



UNIVERSIDADE
E D U A R D O
MONDLANE

FACULDADE DE VETERINÁRIA

DEPARTAMENTO DE SANIDADE E SAÚDE PÚBLICA

CURSO DE LICENCIATURA EM MEDICINA VETERINÁRIA

Trabalho de Culminação de Estudos

**Relatório de estágio pré-profissional realizado na Clínica Veterinária
Bichos e Caprichos Saúde Animal**

Caso-estudo:

**Aspectos epidemiológicos e clínico-patológicos de um surto de
Parvovirose Canina**

Autor: Valério Mário Cumbane

Supervisor: Prof. Doutor Cláudio João Mourão Laisse

Co-supervisores: Mestre Luís Filipe Bragança

Lic. Paulo José Massingue

Maputo, Agosto de 2025

Declaração

Eu, Valério Mário Cumbane, declaro por minha honra que o presente trabalho, com o tema “Relatório de estágio pré-profissional na Clínica Veterinária Bichos e Caprichos Saúde Animal e caso estudo: *Aspectos epidemiológicos e clínico-patológicos de um surto de Parvovirose Canina*”, é da minha autoria e resultado do meu empenho e esforço, e que nunca foi usado para outro propósito que não seja para a obtenção do grau de Licenciatura em Medicina Veterinária.

Maputo, Agosto de 2025

Valério Mário Cumbane

Dedicatória

Aos meus pais, Mário Jaime Cumbane e Ester Felizardo Dzimba

Aos meus irmãos, Almira Mário Cumbane, João Mário Cumbane e Josué Mário Cumbane

A minha esposa, Ângela Belarmino Maxaieie

Ao meu filho, Valério Mário Cumbane Júnior

Ao meu Supervisor, Prof. Doutor Cláudio João Mourão Laisse

Aos meus Co-supervisores, Mestre Luís Filipe Bragança e Licenciado Paulo José Massingue

E a mim.

Agradecimentos

À Deus por iluminar meu caminho todos os dias da minha vida, principalmente durante esta jornada, por doptar-me de saúde, amor, simplicidade e protecção.

Aos meus familiares, em especial aos meus pais e irmãos pelo amor incondicional, por suscitarem em mim a importância da aprendizagem e desenvolvimento académico e, por serem os impulsionadores da minha educação, pois sem eles não teria chegado a este ponto.

Ao meu supervisor, Prof. Doutor Cláudio Laisse, pela disponibilidade, supervisão, apoio no desenvolvimento deste tema, pela paciência e por ser como um pai para mim. Aos meus Co-supervisores, Mestre Luís Filipe Bragança titular da Clínica Bichos e Caprichos, por ter proporcionado a oportunidade de estagiar na sua clínica e pelos ensinamentos transmitidos. Ao Lic. Paulo José Massingue pela disponibilidade e transmissão de conhecimento que permitiram a realização deste trabalho.

Aos professores da Faculdade de Veterinária no geral e, em especial, da Secção de Anatomia Patológica, pelos ensinamentos, disponibilidade e profissionalismo.

Aos meus amigos, especialmente: Cliton Alberto Pastola e Augusto Vasco Nhandza.

A todos os profissionais da clínica Bichos e Caprichos, que souberam me acolher e ajudar no enquadramento das actividades de dia-a-dia da clínica.

A todos os animais que deram entrada na Clínica Bichos e Caprichos, pois sem eles não teria adquirido todo o conhecimento e prática.

A todos que colaboraram e que de forma directa ou indirecta contribuíram na realização deste trabalho. O meu mais sincero obrigado!

Lista de abreviaturas, siglas e símbolos

ADN	Ácido Desoxirribonucleico
Av.	Avenida
AINE's	Anti-inflamatórios não Esteroidais
BICA	Bichos e Caprichos
CPV	Parvovírus Canino
CPV-1	Parvovírus Canino tipo um
CPV-2	Parvovírus Canino tipo dois
CPV-2a	Parvovirus Canino tipo dois, variante a
Dr.	Doutor
ELISA	Ensaio de imunodeficiência enzimática
<i>et al</i>	E colaboradores
EUA	Estados Unidos da América
Ex	Exemplo
FAVET	Faculdade de Veterinária
FeLV	Vírus da Leucemia Felina
Fi	Frequência absoluta
FIV	Vírus da Imunodeficiência Felina
FR	Frequência relativa
IHQ	Imunohistoquímica
Kg	Quilograma
Km	Quilômetro

Lic.	Licenciado
M	Metro
Mg	Miligrama
NaCl	Cloreto de sódio
Nm	Nanómetro
PCR	Reacção em Cadeia de polimerase
Prof.	Professor
SAP	Secção de Anatomia Patológica
SNC	Sistema Nervoso Central
SRD	Sem Raça Definida
UEM	Universidade Eduardo Mondlane

Símbolos

%	Percentagem
®	Marca registada
≥	Maior ou igual
°C,	Graus Célsius

Lista de tabelas

Tabela 1: Distribuição dos casos por áreas médicas, em cães e gatos.....	10
Tabela 2: Procedimentos realizados na área de medicina preventiva.	10
Tabela 3: Principais vacinas administradas à cães e gatos e respectivo calendário.....	11
Tabela 4: Fármacos usados para desparasitação interna de cães e gatos e o respectivo calendário.	12
Tabela 5: Fármacos usados para a desparasitação externa de cães e gatos.	12
Tabela 6: Casos clínicos observados em cães e gatos.	13
Tabela 7: Cirurgias efectuadas em cães e gatos	14
Tabela 8: Exames complementares realizados na clínica no período de estágio.....	14
Tabela 9: Outros procedimentos médicos efectuados durante o estágio.	15
Tabela 10: Factores que influenciam no prognóstico da parvovirose canina.....	28
Tabela 11: Identificação e história clínica dos animais.	31

Lista de figuras

Figura 1: Vista frontal da Clínica Bichos e Caprichos. Área de espera dos tutores. Fonte: Autor.	5
Figura 2: Diferentes áreas da clínica BICA. A. Área de venda na clínica (Pet-shop). B. Consultório. C. Sala de atendimento. D. Canis e gatis de internamento. Fonte: Autor.....	7
Figura 3: Imagens ilustrando o estagiário fazendo algumas actividades. A. Realização de sutura da pele do animal após a realização de ovariohisterectomia. B. Recepção de um paciente. C. Limpeza do ouvido em um cão. D. Corte de pêlos em cão. E. Aplicação de injeção subcutânea no cão. F. Monitoria de um cão após a realização de Orquidectomia. Fonte: Autor.....	16
Figura 4: Estrutura viral do Parvovírus canino tipo-2 (CPV-2). Fonte: Viera, 2011.	19
Figura 5: Achados do exame externo dos cachorros. A, B e C: Pacientes 1, 2 e 3, respectivamente, evidenciando baixa condição corporal. D. Mucosas oral pálidas e áreas avermelhadas na gengiva superior (setas verdes) – A3. Fonte: Autor.	34
Figura 6: Pulmão não colapsado com áreas de enfisema e avermelhado. A. (A1) com quadro de enfisema (círculo) e pálido. B. (A2) e (A3) com áreas avermelhadas (seta branca) e pálidas (seta vermelha) e brilhante. Fonte: Autor.	35
Figura 7: Achados de necrópsia. A. (A1) e B (A3) serosa dos intestinos ligeiramente hiperémicas e linfonodo mesentérico aumentado (círculo). Fonte: Autor.	36

Figura 8: Achados de necrópsia. A, B e C. Fígados aumentados de tamanho, avermelhados, brilhantes e com algumas áreas pálidas (A1, A2 e A3). Fonte: Autor.....	36
Figura 9: Pulmão – A. Descamação do epitélio nos bronquíolos (a) e infiltração de neutrófilos, macrófagos e linfócitos nos septos alveolares – HE.10X. B. Hiperemia capilar (seta) e edema alveolar (b) – HE.10X. Fonte: Autor.	38
Figura 10: Intestino – A. Necrose de epitélio e encurtamento das vilosidades (seta) e necrose das glândulas intestinais (a) – 10X. B. Infiltração de linfócitos na lâmina própria – 20X. Fonte: Autor.	38
Figura 11: Baço – A. Depleção linfóide difusa; áreas com congestão – 20X. Medula óssea – B. Múltiplos focos de hemorragia e depleção da medula óssea acentuada. Fonte: Autor.	39

Lista de gráficos

Gráfico 1. Proporção de caninos e felinos atendidos durante o período de estágio (n=627).	9
---	---

Índice

Resumo.....	1
1. Introdução.....	2
2. Objectivo.....	4
2.1. Geral.....	4
2.2. Específicos.....	4
3. Relatório de estágio.....	5
3.1. Descrição do local de estágio.....	5
3.2. Descrição das actividades realizadas.....	7
3.2.1. Distribuição de casos por espécie animal.....	9
3.2.2. Distribuição de casos por área clínica.....	10
3.3. Contribuição do estágio para o desenvolvimento pessoal e profissional.....	17
4. Revisão bibliográfica: PARVOVIROSE CANINA.....	18
4.1. Etiologia.....	18
4.2. Epidemiologia.....	19
4.3. Transmissão e Patogenia.....	21
4.4. Sinais clínicos.....	23
4.4.1. Forma entérica.....	23
4.4.2. Forma cardíaca.....	23
4.4.3. Forma neurológica.....	24
4.5. Diagnóstico.....	24
4.6. Diagnóstico diferencial.....	26
4.7. Tratamento.....	26
4.8. Prognóstico.....	28
4.9. Controle e Prevenção.....	29
5. Caso-estudo: Aspectos epidemiológicos e clínico-patológicos de um surto de Parvovirose Canina.....	31

5.1.	Materiais e métodos	31
5.1.1.	Descrição do local	31
5.1.2.	Casos-estudo	31
5.2.	Resultados	34
5.2.1.	Achados da necrópsia	34
5.2.2.	Achados microscópicos.....	37
6.	Discussão	40
7.	Conclusões	44
8.	Recomendações	45
9.	Referências bibliográficas.....	46
10.	Anexos	51

Resumo

O presente trabalho relata as actividades desenvolvidas no estágio pré-profissional, realizado na Clínica Veterinária Bichos e Caprichos (BICA), localizada na Cidade de Maputo, Av. Kim Il Sung, edifício número 921, no período de 14 de Julho a 20 de Dezembro de 2022. O estágio teve como objectivo consolidar os conhecimentos teóricos e melhorar as habilidades práticas na área de clínica de pequenos animais. Durante o estágio, foram acompanhados um total de 627 pacientes, dos quais 81% (508/627) eram da espécie canina e 19% (119/627) da espécie felina. As actividades realizadas consistiram em área de medicina preventiva (45,4%), clínica médica (15,8%), diagnósticos complementares (10,20%), intervenções cirúrgicas (8%) e outros procedimentos médicos (21,4%). A área de medicina preventiva consistiu em desparasitações (34%) e vacinações (66%). Na área da clínica médica, os casos de maior ocorrência foram: traqueobronquite (15,23%), gastroenterites inespecíficas (13,8%) e conjuntivites (12,28%). As cirurgias mais realizadas foram orquidectomia (59,57%), ovariopneumotomia (15,96%) e excisão de tumores (10,64%). No decorrer do estágio, foi desenvolvido um caso de estudo que consistiu no relato de achados epidemiológicos e clínico-patológicos em três cachorros, todos de ± 3 meses de idade, dois SRD – um macho e uma fêmea e, um Pastor Alemão – fêmea, (pertencentes ao mesmo proprietário), que deram entrada, sem vida, na Secção de Anatomia Patológica, com histórico clínico de diarreia muco-sanguinolenta, vômitos, debilidade, inapetência e perda de peso. Na necropsia, as carcaças e vísceras estavam pálidas, no exame interno foi observado mucosa intestinal ligeiramente pálida com algumas áreas avermelhadas, aumento dos linfonodos mesentéricos, aumento das placas de Peyerno, intestino delgado, hiperémia da mucosa e serosa intestinal, presença de conteúdo líquido mucóide e hemorrágico no lúmen intestinal e fibrina aderida à mucosa do intestino delgado. À análise microscópica, o intestino delgado apresentou encurtamento das vilosidades, necrose das glândulas, presença de células grandes por vezes nucleadas (células hiperplásicas) e infiltrado de linfócitos na lâmina própria. De acordo com os achados clínicos, de necropsia e histopatológicos, foi estabelecido o diagnóstico definitivo de Parvovirose Canina. As actividades desenvolvidas durante o período de estágio e o relato do caso, permitiram o aprofundamento de conhecimento e desenvolvimento de habilidades práticas na área de clínica de pequenos animais.

Palavras-chave: estágio, cão, parvovirose, epidemiologia, histopatologia.

1. Introdução

O estágio é uma forma de complementar, desenvolver e aperfeiçoar as competências do saber fazer e saber-estar, interligar a teoria com a prática, de modo a permitir a integração em novas áreas ocupacionais no domínio da formação profissional ou académica. Por outro lado, permite a troca de experiências e conhecimento dos desafios que o recém-graduado enfrentará no dia-a-dia da sua profissão. O presente relatório teve como objectivo descrever as actividades desenvolvidas durante o período do estágio curricular e surge como parte integrante na conclusão do curso de Licenciatura em Medicina Veterinária. O relatório encontra-se dividido em duas partes. Na primeira, descreve-se o local da realização do estágio e as respectivas actividades realizadas ao longo do estágio. De seguida é feita uma descrição de casos clínicos em cachorros, subordinada ao tema “*Aspectos epidemiológicos e clínico-patológicos de um surto de Parvovirose Canina*”, com a apresentação de casos clínicos ocorridos na Unidade Canina, instituição dedicada a cinotécnica, pertencente ao Comando Geral da Polícia da República de Moçambique.

O estágio curricular foi realizado na Clínica Veterinária Bichos e Caprichos (BICA), localizada na Cidade de Maputo, Av. KimIISung, edifício número 921. O estágio decorreu de 14 de Julho a 20 de Dezembro de 2022 (com duração de cerca de 5 meses), sob a supervisão interna do Mestre Luís Bragança e externa do Prof. Doutor Cláudio Laisse e do Lic. Paulo Massingue. A realização deste estágio ofereceu ao estagiário a oportunidade de aprofundar os seus conhecimentos na área clínica e cirúrgica de pequenos animais e de desenvolver competências e habilidades práticas essenciais para o exercício da actividade profissional.

As actividades decorriam de segunda à sexta-feira, das 8:00 às 17:00 horas, com duas horas de intervalo e aos sábados, das 9:00 às 13:00 horas. Durante este período, o estagiário participou de várias actividades, nomeadamente: clínica médica (consultas, acompanhamento de animais internados e participação no planeamento e realização de tratamentos), clínica cirúrgica (medicação e monitorização anestésica, preparação do campo operatório e acompanhamento pós-operatório), medicina preventiva (desparasitações e vacinações) e diagnósticos complementares, tais como: otoscopia, raspado cutâneo e coprologia. Foram realizados outros procedimentos médicos que consistiam em: limpeza de ouvidos, retirada dos pontos de sutura e banhos. O estagiário também teve a oportunidade de exercer actividades no *Pet-shop*, tais como: venda de insumos veterinários.

O principal motivo para a realização do estágio na área de clínica médica e cirúrgica de pequenos animais foi a afinidade pela área e pelos animais de estimação, cães e gatos. Outro motivo foi a necessidade de obter maior exposição prática e dessa forma, consolidar o conhecimento teórico e habilidade prática obtidos durante a formação em Medicina Veterinária. E por tratar-se de uma área que está em constante desenvolvimento e crescimento no mercado moçambicano, além de poder disponibilizar diversas áreas de actuação e especialização. A Clínica Veterinária Bichos e Caprichos foi escolhida para a realização do estágio, principalmente, pela grande rotina médica e cirúrgica, por ter uma óptima estrutura e pelo facto de o proprietário ser um Médico Veterinário experiente e competente na clínica de pequenos animais.

A descrição do caso clínico de Parvovirose Canina surge por esta doença ser frequente na prática clínica de cães, animais com maior atendimento em clínicas e consultórios veterinários no país, e por ser uma enfermidade desafiadora, pois é altamente infecto-contagiosa e com altas taxas de morbilidade e mortalidade caso os animais não recebam o tratamento adequado e rápido.

Os resultados do presente estudo permitirão aos clínicos o aperfeiçoamento, consolidação e aprimoramento dos seus conhecimentos em relação às doenças comumente encontradas nas clínicas/consultórios veterinários da região e, em especial, da Parvovirose Canina. Ainda, servirão como base de dados e fonte de informação em suporte físico e/ou electrónico e poderão ser usados para fins de consulta, assim como, de realização de trabalhos de investigação em Medicina Veterinária e em outras áreas afins.

2. Objectivo

2.1. Geral

- Consolidar os conhecimentos teóricos e melhorar as habilidades práticas na área clínica de pequenos animais.

2.2. Específicos

- Acompanhar as actividades de rotina realizadas na Clínica Veterinária Bichos e Caprichos, entre 14 de Julho a 20 de Dezembro de 2022.
- Relatar as actividades desenvolvidas durante o período de estágio;
- Descrever os aspectos epidemiológicos e clínico-patológicos de um surto de Parvovirose em cachorros.

3. Relatório de estágio

3.1. Descrição do local de estágio

O estágio foi realizado na Clínica Veterinária Bichos e Caprichos (BICA), uma instituição privada de interesse público que visa promover a protecção dos animais de estimação e garantir dessa forma o bem-estar animal. A Clínica localiza-se na Cidade de Maputo, Av. Kim IlSung, edifício número 921. A BICA oferece serviços veterinários na área de pequenos animais (especialmente para cães e gatos). Os serviços prestados estão relacionados ao atendimento clínico e cirúrgico, internamentos com acompanhamento clínico e realização de outros procedimentos médicos.



Figura 1: Vista frontal da Clínica Bichos e Caprichos. Área de espera dos tutores. **Fonte:** Autor.

A BICA é constituída por uma equipa de quatro funcionários, sendo uma recepcionista da área Clínica e do *Pet-shop*, um Médico Veterinário responsável pelas consultas, diagnóstico e atendimento de casos clínicos, um ajudante do Médico Veterinário e um estagiário. A infraestrutura da Clínica é constituída por:

- **Uma sala de recepção:** onde se realiza os cadastros e pesagem dos animais;

- **Um *Pet-shop*:** onde se expõe os produtos devenda (medicamentos, rações e utensílios veterinários) (Figura2A);
- **Um consultório:** realiza-se a avaliação clínica dos animais. É composto por armários, nos quais são guardados medicamentos e equipamentos de auxílio ao Médico Veterinário nas consultas, procedimentos ambulatoriais e colheita de amostras para exames (Figura2B).
- **Uma sala de atendimento:** área em que se realiza tratamentos clínicos (Figura 2C). Esta sala possui uma mesa de inox, utilizada para a realização de procedimentos clínicos e colheita de amostras para exames laboratoriais.
- Uma banheira para a realização de banhos, área de tosquia e de corte de unhas;
- Na área externa à clínica, encontram-se nove canis/gatis com dimensões de 1,5 m x 1 m (Figura 2D) que servem de alojamento.
- Um armazém, sanitário e um refeitório

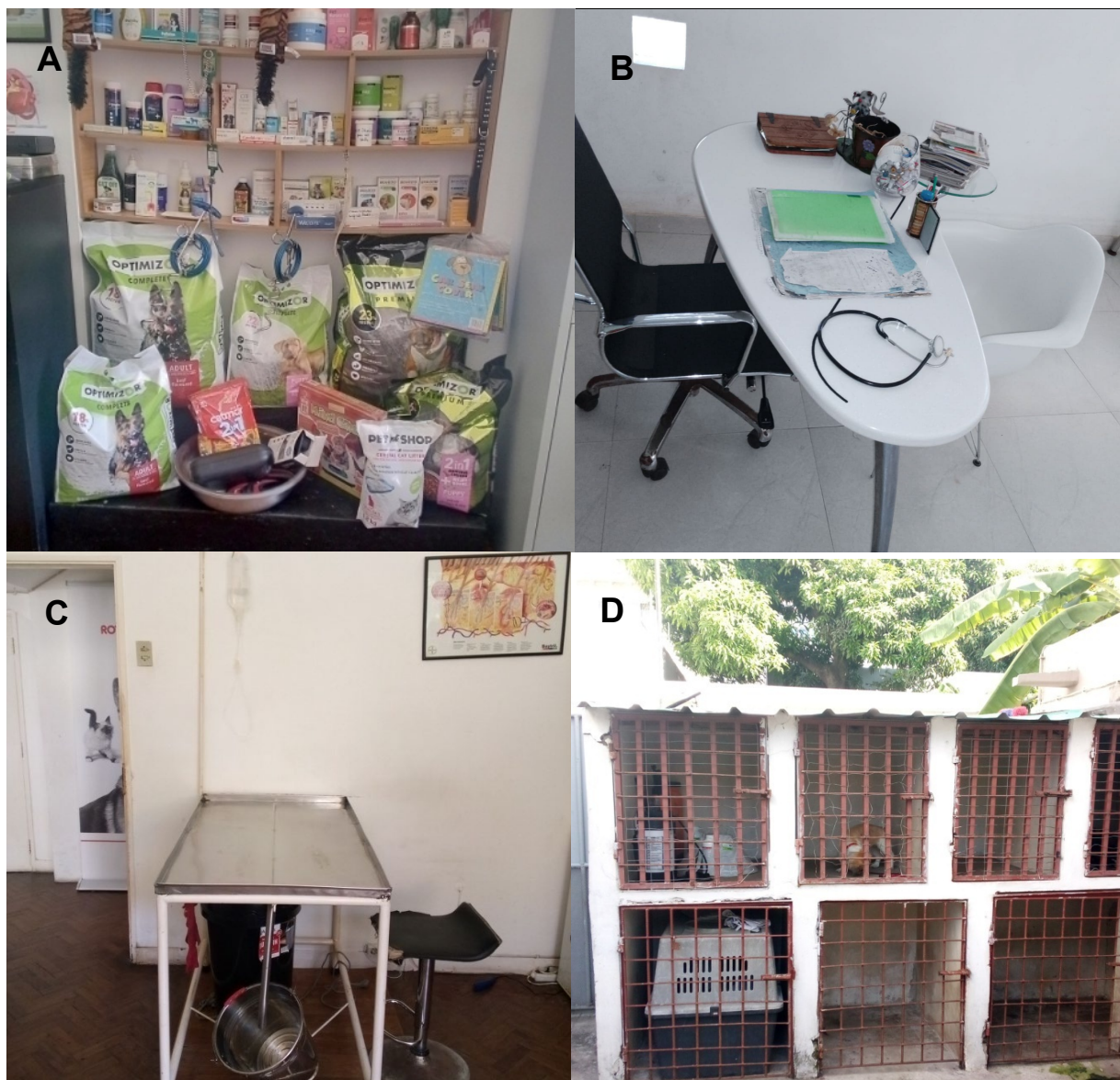


Figura 2: Diferentes áreas da clínica BICA. **A.** Área de venda na clínica (*Pet-shop*). **B.** Consultório. **C.** Sala de atendimento. **D.** Canis e gatis de internamento. **Fonte:** Autor.

3.2. Descrição das actividades realizadas

O período de estágio supervisionado decorreu entre 14 de Julho a 20 de Dezembro de 2022, totalizando 136 dias. O horário do estagiário era das 08:00 as 17:00 horas, de segunda a sexta-feira, com duas horas de intervalo e aos sábados era das 09:00 as 13:00 horas, perfazendo assim cerca de 800 horas do estágio.

Durante o estágio, as actividades diárias eram registadas numa planilha (**Anexo I**). O estagiário participou nas seguintes áreas clínicas:

- **Medicina preventiva:** o estagiário fez desparasitações e vacinações dos pacientes. Nessa área, o estagiário tinha a oportunidade de interagir com os tutores educando-os e esclarecendo-os as dúvidas.
- **Clínica médica:** o estagiário pôde consolidar conhecimentos de diferentes áreas e assistir o Médico Veterinário no necessário. As principais actividades realizadas pelo estagiário consistiram em acompanhar as consultas clínicas dos pacientes, realização do exame físico, colheita de amostras para exames laboratoriais, tratamento dos pacientes e limpeza de feridas. Ademais, o estagiário participou na monitorização, avaliação clínica dos pacientes internados, na troca e limpeza de curativos, na disponibilização de água e comida aos pacientes internados, cateterização vascular para a administração de fármacos e na escolha da modalidade terapêutica mais adequada. No início da manhã, o estagiário realizava a avaliação clínica dos pacientes internados através do exame físico, estado geral e reportava as alterações encontradas ao orientador interno seguido da discussão e avaliação do caso.
- **Exames complementares:** o estagiário auxiliou o Médico Veterinário nos procedimentos de diagnóstico como otoscopia, raspado cutâneo e testes rápidos de diagnóstico, como de Vírus da Imunodeficiência Felina (FIV), Vírus da Leucemia Felina (FeLV) e Parvovirose Canina.
- **Clínica cirúrgica:** as actividades do estagiário, em maior parte, consistiram na preparação pré-cirúrgica dos pacientes e monitorização pós-operatória. Em alguns casos, o estagiário auxiliava o cirurgião no procedimento cirúrgico. As principais funções na sala de preparação pré-cirúrgica incluíam administração de anestésicos, realização de tricotomia, aplicação dos antissépticos ao campo operatório e verificação do acesso venoso. Na monitorização e recuperação, as principais actividades do estagiário consistiram na verificação dos parâmetros fisiológicos dos pacientes no trans- e pós-operatório. Outras actividades pós-operatórias compreenderam a aferição diária dos parâmetros fisiológicos, medicação, tratamento local da ferida cirúrgica, observação diária até à retirada dos pontos de sutura.
- **Outros procedimentos:** foram realizadas outras actividades médicas não contempladas nas áreas anteriormente mencionadas, como corte de unhas, corte de pelos e eutanásias.

Devido aos elevados casos observados na clínica e à possibilidade do acompanhamento dos vários casos clínicos pelo estagiário, foi possível recolher informações sobre os pacientes para a elaboração da análise estatística.

Os dados relativos aos casos assistidos foram divididos por áreas, entre as quais: medicina preventiva, clínica médica, clínica cirúrgica, exames complementares e outros procedimentos médicos. Estes foram apresentados em tabelas. As tabelas encontram-se organizadas por ordem de casos de maior ocorrência. Cada uma destas tabelas contém uma coluna com a frequência absoluta por espécie (Canina/Felina), frequência relativa [FR (%)] e frequência absoluta total (Fi). As tabelas são relativas aos casos clínicos acompanhados, assim sendo existem animais que têm mais de uma afecção e são múltiplas as razões da sua visita a clínica. Por este motivo, o relatório apresenta um maior número de afecções clínicas do que de animais seguidos.

3.2.1. Distribuição de casos por espécie animal

Durante o estágio, foram acompanhados na BICA um total de 627 pacientes da espécie canina e felina, dos quais 81% (598/627) da espécie canina e 19% (119/627) da espécie felina (gatos) (**Gráfico 1**).

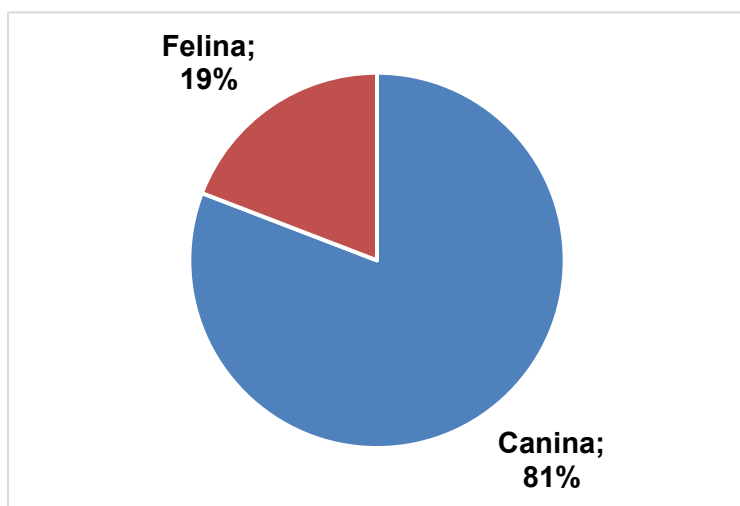


Gráfico 1. Proporção de caninos e felinos atendidos durante o período de estágio (n=627).

3.2.2. Distribuição de casos por área clínica

Na Tabela 1, estão representados os casos clínicos observados ao longo do estágio. No total foram atendidos 1.329 casos clínicos, dos quais 959 casos em cães e 370 casos em gatos, sendo que, alguns pacientes, foram atendidos mais de uma vez.

Tabela 1: Distribuição dos casos por áreas médicas, em cães e gatos.

Área	Canina		Felina		TOTAL	
	Fi	FR (%)	Fi	FR (%)	Fi	FR (%)
Medicina preventiva	413	68	191	32	604	45,40
Clínica médica	177	84	33	16	210	15,80
Diagnósticos complementares	101	74	35	26	136	10,23
Clínica cirúrgica	71	76	23	24	94	7,10
Outros procedimentos	197	69	88	31	285	21,40
TOTAL	959	72	370	28	1.329	100

Legenda: Fi: Frequência absoluta. FR: Frequência relativa.

3.2.2.1. Medicina preventiva

As consultas de medicina preventiva permitem ao médico veterinário a oportunidade de educar os tutores e de esclarecer as dúvidas dos mesmos. Algumas destas consultas foram conduzidas pelo estagiário, sob a supervisão do Médico Veterinário, representando uma excelente oportunidade de aquisição de auto-confiança e desenvolver uma abordagem metódica na realização da avaliação clínica. No total, foram observados 604 casos (Tabela 2).

Tabela 2: Procedimentos realizados na área de medicina preventiva.

Medicina Preventiva		Canina		Felina		TOTAL	
		Fi	FR (%)	Fi	FR (%)	Fi	FR (%)
Desparasitações (N=204; 34%)	Interna	100	69	44	31	144	24
	Externa	40	67	20	33	60	10
Vacinações	Antirrábica	150	70	65	30	215	35

(N=400; 66%)	Múltipla	123	66	62	34	185	31
TOTAL		413	68	191	32	604	100

3.2.2.1.1. Vacinações

A vacinação foi o procedimento mais realizado em medicina preventiva. As principais vacinas administradas aos cães e gatos são indicadas na Tabela 3.

Tabela 3: Principais vacinas administradas à cães e gatos e respectivo calendário.

Espécie	Vacina	Doença	Calendário de vacinação
Canina	Nobivac® 1- DAPPvL2, intervetInc, USA. VanguardPlus®, Pfizer, Bélgica. Hipradog®DHLP, HIPRA, Espanha. As três marcas de vacinas contêm patógenos atenuados	Esgana canina Parvovirose canina Parainfluenza canina Adenovirose canina Leptospirose canina	1ª Vacina: 6-8 semana. 2ª Vacina: 10-12 semana. 3ª Vacina: 14-16 semana. Reforço anual
Felina	Nobivac® Felino1- HCP, MSD, USA. Contém patógenos atenuados	Parvovirose felina Panleucopénia felina Herpesvirose felina Calicivirose felina Clamídiase felina	
Canina e felina	Rabisin®, USA. Nobivac Rabies® As duas marcas contêm vírus inativado na forma líquida	Raiva	1ª Dose: 4º mês. 2ª Dose: 5º mês. Reforço anual

3.2.2.1.2. Desparasitação

A desparasitação tem um grande impacto na vida do animal, uma vez que previne ou trata diversas parasitoses, algumas das quais podem pôr em risco a vida dos animais. Durante o estágio, foram aplicadas drogas contra endoparasitas e ectoparasitas.

a) Endoparasitocidas

As desparasitações internas para ambas espécies consistiram em eliminação dos parasitas gastrointestinais na base dos fármacos descritos na Tabela 4.

Tabela 4: Fármacos usados para desparasitação interna de cães e gatos e o respectivo calendário.

Categoria	Fármaco	Dose e via	Calendário
Filhotes	Pomoato de pirantel (Antizole®, KyronLabs, África do Sul)	1ml/10 Kg Via Oral (Suspensão líquida)	1ª dose: 15 dias de vida em simultâneo com a mãe
	Zerokrin (Praziquantel 50 mg, PyrantelPoamoate 144 mg, Fenbendazole 500 mg)	1 comprimido para 10 Kg. Via Oral	Repetir na cria a cada duas semanas até aos 3 meses de idade. Até um ano, desparasitação mensal
Adultos	Ivermectina (i'va®, Motley, Rússia) Só para Cães	1 ml /50 Kg Subcutâneo	Trimestral
	Drontal®Plus, Bayer, África do Sul (Pomoato de pirantel e praziquantel)	1 comprimido por 35 Kg Via oral	

b) Ectoparasitocidas

A desparasitação externa incidia sobre produtos de acção contra carraças, ácaros, pulgas e piolhos. Na BICA, as soluções mais utilizadas estão descritas na tabela 5.

Tabela 5: Fármacos usados para a desparasitação externa de cães e gatos.

Forma de aplicação	Fármaco
Banho	Amitraz 12,5% (Triatrix®125, Cipla, África do Sul). 2 ml/1 L de água
Spot-on	Permetrina combinada com Piperonilbotóxido de (Ultrum®Plus, KyronLabs, África do Sul)
	Flumetrina, 1 g (Bayticol®, Bayer)
Comprimido	Fluralaner, 136,4 mg (Bravecto®, Intervet GmbH, Austria)

3.2.2.2. Clínica médica

Esta é a área que apresenta maior impacto, uma vez que abrange todas as escalas de rotação, pois foram englobadas as rotações de consultas, internamento e urgências. Nas consultas, sempre que era necessário, o animal era encaminhado para o internamento, para proceder ao devido diagnóstico e tratamento médico. No internamento, em alguns casos, o mesmo animal

era diagnosticado com mais do que uma condição. Durante o estágio, foram observados um total de 210 casos, nas espécies canina e felina (Tabela 6).

Tabela 6: Casos clínicos observados em cães e gatos.

Clínica médica	Canina		Felina		TOTAL	
	Fi	FR (%)	Fi	FR (%)	Fi	FR (%)
Traqueobronquite	27	84	5	16	32	15,23
Gastroenterite inespecífica	24	83	5	17	29	13,80
Conjuntivite	16	62	10	38	26	12,38
Intoxicação alimentar	14	74	5	26	19	9,04
Gengivite	15	83	3	17	18	8,57
Otite	18	100	-	-	18	8,57
Parvovirose Intestinal	16	100	-	-	16	7,61
Traumatismo do membro pélvico	9	69	4	31	13	6,19
Míase	10	100	-	-	10	4,76
Malasseziose	7	100	-	-	7	3,34
Abcesso cutâneo	8	100	-	-	8	3,81
Inflamação das glândulas adanaís	8	100	-	-	8	3,81
Queimaduras	4	80	1	20	5	2,39
Displasia da anca	1	100	-	-	1	0,50
TOTAL	177	84	33	16	210	100

3.2.2.3. Clínica cirúrgica

Na clínica cirúrgica, o estagiário pôde observar e auxiliar os diferentes procedimentos cirúrgicos, correspondendo um total de 94 casos, dos quais, 71 em cães e 23 em gatos (Tabela 7).

Tabela 7: Cirurgias efectuadas em cães e gatos

Clínica cirúrgica	Canina		Felina		TOTAL	
	Fi	FR (%)	Fi	FR (%)	Fi	FR (%)
Orquidectomia	42	75	14	25	56	59,57
Ovariohisterectomia	9	60	6	40	15	15,96
Exérese de tumor	10	100	-	-	10	10,64
Cesariana	7	100	-	-	7	7,45
Prolapso rectal	2	40	3	60	5	5,31
Amputação de membro pélvico	1	100	-	-	1	1,07
TOTAL	71	76	23	24	94	100

3.2.2.4. Exames complementares

Para o diagnóstico de casos clínicos, os métodos mais usados foram a história clínica, exame físico que incluía a aferição da temperatura, frequência respiratória e cardíaca. Raramente fazia-se exames complementares, só em caso de pedido do tutor ou mesmo quando os exames físicos não fornecessem informações que direccionassem ao diagnóstico. Os exames complementares realizados na clínica estão descritos na Tabela 8.

Tabela 8: Exames complementares realizados na clínica no período de estágio.

Exames complementares	Canina		Felina		TOTAL	
	Fi	FR (%)	Fi	FR (%)	Fi	FR (%)
Otoscopia	55	71	23	29	78	57
Coprologia	23	66	12	34	35	26
Teste de Parvovirose	16	100	-	-	16	12
Raspado cutâneo	7	100	-	-	7	5
TOTAL	101	74	35	26	136	100

3.2.2.5. Outros procedimentos

São inclusos vários procedimentos médicos realizados durante o estágio e que não podem ser contemplados nas áreas médicas anteriormente mencionadas. No período de estágio, foram realizados outros procedimentos, nomeadamente: eutanásia, corte de pêlos e de unhas (Tabela 9).

Tabela 9: Outros procedimentos médicos efectuados durante o estágio.

Procedimentos médicos	Canina		Felina		TOTAL	
	Fi	FR (%)	Fi	FR (%)	Fi	FR (%)
Corte de pêlos	103	100	-	-	103	36,14
Corte de unhas	87	49	88	51	175	61,40
Eutanásia	7	100	-	-	7	2,46
TOTAL	197	69	88	31	285	100

A **figura 3**, ilustra algumas actividades desenvolvidas pelo estagiário no período do estágio.



Figura 3: Imagens ilustrando o estagiário fazendo algumas actividades. **A.**Realização de suturada pele do animal após a realização de ovariohisterectomia.**B.**Recepção de um paciente.**C.**Limpeza do ouvido emum cão.**D.**Cortedepêlosem cão.**E.**Aplicação de injeccção subcutânea no cão.**F.**Monitoria de um cão após a realização de Orquidectomia.**Fonte:** Autor

3.3. Contribuição do estágio para o desenvolvimento pessoal e profissional

O estágio curricular permitiu ao estagiário consolidar os conhecimentos adquiridos ao longo do seu percurso académico e de executar diversos procedimentos da prática clínica veterinária.

Durante o estágio, houve desafios, como estabelecer relações com os tutores dos animais, visto que, às vezes era necessária maior experiência para esclarecer a necessidade de realização de certos procedimentos clínicos, para determinação do prognóstico e, principalmente, no investimento financeiro necessário. Outro aspecto observado durante o estágio está relacionado à estrutura pessoal da clínica, em que por exemplo quando algum dos funcionários responsável por determinada área não estivesse presente, trabalhávamos sem nenhum problema, desenvolvendo assim o espírito de trabalho em equipa. A falta de experiência prática também se mostrou um grande desafio, principalmente no início do estágio, entretanto o que ao longo do período foi melhorado.

O estagiário adquiriu conhecimentos necessários para a sua vida profissional. Ao longo do estágio, sempre que possível, o estagiário era encorajado a desenvolver técnicas que são consideradas a base do alicerce na Medicina Veterinária, como, contenção do animal de forma ética e segura, colheita de amostras de sangue, colocação de catéteres e manipulação dos equipamentos de exames complementares (otoscópio e microscópio óptico). Assim como, manuseamento e preparação de sistemas de soro, preparação e administração de medicações/infusões contínuas. O estágio também foi crucial para o desenvolvimento de um raciocínio clínico, através de participação do estagiário na discussão da escolha dos métodos de diagnóstico e do planeamento do tratamento.

O crescimento a nível pessoal deve-se ao desenvolvimento de interesses particulares por algumas áreas da Medicina Veterinária, como a Medicina Interna. Esta progressão também foi impulsionada pelo corpo clínico da BICA, que ao longo do período de estágio, demonstrou-se ser um modelo exemplar e ajudou a definir o tipo de profissional que o estagiário pretendesse ser no futuro.

O estágio na BICA foi fundamental e imprescindível na vida universitária do estagiário pois ao longo do percurso, foi cada vez mais evidente que tudo na vida se consegue com resiliência e espírito de equipa.

4. Revisão bibliográfica: PARVOVIROSE CANINA

A parvovirose canina é uma das doenças gastrointestinais de maior relevância na prática clínica dos pequenos animais. É uma enfermidade viral que pode levar o animal à morte devido às complicações secundárias, como distúrbios electrolíticos e infecções secundárias (Santana *et al.*, 2019; Goddard e Leisewitz, 2010).

Os primeiros relatos dessa doença começaram a ser descritos em 1978, nos Estados Unidos da América (EUA), acometendo cães de diferentes idades que apresentavam sinais clínicos de enterite e miocardite (Appel *et al.*, 1979). Logo após sua primeira descrição, a doença começou a ser diagnosticada simultaneamente em diversos países, causando uma enfermidade grave e aguda na população canina (Pereira, 2020; Moraes e Costa, 2007). Em 1979, foi identificada uma variante do CPV2 (CPV2 tipo a, CPV-2a), que num ano sofreu uma distribuição mundial, substituindo na totalidade o CPV-2, que actualmente já não existe em circulação (Vieira, 2011). Em África, existe pouca informação disponível, mas a variante em circulação predominante é CPV-2a (Dogonyaro e Bosman, 2013).

4.1. Etiologia

O agente causador da doença é o *Parvovirus* canino tipo 2 (CPV-2), pertence à família *Parvoviridae*, subfamília *Parvovirinae*, género *Parvovirus*. A família recebe esse nome devido ao tamanho pequeno do vírus (*Parvus* significa pequeno). O vírus é conhecido como CPV-2, por ser o segundo parvovírus descrito em cães. Em 1967, quando foi descrito pela primeira vez como uma causa da doença gastrointestinal e respiratória em cães, foi chamado de “*canine minute virus*” (Binnet *et al.*, 1970), passando mais tarde a ser descrito como parvovírus canino tipo 1 (CPV-1) com uma ocorrência baixa e considerado pouco patogénico (Pereira, 2020; Lamm e Rezabek, 2008).

Os vírus da família *Parvoviridae* são pequenos (18 a 26 nm de diâmetro), esféricos, com capsídeo icosaédrico desprovido de envelope e possui no seu genoma uma molécula de ácido desoxirribonucleico (ADN) linear, fita simples, sentido negativo (Figura 4). A replicação viral ocorre no núcleo, produzindo corpos de inclusão intranucleares muito grandes. E essa replicação ocorre em células com alta taxa de proliferação, como as precursoras do epitélio intestinal, da medula óssea e de miocárdio (Pereira, 2020; Moraes e Costa, 2007). A replicação viral resulta na morte da célula devido a falha no processo de mitose. O facto de não ser

toda população celular de divisão rápida que é afectada, sugere o tropismo do vírus por determinados órgãos alvos (Pereira *et al.*, 2000).

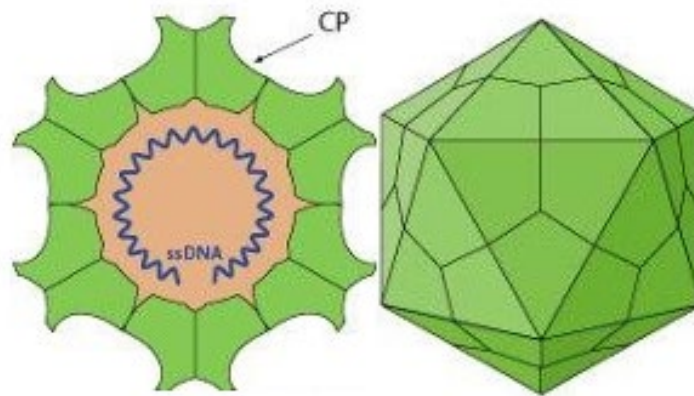


Figura 4: Estrutura viral do *Parvovírus* canino tipo-2 (CPV-2). **Fonte:** Viera, 2011.

O vírus da CPV-2 é o mais resistente a várias formas de inactivação, com capacidade de sobreviver no ambiente por meses e até mesmo anos, sendo que a maioria dos detergentes e desinfetantes não o afectam. No entanto, o hipoclorito de sódio em contacto com o vírus por um tempo prolongado torna-se eficiente para inactivação do vírus (Vaccaro *et al.*, 2022; Pereira, 2020; McCandlish, 2001).

4.2. Epidemiologia

O primeiro relato do vírus da parvovirose canina associado a casos de enterite hemorrágica grave foi em 1978 nos EUA e, desde esse período, esta doença é relatada em todo mundo (Melo, 2020; Parrish, 1999). O CPV-2 surge através de mutações na proteína VP2 do capsídeo do vírus da Panleucopenia felina, que permitiu ao vírus utilizar o receptor da transferrina canina para adaptar-se a um novo hospedeiro (Melo, 2020; Parrish, 1999).

A prevalência de CPV-2 em cães varia entre 16 a 48,7% (Santana *et al.*, 2019; Duijvestijn *et al.*, 2016; Schulz *et al.*, 2008). Entretanto, a maior incidência de casos de CPV-2 ocorre em meses mais quentes do ano, pois nesse período ocorre a maior transmissão do vírus associado a época de reprodução, maior aglomeração de cães em ambientes recreativos e maior utilização de instalações de embarque e canil (Kelman *et al.*, 2020; Melo, 2020; Ling *et al.*, 2012).

Os casos fatais da parvovirose variam entre 25 a 35% e quando o cão não é tratado, a taxa de letalidade pode chegar a 91%. Em casos de tratamento adequado, a taxa de sobrevivência pode chegar a 95% (Melo, 2020; Linget *et al.*, 2012;Prittie, 2004).

Estudos epidemiológicos sobre parvovirose canina variam amplamente na estimativa da prevalência do CPV-2 devido às diversas variáveis como: o tipo de propriedade do cão (particular ou abandonado), diferenças de idade, raças, cobertura vacinal, época de amostragem, além de infecções subclínicas não detectáveis (Santana *et al.*, 2019). Esses estágios subclínicos estão relacionados com baixas infecções em filhotes, com respostas imunes maternas ou adquiridas parciais, podendo em alguns casos, ser oriunda do vírus vacinal em filhotes recém-imunizados (Decaro *et al.*, 2005; Grellet *et al.*, 2014).

a) Idade

O vírus normalmente é mais prevalente em filhotes entre 6 semanas a 6 meses de idade (Melo, 2020; Santana *et al.*, 2019; McCaw e Hoskins, 2006). Antes de 6 semanas de vida não são frequentemente relatados casos de parvovirose em filhotes de cadelas que possuem anticorpos contra o vírus. Durante as primeiras semanas de vida, filhotes de cadelas vacinadas ficam protegidos devido a transferência de anticorpos maternos pela placenta e colostro e, ao passar das semanas começa o declínio dos níveis de anticorpos maternos. Geralmente, após os 6 meses de idade, os filhotes apresentam imunidade induzida pela vacina ou pela própria infecção natural (Melo, 2020; Miranda *et al.*, 2015; Kalliet *et al.*, 2010).

b) Estilo de vida do cão

A ocorrência de CPV-2 está frequentemente associada com grandes canis de criadores de cães ou até mesmo em abrigos de cães abandonados, já que nesses locais há grande aglomeração de cães (Santana *et al.*, 2019; Duijvestijn *et al.*, 2016; Grellet *et al.*, 2014; Licitra *et al.*, 2014).

c) Raça

Algumas raças puras são mais susceptíveis a infecção, como LabradorRetriever, Rottweiler, Doberman, Pinscher, Springer Spaniel Inglês, AmericanPitbull Terrier ePastor Alemão. Os cães de raças puras apresentam 2,15 vezes mais probabilidade de desenvolverem enterite por CPV-2 que os cães sem raça definida (SRD). As raças mistas são descritas como menos susceptíveis (Melo, 2020; Santana *et al.*, 2019; Goddard e Leisewitz, 2010; Kalliet *et al.*, 2010;

Lamm e Rezabek, 2008; Nelson e Couto, 2006). A elevada susceptibilidade de determinadas raças de cães à infecção por parvovírus canino ocorre devido a alterações genéticas, pois algumas raças não são responsivas ao CPV-2. Nos cães de raça, a susceptibilidade ocorre devido a um factor de imunodeficiência hereditária, propensão a doença de von Willebrand e a deficiência séria de imunoglobulina G e A (Melo, 2020; Sunghanet *al.*, 2019; Greene e Decaro, 2012).

d) Imunidade e condições sócio-económicas

A ausência de imunidade protectora, devido a um protocolo vacinal não adequado ou por falha vacinal consequente da interferência de anticorpos maternos, representa um factor de risco significativo para ocorrência de parvovirose em filhotes (Santana *et al.*, 2019; Spibeyet *al.*, 2008; Prittie, 2004). Contudo, os vírus classificados como os novos CPV-2a têm sido identificados na Argentina, Uruguai, China e Japão e, têm sido relacionados a enterites hemorrágicas em cachorros e cães adultos, independentemente do estatuto de vacinação ou da raça. A região geográfica, as condições sócio-económicas dos tutores, a presença de infecções concomitantes e/ou endoparasitismo, factores de *stress* como o desmame, sobrelotação de cães em centros de adopção ou criação, são alguns dos factores que também têm sido associados à infecção por CPV-2 (Santana *et al.*, 2019; Bradyet *al.*, 2012; Linget *al.*, 2012; Kalliet *al.*, 2010; GoddardeLeisewitz, 2010; Cavalliet *al.*, 2008).

4.3. Transmissão e Patogenia

A Parvovirose Canina é transmitida na maioria das vezes por via feco-oral (transmissão directa) ou através da exposição oro-nasal de fómites contaminadas por fezes (transmissão indirecta) (Falcão, 2019; Schoemanet *al.*, 2013). Os equipamentos veterinários, pessoas, animais, insectos e roedores podem actuar como meio de propagação do vírus (Pereira, 2020; Moraes e Costa, 2007). A ocorrência de infecção transplacentária é rara (Bird e Tappin, 2013). Os animais que sofrem de infecção subclínica contribuem grandemente na disseminação da infecção uma vez que, estes excretam quantidades substanciais de vírus e podem ser importantes fontes de transmissão. Outros reservatórios importantes da doença são os cães abandonados, canídeos selvagens e gatos. Em geral, os cães que recuperam da doença não a transmitem a outros cães (Falcão, 2019).

O CPV-2 tem tropismo pelas células com elevado índice de mitose, nomeadamente: células epiteliais das criptas intestinais, células do tecido linfóide, células precursoras da medula óssea

e células do miocárdio de filhotes com menos de 3 semanas de idade. Contudo, pode disseminar-se para todos os tecidos (Falcão, 2019; Khatriet *al.*, 2017). O CPV-2 liga-se ao receptor da transferrina para infectar a célula e considera-se, que a patogenicidade do vírus ocorra devido a suas proteínas não estruturais (Melo, 2020).

Durante os primeiros dias após o contacto com o vírus, a replicação viral primária ocorre ao nível do tecido linfóide da orofaringe, gânglios mesentéricos e timo (Melo, 2020; Falcão, 2019; Santana *et al.*, 2019; Prittie, 2004). A viremia estabelece-se no 3º ao 5º dia pós-infecção promovendo hipertermia e leucopenia devido a necrose linfóide generalizada. Por volta do 5º ao 6º dia, o vírus atinge a mucosa intestinal por via hematogena e replica-se no epitélio germinativo das criptas intestinais do jejuno e ílio, causando destruição epitelial e, consequentemente, enterite hemorrágica. Também causa o colapso viloso e provoca a diminuição da capacidade de absorção e aumento da permeabilidade. Na medula óssea, ocorre necrose das células mielóides e eritróides devido a infecção (Melo, 2020; Falcão, 2019; Santana *et al.*, 2019; Goddard e Leisewitz, 2010).

Quando ocorre infecção intra-uterina ou em neonatos até duas semanas após o nascimento, o vírus poderá infectar as células do miocárdio, uma vez que o músculo cardíaco tem uma rápida proliferação celular na primeira semana de vida do animal. Neste caso, a infecção por CPV-2 terá como consequência a necrose e inflamação do miocárdio, levando a edema pulmonar e/ou congestão hepática devido a insuficiência cardíaca (Melo, 2020; Falcão, 2019; Judge, 2015; Bastaneta *al.*, 2013; MacLachlanet *al.*, 2011).

O período de incubação do CPV-2 varia entre 2 a 14 dias, sendo que na maioria dos casos, os sinais clínicos surgem de 4 a 7 dias pós-infecção (Goddard e Leisewitz, 2010). A excreção do vírus nas fezes pode começar logo ao 3º dia pós-infecção, ainda antes dos sinais clínicos. Durante a fase aguda da doença, o vírus é excretado em quantidades massivas, atingindo o seu pico entre o 5º e o 6º dia pós-infecção. A quantidade de vírus excretada diminui de forma abrupta, aproximadamente uma semana pós-infecção coincidindo com o aparecimento de anticorpos neutralizantes em quantidade suficiente para conter o vírus. Depois do 12º dia pós-infecção, é raro conseguir-se isolar o vírus em amostras fecais (Falcão, 2019; Santana *et al.*, 2019).

4.4. Sinais clínicos

As manifestações clínicas da infecção por parvovírus canino são muito variáveis, dependendo da susceptibilidade do hospedeiro, da idade do animal, da carga viral a que é sujeito e do tipo de células infectadas (Falcão, 2019; MacLachlan *et al.*, 2011). Contudo, as principais alterações encontradas estão relacionadas a enterite, miocardite e raramente sinais nervosos (Melo, 2020; Falcão, 2019).

4.4.1. Forma entérica

A gastroenterite é a manifestação mais comum e apresenta progressão rápida. Surge frequentemente em cachorros não vacinados entre as 6 semanas e os 6 meses de idade. Contudo, a doença pode ocorrer em animais de qualquer idade, com maior ou menor intensidade dos sinais clínicos (MacLachlan *et al.*, 2011; Folitsee *et al.*, 2017).

Os sinais clínicos iniciais são inespecíficos e geralmente incluem, prostração e anorexia. Posteriormente, pode-se observar vômitos recorrentes, sialorréia, picos de hipertermia e diarreia em 24 a 48 horas após o início dos sinais clínicos. A diarreia pode variar entre mucóide a hemorrágica (Prittie, 2004; LammeRezabek, 2008). A desidratação e choque hipovolêmico poderão desenvolver-se rapidamente como consequência de uma perda massiva de fluidos e proteínas através do trato gastrointestinal (Prittie, 2004; Folitsee *et al.*, 2017; Khatriet *et al.*, 2017).

Ao exame físico, o animal pode ainda apresentar dor abdominal associada a gastroenterite aguda ou por invaginação intestinal (Goddard e Leisewitz, 2010). Na necrópsia, a área afetada da serosa apresenta coloração vermelha-escura e a mucosa tem muitas vezes um aspecto suave e vítreo devido à perda das vilosidades. O conteúdo do intestino delgado é aquoso e pode variar de amarelo mucóide a sanguinolento ou mesmo hemorrágico.

4.4.2. Forma cardíaca

Esta forma de apresentação da parvovirose é rara e esporádica, pois a maioria das cadelas é imunizada, passando a imunidade para os cachorros de forma passiva (Falcão, 2019; Pereira Vieira, 2011). Normalmente, os cachorros da ninhada são infectados, muitas vezes encontrados mortos ou acabam por sucumbir nas primeiras 24 horas após surgirem os sinais clínicos. A emergência e a progressão da doença clínica ocorrem de forma rápida. Os sinais clínicos são característicos de insuficiência cardíaca aguda, com graves arritmias e edema pulmonar agudo, incluindo dispneia, vocalização e prostração (Goddard e Leisewitz, 2010). Em animais sobreviventes, a perda de fibras miocárdicas e a fibrose do tecido cardíaco conduz ao

desenvolvimento de insuficiência cardíaca crônica, com consequente morte dos animais (Melo, 2020; Falcão, 2019; Santana *et al.*, 2019; Vieira, 2011).

À necrópsia, observam-se focos de necrose ao nível do miocárdio, lise das miofibras com ou sem resposta inflamatória. Inclusões intranucleares características do parvovírus, são eventualmente, encontradas nos miócitos aquando da doença aguda (Falcão, 2019; Vieira, 2011; GoddardeLeisewitz, 2010).

4.4.3. Forma neurológica

O quadro neurológico da parvovirose é caracterizado por leucoencefalomalácia. À necrópsia, as lesões encontradas são de necrose de liquefação da substância branca do sistema nervoso central (SNC), consequente da hipoxia e isquemia por miocardite (Falcão, 2019; Vieira, 2011; Prittie, 2004). E os sinais clínicos apresentados por cachorros afectados por essa forma de apresentação estão relacionados a dificuldades de locomoção, tremores musculares, crescimento retardado, pois os animais apresentam dificuldades para ingestão de alimentos e água (Schaudienet *al.*, 2010).

4.5. Diagnóstico

O estabelecimento do diagnóstico presuntivo da parvovirose canina baseia-se na análise do histórico clínico do animal, do exame físico, hematológica e exames por imagem. Normalmente, o paciente é um filhote de 6 semanas a 6 meses de idade, com protocolo de imunização incompleto e apresenta-se a clínica com os seguintes sinais clínico: vômito, diarreia com odor fétido, hematoquezia, letargia, febre, desidratação e leucopenia (Melo, 2020; Santana *et al.*, 2019; Mylonakis *et al.*, 2016; Goddard e Leisewitz, 2010; Desario *et al.*, 2005). A intensidade da leucopenia é proporcional à gravidade e ao estágio da doença no momento da colheita de sangue. Animais com quadro grave podem apresentar contagens leucocitárias totais, iguais ou inferiores a 1000 células por microlitro (Mylonakis *et al.*, 2016; Decaro *et al.*, 2005). Os exames por imagem, como radiografia e ultrassonografia abdominal auxiliam no diagnóstico diferencial de corpos estranhos e também no reconhecimento de intussuscepção (Melo, 2020; Mortieret *al.*, 2015; Sykes, 2014).

O diagnóstico clínico de parvovirose não é confirmatório, pois outros patógenos podem causar quadro similar de gastroenterite hemorrágica (Melo, 2020; Mortieret *al.*, 2015). Contudo, por terem achados inespecíficos, o diagnóstico definitivo exige a identificação do vírus por testes específicos (Moraes e Costa, 2007).

Existem diversos métodos desenvolvidos para o diagnóstico laboratorial da infecção por parvovírus. Os métodos consistem na detecção de antígenos virais do CPV-2 nas fezes dos cães, pela demonstração de título elevado de anticorpos contra parvovírus canino ou por necrópsia e histopatologia (Melo, 2020; Decaro e Buonavoglia, 2012).

O teste de ensaio de imunoabsorção enzimática (ELISA) e teste de imunocromatografia, por serem práticos, rápidos e permitirem averificação da presença de antígenos do parvovírus, são amplamente usados na rotina clínica (Pandya *et al.*, 2017). No entanto, estes dois testes possuem pouca sensibilidade, pois detectam o vírus por apenas alguns dias. Podendo dar resultados negativos em animais que possuem a doença quando há ligação de anticorpos neutralizantes do soro neutralizante com os antígenos ou quando o vírus ainda não é eliminado nas fezes. Não obstante, podem também dar resultados positivos em cães que realizaram o teste e vacinação com parvovírus vivo modificado entre 5 a 15 dias (Melo, 2020; Pandya *et al.*, 2017; Decaro e Buonavoglia, 2012; Desario *et al.*, 2005).

A sorologia pareada é realizada com 14 a 21 dias de intervalo, pois filhotes podem ter anticorpos maternos circulantes. O teste pode apresentar resultados falso-positivos caso seja realizado de 3 a 10 dias após a administração de uma vacina com vírus vivo modificado, pois o teste não diferencia os antígenos vacinais e os da doença. O vírus modificado vacinal tem a capacidade de se replicar no trato entérico sendo posteriormente liberado nas fezes dos cães vacinados (Melo, 2020; Decaro e Buonavoglia, 2012; Desario *et al.*, 2005).

Outros testes que detectam o antígeno do parvovírus nas fezes são a microscopia electrónica, isolamento viral, hemaglutinação das fezes e reacção em cadeia de polimerase (PCR) convencional, em tempo real ou teste de PCR (Melo, 2020; Pandya *et al.*, 2017; Goddard e Leisewitz, 2010; Desario *et al.*, 2005). E os testes serológicos como teste de inibição da hemaglutinação e soroneutralização são também usados para o diagnóstico da doença (Decaro *et al.*, 2005).

Os métodos para detecção do ADN viral, como a PCR, aumentam a sensibilidade da detecção do vírus, sendo possível a utilização da PCR em tempo real, para estimar a carga viral presente na amostra clínica (Strecket *et al.*, 2013). O uso da PCR em tempo real é recomendado por ser mais sensível que os demais métodos e por sua alta capacidade de diferenciar a carga viral comensal da carga viral de infecção aguda (Decaro *et al.*, 2005; Grellet *et al.*, 2014).

À necrópsia, os animais infectados com parvovirose intestinal apresentam a mucosa intestinal congestionada, hemorrágica e frequentemente recoberta por uma pseudomembrana. As placas de *Payer* encontram-se atrofiadas. A medula óssea pode apresentar-se liquefeita e hiperêmica. A histopatologia intestinal revela necrose epitelial, colapso das vilosidades e aumento do infiltrado inflamatório na lâmina própria (Pavan, 2009; Flores, 2007). Os linfonodos encontram-se atrofiados na região cortical, com ausência ou diminuição de folículos linfóides, o timo apresenta perda considerável de linfócitos corticais e perda da arquitetura, atrofia de baço e medula óssea com contagem celular reduzida (Pavan, 2009; Goddard *et al.*, 2008).

A análise imunohistoquímica (IHQ) é realizada em tecidos ou órgãos colhidos na necrópsia. O teste baseia-se em detectar antígenos presentes em tecidos marcados com anticorpos antivirais. Os macrófagos, linfócitos e células necróticas das criptas intestinais são as células que mais mostram imunopositividade. Adicionalmente, o teste permite observar microscopicamente, a prevalência de enterite necrótica (Rodrigues e Molinari, 2018). O método de análise imunohistoquímica é realizado com tecidos adquiridos na necrópsia do animal, sendo o intestino o melhor órgão para diagnóstico de CPV. No entanto, trata-se de um teste altamente específico, mas com baixa sensibilidade (Oliveira *et al.*, 2009).

4.6. Diagnóstico diferencial

Existem diversas causas de gastroenterites que devem ser consideradas, pois os sinais não são exclusivos de parvovirose e podem ocorrer outras doenças concomitantemente. No diagnóstico diferencial de Parvovirose devem ser incluídas as seguintes anormalidades: ingestão de xenobióticos, presença de corpos estranhos gastrointestinais, invaginação, coronavirose, esgana canina, campilobacteriose, salmonelose, erliquiose, intussuscepção e distúrbios gastrintestinais parasitários ou alimentares (Abreu, 2021; Barr e Bowman, 2010).

4.7. Tratamento

O tratamento de parvovirose canina consiste em cuidados de suporte ao animal para restabelecer o equilíbrio hidroelectrolítico e a glicemia e assim, esperar o retorno da função intestinal e imune. Para a compensação da deficiência imunológica temporária, usa-se tratamentos para prevenir infecções bacterianas secundárias e reduzir vômitos (Melo, 2020; Pereira, 2017; Scott-Morris e Walker, 2016).

O tratamento de suporte inclui a administração de fluidoterapia, antibioticoterapia, antieméticos, analgesia quando há dor abdominal, restrição alimentar por 12 a 24 horas via oral para

recuperação do trato gastrointestinal e restrição hídrica via oral em casos de vômitos. Após período crítico, deve reintroduzir gradualmente a água e a dieta (Melo, 2020; Falcão, 2019; Mylonakis *et al.*, 2016; Judge, 2015). E caso necessário, deve se fazer administração de anti-helmínticos (Falcão, 2019; Prittie, 2004).

A fluidoterapia irá rehidratar o animal, reverter a hipovolemia, assim como, corrigir os distúrbios ácido-base e, é crucial para a manutenção do animal. A fluidoterapia deve consistir em solução electrolítica equilibrada isotónica com uma concentração de electrólitos semelhante ao do sangue (Ex.: Lactato de Ringer ou solução salina NaCl 0,9%), a uma taxa que depende da condição do animal. Os fluidos devem ser repostos o mais rapidamente possível (dentro de 1 a 6 horas) e, assim que a perfusão seja restaurada, deve-se reduzir a taxa para uma de manutenção que seja baseada nas perdas diárias do animal (Falcão, 2019; Prittie, 2004; Goddard e Leisewitz, 2010).

A antibioticoterapia é indicada devido aos danos no epitélio intestinal e, que pode levar ao risco de translocação bacteriana, infecções secundárias e possível sepse (Falcão, 2019; Scott-Morris e Walker, 2016; Judge, 2015). Nesse caso, os antibióticos de amplo espectro são empregues, principalmente, os que possuem acção contra as bactérias Gram-negativas, como as enterobactérias predominantes das infecções intestinais. As cefalosporinas de primeira e segunda geração são muito descritas, devendo ser substituídas, caso não sejam efectivas, pelo metronidazol ou ciprofloxacina (Santana *et al.*, 2019; Mylonakis *et al.*, 2016; Flores, 2007).

O uso de antieméticos deve ser considerado em casos de vômitos persistentes, pois podem exacerbar a desidratação e o desequilíbrio electrolítico. Os antieméticos frequentemente usados são por via subcutânea, intramuscular e intravenosa, como a metoclopramida, maropitan, ondasetrona ou dolasetrona (Melo, 2020; Mylonakis *et al.*, 2016; Scott-Morris e Walker, 2016). Não se recomenda o uso de medicamentos antidiarréicos, pois aumentam o risco de translocação bacteriana e complicações sistémicas (Melo, 2020; Scott-Morris e Walker, 2016).

A analgesia em pacientes com parvovirose consiste na redução da dor abdominal aguda na base de utilização de Anti-inflamatórios Não-esteroidais (AINEs), como flunexinameglumina ou esteróides como a prednisolona. A utilização de esteróides é frequente em quadros de choque endotóxico, reduzindo a absorção de toxinas intestinais e das reacções inflamatórias sistémicas. Os AINEs devem ser usados com cautela por períodos maiores de 3 dias em

virtude de possíveis complicações gástricas e renais (Santana *et al.*, 2019; Pereira, 2017; Mylonakis *et al.*, 2016; Nelson e Couto, 2006).

Em pacientes com anorexia prolongada, diminuição da ingestão calórica voluntária e enteropatias com perda de proteínas deve-se considerar como opção a nutrição enteral, pois ajuda a manter a integridade da mucosa e diminui o risco de translocação bacteriana ou por endotoxina. Caso a alimentação enteral não seja possível devido à diarreia e/ou vômitos deve-se acrescentar alimentação parenteral. Deve-se fazer a suplementação com glutamina, pois promove a reparação da lesão da mucosa e saúde dos enterócitos. A dieta de escolha deve ser facilmente digerível e quando o vômito cessar deve gradualmente reintroduzir a dieta normal por via oral (Melo, 2020; Scott-Morris e Walker, 2016; Judge, 2015).

4.8. Prognóstico

Os cães infectados pelo CPV, quando submetidos à tratamento de suporte imediatamente é possível atingir taxas de sobrevivência na ordem dos 85 a 96% (Falcão, 2019). Quando não há terapia, a taxa de letalidade pode chegar a 91% (Melo, 2020; Linget *al.*, 2012; Prittie, 2004). O prognóstico é favorável em animais que recebem a terapia adequada e que tem leucopenia branda e ausência de citopenias (Melo, 2020; Goddard *et al.*, 2008). Os pacientes em estágios agudos têm prognóstico desfavorável (Melo, 2020; Scott-Morris e Walker, 2016). Existem diversos factores que contribuem para o mau prognóstico em pacientes com parvovirose (Tabela 10).

Tabela 10: Factores que influenciam no prognóstico da parvovirose canina.

Factores	Associação negativa	Autor (es)
Síndrome da resposta inflamatória sistêmica	Indicador de um prognóstico desfavorável	Melo, 2020; Kalliet <i>al.</i> , 2010
Factor de necrose tumoral – α	Indicador de mortalidade pois o seu aumento está relacionado ao prognóstico desfavorável	Melo, 2020; Bastanet <i>al.</i> , 2013
Creatinina e Ureia	Indicadores de lesão renal aguda em filhotes	
Troponina Cardíaca I	Indicador de miocardite progressiva em pacientes com parvovirose cardíaca	
Idade e gravidade	Infecção em filhotes (idade inferior a um ano) e o estágio avançado da doença	Falcão, 2019; Decaro <i>et al.</i> , 2008
Endoparasitismo/infecções concomitantes	Intensifica dos sinais clínicos e exacerba a gravidade da doença	Falcão, 2019; Decaro <i>et al.</i> , 2006; Cavalliet <i>al.</i> , 2014
Alterações hematológicas	Monocitopenia isolada é sugestiva de um mau prognóstico	Falcão, 2019; Kalliet <i>al.</i> , 2010

Os animais que se recuperam de uma infecção activa pelo CPV-2 têm maior probabilidade de não ter a doença ao longo da vida, pois a memória imunológica após a infecção é de longa duração ou por toda a vida. Contudo, os filhotes que sobreviverem à infecção por CPV-2 têm maior risco de desenvolver doença gastrointestinal crónica e miocardite, devido, possivelmente, à combinação da enterite grave com a exposição aos antibióticos no início da vida (Melo, 2020; Prittie, 2004).

4.9. Controlo e Prevenção

O parvovírus é altamente contagioso e pode ser devastador em canis e abrigos de cães. Os animais infectados por CPV-2 eliminam através das fezes, grandes quantidades de partículas virais durante duas a quatro semanas após a infecção (Melo, 2020; Falcão, 2019; Santana *et al.*, 2019). Dessa forma, precauções devem ser tomadas, no sentido de impedir a contaminação de fômites entre áreas com animais infectados e não infectados. O parvovírus é extremamente resistente à inactivação e pode persistir no meio ambiente por meses a anos. É fundamental que todo o material que entre em contacto com os animais infectados, seja cuidadosamente desinfectado (Falcão, 2019; Lamm e Rezabek, 2008).

Detergentes e desinfectantes comuns não são capazes de inactivar o vírus. Os desinfectantes efectivos, incluem hipoclorito de sódio, peróxido de hidrogénio, peroximonosulfato de potássio, formalina, β -propiolactona, aldeídos, hidróxido de sódio, hidroxilamina e agentes oxidantes. Para uma desinfecção eficaz é importante uma prévia limpeza com os detergentes comuns. Também é possível inactivar o parvovírus com altas temperaturas, por um período mínimo de 10 minutos (Melo, 2020; Boschetti *et al.*, 2003). As indicações dos fabricantes quanto às diluições, semi-vida e tempo de contacto dos desinfectantes, devem ser estritamente seguidas (Falcão, 2019; Anderson, 2015). Dadas as dificuldades inerentes à inactivação destes agentes associadas ao enorme potencial biótico, as medidas preventivas, como, por exemplo, a vacinação, devem ser reforçadas (Falcão, 2019; Prittie, 2004).

As vacinas actuais possuem elevada estabilidade de atenuação de virulência das amostras, consequentemente, conferem boa protecção desde que evite as falhas vacinais. A ocorrência de falhas vacinais tem diversas causas, como: interferência de anticorpos de origem materna circulantes nos filhotes, idade de administração da vacina, cães imunodeprimidos, término do protocolo vacinal antes de 16 semanas de idade e exposição ao CPV-2 antes de duas semanas após a última dose da vacina (Melo, 2020; Altman *et al.*, 2017; Decaro *et al.*, 2006).

A imunização contra CPV-2 é feita em três doses em intervalos de duas a quatro semanas, iniciando-se de seis a oito semanas de idade ou considerar quando o nível de anticorpos maternos esteja abaixo de 1,2. O protocolo deve terminar após 16 semanas de idade para evitar falhas de vacinação até 24 semanas, também deve se evitar a exposição do filhote a ambientes com CPV-2 até duas semanas após a última dose da vacina. Os animais adultos que não tenham sido submetidos ao protocolo vacinal, devem receber duas doses com intervalos de duas a quatro semanas (Melo, 2020; Altman *et al.*, 2017; Day *et al.*, 2016). Após 16 semanas, os anticorpos maternos dos filhotes estão reduzidos, permitindo que a vacinação leve ao desenvolvimento da imunidade adquirida para proteger contra a infecção. Também é essencial realizar reforços anuais após a conclusão do protocolo inicial, o primeiro reforço pode ser realizado entre seis a doze meses de idade (Melo, 2020; Day *et al.*, 2016; Decaro *et al.*, 2005).

As vacinas comerciais existentes são baseadas em estirpes virais CPV-2 e CPV-2a (Mohan-Rajet *et al.*, 2010). Há diversas marcas de vacinas com diferentes protocolos de aplicação, portanto, as informações contidas nas suas respectivas bulas devem ser lidas e estritamente seguidas. Apesar de vacinação, em alguns animais observa-se ocorrência de infecções, colocando questão em relação a eficácia vacinal de algumas vacinas. Além disso, a ocorrência e a distribuição de novos tipos antigénicos podem contribuir, sendo necessária uma maior compreensão destas variações. O CPV-2 continua evoluindo, dando origem a novas mutações e novos antígenos de vírus que se disseminam pela população canina. Assim, é recomendado que as vacinas contenham os mais novos tipos antigénicos de um determinado vírus, conferindo ao paciente protecção contra cepas actuais que estão no ambiente (Santana *et al.*, 2019).

5. Caso-estudo: Aspectos epidemiológicos e clínico-patológicos de um surto de Parvovirose Canina

5.1. Materiais e métodos

5.1.1. Descrição do local

O estudo foi conduzido na Secção de Anatomia Patológica (SAP), pertencente ao Departamento de Sanidade e Saúde Pública da Faculdade de Veterinária (FAVET) da Universidade Eduardo Mondlane (UEM). A SAP está situada no edifício principal da FAVET-UEM no bairro Luís Cabral, Avenida de Moçambique Km 1,5 na Cidade de Maputo. A SAP é uma unidade laboratorial de ensino, investigação e extensão. No âmbito das actividades de extensão, o laboratório recebe e processa amostras de biópsias, peças cirúrgicas, órgãos de animais abatidos e cadáveres, provenientes do Hospital Escolar Veterinário, clínicas veterinárias, matadouros e veterinários ou pessoas singulares.

5.1.2. Casos-estudo

No dia 19 de Fevereiro de 2024, deram entrada na SAP, três (3) cachorros sem vida, provenientes da Unidade Canina do Comando Geral da Polícia da República de Moçambique, com a solicitação de exames *Post-mortem* dos mesmos. A Tabela 11 ilustra a identificação e história clínica dos animais. Os cadáveres foram identificados em animal 1 (A1), animal 2 (A2) e animal 3 (A3) de acordo com a ordem de realização da necrópsia.

Tabela 11. Identificação e história clínica dos animais.

A	Raça	Sexo	Idade	História clínica
1*	SRD	Fêmea	±3Meses	Cachorros com diarreia mucosanguinolenta (SRDs com parasitas adultos), vômitos, debilidade, inapetência e perda de peso há 6 dias.
2	Pastor Alemão	Fêmea		Tratamento: Antibióticos(Sulfas compostas), Multivitaminas, Desparasitantes (Prazinquantel), Antieméticos(Metoclopramida) e Fluidoterapia (Ringer Lactato e Glicose).
3*	SRD	Macho		Não demonstraram melhorias e vieram a óbito.
Outras informações				
No mesmo período, já tinham morrido 5 cachorros (dois Rottweiler, três Pastores alemães, da mesma ninhada de cada raça), que apresentavam os mesmos sinais clínicos. Os cachorros estavam alojados				

em canis próximos. Os cachorros da mesma ninhada estavam agrupados em um único canil. Eram alimentados de ração balanceada, alternando com serradura misturada com carnes, farinha, leite e ovo. As cadelas antes ou durante a gestação não receberam a vacina múltipla.

**Oscachorros SRD eram da mesma ninhada. SRD: Sem raça definida*

A necrópsia dos três animais foi feita no dia seguinte e baseou-se na técnica descrita por Moura (2013), seguindo o seguinte protocolo:

1. **Exame externo:** consistiu em observar e detectar alterações quanto ao estado geral do animal (perfil nutricional, presença de ectoparasitas, escaras e escoriações, cicatrizes, presença de neoformações cutâneas e alterações cadavéricas) e exame da cavidade oral (verificar as mucosas);
2. **Posicionamento:** colocação do animal em decúbito dorsal (cães);
3. **Abertura do cadáver:** realizou-se uma pequena incisão abdominal junto a cartilagem xifóide, introduzindo os dedos médios e indicador no abdômen e seguindo a incisão muscular pela linha alba até a púbis. De seguida, desarticulou-se os membros posteriores e depois rebateu-se os anteriores lateralmente para que ocorra a exposição completa da pelve e tórax. Seguiu-se com adissecação da pele e *subcutis* das regiões submandibular e cervical. Desarticulação costal nos pontos de fixação das costelas. Cortou-se os ramos da púbis. E retirou-se o púbis e o esterno com a faca, cortando a porção semicircular ventral do diafragma.
4. **Exame interno:** visualização dos órgãos “*in situ*” nas cavidades torácicas, abdominal e pélvica. E de seguida, retirou-se cada sistema/órgão e avaliou-se individualmente, na seguinte ordem:
 - i) **Cabeça:** verificou-se a presença de lesões físicas e carraças. Observou-se ainda a coloração de mucosas orais e conjuntivais e presença de lesões;
 - ii) **Língua:** examinou-se a região de orofaringe (palato e amígdalas) e o terço proximal de esôfago e traqueia;
 - iii) **Tórax:** foi feita a avaliação minuciosa da traqueia, pulmão e o coração;
 - iv) **Abdômen:** observou-se o baço e realizou-se a manobra de *Virchow*, avaliou-se ainda o fígado, estômago, esôfago, pâncreas e intestinos;
 - v) **Genito-urinário:** examinar os rins, glândulas adrenais e bexiga. Fêmeas (vagina, cérvix, cornos uterinos e ovários). Machos (testículos, epidídimo e próstata).

As lesões observadas foram fotografadas e descritas. Posteriormente, foram colhidos fragmentos de órgãos e fixados em formalina a 10% para o exame histopatológico. As amostras foram processadas segundo a técnica rotineira e embebição em parafina. Os tecidos foram cortados ao micrótomo numa espessura de 5 µm e corados com Hematoxilina e Eosina (HE) (Timm,2005).

As lâminas foram interpretadas por um patologista, buscando-se maior acuidade no diagnóstico. Foi elaborado um relatório de necrópsia, conforme o modelo em uso na SAP **(Anexo II)**.

5.2. Resultados

5.2.1. Achados da necrópsia

a) Exame externo

Os cachorros apresentavam-se caquéticos, com carcaças e mucosas ligeiramente pálidas e com áreas multifocais de coloração avermelhada na mucosa oral (**Figura 5**).



Figura 5: Achados do exame externo dos cachorros. **A, B e C:** Pacientes 1, 2 e 3, respectivamente, evidenciando baixa condição corporal. **D.** Mucosas orais pálidas e áreas avermelhadas na gengiva superior (setas verdes)– A3. **Fonte:** Autor.

b) Exame interno

No geral, os órgãos internos estavam pálidos em todos os cachorros. Os achados observados em cada órgão foram os seguintes:

- 1) **Pulmão:** não estava colapsado, apresentava áreas ligeiramente avermelhadas, brilhante, enfisematoso (A1 com enfisema de forma mais acentuada) e ligeiramente edemaciado em todos os cachorros, (**Figura 6**). O A2 e A3 apresentavam pulmão avermelhado.

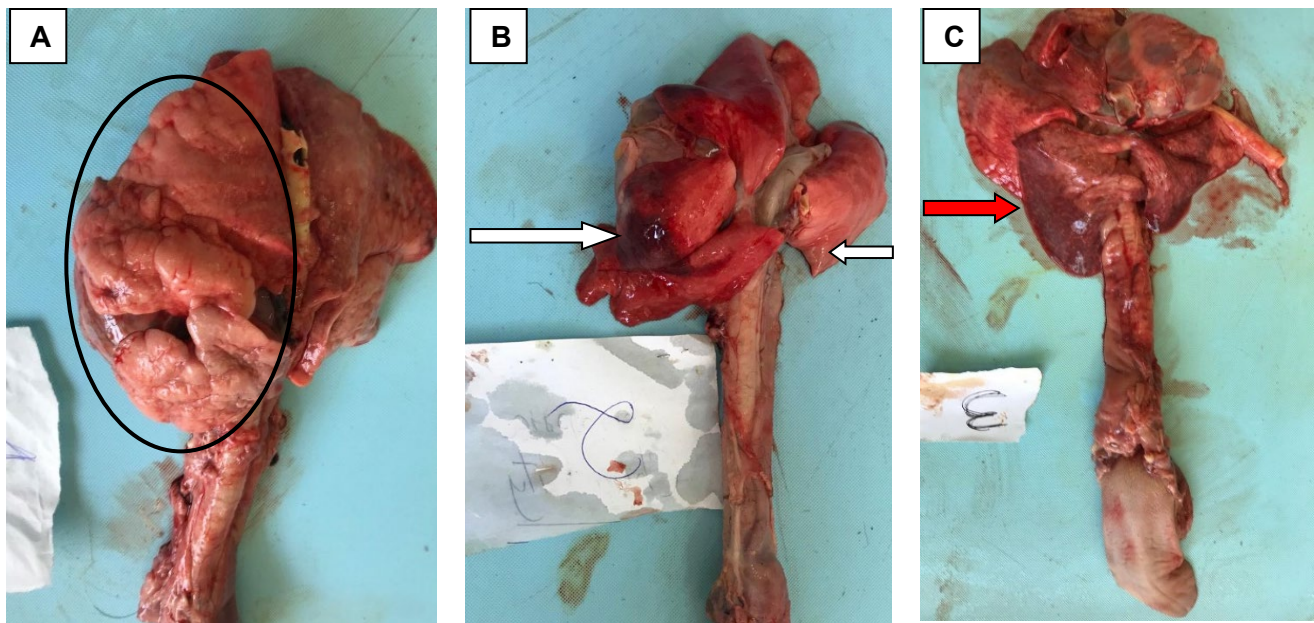


Figura 6: Pulmão não colapsado com áreas de enfisema e avermelhado. **A.** (A1) com quadro de enfisema (círculo) e pálido. **B.** (A2) e (A3) com áreas avermelhadas (**seta branca**) e pálidas (**seta vermelha**) e brilhante. **Fonte:** Autor.

- 2) **Intestinos:** serosa ligeiramente avermelhada, mucosa com coloração ligeiramente amarelada (fibrina) e linfonodos mesentéricos aumentados moderadamente (Figura 7). No A1 foi observada, no intestino delgado, a presença de formas parasitárias adultas, com comprimento de 10-20 cm, forma cilíndrica, coloração branco-acinzentada (Anexo III). Os parasitas foram encaminhados para o laboratório de parasitologia da FAVET. E foram identificados como *Ancylostomacanthum*.

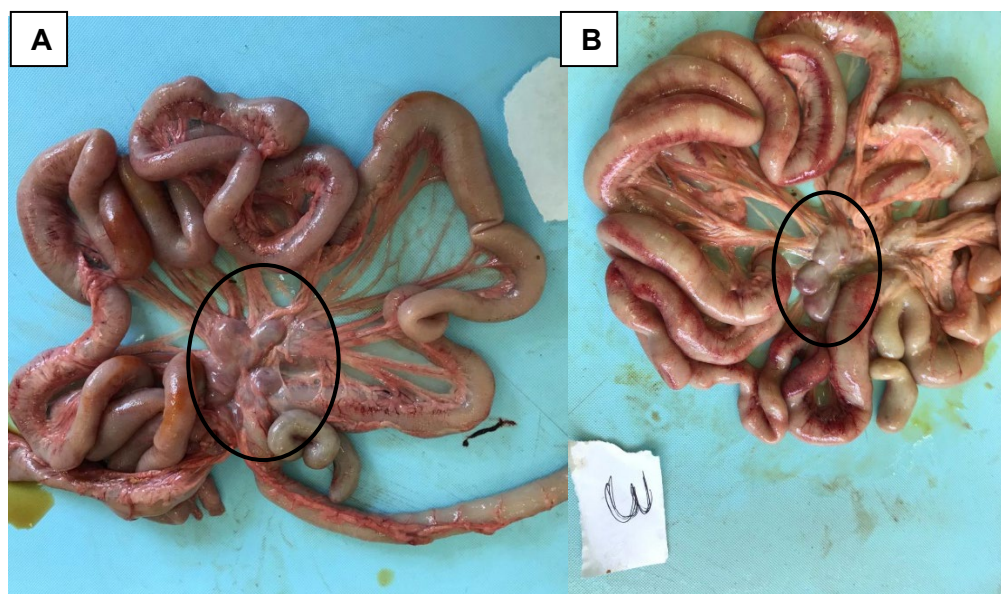


Figura 7 Achados de necrópsia. **A.** (A1) e **B** (A3) serosados intestinos ligeiramente hiperêmicos e linfonodo mesentérico aumentado (círculo). **Fonte:** Autor.

3) Fígado: Moderadamente aumentado de tamanho, intensamente avermelhado e brilhante, consistência ligeiramente firme. Apresentou áreas focalmente extensas de palidez de superfície até ao parênquima hepático e vesícula biliar repleta de conteúdo.

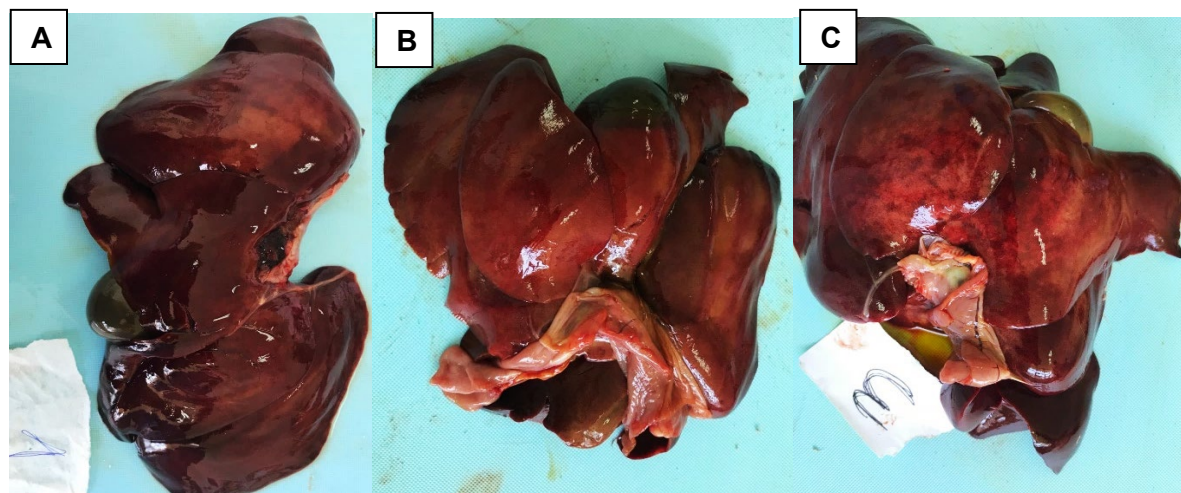


Figura 8: Achados de necrópsia. A, B e C. Fígados aumentados de tamanho, avermelhados, brilhantes e com algumas áreas pálidas (A1, A2 e A3). **Fonte:** Autor.

A medula óssea, rim, baço e coração não apresentaram lesões macroscopicamente significativas.

5.2.2. Achados microscópicos

Na análise microscópica, os três animais apresentaram lesões similares, apesar de ligeira variação na intensidade das mesmas (Tabela 11).

Tabela 11: Lesões microscópicas observadas em órgãos dos três pacientes.

Órgão	Descrição microscópica
Pulmão	Infiltrado difuso de neutrófilos, macrófagos e alguns linfócitos nos septos alveolares (pneumonia intersticial); e, por vezes, nos alvéolos. Hiperemia de vasos capilares (mais acentuada no A2 e A3); focos com material eosinofílico no interior dos alvéolos (edema alveolar discreto); descamação do epitélio dos bronquíolos e brônquios (Figura 9)
Fígado	Focos de degeneração e necrose dos hepatócitos; áreas com hemorragia, áreas multifocais com infiltrado moderado de linfócitos e hiperemia associada a inflamação
Intestino delgado	Acentuada necrose e encurtamento de vilosidades; necrose das glândulas intestinais; presença de células grandes, por vezes nucleadas (células hiperplásicas) na lâmina própria; infiltrado de linfócitos difuso moderado a acentuado na lâmina própria (Figura 10)
Linfonodomesentérico	Depleção linfóide, infiltrado moderado e difuso de macrófagos
Baço	Depleção linfóide difusa; áreas com congestão – (Figura 11)
Medula óssea	Múltiplos focos hemorrágicos e depleção da medula óssea acentuada
Rim	Degeneração e necrose do epitélio tubular

Imagens das principais lesões microscópicas observadas

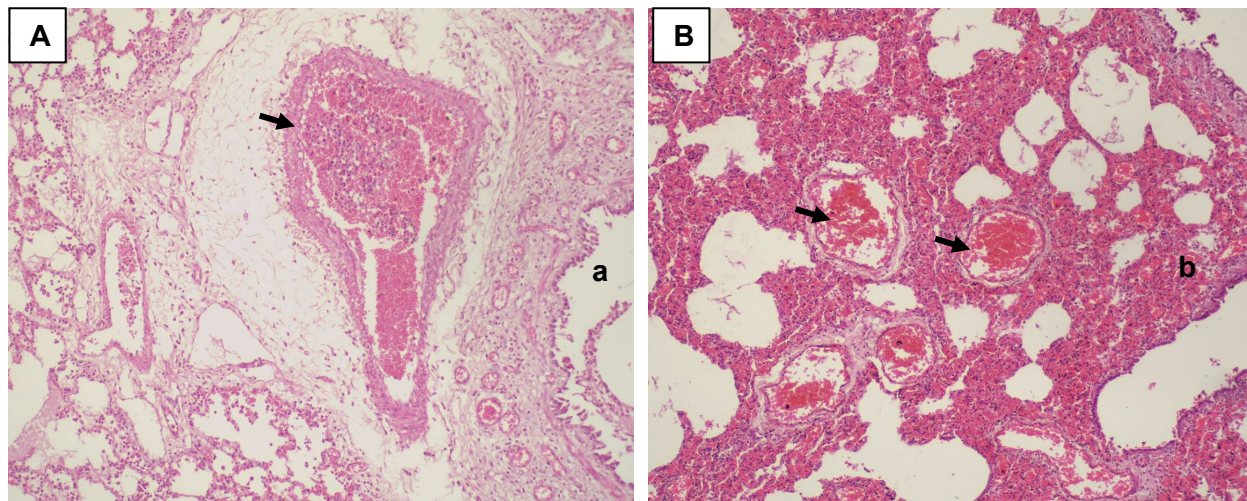


Figura 9: Pulmão – **A.** Descamação do epitélio nos bronquíolos (a) e infiltração de neutrófilos, macrófagos e linfócitos nos septos alveolares – HE.10X. **B.** Hiperemia capilar (seta) e edema alveolar (b) – HE.10X. **Fonte:** Autor.

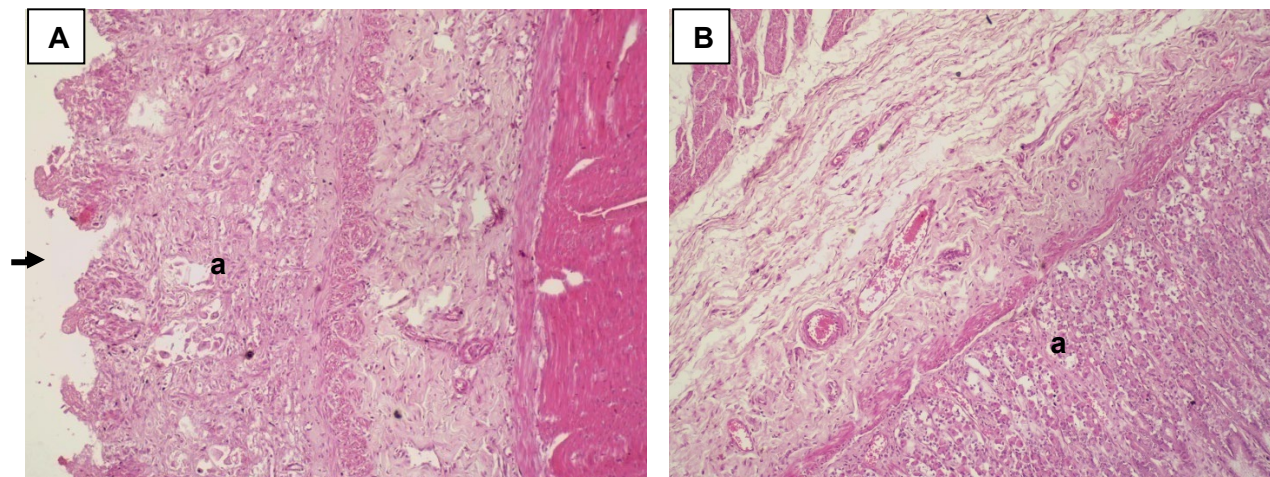


Figura 10: Intestino – **A.** Necrose de epitélio e encurtamento das vilosidades (**seta**) e necrose das glândulas intestinais (a) – 10X. **B.** Infiltração de linfócitos na lâmina própria – 20X. **Fonte:** Autor.

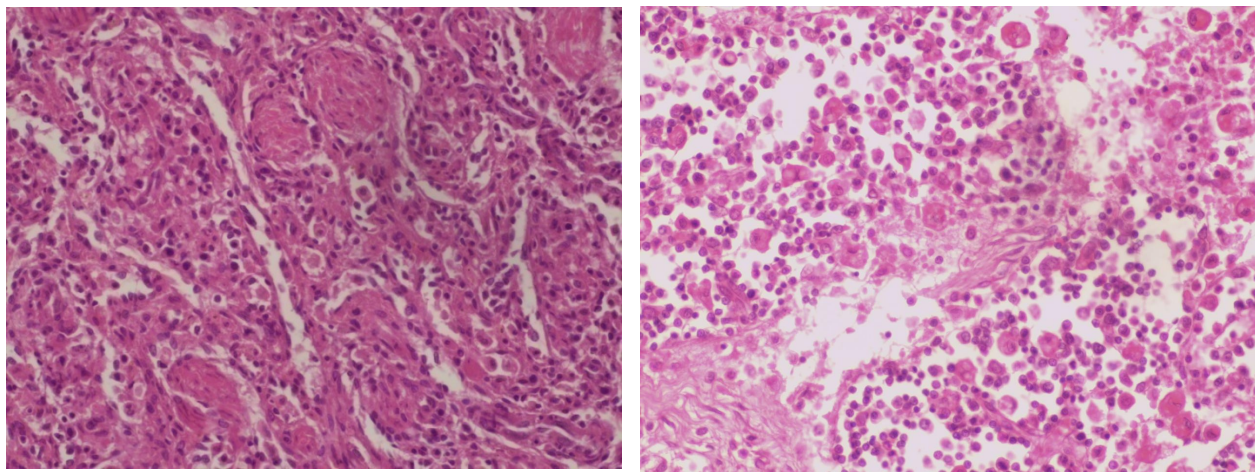


Figura 11: Baço – A. Depleção linfóide difusa; áreas com congestão – 20X. **Medula óssea – B.** Múltiplos focos de hemorragia e depleção da medula óssea acentuada. **Fonte:** Autor.

6. Discussão

A Parvovirose canina é uma doença infecto-contagiosa de grande importância em cães devido à sua elevada morbidade e mortalidade (Melo, 2020). Esta doença caracteriza-se clinicamente por gastroenterite aguda, manifestação mais comum da doença e, surge frequentemente em cachorros não vacinados, entre as 6 semanas e os 6 meses de idade (Falcão, 2019). Os animais correspondentes ao estudo, apresentavam uma idade de ± 3 (três) meses e tendo recebido apenas as duas primeiras vacinas polivalentes (múltipla). Pode-se inferir que os animais do presente relato, estavam no grupo de risco, pois tratava-se de cachorros com três meses que não tinham cumprido com todo o protocolo vacinal, apresentando-se com protecção passiva e activa fraca, o que possibilitou a infecção. Estes achados foram encontrados por outros autores (Oliveira, 2022; Abreu, 2021). Os títulos de anticorpos maternos contra o CPV-2 são transferidos para o filhote quando amamentados de forma correcta, o que lhes confere imunidade de 10 a 14 semanas de vida (Abreu, 2021; Jericó, 2015; Flores, 2012). Os cachorros em questão foram afectados com cerca de 12 semanas de vida, e provavelmente a imunidade adquirida materna não era suficiente para lhes conferir a protecção, pois a partir dessa idade a imunidade materna nos filhotes começa a decrescer (Flores, 2012).

Os animais do presente estudo pertenciam a Unidade Canina, instituição dedicada a cinotécnica e que possui efectivo maior de cães de diferentes categorias e, em algum momento que provêm de origens com estado sanitário duvidoso, o que pode facilitar a entrada, a transmissão e a propagação de doenças em animais jovens com estado imunológico fraco. Os animais adultos, muitas vezes, servem como portadores assintomáticos de diversas doenças, especialmente Parvovirose que é uma doença altamente infecto-contagiosa. A ocorrência de parvovirose é frequente em grandes canis de criadores de cães e em abrigos de cães errantes, pois nesses locais há grande aglomeração de animais de diferentes proveniências (Santana *et al.*, 2019; Duijvestijn *et al.*, 2016; Grellet *et al.*, 2014; Licitra *et al.*, 2014).

Algumas raças puras são mais susceptíveis que outras, como Labrador, Rottweiler, Doberman, Pinscher, Springer Spaniel Inglês, American Pitbull Terrier e German Shepherd (Oliveira, 2022; Abreu, 2021; Melo, 2020; Falcão, 2019). Coincidindo com o A2, pois este era de raça Pastor Alemão. Os cães de raças puras apresentam 2,15 vezes mais probabilidade de desenvolverem enterite por CPV-2 (Melo, 2020; Kalliet *et al.*, 2010). Entretanto, os A1 e A3 eram animais SRD, contrariando a literatura, pois as raças mistas são descritas como menos susceptíveis (Abreu, 2021; Falcão, 2019; Santana *et al.* 2019; Rodrigues e Molinari, 2018). Entretanto, todos os

animais podem ser afectados pelo CPV-2 (Melo, 2020). As raças dos animais do presente estudo, são consideradas de médio (A2) a grande porte (A1 e A3) (Pavan, 2009; Flores, 2007).

Diversos estudos referem não haver associação entre o sexo e a infecção por CPV-2 (Melo, 2020; Falcão, 2019; Miranda *et al.*, 2015). Entretanto, o sexo do animal apresenta relevância estatística em relação ao prognóstico, pois, os machos têm maior probabilidade de morrer, quando infectados por CPV-2 (Vieira, 2011).

Os pacientes do presente relato apresentavam histórico de convívio com outros animais de diferentes categorias. A infecção pelo CPV-2 pode ocorrer por exposição a partículas virais no ambiente, em contacto com outros animais, fômites e objectos contaminados. Por isso, durante o período vacinal, é necessário o isolamento total do animal até completar todo o quadro de vacinas e realizar desinfecção do ambiente e de objectos utilizados pelo animal infectado (Abreu, 2021; Flores, 2012).

Os A1 e A3 apresentavam nas fezes parasitas adultos, indicativo de uma desparasitação parcial ou inadequada, o que pode contribuir para instalação viral, pois as criptas intestinais encontram-se enfraquecidas ou destruídas, agravando, dessa forma, o quadro clínico do animal. A desparasitação de forma adequada aos cachorros reduz o risco de infecção pelo CPV-2 que os não desparasitados ou desparasitados parcialmente. Isso ocorre porque os parasitas intestinais aumentam a gravidade da enfermidade. Portanto, cães com profilaxia anti-helmíntica estabelecida adequadamente têm menor risco de ter a infecção por CPV-2 (Melo, 2020; Kalliet *al.*, 2010; McCaw e Hoskins, 2006; Miranda *et al.*, 2015; Prittie, 2004).

Segundo a história clínica, os animais em questão apresentavam diarreia mucosanguinolenta, os A1 e A3 apresentavam nas fezes parasitas adultos, com vômitos, debilidade, inapetência e perda de peso, estes sinais, pois, são inespecíficos. Segundo Nelson e Couto (2006), a ocorrência da Parvovirose é mais grave em cães filhotes e os sinais clínicos tendem a ser inespecíficos. Os sinais clínicos apresentados pelos animais corroboram com a literatura, (Oliveira, 2022; Abreu, 2021; Falcão, 2019; Rodrigues e Molinari, 2017; Miller, 2015). As infecções virais podem agravar o quadro clínico do animal, evoluindo para uma infecção secundária por outros agentes infecciosos como bactérias, fungos, outros vírus e parasitas (Abreu, 2021; Rodrigues e Molinari, 2017), como foi o caso dos animais em questão em que houve infecção concomitante de Parvovirose e parasitose (infecção por *Ancilostomacanthum*).

Os casos foram clinicamente abordados com base no diagnóstico presuntivo. Tendo em conta a informação reunida na anamnese, sinais clínicos e avaliação clínica, presumiu-se que se tratasse de uma gastroenterite infecciosa compatível com infecção por Parvovírus. Poderia ter sido realizado testes rápidos de diagnóstico de Parvovirose. Contudo, a Unidade Canina não dispõe dos testes rápidos para a realização do diagnóstico rápido de parvovirose. A doença causada pelo parvovírus canino é de fácil diagnóstico, podendo ser notada por meio dos sinais clínicos e de exames laboratoriais como hemaglutinação (HA), teste rápido de ELISA, os testes imunocromatográficos, hematologia e microscopia electrónica (Oliveira, 2022).

Não há um tratamento específico para a parvovirose, sendo assim é necessário atentar-se aos sinais clínicos manifestados pelo animal. Para Goddard *et al.* (2010), é fundamental o suporte com antibióticos, fluidoterapia, analgésicos e anti-eméticos para obter melhor resultado. Não obstante, Abreu (2021); Flores (2012), afirmam que os animais com diarreia apresentam desidratação, hipovolémia e hipoglicemia, sendo de fundamental importância a terapia com fluidoterapia para evitar que estes entrem em estágio de choque. Pelo relato, este tratamento foi efectuado para os pacientes em estudos, porém não houve sucesso, isso pode estar associado a infecção concomitante com parasitas observados nas fezes dos pacientes após a desparasitação efectuada ou possivelmente pela infecção secundária por outros agentes patogénicos e pelo tratamento tardio, o que pode ter agravado o quadro clínico dos animais.

O diagnóstico definitivo foi obtido através dos exames *post-mortem*. Os achados observados na necrópsia coincidem com o relatado na literatura, pois referem que na necrópsia, as áreas afectadas da serosa são vermelhas a escuras e a mucosa tem muitas vezes um aspecto suave e vítreo devido à perda das vilosidades, o conteúdo do intestino delgado é aquoso e pode variar de amarelo mucóide a sanguinolento (Falcão, 2019; Lamm e Rezabek, 2008). O vírus tipicamente afecta primeiro a porção proximal do intestino delgado e progride ao longo de toda a sua extensão. O intestino grosso raramente é afectado (Falcão, 2019; Lamm e Rezabek, 2008), pois não se observou afectação do intestino grosso nos animais atendidos.

Ferreira (2011); McCaw e Hoskins (2006), referem que a nível microscópico, são observadas inclusões intranucleares basófilas e atrofia das vilosidades. Geralmente, com evidência de regeneração intestinal, mesmo nos casos mais graves. Achados evidenciados também em pacientes em estudo. Dessa forma, os achados da necrópsia e os resultados da histopatologia, mostraram-se importantes no diagnóstico definitivo da parvovirose em cachorros da Unidade Canina.

Um dos métodos importantes para a confirmação do diagnóstico etiológico em casos de lesões intestinais sugestivas de parvovirose é a IHQ, pois através do uso de marcadores de tecidos com anticorpos anti-virais, detecta antígenos presentes em tecidos marcados (Rodrigues e Molinari, 2018). Contudo, não foi possível a realização desta, pois o laboratório da SAP não dispõe de material para o efeito.

A parvovirose canina é uma doença aguda, altamente contagiosa e que ameaça a qualidade de vida dos cães. Os animais do caso-estudo não apresentavam o protocolo vacinal completo e mesmo a cadela-mãe não tinha sido vacinada, sendo importante a vacinação de cadelas antes ou no primeiro terço de gestação. Em um centro de criação de animais como é o caso da Unidade Canina, local de proveniência dos animais de caso-estudo, é importante adoptar as medidas de biossegurança interna (vacinação, limpeza, desinfecção e isolamentos/quarentenas) com vista a minimizar a probabilidade de ocorrência de doenças infecto-contagiosas.

7. Conclusões

- O estágio curricular permitiu a consolidação dos conhecimentos e aquisição de habilidades práticas na área clínica dos pequenos animais.
- O convívio com animais de diferentes faixas etárias e a não conclusão do protocolo vacinal para parvovirose, foram factores predisponentes para os pacientes do presente caso-estudo.
- A desparasitação em animais, especialmente de cachorros, é de extrema importância, pois a falta da realização desta pode reduzir significativamente a recuperação de cães com parvovirose.
- Os dados da anamnese, o exame físico e avaliação do quadro clínico e lesional, associado à análise epidemiológica permitiram estabelecer o diagnóstico presuntivo dos animais, e estes tem sido a forma com que o Médico Veterinário usa no seu dia-a-dia para estabelecer o diagnóstico.

8. Recomendações

Aos tutores de animais e à Unidade Canina:

- Manter sempre em dia a vacinação dos cães (vacina múltipla), fazendo entre 6ª e 8ª semana de idade, com doses de reforço, administradas no espaço de 3 a 4 semanas até os cachorros completarem 16 semanas de idade e, posteriormente, vacinar anualmente;
- Desparasitar todos os animais e alternar os desparasitantes;
- Manter os cachorros afastados de outros animais cujo histórico de vacinação é desconhecido, até que complete a vacinação;
- Isolar os animais que demonstram sinais de qualquer que seja a doença e fazer limpeza do local de modo a evitar a contaminação do ambiente e posteriordisseminaçãoda doença.

Aos clínicos e patologistas:

- Divisão da equipa veterinária e responsabilização por áreas, de forma a restringir os movimentos entre a área de internamento comum e de isolamento. Ou optar por um fluxo de trabalho baseado no risco de infecção.
- Melhorar o sistema de diagnósticos de parvovirose através de aquisição de *Kits* rápidos.
- Estabelecer na SAP a técnica de imunohistoquímica para o diagnóstico etiológico de parvovirose.
- Adotar protocolos terapêuticos mais eficientes com vista a reduzir a mortalidade em animais infectados por CPV-2.

9. Referências bibliográficas

1. Abreu, L.E. (2021). **Relatório de estágio curricular supervisionado. Parvovirose canina: relato de caso.** Monografia (Graduação em Medicina Veterinária). Universidade Federal do Tocantins. Escola de Medicina Veterinária e Zootecnia. Araguaína, Brasil, pp. 15-40.
2. Altman, K.D.; Kelman, M.; Ward, M.P. (2017). **Are vaccine strain, type or administration protocol risk factors for canine parvovirus vaccine failure.** Veterinary Microbiology. Vol. 210, pp. 8-16.
3. Anderson, M.E.C. (2015). **Contact precautions and hand hygiene in veterinary clinics.** The Veterinary Clinics of North America. Small Animal Practice. Vol. 45, n. 2, pp. 343-360.
4. Appel, M.J.G.; Cooper, B.J.; Greisen, H.; Scott, F.W.; Carmichael, L.E. (1979). **Canine viral enteritis.** Status report on corona and parvo-like viral enteritides. Cornell Veterinary. Vol. 69, pp. 123-133.
5. Banenat B. Dogonyaro, Anna Mari Bosman (2013). Genetic analysis of VP2-encoding gene of canine parvovirus strains from Africa. Volume 165, pp. 460-465.
6. Barr, S.C.; Bowman, D.D. (2010). **Doenças infecciosas parasitárias em cães e gatos: consulta em 5 minutos.** 1ª. Edição. São Paulo: Revinter. Vol. 1, pp. 640.
7. Bastan, I.; Kurtde, A.; Ozen, D. (2013). **Prognostic usefulness of some parameters in dogs with canine parvovirus.** Ankara Universites Veteriner Fakultes Dergisi. Vol. 60, n. 1, pp. 53-58.
8. Binn, L.N.; Lazar, E.C.; Eddy, G.A.; Kajima, M. (1970). **Recovery and characterization of a minute virus of canines.** Infection and Immunity. Vol. 1, n. 5, pp. 503-508.
9. Bird, L.; Tappin, S. (2013). **Canine parvovirus: Where are we in the 21st Century.** Companion Animal. Vol. 18, n. 4, pp. 142-146.
10. Boschetti, N.; Wyss, K.; Mischler, A.; Hostettler, T.; Kempf, C. (2003). **Stability of minute virus of mice against temperature and sodium hydroxide.** Biologicals. Vol. 31, n. 3, pp. 181-185.
11. Brady, S.; Norris, J.M.; Kelman, M.; Ward, M.P. (2012). **Canine parvovirus in Australia: the role of socio-economic factors in disease clusters.** Veterinary Journal. Vol. 193, n. 2, pp. 522-528.
12. Cavalli, A.; Desario, C.; Kusi, I.; Mari, V.; Lorusso, E.; Cirone, F.; Decaro, N. (2014). **Detection and genetic characterization of Canine parvovirus and Canine coronavirus strains circulating in district of Tirana in Albania.** Journal of Veterinary Diagnostic Investigation. Vol. 26, n. 4, pp. 563-566.
13. Cavalli, A.; Martella, V.; Desario, C.; Camero, M.; Bellacicco, A.L.; De Palo, P.; Buonavoglia, C. (2008). **Evaluation of the antigenic relationships among canine parvovirus type 2 variants.** Clinical and Vaccine Immunology. Vol. 15, n. 3, pp. 534-539.
14. Day, M.J.; Horzinek, M.C.; Schultz, R.D.; Squires, R.A. (2016). **Diretrizes para a vacinação de cães e gatos.** Compiladas pelo grupo de diretrizes de vacinação (vgg) da Associação Veterinária Mundial de Pequenos Animais (wsava). Journal of Small Animal Practice. Vol. 57, n. 57, pp. 1-50.

15. Decaro, N.; Buonavoglia, C. (2012). **Canine parvovirus-a review of epidemiological and diagnostic aspects, with emphasis on type 2c**. Veterinary Microbiology. Vol. 155, n.1, pp. 1-12.
16. Decaro, N.; Desario, C.; Campolo, M.; Elia, G.; Martella, V.; Ricci, D.; Lorusso, E.; Buonavoglia, C. (2005). **Clinical and virological findings in pups naturally infected by canine parvovirus type 2 Glu-426 mutant**. Journal of Veterinary Diagnostic Investigation. Vol. 17, n. 2, pp. 133-138.
17. Desario, C.; Decaro, N.; Campolo, M.; Cavalli, A.; Cirone, F.; Elia, G.; Martella, V.; Lorusso, E.; Camero, M.; Buonavoglia, C. (2005). **Canine parvovirus infection: which 435 diagnostic tests for virus**. Journal of Virological Methods. Vol. 126, pp. 179-185.
18. Duijvestijn, M.; Mughini-Gras, L.; Schuurman, N.; Shijf, W.; Wagenaar, J.A.; Egberink, H. (2016). **Enteropathogen infections in canine puppies: co-occurrence, clinical relevance and risk factors**. Veterinary Microbiology. Vol. 195, pp. 115-122.
19. Falcão, F.M.S. (2019). **Abordagem clínica à parvovirose canina e à panleucopenia felina**. Dissertação (Mestrado Integrado em Medicina Veterinária). Universidade de Trás-os-Montes e Alto Douro. Vila Real, Portugal, pp. 1-73.
20. Ferreira, M.O. (2011). **Diferentes abordagens terapêuticas em cães com parvovirose – caracterização do uso de antibióticos**. Dissertação (Mestrado Integrado em Medicina Veterinária). Universidade Técnica de Lisboa – Faculdade de Medicina Veterinária, pp. 3-63.
21. Flores, E.F. (2007). **Virologia Veterinária**. Santa Maria: Editora Universidade Federal Santa Maria. Brasil.
22. Folitse, R.D.; Kodie, D.O.; Amemor, E.; Dei, D.; Tasiame, W.; Burimuah, V.; Emikpe, B.O. (2017). **Detection of canine parvovirus antigen in dogs in Kumasi, Ghana**. African Journal of Infectious Diseases. Vol. 12, pp. 28-32.
23. Goddard, A.; Leisewitz, A.L. (2010). **Canine parvovirus**. Veterinary Clinics: Small Animal Practice. Vol. 40, n. 6, pp. 1041-1053.
24. Goddard, A.; Leisewitz, A.L.; Christopher, M.M.; Duncan, N.M.; Becker, P.J. (2008). **Prognostic usefulness of blood leukocyte changes in canine parvoviral enteritis**. Journal of Veterinary Internal Medicine. Vol. 22, n. 2, pp. 309-16.
25. Greene, C.E.; Decaro, N. (2012). **Canine Viral Enteritis in Infectious Diseases of the Dog and Cat**. 3rd Edition, Elsevier, St Louis, Missouri, pp. 67-74.
26. Grellet, A.; Chastant-Maillard, S.; Robin, C.; Feugier, A.; Boogaerts, C.; Boucraut-Baralon, C.; Grandjean, D.; Pollack, B. (2014). **Risk factors of weaning diarrhea in puppies housed in breeding kennels**. Preventive Veterinary Medicine. Vol. 117, n. 1, pp. 260-5.
27. Jericó, M.M.; Kogika, M.M.; Neto, J.P.A. (2015). **Tratado de medicina interna de cães**. 1^a. Edição, Rio de Janeiro: Roca. Vol. 88, pp. 777; 1393-1399.
28. Judge, P.R. (2015). **Management of the patient with canine parvovirus enteritis**. In: Proceedings of the New Zealand Veterinary Nursing Association Annual Conference, pp. 654, 1234-1238.
29. Kalli, I.; Leontides, L.S.; Mylonakis, M.E.; Adamama-Moraitou, K.; Rallis, T.; Koutinas, A.F. (2010). **Factors affecting the occurrence, duration of hospitalization and final**

- outcome in canine parvovirus infection.** Research in Veterinary Science. Vol. 89, n. 2, pp. 174-178.
30. Khatri, R.; Mohan, H.; Minakshi; CS, P. (2017). **Epidemiology, pathogenesis, diagnosis and treatment of canine parvovirus disease in dogs: A mini review.** Journal of Veterinary Science and Medical Diagnosis. Vol. 06, n. 03.
 31. Kelman, M.; Barrs, V.R.; Norris, J.M.; Ward, M.P. (2020). **Socioeconomic, geographic and climatic risk factors for canine parvovirus infection and euthanasia in Australia.** Preventive veterinary medicine. Vol. 174.
 32. Lamm, C.G.; Rezabek, G.B. (2008). **Parvovirus infection in domestic companion animals.** Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice. Vol. 38, n. 22, pp. 837-850.
 33. Licitra, B.N.; Whittaker, G.R.; Dubovi, E.J.; Duhamel, G.E. (2014). **Genotypic characterization of canine coronaviruses associated with fatal canine neonatal enteritis in the United States.** Journal of Clinical Microbiology. Vol. 52, n. 12, pp. 4230-4238.
 34. Ling, M.; Norris, J.M.; Kelman, M.; Ward, M.P. (2012). **Risk factors for death from canine parvoviral-related disease in Australia.** Veterinary Microbiology. Vol. 158, n. 3-4, pp. 280-290.
 35. MacLachlan, N.J.; Dubovi, E.J.; Stephen W.; Richard A.; Ronald P.; Donald P.; Swayne, D.F. (2011). **Parvoviridae.** In: MacLachlan, N.J.; Dubovi, E.J. Fenner's Veterinary Virology, 4th Edition, London: Elsevier Inc, pp. 225-232.
 36. McCandlish, I.A.P. (2001). **Tratado de medicina de pequenos animais.** In: Dunn, J.K., São Paulo, 1^a. Edição. Roca, pp. 1075.
 37. McCaw, D.L.; HOSKINS, J.D. (2006). **Canine viral enteritis.** In: Greene, C.E. Infectious Diseases of the Dog and Cat, 3rd Edition. St. Louis: S. Elsevier, pp. 63-73.
 38. Melo, T.F. (2020). **Prognóstico de cães infectados com parvovírus canino 2 (CPV-2).** Dissertação (Programa de Pós-graduação em Ciências Veterinárias, área de concentração em Sanidade Animal e Saúde Coletiva). Universidade Federal de Lavras. Brasil, Minas Gerais, pp. 9-67.
 39. Miller, D.B. (2015). **Parvoviral Enteritis.** In: CÔTÉ, Etienne. Clinical Veterinary Advisor dogs and cats. 3^a Edição. E-book.
 40. Miranda, C.; Carvalheira, J.; Parrish, C.R.; Thompson, G. (2015). **Factors affecting the occurrence of canine parvovirus in dogs.** Veterinary Microbiology. Vol. 180, n. 1-2, pp. 59-64.
 41. Mohan-Raj, J.; Mukhopahyay, H.; Thanislass, J.; Antony, P.; Pillai, R. (2010). **Isolation, molecular characterization and phylogenetic analysis of canine parvovirus.** Infection, Genetics and Evolution. Vol. 10, pp. 1237-1241.
 42. Moraes, M.P.; Costa, P.R. (2007). **Parvoviridae.** In: Flores E.F. Virologia Veterinária. Santa Maria, 2^a Edição da Universidade Federal Santa Maria.
 43. Mortier, F.; Strohmeyer, K.; Hartmann, K.; Unterer, S. (2015). **Acute haemorrhagic diarrhoea syndrome in dogs: 108 cases.** Veterinary Record. Vol. 176, n. 24, pp. 629-631.
 44. Moura, V.M.B.D. (2013). **Roteiro de Necropsia e Colheita de Material para Laboratório.** Universidade Federal de Goiás – UFG, pp. 2-15.

45. Mylonakis, M.E.; Kalli, I.; Rallis, T.S. (2016). **Canine parvoviral enteritis: an update on the clinical diagnosis, treatment, and prevention.** Veterinary Internal Medicine Vol. 7, pp. 91-100.
46. Nelson, R.; Couto, C.G. (2006). **Distúrbios do trato intestinal.** In: Medicina Interna de Pequenos Animais. 3ª. Edição. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan.
47. Oliveira, E.C.; Pescador, C.A.; Sonne, L.; Pavarini, S.P.; Santos, A.S.; Corbellini, L.G.; D. D. (2009). **Análise imuno-histoquímica de cães naturalmente infectados pelo parvovírus canino.** Pesquisa Veterinária Brasileira. Vol. 29, n.2, pp. 131- 136.
48. Oliveira, J.P.A. (2022). **Choque séptico secundário à parvovirose canina: relato de caso.** Monografia (Bacharelado em Medicina Veterinária). Centro Universitário do Planalto Central Aparecido Dos Santos, pp. 7-22.
49. Pandya, S.M.; Sharma, K.K.; Kalyani, I.H.; Sakhare, P.S. (2017). **Study on host predisposing factors and diagnostic tests for canine parvovirus (CPV-2) infection in dogs.** Journal of Animal Research. Vol. 7, n.5, pp. 897-902.
50. Parrish, C.R. (1999). **Host range relationships and the evolution of canine parvovirus.** Veterinary Microbiology. Vol. 69, n. 1-2, pp. 29-40.
51. Pavan, T.R. (2009). **Parvovirose canina – revisão de literatura.** Monografia (Especialização em Análises Clínicas Veterinárias). Universidade Federal do Rio Grande do Sul – Faculdade de Veterinária. Portugal (Porto Alegre), pp. 8-25.
52. Pereira, A. (2020). **Parvovirose canina o que precisamos saber da etiologia à profilaxia: Revisão Bibliográfica.** Riqueza-SC, CRMV-SC 09126, pp. 1-12.
53. Pereira, C.A.; Monezi, T.A.; Mehnert, D.U.; D'Angelo, M.; Durigon, E.L. (2000). **Molecular characterization of canine parvovirus in Brazil by polymerase chain reaction assay.** Veterinary Microbiology. Vol. 75, n. 2, pp. 127–133.
54. Pereira, C.A.D. (2017). **Parvovirose canina.** In: Jericó, M.M. Tratado de Medicina Interna de Cães e Gatos. Rio de Janeiro: Roca. Vol. 88 pp. 844-870.
55. Prittie, J. (2004). **Canine parvoviral enteritis: a review of diagnosis, management, prevention.** Journal of Veterinary Emergency and Critical Care. Vol. 14, n. 19, pp. 167–176.
56. Rodrigues, B.; Molinari, B.L.D. (2018). **Diagnóstico e tratamento de parvovirose canina: revisão de literatura.** Brazilian Journal of Surgery and Clinical Research. Vol.21,n.2, pp.127-134.
57. Santana, W.O.; Lencina, M.M.; Bertolazzi, S.; Silveira, S.; Streck, A.F. (2014). **Parvovírus canino: uma abordagem evolutiva e clínica.** Medicina Veterinária (UFRPE), Recife. Vol. 13, n.4, pp.526-533.
58. Savigny, M.; Macintire, D.K. (2007). **Canine parvoviral enteritis.** Standards of Care: Emergence and critical care medicine. Vol. 9, n. 11, pp. 1-6.
59. Schoeman, J.P.; Goddard, A.; Leisewitz, A.L. (2013). **Biomarkers in canine parvovirus enteritis.** New Zealand Veterinary Journal. Vol. 61, n. 4, pp. 217–222.
60. Schaudien, D.; Polizopoulou, Z.; Koutinas, A.; Schwab, S.; Porombka, D.; Baumgartner, W.; Herden, C. (2010). **Leukoencephalopathy associated with parvovirus infection in cretan hound puppies.** Journal of Clinical Microbiology. Vol. 48, n. 9, pp. 3169–3175.
61. Schulz, B.S.; Strauch, C.; Mueller, R.S.; Hartmann, K. (2008). **Comparison of the prevalence of enteric viruses in healthy dogs and those with acute**

- haemorrhagic diarrhoea by electron microscopy.** Journal of Small Animal Practice. Vol. 49, n. 2, pp. 84-88.
62. Schultz, R.D.; Thiel, B.; Mukhtar, E.; Sharp, P.; Larson, L.J. (2010). **Age and long-term protective immunity in dogs and cats.** Journal of Comparative Pathology, 142 Suppl, S102-8.
 63. Scott-Morris, B.; Walker, D. (2016). **Nursing the patient with parvovirus.** Veterinary Nursing Journal. Vol. 31, n. 1, pp. 25-29.
 64. Spibey, N.; Greenwood, N.M.; Sutton, D.; Chalmers, W.S.K.; Tarpey, I. (2008). **Canine parvovirus type 2 vaccine protects against virulent challenge with type 2c virus.** Veterinary Microbiology. Vol. 128, n. 1-2, pp. 48-55.
 65. Streck, A.F.; Ruster, D.; Truyen, U.; Homeier, T. (2013). **An updated TaqMan real-time PCR for canine and feline parvoviruses.** Journal of Virological Methods. Vol. 193, pp. 6-8.
 66. Sunghan, J.; Akatvipat, A.; Granick, J.L.; Chuammitri, P.; Boonyayatra, S. (2019). **Clinical factors associated with death during hospitalization in parvovirus infection dogs.** Veterinary Integrative Sciences. Vol. 17, n. 2, pp. 171-180.
 67. Sykes, J.E. (2014). **Canine parvovirus infections and other viral enteritides.** In: Sykes J.E., editor. Canine and Feline Infectious Diseases. 1st Edition St.Louis, MO: Elsevier, pp.141-151.
 68. Timm, L.L. (2005). **Técnicas Rotineiras de Preparação e Análise de Lâminas Histológicas.** Caderno La Salle XI. Vol. 2, pp. 231-239.
 69. Vaccaro, D.; Shiosi, R.K.; Martins, M.; Andreo, J. (2022). **Parvovirose canina – revisão de literatura.** Sociedade Cultural e Educacional de Graça – Faculdade de Ensino Superior e Formação Integrado (FAEF). Revista Científica Electrónica de Ciências Contábeis da FAEF, pp. 1-6.
 70. Vieira, M.J.N.M. (2011). **Parvovirose canina.** Tese (Doutoramento em Ciências Veterinárias). Instituto de Ciências Biomédicas Abel Salazar. Universidade do Porto, pp. 30-100.

10. Anexos

Anexo I: Modelo de registo de animais usado na BICA.

Bichos e Caprichos
Saúde Animal

Clínica de Pequenos

NIP: 1119, 22

Data de Registo: 12/10/22

Nome do Paciente: Pom Pom
Especie: Canina Raça: hallo Sexo: M
Cor: Branca Data Nascimento: / /
ALERGIAS e PROIBIDOS:

Proprietário: Mohamed Tammam
Morada:
E-mail:
Telefones: Fixo: Serviço:
Celular: 823079769
Cidade: País:
Anamnese: 6 animal não come há 2 semanas, está muito in-
ativo, mas tem alguns vômitos.
Sintomatologia: T = 38,3°C
17/10/22 - TGA
Ant. G.D. anal.
Ant. G.D. anal.
Exames Pedidos:
Diagnóstico Clínico: Gastrite
Tratamentos: Pain. Le. 13/10/22
Complexo-B 12 e 13/10/22
Pex. metronid. 12 e 13/10/22

Datas	Comparência	Temperatura	Evolução Clínica	Pagamentos
11/10/22		38,3°C		Pagou
12/10/22	sim	38,5°C	+++	Pagou
13/10/22		38,3°C	+++	Pagou
14/10/22		38,3°C	melhor.	Pagou
19/10/22		38,2°C	melhor	Pagou

NOTAS IMPORTANTES

Anexo II: Modelo de descrição de diagnóstico usado na SAP.



**FACULDADE DE VETERINÁRIA
SECÇÃO DE ANATOMIA PATOLÓGICO**

Nº de análise:		Data de Recepção: 19/02/24
IDENTIFICAÇÃO DO ANIMAL		IDENTIFICAÇÃO DO PROPRIETÁRIO
NOME: -	FICHA:	Nome: unidade canina da cidade de maputo Tel.:
ESPÉCIE: canina	PAPELETA:	
RAÇA: Pastor Alemão e SRD	IDADE: $\pm$ 3 Meses	IDENTIFICAÇÃO DO INTERESSADO
SEXO: duas fêmeas e um macho	PESO:	Paulo José Massingue
NATUREZA DA AMOSTRA: Biopsia		
SUSPEITA: parvovirose		

SERVIÇO DE DIAGNÓSTICO

HISTÓRIA PREGRESSA: Cachorros com diarreia mucosanguinolenta (SRDs com parasitas adultos), vômitos, debilidade, inapetência e perda de peso, há 6 dias.

EXAME MACROSCÓPICO: Os cachorros apresentavam-se caquéticos, com carcaças e mucosas ligeiramente pálidas, com algumas áreas avermelhadas

EXAME MICROSCÓPICO: Intestinos com encurtamento de vilosidades; necrose das glândulas intestinais; presença de células grandes, por vezes nucleadas (células hiperplásicas); infiltrado de linfócitos na lâmina própria, múltiplos focos hemorrágicos e depleção da medula óssea acentuada, baço com depleção linfóide difusa e áreas com congestão

DIAGNÓSTICO: Parvovirose Canina

Maputo, 29 de Outubro de 2024

O Patologista

Anexo III: A presença de formas parasitárias adultas no intestino delgado no A1 foi observada, com comprimento de 10-20 cm, forma cilíndrica, coloração branco-acinzentada (*Ancylostoma caninum*).

