6 onças pintadas (*Panthera onca*) e 2 suçuaranas (*Puma concolor*) soropositivas.

## 2.4 Fisiopatologia

A rota natural da infecção do VCC acontece por meio das partículas virais inaladas, logo na contaminação por via sistêmica, infere-se que ao entrar no hospedeiro o VCC se replica nas células do trato respiratório anterior e do epitélio conjuntival (Figura 6 – I). Dentro de 2 a 4 dias o VCC é transferido para células mononucleares dos linfonodos bronquiais e retrofaríngeos e tonsilas. Figura 6 - II). No período de 4 a 6 dias, ocorre a replicação viral no sistema linfoide, baço, timo, linfonodos mesentéricos, medula óssea, placas de Peyer, células estomacais, nas células de *Küpfner* e nas células mononucleares ao redor dos vasos pulmonares e bronquiais (Figura 6 - III). O VCC causa uma intensa leucopenia nas células linfoides e induz o aumento inicial da temperatura corporal (Figura 6 - IV). O período de incubação varia de 14 a 18 dias e o animal infectado pode eliminar a partir de sete dias após a infecção, podendo estender a eliminação e transmissão por até 90 dias (GREENE, 2012; MANGIA & PAES, 2018; PIEROZZI, 2018).

Aproximadamente entre o sétimo e décimo dia, o vírus se dissemina pelas vias linfáticas e sanguíneas por todos os órgãos dos sistemas, acometendo o sistema nervoso central (SNC) (Figura 6 - V), promovendo o aparecimento dos sintomas neurológicos, sendo o endotélio vascular o primeiro componente a sofrer infecção, seguido pelos astrócitos e neurônios. Nesse momento a infecção causada pelo VCC pode desempenhar um papel importante no mecanismo de desmielinização, uma condição que é muito estudada, porém pouco esclarecida (MORO et al., 2004; PIEROZZI, 2018). Ao atingir o sistema nervoso, o VCC provoca lesões multifocais e tem preferência pela substância branca do cerebelo e da região periventricular, causando uma encefalite não-supurativa, ou seja, uma inflamação devido a formação de sincícios e aglomerações multinucleares. Já no sistema respiratório é visto como uma pneumonia intersticial (FLORES, 2007).

**Figura 6** – Esquema da patogenia da cinomose

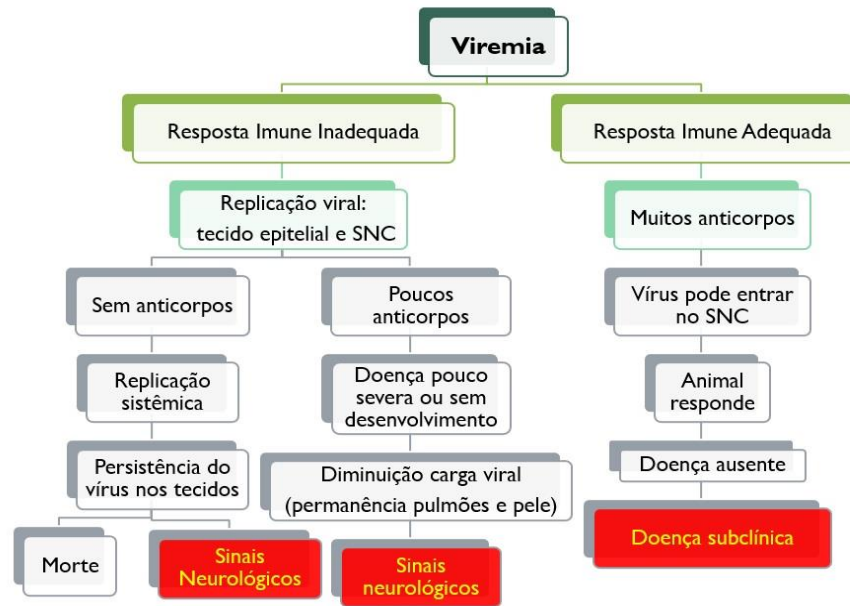


TRA: Trato Respiratório Anterior; SNC: Sistema Nervoso Central

Fonte: Adaptado de Almeida (2018).

Muitos pesquisadores defendem que, na maioria dos casos de infecção pelo VCC, esse atinge o encéfalo, mesmo quando o animal não manifesta sintomas neurológicos, isso indica que os casos que progridem de forma sistêmica para nervosa, está diretamente relacionada com a patogenicidade das diferentes cepas do VCC e principalmente com o grau de resposta imune do hospedeiro, uma vez que ela interfere na dispersão do VCC pelos órgãos. Aqueles previamente imunizados são capazes de inativar partículas virais enquanto elas estão ainda nos tecidos linfoides, impedindo a invasão de outros órgãos, levando a recuperação completa e a eliminação do vírus em torno de 14 dias com sinais clínicos leves ou ausência deles (GAMA et al., 2005). Aqueles que não possuem uma boa resposta imune, permitem a disseminação do vírus para todos os tecidos epiteliais e ainda que ele ultrapasse a barreira cefalorraquidiana, desenvolvendo a doença neurológica (MORAES, 2013). O esquema ilustrado na figura 7 retrata como é a fase de disseminação do vírus e quais fatores influenciam sobre ela.

**Figura 7** – Esquema de quais fatores influenciam a disseminação do VCC no organismo



Fonte: Adaptado de Almeida (2018).

## 2.5 Sinais Clínicos

Os sinais clínicos variam de espécie envolvida, idade e estado imunológico, porém pode-se destacar alguns sintomas que são variações dos apresentados pelos cães domésticos (SOUZA et al., 2015), pois a apresentação clínica da doença em carnívoros silvestres e exóticos é similar a dos animais domésticos. Como depressão, descarga oculonasal mucopurulenta, dermatite e hiperqueratose dos coxins, tosse, dispneia e outras manifestações respiratórias, distúrbios gastrointestinais e neurológicos, diminuição do apetite, febre, torcicolo, nistagmo e rigidez cervical. Animais que chegam a apresentar sinais neurológicos costumam não sobreviver ou permanecem com algum tipo de sequela (GREENE, 1998).

A febre repentina, causada pela proliferação viral nos órgãos linfoides entre o 2º e o 6º dia, ocorre na fase subaguda da doença (FENNER et al., 1993). Alguns autores, afirmam que em alguns raros casos, pode ocorrer morte súbita, classificando como fase superaguda da doença, porém não é o normal (BAUMANN, 1999; MURPHY et al., 1999). Na fase aguda, é desenvolvido o quadro catarral, exantemático e o segundo pico febril. Normalmente ao final da fase aguda, a forma nervosa pode se apresentar (BAUMANN, 1999).

Existe um complexo de sintomas oculares, respiratórios, digestivos, cutâneos e nervosos. Chi-chen et al. (2008), afirmam que a cinomose em carnívoros silvestres e exóticos é na maioria dos casos uma manifestação clínica relacionadas ao SNC. Nos canídeos silvestres e exóticos, os sinais neurológicos podem ocorrer concomitantemente ou posteriormente às



manifestações sistêmicas, incluindo mudanças comportamentais, convulsões, paresias e paralisias, cegueira, incoordenação e mioclonias. Os demais sinais observados são exsudatos purulentos na mucosa ocular e nasal, tosse seca que evolui à produtiva, anorexia, febre, vômitos e diarreia (GOMES, 2006). Em felídeos neotropicais do Brasil, os sinais mais característicos são os neurológicos, incluindo convulsões, tremores, desorientação, fraqueza, ataxia, paraparesia e hiper-reflexia. (CUBAS, 2006; SILVA, 2007).

Megid et al. (2009) relatam uma fêmea de graxim, jovem, com cinomose confirmada pelo método RT-PCR, apresentando necrose linfóide no baço, pneumonia intersticial com congestão e edema pulmonar, enfisema focal, atelectasia e focos hemorrágicos. Em estruturas de SNC foram constatados sinais de desmielinização da substância branca e degeneração Walleriana especialmente no córtex frontal com áreas discretas de edema e gliose.

Linces com sinais neurológicos positivos para cinomose, descritos por Daoust et al. (2009), apresentando ataxia, cegueira parcial, desvio de cabeça e paresia nos membros pélvicos. Assim como citado no caso do graxim, eles não apresentavam alterações gastrointestinais e a avaliação histopatológica do tecido cerebral demonstrou lesões de infecção por VCC. Em Taiwan, três furões com cinomose apresentavam grave desidratação, descarga ocular e nasal, diarreia, hipotermia, convulsões e coma, apesar das boas condições corporais e sem evidências interna ou externa de trauma (CHI-CHEH et al., 2008).

## **2.6 Diagnóstico**

Após a infecção, o curso do VCC do animal susceptível pode ser imprevisível e variável, por isso determinar e/ou escolher um método único de diagnóstico não é recomendado. Como consequência, é importante saber a patogenia da doença e os possíveis sinais clínicos, pois na fase aguda ou subaguda ela pode ser diagnosticada de forma presuntiva, por exemplo, com base na anamnese, nos sinais clínicos e no histórico vacinal do animal. Porém, somente com confirmação laboratorial através do diagnóstico virológico, sorológico, histopatológico e/ou molecular que se determina ou não, de fato, o contato ou a presença do VCC no animal (BELLINI, 1995; MURPHY et al., 1999; GEBARA et al., 2004b).

### **2.6.1 Diagnóstico Clínico**

O diagnóstico mais comumente realizado para a cinomose, especialmente em carnívoros silvestres e exóticos é fundamentado no exame clínico do animal, ou seja, baseado

principalmente, nas informações coletadas em uma boa anamnese e dos sinais clínicos observados e aferidos em um metódico exame físico. Além disso, exames laboratoriais, como hemograma podem ser o mais frequentemente e facilmente solicitados como exames complementares. Por isso, é importante obter e considerar no diagnóstico clínico, quando possível, todo histórico do animal: desde histórico de vacinação, características do habitat, e até mesmo suspeita de provável contato com outros animais infectados (TILLEY et al., 2008).

O exame clínico se inicia com a identificação do animal, sejam eles indivíduos mantidos em cativeiro ou de vida livre. De maneira geral é importante considerar o sistema de identificação utilizado (desde nome à identificação numérica), espécie, raça, sexo, idade (se for conhecida, ou estimada), coloração da pele e possível presença de marcas. Outra informação importante é questionar o peso do animal, e se viável realizar a pesagem, pois permite avaliar melhor a condição de escore corporal e até sugerir emagrecimento associado à enfermidade suspeita. Além disso, também auxilia na elaboração de um protocolo terapêutico preciso (WERTHER, 2008). Uma maneira de se obter essa informação em carnívoros de grande porte, é através de uma balança grande com uso de tábuas de madeira para apoiar o animal, devendo-se descontar o peso das tábuas (JORGE & JORGE, 2014)

A anamnese deve ser iniciada em seguida e reúne todos os fatos de interesse passados e/ou atuais disponíveis, que irão direcionar o exame físico e exames complementares. Ao começar, assegure tranquilidade e encoraje o responsável pelo animal a falar e evite perguntas que induzam respostas. Ao mesmo tempo busque organizar cronologicamente os fatos relatados (SILVA, 2015). Nesse momento, questione qual a queixa principal, história médica recente e progressiva, condição ambiental e de manejo e história familiar ou do rebanho, quando essas forem disponíveis (FEITOSA, 2014).

A terceira etapa é a realização de um exame físico metódico e detalhado, mas antes de seu início, é necessário proceder com a contenção adequada do animal. A contenção pode ser física com a utilização de puças, pau de couro, *ketch all pole*<sup>2</sup> ou jaulas de contenção ou química com o uso de protocolos seguros de sedativos, escolhido conforme o procedimento e a espécie do animal. Esta deve ser realizada através da aplicação de dardos lançados por zarabatana, pistola ou rifle anestésico, respeitando também o temperamento e a espécie do indivíduo (FREITAS, 2011; WERTHER, 2014).

O exame físico pode ser dividido e organizado de acordo com os cinco métodos de exploração clínica comumente utilizados na semiologia veterinária: inspeção, palpação,

---

<sup>2</sup> Equipamentos com dispositivo automático de afrouxamento do laço.

auscultação, percussão e olfação. Para melhor explicar esta etapa indispensável do exame clínico e elementar para o diagnóstico clínico, será apresentado e discutido uma sugestão de protocolo de exame clínico para carnívoros silvestres e exóticos (anexo 1), e que poderá ser utilizado em casos suspeitos de cinomose nas espécies respectivas. A espécie carnívora que ilustrara as etapas do protocolo, especialmente cada fase do exame físico é um indivíduo fêmea Lobo-guará (*Chrysocyon brachyurus*) mantido em cativeiro e sob os cuidados da Clínica ZOOVET consultoria<sup>3</sup> e responsabilidade da médica veterinária Natalia de Melo Moraes - CRMV MG: 13111. O uso das fotos para ilustração deste trabalho como sua divulgação científica foram permitidas e formalizadas por meio de um termo de autorização (anexo 2).

No momento da inspeção o clínico vai utilizar a visão para observar o recinto de animais mantidos em cativeiro afim de avaliar detalhes que podem causar problemas ao animal. Isso deve ser feito quando os animais são retirados e levados para o consultório ou ambulatório. É importante também, observar o animal a distância (IAD), avaliando o comportamento e possíveis alterações posturais (equilíbrio e membros locomotores), como demonstrado na figura 8, porém esse procedimento deve ser realizado momentos antes da contenção física e/ou química (FREITAS, 2011; JORGE & JORGE, 2014; WERTHER, 2014).

**Figura 8** – Inspeção a distância (IAD) de Lobo-guará (*Chrysocyon brachyurus*) mantida em cativeiro na clínica ZOOVET



**Fonte:** Arquivo pessoal (2021).

---

<sup>3</sup> A ZOOVET é uma clínica veterinária em BH, Minas Gerais, exclusiva para animais silvestres e exóticos.

Depois deve-se iniciar a inspeção já com o animal sedado e posicionado em um ambulatório ou consultório. Esse momento pode ser realizado com ou sem o auxílio de instrumentos, para observar diversos aspectos do animal como: movimentos respiratórios e a pele, como é demonstrado na figura 9; feridas (figura 10), cicatrizes e mucosas visíveis (figuras 11 e 12, respectivamente); e possíveis secreções, aumentos de volume, denteição, entre outros. Essa técnica deve ser realizada, de preferência sob luz natural ou em locais bem iluminados. Também é necessário, observar escore corporal e realizar a avaliação dos coxins. Além disso, é importante avaliar a presença de alterações dermatológicas para determinar prováveis problemas climáticos, nutricionais, de estresse, ou por ectoparasitas. Possíveis alterações oftálmicas, e do pavilhão auricular devem ser investigadas, e o uso de aparelhos de iluminação são recomendados, como otoscópio, laringoscópio, respectivamente (FREITAS, 2011; JORGE & JORGE, 2014; WERTHER, 2014).

**Figura 9** – Inspeção, de pelagem, membros, estruturas anatômicas, forma, cor, e outros aspectos de Lobo-guará (*Chrysocyon brachyurus*) mantida em cativeiro na clínica ZOOVET



**Fonte:** Arquivo pessoal (2021).

**Figura 10** – Inspeção de possíveis alterações na pelagem e na pele de Lobo-guará (*Chrysocyon brachyurus*) mantida em cativeiro na clínica ZOOVET



Fonte: Arquivo pessoal (2021).

**Figura 11** – Avaliação da mucosa oral de Lobo-guará (*Chrysocyon brachyurus*) mantida em cativeiro na clínica ZOOVET



Fonte: Arquivo pessoal (2021).

**Figura 12** – Inspeção de mucosa ocular de Lobo-guará (*Chrysocyon brachyurus*) mantida em cativeiro na clínica ZOOVET



Fonte: Arquivo pessoal (2021).



Na próxima etapa do exame, realiza-se a palpação que utiliza o tato (mãos ou as pontas dos dedos) para explorar as diversas regiões do corpo do animal, a fim de verificar a sensibilidade e consistência dos tecidos, como é exposto na figura 13. Ao posicionar as mãos sobre a área examinada, avalia-se aspecto, temperatura e consistência (dura, mole, pastosa, flutuante, crepitante) (FREITAS, 2011).

**Figura 13** – Palpação dos membros posteriores de Lobo-guará (*Chrysocyon brachyurus*) mantida em cativeiro na clínica ZOOVET



**Fonte:** Arquivo pessoal (2021).

Os demais métodos de exploração semiológicas utilizados são a auscultação, percussão e olfação. Na auscultação, é necessário estudar os sons produzidos pela atividade funcional de um órgão e deve-se ser feita em um local tranquilo, para que o clínico consiga individualizar o ruído escutado e concluir à sua origem, tempo que corre e suas características, como é demonstrado na figura 14. A percussão se fundamenta na análise do ruído produzido ao se golpear brevemente uma região qualquer do corpo. Pode-se utilizar o dedo ou martelo-plessimétrico, sendo o martelo muito utilizado para avaliar resposta dolorosa. E por último, a olfação, que se baseia na avaliação pelo olfato do clínico, empregado no exame das transpirações cutâneas, do ar expirado e das excreções (FREITAS, 2011; WERTHER, 2014).

**Figura 14** – Avaliação de parâmetros vitais (FC, FR) de Lobo-guará (*Chrysocyon brachyurus*) sedado, para exame clínico, mantida em cativeiro na clínica ZOOVET



**Fonte:** Arquivo pessoal (2021).

#### 2.6.2 Diagnóstico por confirmação laboratorial

Para coleta de amostra de sangue, o local escolhido deve ser tranquilo, evitando o estresse do animal, afinal o procedimento requer apenas uma sedação leve. É necessário que o animal esteja devidamente contido e que seja feita uma tricotomia no local da colheita, como é exibido na figura 15. Para colheita de sangue para exames hematológicos e sorológicos pode-se optar pela veia cefálica como é mostrado na figura 16, como também veias jugular, safena, femoral e caudal (JORGE & JORGE, 2014).

**Figura 15** – Tricotomia realizada em Lobo-guará (*Chrysocyon brachyurus*) sedado, para coleta de sangue, mantida em catifeiro na clínica ZOOVET



Fonte: Arquivo pessoal (2021).

**Figura 16** – Coleta de sangue na veia cefálica de Lobo-guará (*Chrysocyon brachyurus*) sedado, mantida em catifeiro na clínica ZOOVET



Fonte: Arquivo pessoal (2021).

Um exame laboratorial inicial em que se pode avaliar a suspeita da cinomose é o hemograma, e por meio dele é possível observar anemia, leucopenia, e linfopenia e associado com os sinais clínicos realizar o diagnóstico presuntivo. Contudo, os dados obtidos não são suficientes e conclusivos, pois fatores como a estirpe viral infectante, fase de multiplicação do



vírus no momento da colheita do sangue, e a presença de infecções bacterianas secundárias podem influenciar diretamente nos resultados (GEBARA et al., 2004b; SILVA et al., 2005; AMUDE et al., 2007b).

Um achado importante no esfregaço sanguíneo de animais infectados são os corpúsculos de inclusão de Lentz em leucócitos e hemácias. Da mesma forma são encontrados em vários tecidos do SNC, células epiteliais da bexiga e trato respiratório. Esses corpúsculos são considerados patognomônicos dessa doença, porém sua ausência não exclui a possibilidade de infecção (GEBARA et al., 2004b).

Vários outros exames podem ser feitos, dentre eles a avaliação do líquido cefalorraquidiano (LCR), sorologia, imunohistoquímica, histopatologia, técnicas de biologia molecular como a reação em cadeia de polimerase (PCR), microscopia eletrônica e a pesquisa de efeitos citopáticos (ECP) em cultivo celular (APPEL & SUMMES, 1995).

A mensuração de IgG e IgM anti-VCC é mensurado no soro dos animais com cinomose, na fase aguda e crônica da doença. A análise dos níveis de IgG no LCR similarmente pode ser usado para mensurar anticorpos na infecção do SNC, como a imunofluorescência indireta ou soroneutralização em cultura celular (MANGIA & PAES, 2018).

O RT-PCR ou transcrição reversa seguida da reação de cadeia polimerase, pode ser aplicada em vários tipos de amostras como, por exemplo, sangue, soro, urina, fragmentos de órgãos. É uma técnica que obtém muito sucesso na detecção do vírus, além de ser rápida, possuir elevada sensibilidade e especificidade, e a não exigência da infecciosidade da partícula viral (AMUDE et al., 2007a).

Para avaliação do ECP em cultivo celular, as amostras de tecidos ou secreções nasais são colocados em células permissivas e após um período é observada a formação de sincícios, sendo a metodologia preferencial. Entretanto é um procedimento demasiadamente demorado em comparação com a evolução da doença (CARTROXO, 2003).

Um exame muito usado para detecção de antígenos virais do VCC em secreções, excreções, e *swabs* de conjuntiva são os kits de imunoenaios cromatográficos (IC). O kit de IC comercial é um método modificado de detecção direta de antígeno que evidencia a interação antígeno-anticorpo, que pode sofrer interferência no padrão em animais vacinados com vacinas vivas, porém ainda é muito utilizado em clínicas veterinárias (MARTELLA et al., 2008).

No exame necroscópico, segundo Mangia & Paes (2018), é possível observar macroscopicamente na pele, particularmente na região do abdome, dermatite vesicular e pustular, e lesões nos coxins plantares pela intensa proliferação da camada de queratina. No pulmão as lesões podem se manifestar por broncopneumonia purulenta, com brônquios e

alvéolos adjacentes repletos de neutrófilos, mucina e debris teciduais. No SNC pode ser visualizado hiperemia das leptomeninges excesso de LCR e desmielinização acentuada. Microscopicamente, pode ser observado no exame histopatológico, aumento dos capilares, além de inclusões virais (corpúsculo de Lentz) observadas no núcleo ou citoplasma de diferentes células infectadas no epitélio gástrico e intestinal. E no intestino grosso, é possível observar o excesso de exsudato mucoso, congestão e infiltração de linfócitos na lâmina própria (MANGIA & PAES, 2018). Além disso, recomenda-se a coleta de amostras do pulmão, vesícula urinária, SNC e tecido linfoide para detecção viral através de imunofluorescência direta (GUTIÉRREZ et al., 2015).

O diagnóstico diferencial deve ser realizado com doenças que apresentam quadros clínicos semelhantes: Raiva (encefalite viral), Nocardiose e Erliquiose (bacteriana), Criptococose (fúngica), Toxoplasmose, Nesopora e Hepatozoonose (meningoencefalite por protozoários) e neoplasias do SNC (RIBEIRO et al., 2002).

## 2.7 Tratamento

Até o presente estudo, não foi relatado nenhum tratamento com um antiviral ou agentes quimioterápicos específicos e efetivos para cinomose, apenas tratamento sintomático e associados a terapias alternativas, como fisioterapia e acupuntura. Entretanto, alguns antivirais utilizados experimentalmente, apresentaram resultados favoráveis em estudos clínicos *in vitro*. A terapêutica utilizada é de apoio e busca o controle das infecções secundárias que melhoram as chances de recuperação dos animais (TIPOLD et al., 1992; SOUZA et al., 2015; MANGIA & PAES, 2018). Esses protocolos terapêuticos, podem ser utilizados para animais domésticos e silvestres, porém se atentando para as diferenças na posologia dos fármacos (NISHIOKA & ARIAS, 2005).

Alguns cuidados de enfermagem são importantes, pois esses auxiliam no bem-estar do animal e aumentam as chances de recuperação dos animais. Dentre eles, podemos citar um bom suporte nutricional, uma boa higienização, tanto do ambiente como do animal, mantendo olhos e narizes sempre limpos (SANTOS, 2006).

A perda de fluídos por conta dos sinais clínicos gastrointestinais é significativa, por isso é necessária a fluidoterapia parental. O uso de antieméticos e antidiarreicos também devem ser usados nesse caso, além da restrição de alguns alimentos a fim de reduzir o trânsito intestinal, irritação da mucosa e perda de líquidos (SOUZA et al., 2015).

A administração de vitaminas do complexo B pode ajudar a repor as deficiências decorrentes da anorexia e sugere-se estimular o apetite e a vitamina A a ajudar a proteger e regenerar epitélios. Além delas, as vitaminas E e C podem ser recomendadas, sendo a vitamina E indicada por melhorar a resposta imune após a vacinação. Porém, ainda faltam estudos que deem suporte a essa preposição (NISHIOKA & ARIAS, 2005; MANGIA & PAES, 2018). MANGIA & PAES (2018) afirmam também, que as vitaminas E e C, são auxiliares no tratamento de animais com sinais neurológicos, pois elas são antioxidantes e atuam nos macrófagos e seus produtos que são indutores da destruição do tecido nervoso.

O uso da antibioticoterapia preventiva, com antimicrobianos de largo espectro, são indicados pois o organismo do animal é fragilizado devido à ação viral e isso o predispõe à infecções bacterianas secundárias (SOUZA et al., 2015). Além disso, em casos de comprometimento do sistema respiratório, para evitar desenvolvimento de pneumonia bacteriana e insuficiência respiratória, podem ser usados broncodilatadores e expectorantes que ajudam a reduzir a tosse (BIRCHARD & SHERDING, 2003).

Em animais que apresentam sinais neurológicos o tratamento nem sempre é satisfatório, porém é recomendado o uso de relaxantes musculares e anticonvulsivos como fenobarbital e diazepam. Os corticosteroides, como dexametasona, também podem ser utilizados por causa da imunopatologia das lesões neurais e para reduzir edema cerebral. Os glicocorticoides, como prednisona, podem controlar a dilatação pupilar causada pela neurite óptica, sinais associados à encefalite (SOUZA et al., 2015).

Arias & Neto (1999), afirmam que nos casos de mioclônias, e sinais progressivos do SNC, na maioria dos casos os animais se tornam inativos e assim a eutanásia é indicada. Porém, Mangia & Paes (2018), afirmam que alguns tratamentos como acupuntura, têm mostrado resultado positivo na redução da intensidade desses sinais. É importante ressaltar, que é necessário colocar esses tratamentos como opção, e sempre levar em consideração a espécie do animal, a possibilidade de se realizar tratamentos alternativos e em casos com intensa mioclonia em vários grupos musculares, que incapacitem o animal a andar e se alimentar, podem sim resultar em eutanásia.

## **2.8 Controle e Prevenção**

A melhor forma de prevenção e controle da cinomose é a vacinação, quando essa é disponível para a espécie em questão, pois através dela é possível proteger uma população contra a infecção, mesmo quando nem todos os indivíduos são vacinados (RIKULA et al.,

2007). É importante considerar fatores individuais de cada animal, como nutrição, idade, genética, estado de saúde, meio em que vive, uma vez que eles podem influenciar e estar associados a falhas vacinais (NELSON & COUTO, 2001).

Os cães adquirem imunidade passiva contra o VCC a partir do colostro, durante a amamentação nas primeiras horas após o nascimento e duram até na hora do desmame, o momento em que já é possível realizar a vacinação. São realizadas três doses, com intervalos de três a quatro semanas, com reforço anual (ANDRADE, 2002). Já em carnívoros silvestres e exóticos a vacinação é um campo pouquíssimo explorado. Estudos realizados por Maia et al. (1999), acompanharam a resposta sorológica pós-vacinal de lobos-guará (*Chrysocyon brachyurus*) cativos imunizados contra o VCC e parvovírus com vacina viva modificada produzida para cães domésticos e se mostraram seguras e imunogênicas para lobos-guará adultos e filhotes.

A imunidade de 47 animais vacinados em zoológicos foi medida periodicamente e se revelou satisfatória, dos quais 34 (72%) foram capazes de desenvolver título de anticorpos neutralizantes contra VCC iguais ou maiores a 100, nove (19%) desenvolveram título menor que 100 e maior ou igual a 30 e quatro (9%) apresentaram resposta inferior a 30 (MAIA et al., 1999).

Baseado nos resultados obtidos, foi sugerida ao Comitê de Manejo do Lobo-guará a adoção do seguinte programa de vacinação contra VCC: 1) Filhotes de lobos-guará, nascidos em cativeiro ou sem histórico de vacinação - vacinação recomendada a partir dos 45 a 60 dias de vida com três doses consecutivas de vacina polivalente, em intervalos de 21 a 30 dias; 2) Lobos-guará adultos sem histórico de vacinação - recomendada a vacinação com duas doses consecutivas de vacina polivalente, em intervalos de 21 a 30 dias; 3) Lobos guarás adultos com histórico de vacinação - revacinação anual; 4) Vacinação pré-cobrição de fêmeas para conferir proteção passiva aos filhotes (MAIA et al., 1999).

Em furões, já existe vacinas monovalentes específicas, produzidas pela Merial® (*Purevax Ferret Distempler Vaccine*) ou a monovalente *Galaxy C da Fort Dodge*® Saúde animal. O padrão ouro recomendado nos EUA são dar a primeira dose a partir das oito semanas de vida, com reforço a cada 4 semanas até a idade de 14 semanas, e depois anualmente (GREENACRE, 2003).

No Brasil, essas vacinas, não são encontradas com facilidade, assim a recomendação é usar a *Nobivac Puppy*®, sendo uma vacina bivalente, ou seja, eficiente contra Parvovirose e Cinomose. Entretanto o período de observação pós aplicação deve ser estendido, pois há um

risco maior de uma reação alérgica e/ou anafilática em relação às vacinas monovalentes (GREENACRE, 2003).

Outra importante forma de controle e prevenção, é o foco na medicina da conservação, que tem como objetivo promover a saúde ecológica na natureza e na sociedade, através da junção da saúde humana, animal e ambiental (FREITAS, 2011). TABOR (2002), define a medicina de conservação, como uma ciência interdisciplinar, que estuda múltiplas interações de duas vias entre patógenos e doenças, por um lado e entre espécies e ecossistemas, por outro, com objetivo de atingir a saúde ecológica. Para se obter bons resultados, deve-se investir na execução de pesquisas, ações de manejo e políticas públicas ambientais voltadas à manutenção da saúde de todas as comunidades biológicas e seus ecossistemas (MANGINI & SILVA, 2006).

Baseado nessa definição, é possível compreender que a crescente proximidade entre seres humanos, animais domésticos e carnívoros silvestres e exóticos e as diversas alterações ambientais como: o aumento da população humana; o desmatamento e o avanço do espaço urbano sobre ambientes naturais; o aumento do turismo ecológico internacional; a coabitação entre espécies nativas e cultivadas devido à intensificação da agricultura e pecuária; a negligência epidemiológica no trânsito, translocação e soltura de animais selvagens, possibilita a manutenção de um fluxo contínuo de agentes com diferentes níveis de patogenicidade. Sendo assim, a contribuição e cooperação de instituições de ensino, grupos de pesquisas, organizações não governamentais e instituições governamentais, na prevenção de crises e elaboração de abordagens e soluções frente a crises sanitárias ambientais, se torna cada vez mais necessária, pela e para a conservação (SILVEIRA, 2014).

### **3 CONSIDERAÇÕES FINAIS**

Conclui-se que mais estudos devem ser realizados, a fim de elaborar formas mais eficientes de diagnósticos e tratamentos de carnívoros soropositivos para cinomose. É imprescindível conhecer sobre essa enfermidade, como seus meios de transmissão, sinais clínicos e patogenia, para que, baseado nos conhecimentos sobre a enfermidade, o médico veterinário consiga realizar um diagnóstico clínico através de um protocolo de exame clínico para carnívoros silvestres e exóticos, como o desenvolvido e sugerido nesse trabalho. Utilizando-o, como forma de auxílio diagnóstico e seguindo todas as etapas do protocolo de exame clínico é possível estabelecer um diagnóstico fidedigno e posteriormente, realizar a confirmação por exames laboratoriais.

Além disso, a cinomose canina é uma doença de grande importância no meio veterinário e deixou de ser uma doença com foco somente em cães e está se tornando um problema para a saúde de carnívoros silvestres e exóticos, podendo representar um grande impacto ambiental. E não se pode esquecer do seu possível risco à saúde pública, uma vez que o vírus pertence ao gênero *Morbillivirus*, que inclui outros vírus como o do Sarampo e o da Peste Bovina, por exemplo, com grande potencial zoonótico. Assim, mesmo que nunca tenha sido relatado como zoonose, é necessária atenção a ele, uma vez que o mesmo tem um amplo alcance de hospedeiros, de diferentes biomas e espécies.

## REFERÊNCIAS

- ALMEIDA, B. F. **Cinomose**: revisão literária e pesquisa sobre a circulação do vírus nos canídeos silvestres *Cerdocyon thous* (cachorro-do-mato) e *Chrysocyon brachyurus* (loboguará). 2018. Trabalho de Conclusão de Curso. Brasil.
- AMUDE, A. M.; ALFIERI, A. A.; ALFIERI, A. F. Clinic pathological findings of distemper encephalomyelitis in dogs presented without usual signs of the disease. **Research in Veterinary Science**, v. 82, p. 416-422, 2007b.
- AMUDE, A. M.; CARVALHO, G.; ALFIERI, A. A.; ALFIERI, A. F. Virus isolation and molecular characterization of canine distemper virus by RT-PCR from a mature dog with multifocal encephalomyelitis. **Brazilian Journal of Microbiology**, v.38, p.354-356, 2007a.
- ANDRADE, S. F. **Manual de Terapêutica Veterinária**. 2 ed., São Paulo: Roca, p. 597 – 598, 2002.
- APPEL, M. J. G; SUMMERS, B. A. Pathogenicity of morbilliviruses for terrestrial carnivores. **Veterinary microbiology**, v. 44, n. 2-4, p. 187-191, 1995.
- APPEL, M. J. G et al. Canine distemper epizootic in lions, tigers, and leopards in North America. **Journal of diagnostic investigation**, v.6, n.3, p.277-288, 1994.
- ARIAS, M. V. B.; NETO, O. P. Emprego do fenobarbital no controle da epilepsia canina-revisão. **Revista Clínica Veterinária**, v.4, n.23, p.25-28, 1999.
- BARRETT, T. et al. Round table on morbilliviruses in marine mammals. **Veterinary Microbiology**, v.33, p.287-295, 1992.
- BARR, S. C.; BOWMAN, D. D. **Five-Minute Veterinary Consult Blackwell's**. Clinical Companion. Canine and Feline Infectious Diseases and Parasitology. Second Edition. 656 p. Published by Wiley blackwell. New Delhi, India. 2012.
- BELLINI, W. J. Measles (Rubeola) Virus. In: LENNETTE, E.H.; LENNETTE, D.A.; LENNETTE, E.T. **Diagnostic Procedures for Viral, Rickettsial, and Chlamydial Infections**. EUA: American Public, 1995. p.447-454.

- BIRCHARD, S. J.; SHERDING, R. G. **Manual Saunders**: clínica de pequenos animais. São Paulo: Roca, v. 3, p. 860-868, 2003.
- CATROXO, M. H. B. **Cinomose canina**. Arquivado Instituto Biológico de São Paulo, v. 65, n.1/2, p.1-2, 2003.
- CHI-CHEN, C; KRUSTIS, J.P; MING-HUEI, L.; et al. Canine Distemper Virus in Wild Ferret-Badgers of Taiwan. **Journal of Wildlife Diseases**, v.44, n.2, p. 440-445, 2007
- CLEAVELAND, S. et al. Serological and demographic evidence for domestic dogs as a source of canine distemper virus infection for Serengeti wildlife. **Veterinary microbiology**, v. 72, n. 3-4, p. 217-227, 2000.
- CORRÊA, W. M. CORRÊA, C. N. M. **Enfermidades Infecciosas dos Mamíferos Domésticos**. Médica e Científica Ltda, Rio de Janeiro, 2a ed. Cap, v. 69, p. 629-634, 1992.
- CUBAS, Z. S. et al. **Tratado de Animais**. Selvagens-Medicina Veterinária. São Paulo: Roca, 2006.
- DAOUST, P. Y.; McBURNEY, S. R.; GODSON, D. L.; et al. Canine distemper virus – associated encephalitis in free-living lynx (*Lynx Canadensis*) and bobcats (*Lynx rufus*) of eastern Canada. **Journal of Wildlife Disease**, v.45, n.3, p. 611-624, 2009.
- DAROLD, G. M. **Deteção Molecular de Paramixovírus em Gatos Domésticos de Cuiabá**, MATO GROSSO, 2017.
- DEMETER, Z. et al. Controversial results of the genetic analysis of a canine distemper vaccine strain. **Veterinary microbiology**, v. 142, n. 3-4, p. 420-426, 2010.
- DE VRIES, R. D.; DUPREX, W. P.; DE SWART, R. L. **Morbillivirus infections: an introduction**. 2015.
- DUQUE-VALENCIA, J. et al. Phylogenetic evidence of the intercontinental circulation of a Canine distemper virus lineage in the Americas. **Scientific reports**, v. 9, n. 1, p. 1-15, 2019.
- ETTINGER, S. J.; FELDMAN, E. C. **Tratado de Medicina Interna Veterinária: Moléstias do cão e do gato**. São Paulo: Manole, 4 ed, p. 576 – 580, 1997.
- GOMES, M.S. Carnívora – Canidae (Lobo-guará, Cachorro-do-mato, Raposa–do-campo) In: CUBAS, Z.S.; SILVA, J.C.R.; CATÃO-DIAS, J.L. **Tratado de animais selvagens: medicina veterinária**, São Paulo: Roca, 2006. p. 492- 504.
- GREENACRE, C. B. Incidence of adverse events in ferrets vaccinated with distemper or rabies vaccine: 143 cases (1995-2001). **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v 223, n. 5, p 663-665, 2003.
- FENNER, F. J. et al. **Veterinary Virology**. 2ed. California: Academia press Limited, p. 666, 1993.

FEITOSA, F. L. F. **Semiologia veterinária: A arte do diagnóstico**–3°. São Paulo, p. 640, 2014.

FLORES, E. F. (Org.) **Virologia veterinária**. Ed. da UFSM, 2007. 888P. Santa Maria. 2007. P.657-559; 674-677.

FREITAS, C. I. A. **Animais Silvestres: Manejo, comportamento, e Noções de clínica e Terapêutica**. 2011. v1 UFERSA

GAMA, F. G. V.; NISHIMORI, C. T.; SOBREIRA, M. R.; SANTANA, A. E. Características físico-químicos e citológicos do líquido de cães em diferentes fases da cinomose. **Ciência Rural**, v. 35, n.3, p.596-601, 2005.

GEBARA, C. M. S. et al. Lesões histológicas no sistema nervoso central de cães com encefalite e diagnóstico molecular da infecção pelo vírus da cinomose canina. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 56, n. 2, p. 168-174, 2004c.

GEBARA, C. M. S.; WOSIACKI, S. R.; NEGRÃO, F. J.; ALFIERE, A. A.; ALFIERE, A. F. Detecção do gene da nucleoproteína do vírus da cinomose canina por RT-PCR em urina de cães com sinais clínicos de cinomose. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v.56, n.4, p.480-487, 2004b.

GOMES, M. S. et al. Carnívora-Canidae (lobo guará, cachorro do mato, raposa do campo). **Tratado de animais selvagens: medicina veterinária**. São Paulo: Roca, p. 492-504, 2007.

GRACHEV, M. A. et al. Distemper Vírus in Baikal seals. **Nature**, v.338, p.209, 1989.

GRANJEIRO, D. B. et al. First report of a canine morbillivirus infection in a giant anteater (*Myrmecophaga tridactyla*) in Brazil. **Veterinary Medicine and Science**, 2020.

GREENE, C. E. & VANDEVELDE, M. **Cinomose**. In C. E. Greene (Ed.), *Doenças infecciosas em cães e gatos*. Rio de Janeiro, Brasil: Guanabara Koogan, 2015.

GREENE, C. E.; APPEL, M. J. **Canine distemper**. In: GREENE, C. E. (Org.) *Infectious diseases of the dog and cat*. 3th ed. St. Louis: Saunders Elsevier, 2006. cap. 3, p. 25-41.

GREENE, C. E. **Canine distemper**. *Infection Disease of the Dog and Cat*, p. 9-22, 1998.

GREENE, C. E. **Infectious Diseases of the Dog and Cat**. 4 th ed. St. Louis: Saunders Elsevier, 2012. 3: 70-89.

GROOTENHUIS, J. G. “**Wildlife, livestock and animal disease reservoirs**,” in *Wildlife Conservation by Sustainable Use*, eds H. H. T. Prins, J. G. Grootenhuis, and T. T. Dolan (London, UK: Springer), 81–113. doi: 10.1007/978-94-011-4012-6\_6, 2000.

GUTIÉRREZ, M. M. B., Gutiérrez, J. A. O., Simón, M. T. C., Gómez, A. D., Bernal, G. D., Prieto, A. G., . . . Fernández, I. S. **Manual gráfico de imunologia e enfermidades infecciosas do cão e do gato**: MedVet, 2015.



HEADLEY, S.A. GRAÇA, D. L. Canine distemper: epidemiological findings of 250 cases. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 37, n. 2, p. 00-00, 2000.

HARVELL, C. D. et al. **Emerging Marine Diseases**- Climate links and anthropogenic factors. *Science*, v.285, n.3, 1999.

JORGE, R. S. P. **Caracterização do estado sanitário dos carnívoros selvagens da RPPN SESC Pantanal e de animais domésticos da região**. 2008. 70 f. Tese (Doutorado em Epidemiologia Experimental e Aplicada às Zoonoses) - Faculdade De Medicina Veterinária e Zootecnia de São Paulo, São Paulo, 2008.

JORGE, R. S. P.; JORGE, M. L. S. P. Carnívora-Canidae (Cachorro-do-mato, Cachorro-vinagre, Lobo-guará e Raposa-do-campo). **Tratado de Animais Selvagens**. 2<sup>a</sup> ed. Roca, São Paulo, p. 765-774, 2014.

KENNEDY, S. et al. Mass Die-Off OF Caspian Seals caused by Canine Distemper Virus. **Emerging Infectious Diseases**, v.6, n.6, nov-dez, 2000.

KOCK, R. et al. **Canine distemper antibodies in lions of the Masai Mara**. *Veterinary Record*, v. 142, n. 24, p. 662-665, 1998.

LAMB, R. A et al. **“Paramyxoviridae: the viruses and their replication,”** in *Fields Virology: Sixth Edition*. Vol. 1, eds B. N. Fields, D. M. Knipe, and P. M. Howley (Philadelphia, PA: Lippincott; Williams; Wilkins), 957–995. 2013.

LUNARDI, M. et al. Canine distemper virus active infection in order Pilosa, family Myrmecophagidae, species Tamandua tetradactyla. **Veterinary microbiology**, v. 220, p. 7-11, 2018.

LUZ, A. M. **Aspectos Biológicos e Epidemiológicos da Cinomose Canina na Região Metropolitana de Belém/PA**. UFPR, 2018.

MAIA, O. B. et al. Avaliação pós-vacinal de lobos guarás *Chrysocyon brachyurus* (Illiger, 1811) contra os vírus da cinomose e parvovirose caninas. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 51, n. 5, p. 415-420, 1999.

MANUAL Merck de Veterinária. **Cinomose Canina**. 9 ed. São Paulo: Roca, 2008. p.528-529.

MARTELLA, V. et al. Heterogeneity within the hemagglutinin genes of canine distemper virus (CDV) strains detected in Italy. **Veterinary microbiology**, v. 116, n. 4, p. 301-309, 2006.

MARTELLA, V.; ELIA, G.; BUONAVOGLIA, C. Canine Distemper Virus. **Veterinary Clinics Small Animal Practice**. Italy, v. 38, p. 787-797, 2008.

MARTINEZ-GUTIERREZ, M.; RUIZ-SAENZ, J. Diversity of susceptible hosts in canine distemper virus infection: a systematic review and data synthesis. **BMC Veterinary Research**, v. 12, n. 1, p. 78, 2016.

MARTINS, D. B.; LOPES, S. T. D. A.; FRANÇA, R. T. **Cinomose canina**: Revisão de literatura. *Acta Veterinaria Brasílica*, v.3, n2, p. 68-76, 2009.

McVEY, D. S.; KENNEDY, M. Vaccines for emerging and re-emerging viral diseases of companion animals. *The Veterinary Clinics of North America. Small Animal Practice*, Philadelphia, v. 38, n. 4, p. 903-917, July 2008.

MANGIA, S. H.; PAES, A. C. Neuropatologia da cinomose. **Doenças infecciosas**, 1 ed., p. 560-579, 2018.

MEGID, J.; SOUZA, V. A.F.; TEIXEIRA, C. R. et al.; Canine Distemper Virus in a Crab-eating FOX (*Cerdocyon thous*) in Brazil: Case Report and Phylogenetic Analysis. **Journal of Wildlife Diseases**, v.45, p. 527-530, 2009.

MORAES, F. C. et al. Diagnóstico e controle da cinomose canina. **PUBVET**, Londrina, V. 7, N. 14, Ed. 237, Art. 1566, julho, 2013.

MORO, L.; ALVES, C. M.; SANTOS, F. G. MARTINS, A. S.; VASCONCELOS, A. C. Apoptose na desmielinização da cinomose canina (revisão de literatura). **Bioscience Journal**, v.20, n.2, p.171-178, 2004.

MURPHY F. A et al. **Veterinary virology**. 3<sup>rd</sup> ed. New York: Academic Press, 1999.

NAVA, A. F. S.; CULLEN, L; SANA, D. A; et al. **First Evidence of Canine Distemper Virus in Brazilian Free- Ranging Felids**. *ECOHEALTH*, v.5, p513-518, 2008.

NEGRÃO, F. J. et al. Perfil de restrição de um fragmento do gene da hemaglutinina amplificado pela RT-PCR a partir de estirpes vacinais e selvagens do vírus da cinomose canina. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 58, n. 6, p. 1099-1106, 2006.

NELSON, R. W.; COUTO, C. G. **Medicina Interna de Pequenos Animais**. 3 ed. Rio de Janeiro: Elsevier, p. 1235 – 1237, 2006.

NELSON, R. W.; COUTO, C.G. **Medicina Interna de Pequenos Animais**. 2. Ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2001. p.1012-1014

NISHIOKA, C. M.; ARIAS, M. V. B. Uso de vitaminas no tratamento de doenças neurológicas de cães e gatos. **Revista Clínica Veterinária**, v.10, n.55, p.62-72, 2005.

ONI, O. et al. Canine distemper virus antibodies in the Asian elephant (*Elaphas maximus*). **Veterinary record**, v. 159, n. 13, p. 420, 2006.

PIEROZZI, L. H. S. **Cinomose**: revisão de literatura e relato de caso. 2018. 65 f. Trabalho de conclusão de curso para obtenção do título de graduação em Medicina Veterinária. Universidade Paulista, Campinas, 2018.

QUEIROZ da SILVA, L. H.; MORINISHI, C. K.; NUNES, C. M. Diagnóstico diferencial entre a raiva e a cinomose canina em amostras de cérebro de cães examinadas no período de

1998 a 2001 na região de Araçatuba, SP, Brasil. **Arquivo do Instituto Biológico de São Paulo**, v.71, n.3, p.317-321, 2004.

QUEIROZ, S. J. **Cinomose e seu impacto na biodiversidade**. **GEAS Brasil**, 2020. Disponível em: <<https://geasbrasil.wixsite.com/geasbrasiloficial/post/cinomose-e-seu-impacto-na-biodiversidade>>. Acesso em: 16 de setembro de 2020.

QUINN, P. J.; et al. **Microbiologia Veterinária e Doenças Infecciosas**. Porto Alegre: Artmed, p. 375-376, 2005.

RENDON-MARIN, S. et al. Canine Distemper Virus (CDV) Transit Through the Americas: Need to Assess the Impact of CDV Infection on Species Conservation. **Frontiers in Microbiology**, v. 11, 2020.

RIBEIRO, M. G.; AGUIAR, D. M. de; PAES, A. C.; MEGID, J.; GIUFFRIDA, R. ; NARDI JÚNIOR, G.; MORETTI, L. D. ; UENO, T. E. Nocardiose cutânea associada à cinomose em cães- relato de casos. **Revista Clínica Veterinária**, v.7, n.39, p.34-42, 2002.

RIKULA, U; NUOTIO, L; SIHVONEN, L. Vaccine coverage, herd immunity and occurrence of canine distemper from 1990 – 1996 in Finland. **Science Direct**. V.25, p.7994-7998, 2007.

ROELKE-PARKER, M. E. et al. A canine distemper virus epidemic in Serengeti lions (*Panthera leo*). **Nature**, v. 379, n. 6564, p. 441-445, 1996.

ROSAS, C. N. **Proposta De Recuperação De Um Trecho De Mata Ciliar Após Extração De Eucaliptos Na Cidade De Ponta Grossa-PR**. 2016.

SANTOS, B. M. Cinomose Canina – Revisão de literatura. Trabalho monográfico (Pós-graduação "lato sensu" em clínica médica e cirúrgica de pequenos animais) - **Universidade Castelo Branco**. Goiânia-GO, 2006.

SILVA, I. N. G.; GUEDES, M. I. F.; ROCHA, M. F. G.; MEDEIROS, C. M. O.; OLIVEIRA, L. C., MOREIRA, O. C.; TEIXEIRA, M. F. S. Perfil hematológico e avaliação eletroforética das proteínas séricas de cães com cinomose. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v.57, n.1, p.136-139, 2005.

SILVA, J. C. R. et al. **Tratado de animais selvagens-medicina veterinária**. Editora Roca, 2007.

SILVA, L. J. et al. **Dicas Para O Sucesso Na Anamnese Em Uma Consulta Veterinária Considerando Os Tipos De Proprietários**. REA Paraná.

SILVA, M. C. et al. **Neuropatologia da cinomose canina**. Tese de Doutorado. Universidade Federal de Santa Maria, 2009.

SILVEIRA, J. A. G.; DELIA, M. L. Medicina da conservação: a ciência da saúde do ecossistema. **Cad. técn. Vet. Zoot.**, p. 18-29, 2014.

SOUZA, L. S. et al. **Cinomose Em Mamíferos Silvestres E Exóticos Revisão Da Literatura**. **Anais Simpac**, v. 5, n. 1, 2015.

SUMMERS, B. A. et al. **Veterinary neuropathology**. 1995.

TABOR, G. M. **Defining conservation medicine. In: Conservation medicine: ecological health in practice**. AGUIRRE, A.A.; OSTFELD, R.S.; TABOR, G.M.; HOUSE, C & PEARL, M.C. (eds.). New Yorks, Oxford. Pp. 8-16, 2002.

TERIO, K. A; CRAFT, M. E. **Canine distemper virus (CDV) in another big cat: should CDV be renamed carnivore distemper virus?** mBio; 4(5):e00702–00713, 2013.

TILLEY, L. P.; SMITH, F. W. K; FRANCIS, K. **Consulta Veterinária em 5 minutos– Espécies Canina e Felina**. 3ª edição. 2008.

TIPOLD, A., VANDEVELDE, M., JAGGY, A. Neurological manifestations of canine distemper virus infection. **Journal of Small Animal Practice**, v. 33, n. 10, p. 466-470, 1992.

WATSON, A. M. et al. Natural Canine Distemper Virus Infection in Linnaeus's 2-Toed Sloths (*Choloepus didactylus*). **Veterinary Pathology**, v. 57, n. 2, p. 311-315, 2020.

WERTHER, K. **Semiologia de animais silvestres**. Semiologia Veterinária: a arte do diagnóstico. Roca, São Paulo, p. 655-718, 2008.

WILLIAMS, E. S. et al. Canine distemper in black-footed ferrets (*Mustela nigripes*) from Wyoming. **Journal of wildlife diseases**, v. 24, n. 3, p. 385-398, 1988.

ZEE, Y. C.; MacLACHLAN, N. J. Paramyxoviridae, Filoviridae, and Bornaviridae. In: HIRSH, D. C.; MacLACHLAN, N. J.; WALKER, R. L. **Veterinary microbiology**. 2nd ed. Iowa: Blackwell, 2004. cap. 60, p. 369-376.

## ANEXOS

### Anexo 1 – Ficha semiológica para exame clínico de carnívoros silvestres e exóticos

PROTOCOLO DE EXAME CLÍNICO DE CARNÍVORO SILVESTRE E EXÓTICO

Nº Ficha Clínica: \_\_\_\_\_ Data: \_\_/\_\_/\_\_\_\_ Horário: \_\_\_\_:\_\_\_\_

#### 1. IDENTIFICAÇÃO

Nome do animal: \_\_\_\_\_ Espécie: \_\_\_\_\_

Nome comum: \_\_\_\_\_ Sexo: ( ) M ( ) F ( ) F Prenhe ( ) Indeterminado

Origem: ( ) Residência ( ) Via Pública ( ) Ambiente silvestre ( ) Transporte ( ) Criador  
Regularizado ( ) Outros \_\_\_\_\_

Idade: \_\_\_\_\_ ( ) Indeterminado

Peso: \_\_\_\_\_ ( ) Indeterminado

Endereço: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

Município: \_\_\_\_\_ Estado: \_\_\_\_\_ CEP: \_\_\_\_\_ - \_\_\_\_\_

Fone: ( ) \_\_\_\_\_ - \_\_\_\_\_

#### 2. ANAMNESE

Informações passadas por: ( ) Proprietário ( ) Tratador ( ) Veterinário ( ) Outros

Início dos Sinais: \_\_/\_\_/\_\_\_\_ às \_\_\_\_:\_\_\_\_ ( ) Não soube informar

Queixa principal: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

Ambiente: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

Histórico de Fatos Recentes na Vida do Animal:

- ( ) Outra doença ( ) Mudança na dieta ( ) Mudança no manejo ( ) Outro \_\_\_\_\_

Descrição: \_\_\_\_\_

---



---



---

Última Alimentação: \_\_\_\_/\_\_\_\_

Apetite: ( ) Presente ( ) Ausente Constituição \_\_\_\_\_

---

Alimentação: \_\_\_\_\_

---



---



---

Terapia prévias: \_\_\_\_\_

---



---

Controle de parasitos: \_\_\_\_\_

---



---

Última Defecção: \_\_\_\_/\_\_\_\_ às \_\_\_\_:\_\_\_\_ ( ) Não soube informar

- Consistência: ( ) Normal ( ) Endurecida ( ) Pastosa ( ) Líquida
- Aspecto: ( ) Normal ( ) Com muco ( ) Com sangue
- Odor: ( ) Normal ( ) Fétido
- Frequência: ( ) Normal ( ) Diminuída ( ) Aumentada

### 3. EXAME FÍSICO

Pulso: \_\_\_\_/min ( ) normal ( ) fraco

FC: \_\_\_\_\_ FR: \_\_\_\_\_ TR: \_\_\_\_\_ Escore Corporal: \_\_\_\_\_

Linfonodos: \_\_\_\_\_

Atitude: \_\_\_\_\_

Mucosa:

- ( ) rósea ( ) Congesta-avermelhada ( ) Congesta – “vermelho-tijolo” ( ) pálida
- ( ) Cianótica ( ) Ictérica

- TPC: \_\_\_\_\_ segundos
- Estimativa de Hidratação: \_\_\_\_\_ Turgor cutâneo: \_\_\_\_\_ segundos

Avaliação S. Tegumentar (pele, pelos, unhas): \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

Avaliação S. Ocular: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

Avaliação S. Auditivo: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

Avaliação S. Gastro-intestinal: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

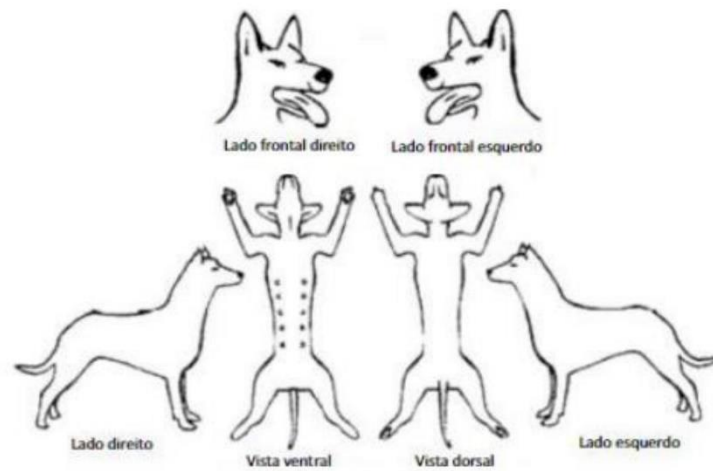
Avaliação S. Urinário: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

Avaliação S. Respiratório: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

Avaliação S. Cardíaco-circulatório: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

Avaliação S. Nervoso: \_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_  
\_\_\_\_\_

Diagrama para marcação das lesões encontradas na avaliação:



FONTE: ADAPTADO, (RAMADINHA, 2000).

Solicitação de exames:

- ( ) Sim ( ) Não Qual? \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

4. DIAGNÓSTICO:

- Suspeita de diagnóstico: \_\_\_\_\_
- Diagnóstico definitivo: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

- Doença de notificação obrigatória? ( ) Sim ( ) Não

5. PROGNÓSTICO: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

6. TRATAMENTO: \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_



Alta: \_\_/\_\_/\_\_

Encaminhado para Cirurgia: \_\_/\_\_/\_\_

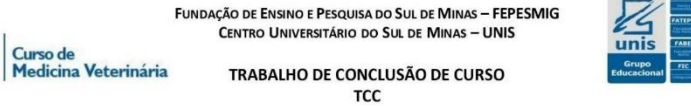
Encaminhado para Patologia: \_\_/\_\_/\_\_

Responsável(is): \_\_\_\_\_

\_\_\_\_\_

**Veterinário Responsável**

## Anexo 2 – Termo de autorização para uso de imagens para trabalho de conclusão de curso (TCC)



### TERMO DE AUTORIZAÇÃO PARA USO DE IMAGENS PARA TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO (TCC)

Eu, Letícia de Oliveira Ferroni, RA número 2016102845, aluno(a) do 10º período de graduação do curso de Medicina Veterinária do Centro Universitário do Sul de Minas, no turno integral, sob orientação da Professora Mestre Bruna Maria Ribeiro, CRMV-MG 13.599, venho solicitar a V.Sa. autorização para uso de imagens do animal sob sua responsabilidade na ZOOVET Clínica e Consultoria sob a responsabilidade do médico(a) veterinário(a), Natália de Melo Moraes, CRMV-MG 13.111, com a finalidade de realizar o desenvolvimento do Trabalho de Conclusão de Curso (TCC), com tema Cinomose em carnívoros silvestres e exóticos no primeiro semestre do ano de 2021.

Agradeço a colaboração e confiança.

Cordialmente,

07 de junho de 2021.

*Letícia de O. Ferroni*

Nome completo aluno(a) e assinatura

*Bruna Maria Ribeiro*

Profa.Ma. Bruna Maria Ribeiro

*Natália Moraes*

Nome completo médico(a) veterinário(a) e assinatura

Eu, Natália de Melo Moraes, autorizo o uso das imagens do animal de responsabilidade da ZOOVET Clínica e Consultoria, da espécie Lobo-guará, fêmea e estou ciente da utilização de tais dados para fins exclusivamente acadêmicos.

*Natália Moraes*

Natália de Melo Moraes

Médica Veterinária

CRMV-MG: 13111