



Universidade de Évora - Escola de Ciências e Tecnologia

Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

Relatório de Estágio

Medicina Transfuncional em Pequenos Animais

Catarina Isabel Baptista Chambel

Orientador(es) | Elsa Leclerc Duarte

Maria Margarida Fragoso Costa

Évora 2022



Universidade de Évora - Escola de Ciências e Tecnologia

Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

Relatório de Estágio

Medicina Transfuncional em Pequenos Animais

Catarina Isabel Baptista Chambel

Orientador(es) | Elsa Leclerc Duarte

Maria Margarida Fragoso Costa

Évora 2022



O relatório de estágio foi objeto de apreciação e discussão pública pelo seguinte júri nomeado pelo Diretor da Escola de Ciências e Tecnologia:

Presidente | Rui Ferreira (Universidade de Évora)

Vogais | Elsa Leclerc Duarte (Universidade de Évora) (Orientador)
Maria Teresa da Costa Mendes Vítor Villa de Brito (Universidade de Lisboa -
Faculdade de Medicina Veterinária) (Arguente)

Agradecimentos

Quero começar por agradecer aos meus pais, pois sem eles eu não teria conseguido chegar ao fim desta etapa com sucesso, pelo apoio incondicional que me deram, dando os melhores conselhos possíveis e orientando-me da melhor forma para que este caminho fosse concluído. Não foi fácil chegar até aqui, mas eles nunca me deixaram cair e até mesmo quando caía, estavam lá sempre para me levantar. Muitos foram os sacrifícios da parte deles também para que este meu sonho se concretizasse, mas hoje sei que estão orgulhosos de mim.

Quero também agradecer à professora doutora Elsa Duarte por toda a ajuda e apoio que me deu durante a realização deste relatório, tal como desde o momento em que se tornou minha orientadora, apoiando-me nas minhas decisões e dando-me sempre os seus melhores conselhos, tal como a sua disponibilidade sempre que lhe era solicitada.

Quero agradecer a toda a equipa do Hospital Muralha de Évora que me acolheu durante o período de estágio, apoiando-me em todas as tarefas de maneira a me proporcionarem uma melhor aprendizagem, em especial à Dra. Margarida Costa que me acompanhou, transmitindo-me da melhor forma os seus conhecimentos, para que levasse dali a melhor experiência possível e ainda ao Dr. Pedro, sendo o diretor do hospital permitindo a realização do meu estágio.

Também a toda a minha família (mana, Zé, Pipa, Francisco, avô Manuel e tio Felipe) que me foram acompanhando e que certamente estão orgulhosos do culminar desta etapa, em especial a duas estrelinhas, avó Di e avô Fim, que infelizmente já não estão presentes fisicamente, para me darem aquele beijinho e abraço, mas que sei onde quer que estejam, o céu está em festa, um coração cheio de saudades da vossa neta.

À minha Tati, a minha bestie, que se tornou na irmã que eu nunca tive, sem ti este percurso teria sido muito mais difícil, apoiaste-me sempre e deste-me na cabeça quando era necessário. Sabes que para ti desejo-te sempre o melhor do mundo. Também à minha Mani tendo um papel fundamental durante esta jornada e que apesar dos nossos feitiços difíceis, ultrapassámos todas as adversidades e hoje mais maduras tenho a certeza que te irás manter para sempre na minha vida, sem vocês nada disto teria sido o mesmo. Adoro-vos muito!

Também a todos os meus amigos, quer os de longo prazo como os que entraram recentemente na minha vida, que tornaram este caminho possível.

Não podia deixar de agradecer aos meus patudos lá de casa, Viki, Jack, Jana e Boss entre outros que infelizmente já não estão presentes, foi graças a todos eles que todos os dias tinha cada vez mais a certeza de que este seria o meu caminho e que queria ajudar todos os passassem pela minha vida. Também quero agradecer a todos os outros patudos, que me fizeram ganhar todo o tipo de competências, para que fosse possível ir evoluindo durante este percurso.

Resumo

O presente relatório tem como objetivo descrever as atividades desenvolvidas durante os seis meses em que decorreu o estágio curricular, no Hospital Veterinário Muralha de Évora, bem como desenvolver a temática da medicina transfusional em pequenos animais. Este divide-se em duas partes, a primeira refere-se à casuística observada e acompanhada pela autora nas áreas de clínica médica, cirúrgica e medicina preventiva. A segunda parte é uma monografia sobre o tema referido, seguida do relato de quatro casos clínicos onde a medicina de transfusão teve especial importância. A realização de transfusões sanguíneas é um procedimento médico cada vez mais utilizado, sendo a terapia através de componentes sanguíneos separados a metodologia mais utilizada, pelos médicos veterinários de pequenos animais. Apesar dos riscos de incompatibilidades sanguíneas serem cada vez menores, através do recurso à tipificação e às provas cruzadas, existe a possibilidade de ocorrência de reações adversas imunomediadas e não-imunomediadas.

Palavras-chave: Cão, gato, sangue, transfusão, tipificação sanguínea

Abstract

Transfusion Medicine in Small Animals

This report aims to describe the activities developed during the six months of the curricular internship at Hospital Veterinário Muralha de Évora, as well as to develop the theme of transfusion medicine in small animals. It is divided into two parts, the first referring to the cases observed and followed by the author in the areas of clinical medicine, surgery and preventive medicine. The second part is a monograph on the referred theme, followed by the report of four clinical cases where transfusion medicine had special importance. Blood transfusions are increasingly used medical procedures and therapy through the administration of separate blood components is the most used methodology, by small animals veterinary practitioners. Although the risks of blood incompatibilities are increasingly lower, through the use of typing and cross tests, the possibility of immune-mediated and non-immune-mediated adverse reactions occurrence remains.

Keywords: Dog, cat, blood, transfusion, blood typing

Índice

Índice de figuras	VII
Índice de tabelas.....	VIII
Índice de gráficos.....	XI
Lista de abreviaturas e siglas.....	XII
Introdução.....	1
Parte 1- Relatório descritivo do estágio curricular - casuística	1
1. Hospital Veterinário Muralha de Évora.....	1
2. Descrição das atividades desenvolvidas.....	2
3. Análise da casuística	4
3.1 Distribuição da casuística por espécie animal.....	4
3.2 Distribuição da casuística por área clínica	4
3.2.1 Medicina Preventiva	5
3.2.2 Clínica Médica	5
3.2.2.1 Gastroenterologia e glândulas anexas	6
3.2.2.2 Dermatologia e alergologia	7
3.2.2.3 Nefrologia e urologia	8
3.2.2.4 Oncologia.....	9
3.2.2.5 Ortopedia	10
3.2.2.6 Doenças infecciosas e parasitárias.....	10
3.2.2.7 Pneumologia	11
3.2.2.8 Cardiologia.....	12
3.2.2.9 Reprodução, ginecologia e andrologia	12
3.2.2.10 Traumatologia e urgências	13
3.2.2.11 Neurologia	14
3.2.2.12 Oftalmologia	15
3.2.2.13 Endocrinologia.....	15
3.2.2.14 Odontoestomatologia.....	16
3.2.2.15 Hematologia	16
3.2.2.16 Otorrinolaringologia	17
3.2.2.17 Toxicologia	17
3.2.3 Clínica cirúrgica	18
3.2.3.1 Cirurgia de tecidos moles.....	18
3.2.3.2 Cirurgia ortopédica.....	19
3.2.3.3 Cirurgia odontológica	20

3.2.3.4	Cirurgia oftalmológica	21
3.2.4	Outros procedimentos médicos e exames complementares de diagnóstico	21
Parte 2	Monografia – Medicina transfusional em pequenos animais	24
1.	O sangue e seus constituintes	24
2.	Medicina de transfusão.....	24
2.1	Introdução	24
3.	Programa de recrutamento de dadores caninos e felinos	25
3.1	Recrutamento de dadores caninos	26
3.2	Recrutamento de dadores felinos	27
4.	Grupos sanguíneos	29
4.1	Grupos sanguíneos caninos	30
4.2	Grupos sanguíneos felinos	31
5.	Tipificação sanguínea e provas cruzadas maiores e menores	33
5.1	Testes de tipificação sanguínea.....	33
5.2	Provas cruzadas maiores e menores.....	36
6.	Colheita sanguínea.....	38
6.1	Sistemas de colheita.....	38
6.2	Procedimentos de colheita.....	40
7.	Hemocomponentes.....	46
7.1	Sangue Total	47
7.2	Concentrado de eritrócitos.....	48
7.3	Derivados do Plasma.....	50
7.3.1	Plasma fresco congelado.....	50
7.3.2	Plasma congelado	50
7.3.3	Plasma rico em plaquetas e concentrado de plaquetas	51
7.3.4	Crioprecipitado	52
8.	Indicações clínicas para o uso de hemocomponentes	52
8.1	Sangue total	52
8.2	Concentrado de eritrócitos.....	53
8.3	Plasma fresco congelado e plasma congelado	54
8.4	Concentrado de plaquetas.....	56
8.5	Crioprecipitado	57
9.	Outros tipos de transfusões	57
9.1	Autotransfusão	57
9.2	Xenotransfusão	58

9.3	Solução de hemoglobina para transporte de oxigénio	59
10.	Reações transfusionais	60
10.1	Reações Imunomediadas	60
10.1.1	Reações imunomediadas agudas.....	60
10.1.1.1	Reações imunomediadas hemolíticas agudas.....	60
10.1.1.2	Reações imunomediadas não hemolíticas febris e alérgicas.....	61
10.1.2	Reações imunomediadas retardadas	62
10.1.2.1	Reações imunomediadas hemolíticas retardadas.....	62
10.1.2.2	Reações imunomediadas retardadas púrpura - pós transfusional... 63	
10.2	Reações Não Imunomediadas.....	63
10.2.1	Reações não imunomediadas agudas.....	63
10.2.1.1	Hipervolemia	63
10.2.1.2	Toxicidade por citrato	63
10.2.1.3	Contaminação microbiana	64
10.2.1.4	Hipotermia.....	64
10.2.1.5	Microembolismo pulmonar.....	65
10.2.2	Reações não imunomediadas retardadas.....	65
10.2.2.1	Transmissão de agentes infecciosos.....	65
10.2.2.2	Hemocromatose	65
11.	Casos clínicos.....	66
11.1	Caso clínico 1 – “Pastor”.....	66
11.1.1	Identificação	66
11.1.2	História pregressa, Anamnese e Exame físico.....	66
11.1.3	Diagnósticos diferenciais	66
11.1.4	Exames complementares	67
11.1.5	Tratamento.....	68
11.1.6	Internamento	68
11.1.6.1	Procedimento de autotransusão	70
11.1.7	Discussão.....	71
11.2	Caso clínico 2 - “Laika”	74
11.2.1	Identificação	74
11.2.2	História pregressa, Anamnese e Exame físico.....	74
11.2.3	Diagnósticos diferenciais	75
11.2.4	Exames complementares	75
11.2.5	Tratamento.....	76
11.2.6	Internamento	78

11.3	Caso clínico 3 – “Hope”	79
11.3.1	Identificação	79
11.3.2	História pregressa, Anamnese e Exame físico.....	79
11.3.3	Diagnósticos diferenciais	80
11.3.4	Exames complementares	80
11.3.5	Tratamento	82
11.3.6	Internamento	83
11.3.7	Discussão dos casos de transfusão com Concentrado de Eritrócitos	85
11.4	Caso clínico 4 – “Ziva”	88
11.4.1	Identificação	88
11.4.2	História pregressa, Anamnese e Exame físico.....	88
11.4.3	Diagnósticos diferenciais	89
11.4.4	Exames complementares	89
11.4.5	Plano terapêutico.....	90
11.4.6	Evolução clínica e internamento	90
11.4.7	Discussão.....	92
3.	Bibliografia.....	96
4.	Anexos	i
	Anexo 1.....	i

Índice de figuras

Figura 1 - Hospital Veterinário Muralha de Évora – propriedade intelectual do HVME .	1
Figura 2 - Separação dos constituintes do sangue segundo as suas densidades	24
Figura 3 - Compatibilidade entre doadores e recetores caninos.....	31
Figura 4 - Compatibilidade entre doadores e recetores felinos.....	33
Figura 5 - <i>Kit comercial RapidVet-H canine Agglutination card test</i>	34
Figura 6 - <i>Kit comercial RapidVet-H feline Agglutination card test</i>	34
Figura 7 - Teste comercial QuickTest DEA 1 e os vários componentes que fazem parte de cada kit mais a amostra de sangue utilizada num tubo de EDTA.....	35
Figura 8 - Teste comercial Quicktest A+ B felino.....	35
Figura 9 - Teste comercial <i>RapidVet®-H IC felino</i>	36
Figura 10 - <i>Kit disponível Companion Animal Major Crossmatch RapidVet- H</i> no laboratório DMS,inc para provas cruzadas maiores	38
Figura 11 - <i>Kit disponível Companion Animal Minor Crossmatch RapidVet – H</i> no laboratório DMS, inc para provas cruzadas menores.....	38
Figura 12 - <i>Kit cromatográfico disponível nos laboratórios Alvedia Quick Test XM feline crossmatch test</i>	38
Figura 13 - <i>Kit cromatográfico disponível nos laboratórios Alvedia Quick Test XM canine crossmatch test</i>	38
Figura 14 - Esquema representativo dos diferentes produtos sanguíneos que são obtidos através do sangue total fresco.....	47
Figura 15 - Escala de cores representada no Manual de Hemoterapia para que segundo a cor da amostra seja atribuída uma percentagem	49
Figura 16 - Pastor	66
Figura 17 - Sequência de procedimentos realizados para se dar início à autotransusão;	70
Figura 18 - Laika na chegada ao hospital.....	74
Figura 19 - Laika a receber a transfusão de CE, mantendo a posição de decúbito lateral.	77
Figura 20 - Hope com elevado grau de prostração	79
Figura 21 - Teste de tipificação <i>QuickTest A-B Alvedia</i> , resultado correspondente ao tipo de sangue A + Cartão de tipificação.....	82
Figura 22 - Hope na jaula a receber a transfusão de concentrado de eritrócitos	83
Figura 23 - Paciente Ziva dentro da jaula com elevado grau de prostração	88

Figura 24 - Meia unidade de PFC dentro de uma tijela em banho-maria para se dar início à transfusão;.....	91
Figura 25 - Transfusão a decorrer a uma taxa de 21,8 ml/h através do recurso à bomba infusora.....	91

Índice de tabelas

Tabela 1: Distribuição da casuística observada por área clínica expressa em frequência por espécie (canídeos, felinos e exóticos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=1016.	4
Tabela 2: Distribuição da casuística observada na área de Medicina Preventiva expressa em frequência por espécie (canídeos, felinos e exóticos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=150.	5
Tabela 3: Distribuição da casuística referente à clínica médica, expressa em frequência por espécie (canídeos, felinos e exóticos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa sob percentagem (Fr (%)), n=668.....	5
Tabela 4: Distribuição da casuística referente à especialidade de gastroenterologia e glândulas anexas expressa em frequência por espécie (canídeos, felinos e exóticos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=125.	7
Tabela 5: Distribuição da casuística referente à especialidade de dermatologia e alergologia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos, felinos e exóticos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=97.	8
Tabela 6: Distribuição da casuística referente à especialidade de nefrologia e urologia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=68.....	8
Tabela 7: Distribuição da casuística referente à especialidade de oncologia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=49.	9
Tabela 8: Distribuição da casuística referente à especialidade de ortopedia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=46.	10
Tabela 9: Distribuição da casuística referente à especialidade de doenças infecciosas e parasitárias expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=45.	11

Tabela 10: Distribuição da casuística referente à especialidade de pneumologia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=32.	11
Tabela 11: Distribuição da casuística referente à especialidade de cardiologia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=31.	12
Tabela 12: Distribuição da casuística referente à especialidade de reprodução, ginecologia e andrologia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=28	13
Tabela 13: Distribuição da casuística referente à especialidade de traumatologia e urgências expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=25	13
Tabela 14: Distribuição da casuística referente à especialidade de neurologia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=23.	14
Tabela 15: Distribuição da casuística referente à especialidade de oftalmologia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=23	15
Tabela 16: Distribuição da casuística referente à especialidade de endocrinologia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=18	15
Tabela 17: Distribuição da casuística referente à especialidade de odontoestomatologia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=18.	16
Tabela 18: Distribuição da casuística referente à especialidade de hematologia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=14	16
Tabela 19: Distribuição da casuística referente à especialidade de otorrinolaringologia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=13	17
Tabela 20: Distribuição da casuística referente à especialidade de toxicologia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=13.	17

Tabela 21: Distribuição da casuística referente à clínica cirúrgica expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos, felinos e exóticos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=198.....	18
Tabela 22: Distribuição da casuística referente à cirurgia de tecidos moles expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos, felinos e exóticos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=130.....	19
Tabela 23: Distribuição da casuística referente à cirurgia ortopédica expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=45.	20
Tabela 24: Distribuição da casuística referente à cirurgia odontológica expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos, felinos e exóticos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=19.	21
Tabela 25: Distribuição da casuística referente à cirurgia oftalmológica expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=4	21
Tabela 26: Distribuição da casuística observada nos procedimentos médicos e exames complementares expressos em frequência absoluta por espécie (canídeos, felinos e exóticos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=1325	21
Tabela 27: Agentes infecciosos pertencentes ao painel estabelecido pela ACMVI e seus métodos de diagnóstico (adaptado de Pennisi et al., 2015)	28
Tabela 28: Agentes infecciosos a serem pesquisados considerando a situação epidemiológica de cada dador (adaptado de Pennisi et al., 2015)	28
Tabela 29: Protocolos anestésicos que podem ser utilizados em dadores, considerações sobre os mesmos e alterações que são detetadas nas análises sanguíneas aquando da sua utilização (adaptado do Taylor et al., 2021)	43
Tabela 30: Resultados do hemograma realizado no dia 10 de janeiro de 2022, os intervalos de referência são os utilizados no HVME	67
Tabela 31: Resultados do painel bioquímico realizado no dia 10 de janeiro de 2022, os intervalos de referência são os utilizados no HVME.....	67
Tabela 32: Resultados do hemograma feito do dia 1, apenas os parâmetros que se encontravam alterados	68
Tabela 33: Resultado da medição das proteínas totais	68
Tabela 34: Resultados das análises que foram feitas por um laboratório externo – perfil de coagulação	69

Tabela 35: Resultados do hemograma feito do 2º dia, demonstrando a subida após a transfusão.....	71
Tabela 36: Resultado da medição das proteínas totais do 2º dia	71
Tabela 37: Resultados do hemograma de dia 18 de janeiro de 2022, os intervalos de referência são os utilizados pelo HVME.....	75
Tabela 38: Resultados do painel bioquímico completo do dia 18 de janeiro de 2022, os intervalos de referência são os utilizados pelo HVME.....	76
Tabela 39: Resultado do ionograma realizado no dia 18 de janeiro de 2022, com os intervalos de referência seguidos pelo HVME.....	76
Tabela 40: Resultados do hemograma do dia 4, os intervalos de referência são os utilizados pelo HVME	78
Tabela 41: Resultados do hemograma realizado no dia 19 de janeiro de 2022, os intervalos de referência são os utilizados no HVME	80
Tabela 42: Resultados da análise bioquímica realizada no dia 19 de janeiro de 2022, os intervalos de referência são os utilizados no HVME	81
Tabela 43: Resultados da análise do ionograma realizada no dia 19 de janeiro de 2022, os resultados de referência são os utilizados no HVME.....	81
Tabela 44: Resultados do hemograma realizado no dia 2 de internamento, apenas os valores que se encontravam fora do normal	83
Tabela 45: Resultados do hemograma realizado no dia 6 de internamento, os intervalos de referência são os utilizados no HVME.....	84
Tabela 46: Resultados do hemograma realizado no dia 5 de fevereiro de 2022, os intervalos de referência são os utilizados no HVME	89
Tabela 47: Resultados do painel bioquímico realizado no dia 5 de fevereiro de 2022, os intervalos de referência são os utilizados no HVME	89
Tabela 48: Resultados do ionograma realizado no dia 5 de fevereiro de 2022, os intervalos de referência são os utilizados no HVME.....	90
Tabela 49: Resultado da análise ao parâmetro da albumina, intervalos de referência são os utilizados no HVME.....	90

Índice de gráficos

Gráfico 1 - Gráfico representativo da frequência relativa (Fr%), segundo as espécies contempladas, considerando o total de 1016 casos recolhidos.....	4
--	---

Lista de abreviaturas e siglas

ACD-A - Ácido citrato dextrose

ACTH - Hormona adrenocórticotrófica

ACVIM - *American College of Veterinary Internal Medicine*

Ag- Ac - Complexo antigénio- anticorpo

AHIM - Anemia hemolítica imunomediada

AINE - Anti-inflamatório não esteróide

BID - Duas vezes ao dia

CAMV - Centro de atendimento médico-veterinário

CDI - Coagulação intravascular disseminada

CE - Concentrado de eritrócitos

CP - Concentrado de plaquetas

CPD - Citrato-fosfato-dextrose

CPDA-1 - Citrato-fosfato-dextrose-adenina-1

DAPP - Dermatite alérgica à picada da pulga

DEA - Sistema de antígenos eritrocitários canino

DRA - Doença renal aguda

DRC - Doença renal crónica

ECG - Eletrocardiograma

EDTA - Ácido etilenodiamino tetra-acético

FeLV - Vírus da leucemia felina

Fi - Frequência absoluta da afeção

Fip - Frequência absoluta em relação à espécie

FIV - Vírus da imunodeficiência felina

FLUTD - Doença do trato urinário felino

Fr (%) - Frequência relativa

GA - Glândulas anexas

Hct - Hematócrito

HVME - Hospital Veterinário Muralha de Évora

Ig G - Imunoglobulina G

Ig M - Imunoglobulina M

IM - Intramuscular

IV - Intravenoso

LCR - Líquido cefalorraquidiano

N - Número total de casos

NaCl - Cloreto de sódio

NeuAC - Ácido N – acetilneuramínico

NeuGc - Ácido N - glicolineuramínico

OVH - Ovariohisterectomia

PAAF - Punção aspirativa por agulha fina

PC - Plasma congelado

PCR - Reação em cadeia da polimerase

PCV - *Packed cell volume*

PFC - Plasma fresco congelado

PIF - Peritonite infecciosa felina

PO - Por via oral

PRP - Plasma rico em plaquetas

RDW - Índice de reticulócitos

Rpm - Rotações por minuto

SAG-M - Solução aditiva NaCl-adenina-glucose-manitol

SC - Subcutâneo

SID - Uma vez ao dia

Snap PLI - Lípase específica do pâncreas

ST - Sangue total

STA - Sangue total armazenado

STF - Sangue total fresco

TID - Três vezes ao dia

TPLO - Osteotomia de nivelamento do plateau tibial

TRC - Tempo de repleção capilar

VPC - Contrações ventriculares prematuras

Introdução

O presente relatório foi redigido pela autora após a realização do estágio curricular, representando o culminar do Mestrado Integrado em Medicina Veterinária da Universidade de Évora, tendo como objetivo fazer uma descrição de todas as atividades desenvolvidas e observadas durante este período, abordar um tema específico escolhido pela autora e alguns casos clínicos com especial relevância.

O estágio teve lugar no Hospital Veterinário Muralha de Évora (HVME), na área de clínica e cirurgia de animais de companhia, com duração de seis meses, tendo início no dia 1 de setembro de 2021 com término no dia 28 de fevereiro de 2022, sob orientação interna da professora doutora Elsa Duarte e orientação externa da doutora Margarida Fragoço Costa.

Este relatório está dividido em duas partes, sendo a primeira uma descrição de toda a casuística acompanhada no hospital durante este período de tempo e a segunda parte uma revisão bibliográfica onde se explora o tema “Medicina transfusional em pequenos animais”, acompanhada posteriormente por 4 casos clínicos com especial importância devido ao tema abordado, que foram acompanhados pela autora durante o período de estágio.

Parte 1- Relatório descritivo do estágio curricular - casuística

1. Hospital Veterinário Muralha de Évora

O Hospital Veterinário Muralha de Évora (HVME), figura 1, situa-se na cidade de Évora, Alto Alentejo, foi fundado em 1997 por três médicos veterinários, com o objetivo de fornecer serviços permanentes de atendimento a espécies pecuárias, animais de companhia e equinos. Foi-se desenvolvendo, sendo nos dias de hoje o hospital de referência do Alto Alentejo, tendo uma elevada casuística, o corpo clínico conta com dezoito médicos veterinários, treze enfermeiros e auxiliares veterinários, cinco rececionistas e duas auxiliares de limpeza. Atualmente existe prestação de serviços quer em espécies pecuárias, animais de companhia, equinos, animais exóticos e espécies de zoológico, tem um período de atendimento ao público de 24 horas, nos 365 dias do ano, com uma equipa especializada, sendo que durante a semana a partir das 21 horas até às 8 horas e nos fins de semana, nos sábados a partir das 19 horas e domingos existe apenas atendimento em regime de urgência.



Figura 1- Hospital Veterinário Muralha de Évora – propriedade intelectual do HVME

O hospital é dividido em dois andares, sendo que o rés-do-chão é dedicado apenas aos animais de companhia. Nesta zona existe uma receção com duas áreas distintas, uma delas dedicada aos cães e outra aos gatos, existe ainda uma área correspondente a *petshop*, três consultórios, uma sala de exame radiológico, uma sala de ecografia e ecocardiografia, uma sala de cuidados intensivos, um internamento geral, um internamento para afeções gastrointestinais,

sendo estas duas para a espécie canídea e um internamento geral para gatos, uma unidade de doenças infetocontagiosas, uma sala pré-cirúrgica e uma sala de cirurgia completamente equipada. Possui ainda um laboratório, um centro de estética para banhos e tosquias, farmácia e banco de sangue.

Relativamente ao segundo andar, existem cinco escritórios, pertencentes a toda a área dos animais de produção e de equinos, uma biblioteca, sala de reabilitação/fisioterapia, uma sala de reuniões, um quarto, uma cozinha e ainda um laboratório especializado em reprodução animal.

Em relação ao banco de sangue, o HVME dispõe desde 2018 de um armazenamento permanente e controlado de hemocomponentes, devido a uma colaboração feita entre este e o banco de sangue animal, permitindo assim dar uma resposta mais rápida e eficaz a situações que estejam dependentes de transfusões. Sendo o HVME ainda o único centro de sangue disponível na região do interior alentejano, dando apoio a todas as clínicas onde seja necessário a realização de transfusões.

A autora teve assim a oportunidade de contactar com uma elevada casuística, exclusivamente na área de animais de companhia, o que permitiu aprofundar os seus conhecimentos em diversas áreas de acordo com a especialidade de alguns médicos veterinários. Tais como nas áreas de gastroenterologia e glândula anexas, dermatologia, alergologia, de neurologia, oncologia, nefrologia e urologia, reprodução, ginecologia e andrologia, oftalmologia, endocrinologia, odontoestomatologia, hematologia, doenças infecciosas e parasitárias, cardiologia e pneumologia, otorrinolaringologia, toxicologia bem como ortopedia e traumatologia. Também ainda na área de cirurgia de tecidos moles, ortopédica, oftalmológica e odontológica.

2. Descrição das atividades desenvolvidas

No HVME, a autora teve a oportunidade de acompanhar todos os clínicos quer em regime de consulta, quer em regime de internamento e em cirurgia.

O horário semanal estabelecido para a estagiária era rotativo, realizando turnos diários de sete horas, sendo o turno da manhã das 8 horas às 15 horas, ou o turno da tarde das 14 horas às 21 horas, sem hora de almoço. Por mês a estagiária fazia ainda dois fins de semana alternados, sábado contava com o horário das 8 horas às 14 horas seguida de hora de almoço, retomando das 15 horas até às 19 horas e domingos sempre que necessário auxiliava a equipa em urgências ou no tratamento de animais internados. No início e no fim de cada turno toda a equipa reúne-se, sendo feita a discussão e a apresentação dos casos dos animais internados e onde é debatido tudo o que se vai realizar a cada um deles como o tratamento. Desta forma, toda a equipa médica e de enfermagem tem conhecimento de toda a casuística presente no hospital.

De maneira, a poder assistir ao máximo de casuística cirúrgica, a estagiária, em semanas alternadas e após a conclusão do seu turno diário, durante uma semana ficava de prevenção noturna de urgência de cirurgia, com início às 21 horas até às 8 horas, de acordo com o horário da sua orientadora externa, doutora Margarida Costa.

Em consultas, a estagiária teve a oportunidade de assistir e intervir em tudo o que era necessário de maneira a auxiliar o médico veterinário e ainda perceber toda a dinâmica que é desenvolvida em consulta, segundo os vários tipos de abordagens entre médico veterinário, tutor e paciente.

No internamento, esta fazia a monitorização dos animais, estabelecimento e avaliação do plano terapêutico de cada um deles, procedia à alimentação dos mesmos, era prestado auxílio a toda a equipa de enfermagem, procedia à realização de análises clínicas, exames radiológicos, ecográficos e ecocardiográficos e ainda à contenção dos animais, sempre sob a supervisão de um médico veterinário. No período da manhã, no início de turno realizava uma avaliação clínica de todos os animais, através de exame físico do estado geral e se necessário a realização de novos exames complementares, estabelecidos pelo médico veterinário presente.

Na cirurgia, era dado apoio a toda a equipa na preparação do animal na zona pré-cirúrgica, monitorização ao longo de todo processo anestésico e ainda de ajudante de cirurgião, sempre que necessário.

De ressaltar que, durante todo o período de estágio, a estagiária sentiu que houve uma evolução notória desde o início até ao término do mesmo. Ao longo do tempo foi recolhendo toda a informação necessária sobre os pacientes, para que fosse possível a apresentação da casuística. É importante referir que na casuística apresentada, os dados podem não representar o número exato de animais, pois foram contabilizadas sim as patologias e os procedimentos que os mesmos apresentaram e realizaram, devido à concomitância de afeções durante o tratamento.

Toda a casuística será descrita e analisada, sendo distribuída por espécie, por especialidade médica, cirúrgica ou medicina preventiva e representada através de tabelas e gráficos. Estes serão organizados segundo a frequência absoluta relativa à espécie animal (Fip), (canídeos, felinos e exóticos), a frequência absoluta da afeção (Fi), frequência relativa expressa em percentagem (Fr%) e o número total de casos (N). Seguidamente, são descritas quais as afeções mais comuns em cada área representada tendo em conta o apresentado na tabela.

3. Análise da casuística

3.1 Distribuição da casuística por espécie animal

Durante o período de estágio no HVME, a estagiária teve a oportunidade de assistir à prestação de cuidados em diversas espécies na área de pequenos animais, tais como o cão (*Canis lupus familiaris*), o gato (*Felis silvestris catus*) e com menos expressividade alguns pequenos mamíferos como o coelho (*Oryctolagus cuniculus*), a chinchila (*Chinchila chinchila*) e o furão (*Mustela putorius furo*) e ainda algumas aves domésticas. Para um tratamento de dados mais clarificado, foram assim estabelecidas 3 categorias, a espécie canídea, a espécie felina e a de exóticos, nesta estão incluídos os coelhos, chinchilas, furões e as aves. Como está representado no Gráfico 1, a espécie canina surge com uma frequência relativa, em termos percentuais de 71%, sendo a maioria, seguida pela espécie felina com 27%, contando a categoria de exóticos com apenas 2%. Os canídeos contam com uma frequência absoluta de 727, os felinos com 271 e 18 exóticos, perfazendo um total de 1016 casos recolhidos.

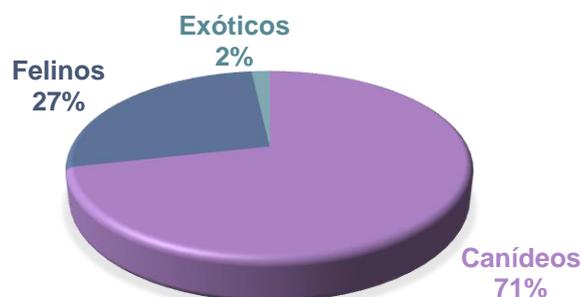


Gráfico 1 - Gráfico representativo da frequência relativa (Fr%), segundo as espécies contempladas, considerando o total de 1016 casos recolhidos

3.2 Distribuição da casuística por área clínica

Dentro da casuística recolhida os casos foram distribuídos por três áreas distintas: Clínica Médica, Clínica Cirúrgica e Medicina Preventiva tal como está representado pela tabela 1.

Tabela 1: Distribuição da casuística observada por área clínica expressa em frequência por espécie (canídeos, felinos e exóticos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=1016.

Áreas Clínicas	Canídeos	Felinos	Exóticos	Fi	Fr (%)
Clínica Médica	493	171	4	668	65,7
Clínica Cirúrgica	134	60	4	198	19,5
Medicina Preventiva	100	40	10	150	14,8
Total	727	271	18	1016	100

A área clínica de Clínica Médica foi a que registou um maior número de casos com uma frequência absoluta (Fi) de 668 correspondendo a uma frequência relativa (Fr) de 65,7%, seguida pela área da Clínica Cirúrgica com 198 de frequência absoluta, equivalente a 19,5% de frequência relativa, sendo seguida pela Medicina Preventiva com uma frequência absoluta de 150 correspondendo a 14,8%.

3.2.1 Medicina Preventiva

A Medicina Preventiva foi a área que teve o menor número de casuística observada contando com 14,8% do total de casuística recolhida ao longo do período de estágio, como foi referido anteriormente. No total foram observados 150 casos, sendo que a grande maioria ocorreu no contexto de consulta clínica. Como pode ser observado na tabela 2, o procedimento que foi mais executado foi a vacinação com uma frequência relativa de 73,3%, seguida pela desparasitação com 16,7% e por último a identificação eletrónica com 10%.

A estagiária teve a oportunidade de contactar com várias consultas de medicina preventiva, o que contribuiu bastante para esta se familiarizar com todos os procedimentos, sendo nestas consultas onde existe uma grande ligação entre médico veterinário, tutor e paciente permitindo educar e esclarecer quaisquer questões que os tutores possam ter.

Tabela 2: Distribuição da casuística observada na área de Medicina Preventiva expressa em frequência por espécie (canídeos, felinos e exóticos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=150.

Medicina Preventiva	Canídeos	Felinos	Exóticos	Fi	Fr (%)
Vacinação	84	21	5	110	73,3
Desparasitação	12	9	4	25	16,7
Identificação Eletrónica	4	10	1	15	10
Total	100	40	10	150	100

3.2.2 Clínica Médica

Dentro da área de Clínica Médica, as afeções que foram encontradas ao longo do período de estágio foram agrupadas em 17 especialidades dentro da medicina interna, sendo organizadas segundo a espécie canina, felina e exótica. A casuística dentro de cada área clínica será abordada individualmente e analisada.

A Clínica Médica representa a grande maioria dos casos acompanhados, contudo esta não demonstra o número de animais, mas sim o número de afeções, pois alguns animais eram diagnosticados com mais do que uma afeção, estes casos eram referentes a animais que se encontravam internados, animais que vinham provenientes do contexto de consultas clínicas.

Tabela 3: Distribuição da casuística referente à clínica médica, expressa em frequência por espécie (canídeos, felinos e exóticos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa sob percentagem (Fr (%)), n=668.

Clínica Médica	Canídeos	Felinos	Exóticos	Fi	Fr (%)
Gastroenterologia e glândulas anexas	91	32	2	125	18,7
Dermatologia/Alergologia	83	12	2	97	14,5
Nefrologia/Urologia	19	49	0	68	10,2
Oncologia	42	7	0	49	7,3
Ortopedia	39	7	0	46	6,9
Doenças infecciosas e parasitárias	33	12	0	45	6,7
Pneumologia	22	10	0	32	4,8
Cardiologia	25	6	0	31	4,6
Reprodução/ Ginecologia/ Andrologia	24	4	0	28	4,2
Traumatologia e urgências	18	7	0	25	3,7
Neurologia	19	4	0	23	3,4
Oftalmologia	17	6	0	23	3,4
Endocrinologia	15	3	0	18	2,7
Odontostomatologia	12	6	0	18	2,7
Hematologia	11	3	0	14	2,1
Otorrinolaringologia	12	1	0	13	2
Toxicologia	11	2	0	13	2
Total	493	171	4	668	100

Segundo a tabela 3, a espécie canina contabiliza um total de 493 afeções, a espécie felina conta com 171 afeções e dentro da espécie de exóticos o número de afeções foi bastante reduzido correspondendo apenas a um total de 4, assim ao longo do período de estágio curricular foram acompanhados um total de 668 casos na área de clínica médica.

De acordo com os dados demonstrados, a especialidade que demonstra uma maior representatividade é a gastroenterologia e glândulas anexas, correspondendo a 18,7% do total de casuística apresentada, seguida pela especialidade de dermatologia/alergologia com 14,5% e de nefrologia/urologia com 10,2%. Dentro de todas as especialidades, apenas na de nefrologia/urologia os felinos tiveram maior representatividade que os canídeos. As especialidades de otorrinolaringologia e a toxicologia foram as que tiveram menor expressão, correspondendo ambas a um total de apenas 13 casos, sendo apenas 2% em termos de frequência relativa.

3.2.2.1 Gastroenterologia e glândulas anexas

A especialidade de gastroenterologia e glândulas anexas (GA) representou 18,7% da área de clínica médica. A afeção mais comum demonstrada pela tabela 4, foi a gastroenterite inespecífica aguda com Fr de 12,8%, seguida pela gastrite com Fr de 11,2% e a pancreatite com Fr de 8,8%, sendo estas mais prevalentes na espécie canina. As afeções menos relatadas contando apenas com um caso, representado 0,8% do total, foram a gastroenterite parasitária,

shunt portossistêmico extra-hepático, colecistite e o mucocele biliar. Nesta especialidade foram registrados dois casos na espécie de exóticos, sendo referente a dois coelhos, relativamente à afeção de estase gastrointestinal.

Tabela 4: Distribuição da casuística referente à especialidade de gastroenterologia e glândulas anexas expressa em frequência por espécie (canídeos, felinos e exóticos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=125.

Gastroenterologia e GA	Canídeos	Felinos	Exóticos	Fi	Fr (%)	
Gastrite	11	3	0	14	11,2	
Gastroenterite	Indiscrição alimentar	2	0	0	2	1,6
	Hemorrágica	7	0	0	7	5,6
	Parasitária	1	0	0	1	0,8
	Inespecífica aguda	13	3	0	16	12,8
Doença inflamatória intestinal	5	3	0	8	6,4	
Sialocelo	2	0	0	2	1,6	
Aerofagia	0	2	0	2	1,6	
Ingestão de corpo estranho	6	2	0	8	6,4	
Fístula dos sacos anais	2	1	0	3	2,4	
Pancreatite	10	1	0	11	8,8	
Shunt Portossistêmico Extra-hepático	1	0	0	1	0,8	
Hepatite	3	3	0	6	4,8	
Colangiohepatite	1	3	0	4	3,2	
Lipidose hepática	0	2	0	2	1,6	
Colecistite	1	0	0	1	0,8	
Fecaloma	0	2	0	2	1,6	
Ascite	9	0	0	9	7,2	
Colite	6	1	0	7	5,6	
Dilatação Gástrica	0	2	0	2	1,6	
Dilatação Volvo gástrico	4	0	0	4	3,2	
Estase gastrointestinal	1	0	2	3	2,4	
Peritonite séptica	3	0	0	3	2,4	
Triadite	0	3	0	3	2,4	
Mucocele biliar	1	0	0	1	0,8	
Impactação dos sacos anais	2	1	0	3	2,4	
Total	91	32	2	125	100	

3.2.2.2 Dermatologia e alergologia

A especialidade de dermatologia e alergologia foi acompanhada sobretudo durante o período de consultas clínicas, e apenas alguns casos mais severos levaram ao internamento do animal. De acordo com a tabela 5, foram contabilizados um total de 97 casos correspondendo a área de Dermatologia/alergologia a 14,5% dentro das áreas incluídas na clínica médica. A afeção

que registou o maior número de casos foi a dermatite atópica contando com uma Fr de 18,6%, seguida pela alopecia que registou uma Fr de 17,5%, ambas têm uma elevada prevalência na espécie canina.

Tabela 5: Distribuição da casuística referente à especialidade de dermatologia e alergologia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos, felinos e exóticos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=97.

Dermatologia/ Alergologia	Tipo	Canídeos	Felinos	Exóticos	Fi	Fr (%)
Abcessos subcutâneos		6	2	0	8	8,2
Alopecia		15	2	0	17	17,5
	X	1	0	0	1	1
Angioedema	Secundário a reação vacinal	1	0	0	1	1
	Secundário a picada de inseto	5	0	0	5	5,2
	Por contacto	10	0	0	10	10,3
Dermatite	Alérgica à Picada da Pulga (DAPP)	5	1	0	6	6,2
	Atópica	16	2	0	18	18,6
	Húmida aguda	2	1	0	3	3,1
	Miliar felina	0	1	0	1	1
	Lambadura acral	2	0	0	2	2
Dermatofitose		1	0	0	1	1
Piodermatite profunda	Furunculose	2	0	0	2	2
	Fistula perianal	2	1	0	3	3,1
Granuloma eosinofílico		0	1	0	1	1
Lacerações cutâneas		7	0	0	7	7,2
Nódulos cutâneos		5	1	0	6	6,2
Pênfigos foliáceo		1	0	0	1	1
Piogranuloma		1	0	0	1	1
Pododermatite		1	0	2	3	3,1
Total		83	12	2	97	100

3.2.2.3 Nefrologia e urologia

A nefrologia e urologia foi a terceira especialidade mais prevalente na área de clínica médica, correspondendo a uma Fr de 10,2% e a única de todas as especialidades abordadas onde a espécie felina têm elevado destaque (Fi=49) comparativamente com a canina (Fi=19).

Tendo em conta a tabela 6, verifica-se que a afeção mais comum é a doença renal crónica (DRC) representando 41,2% dos casos incorporados na especialidade de nefrologia e urologia, quer para a espécie canina como para a felina.

Tabela 6: Distribuição da casuística referente à especialidade de nefrologia e urologia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=68.

Nefrologia e Urologia		Canídeos	Felinos	Fi	Fr (%)
Doença renal aguda (DRA)		1	0	1	1,5
Doença renal crónica (DRC)		11	17	28	41,2
Infeção urinária		3	2	5	7,4
Doença trato urinário felino (FLUTD)		0	11	11	16,2
Incontinência Urinária		2	1	3	4,4
Hematúria		0	1	1	1,5
Pielonefrite		0	1	1	1,5
Quisto renal		1	0	1	1,5
Rutura uretral		0	1	1	1,5
Urolitíase	Uretral	0	9	9	13,2
	Vesical	1	6	7	10,3
Total		19	49	68	100

3.2.2.4 Oncologia

Na especialidade de oncologia foram observados cerca de 49 casos, correspondendo a 7,3% do total de casuística apresentada na clínica médica, tabela 7. O carcinoma mamário foi o processo neoplásico que registou uma ocorrência maior com uma Fr de 20,4% sendo mais prevalente em cães. Seguido pelo mastocitoma que registou 16,3%, sendo este apenas prevalente na espécie canina. Alguns processos neoplásicos foram denominados tendo em conta a localização corporal onde se encontravam.

Tabela 7: Distribuição da casuística referente à especialidade de oncologia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=49.

Oncologia		Canídeos	Felinos	Fi	Fr (%)
Linfoma		0	2	2	4,1
Lipoma		4	1	5	10,2
Osteossarcoma		1	0	1	2
Fibrossarcoma		2	0	2	4,1
Mastocitoma		8	0	8	16,3
Hemangiosarcoma		1	0	1	2
Carcinoma	Mamário	6	4	10	20,4
	Células de transição	3	0	3	6,1
	Intestinal	2	0	2	4,1
	Esplénica	4	0	4	8,2
Neoplasia	Hepática	5	0	5	10,2
	Renal	2	0	2	4,1
	Intestinal	3	0	3	6,1
	Cardíaca	1	0	1	2
Total		42	7	49	100

3.2.2.5 Ortopedia

Na especialidade de ortopedia foram registados 46 casos, sendo que 39 são referentes à espécie canina e 7 à espécie felina, esta dentro das áreas de clínica médica corresponde a 6,9% de frequência relativa.

Segundo a tabela 8, a afeção ortopédica mais prevalente foi a luxação coxofemoral com uma Fr = 17,4% mais frequente na espécie canina, esta tinha na grande maioria uma origem traumática, seguida pela displasia da anca com 13% de frequência relativa sendo esta comum em cães de grande porte podendo ter origem hereditária, também a fratura de fémur e de tibia e fíbula apresentam uma frequência relativa 13%, sendo estas fraturas de origem traumática na maioria dos casos.

Tabela 8: Distribuição da casuística referente à especialidade de ortopedia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=46.

Ortopedia		Canídeos	Felinos	Fi	Fr (%)
Fratura	Fémur	4	2	6	13
	Tíbia/fíbula	4	2	6	13
	Úmero	1	0	1	2,2
	Rádio/ulna	1	0	1	2,2
	Metatarso	2	0	2	4,3
	Vértebras	1	0	1	2,2
	Coxofemoral	7	1	8	17,4
Luxação	Patela	1	1	2	4,3
	Sacroilíaca	2	1	3	6,5
	Carpo	1	0	1	2,2
Rotura dos ligamentos cruzados		2	0	2	4,3
Osteoartrite		5	0	5	10,9
Displasia	Anca	6	0	6	13
	Cotovelo	2	0	2	4,3
	Total	39	7	46	100

3.2.2.6 Doenças infecciosas e parasitárias

A especialidade de doenças infecciosas e parasitárias registou 6,7% de frequência relativa, do total de casuística apresentada. A patologia que registou um maior número de casos foi a infeção entérica por parvovírus (33,3%) na espécie canina e na espécie felina a patologia mais frequente foi a infeção por vírus do complexo respiratório, coriza (13,3%), tabela 9. Ambas as afeções podem ser consequência de um protocolo vacinal insuficiente e mal-executado ou até mesmo inexistente.

Tabela 9: Distribuição da casuística referente à especialidade de doenças infecciosas e parasitárias expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=45.

Doenças infecciosas e parasitárias	Canídeos	Felinos	Fi	Fr (%)
Peritonite infecciosa felina (PIF)	0	1	1	2,2
Vírus da Leucemia Felina (FeLV)	0	2	2	4,4
Panleucopénia	0	2	2	4,4
Coriza	0	6	6	13,3
Parvovirose	15	0	15	33,3
Leptospirose	2	0	2	4,4
Leishmaniose	7	0	7	15,6
Riquetsiose	1	0	1	2,2
Micoplasmose hemotrópica	0	1	1	2,2
Míases	3	0	3	6,7
Rinotraqueíte infecciosa canina (tosse do canil)	5	0	5	11,1
Total	33	12	45	100

3.2.2.7 *Pneumologia*

Esta especialidade registou um total de 32 casos que representa 4,8% da casuística total dentro de todas as áreas da clínica médica. Nesta também a espécie canina teve maior prevalência, registando um maior número de casos em relação à felina.

Segundo a tabela 10, a afeção mais predominante foi o derrame pleural representando 18,8% (Fi=6) da casuística da especialidade de pneumologia, seguida pela pneumonia bacteriana com Fr = 15,6%. Dentro da espécie felina a afeção de asma felina foi a que registou maior número de casos contando com 3 casos observados.

Tabela 10: Distribuição da casuística referente à especialidade de pneumologia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=32.

Pneumologia	Canídeos	Felinos	Fi	Fr (%)
Asma felina	0	3	3	9,4
Bronquite alérgica	2	0	2	6,3
Bronquite crónica	1	1	2	6,3
Contusão pulmonar	1	0	1	3,1
Edema pulmonar	2	1	3	9,4
Derrame pleural	5	1	6	18,8
Enfisema pulmonar	0	2	2	6,3

Estenose das narinas	4	0	4	12,5
Hepatização de lobo pulmonar	1	0	1	3,1
Paralisia laríngea	0	1	1	3,1
Pneumonia bacteriana	4	1	5	15,6
Pneumonia por aspiração	1	0	1	3,1
Síndrome Respiratório Braquicefálico	1	0	1	3,1
Total	22	10	32	100

3.2.2.8 *Cardiologia*

Esta especialidade da responsabilidade da Dra. Maria João Tavares, uma médica veterinária externa ao hospital, sendo que esta apenas se desloca ao hospital em certos dias da semana para realizar as suas consultas ou apenas em situações de urgência, podendo o baixo número de casos dever-se a esta situação.

Esta especialidade registou um total de 31 casos e representa no total de casuística 4,6%. Dentro das afeções incorporadas nesta especialidade de acordo com a tabela 11 a que registou um maior número de casos (Fi =8) foi a cardiomiopatia dilatada sendo prevalente na espécie canina registando uma Fr de 25,8%, nos felinos a afeção mais detetada foi a cardiomiopatia hipertrófica contando com um Fi= 3 e Fr = 9,7%.

Tabela 11: Distribuição da casuística referente à especialidade de cardiologia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=31.

Cardiologia	Canídeos	Felinos	Fi	Fr (%)
Defeito do septo interventricular	1	0	1	3,2
Insuficiência da Válvula Tricúspide	2	0	2	6,5
Insuficiência da Válvula Mitral	6	1	7	22,6
Cardiomiopatia Dilatada	8	0	8	25,8
Cardiomiopatia Hipertrófica	0	3	3	9,7
Persistência do arco aórtico	0	2	2	6,5
Endocardite	2	0	2	6,5
Derrame Pericárdico	6	0	6	19,4
Total	25	6	31	100

3.2.2.9 *Reprodução, ginecologia e andrologia*

A especialidade de reprodução, ginecologia e andrologia representa 4,2% do total da área de clínica médica. Esta especialidade contou com 28 casos, sendo que 24 deles pertencem à espécie canina e os restantes à espécie felina. Na tabela 12 constata-se que a situação mais recorrente foi o diagnóstico de gestação, feito com recurso a exames complementares e

imagiológicos correspondendo a uma frequência relativa de 32,1% seguida da piómetra que representou 25% dos casos incluídos nesta especialidade. A afeção menos comum foi a hiperplasia prostática benigna e a distócia que contaram apenas com 1 caso com uma Fr de 3,6%.

Tabela 12: Distribuição da casuística referente à especialidade de reprodução, ginecologia e andrologia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=28.

Reprodução, Ginecologia e Andrologia	Canídeos	Felinos	Fi	Fr (%)
Piómetra	6	1	7	25
Hiperplasia Prostática Benigna	1	0	1	3,6
Diagnóstico de gestação	7	2	9	32,1
Distócia	1	0	1	3,6
Lacerações vaginais	2	0	2	7,1
Orquite	2	0	2	7,1
Pseudogestação	2	0	2	7,1
Criptorquidismo	3	1	4	14,3
Total	24	4	28	100

3.2.2.10 Traumatologia e urgências

Traumatologia e urgências é uma especialidade que inclui afeções que apesar de poderem ser incorporadas noutras especialidades são aquelas que implicam risco de vida ao paciente se não forem assistidos de imediato. Muitas destas devem-se a traumas, quer por atropelamentos ou por quedas.

Dentro da casuística total, esta especialidade representa 3,7%, com um Fi= 25, onde também a espécie canina tem maior prevalência.

Tendo em conta a análise da tabela 13, a afeção que foi mais observada foi o politraumatismo com um Fi=11, representando 44% da casuística, seguida pela lesão por mordedura com um Fi= 6, Fr= 24%.

Tabela 13: Distribuição da casuística referente à especialidade de traumatologia e urgências expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=25.

Traumatologia e urgências	Canídeos	Felinos	Fi	Fr (%)
Politraumatismo	6	5	11	44
Lesão por mordedura	6	0	6	24

Choque séptico	1	0	1	4	
Paragem cardiorrespiratória	1	1	2	8	
Hérnia	abdominal	2	1	3	12
	inguinal	1	0	1	4
	diafragmática	1	0	1	4
Total	18	7	25	100	

3.2.2.11 Neurologia

Nesta especialidade foram contabilizados um total de 23 casos clínicos correspondendo a 3,4% da casuística total recolhida para a área de clínica médica. Perante a tabela 14, a afeição mais observada foi a epilepsia correspondendo a 26,1% da casuística recolhida na especialidade de neurologia.

Tendo em conta que o HVME não possui aparelho de tomografia axial computadorizada, muitos dos casos com sintomatologia neurológica são encaminhados para hospitais com meios de diagnóstico, acabando por a área de neurologia não ser muito aprofundada neste, assim raramente se tem o estabelecimento de um diagnóstico. Muitos destes casos não puderam ter um acompanhamento por parte da estagiária devido a passarem a ser seguidos noutra centro de atendimento médico-veterinário (CAMV).

Tabela 14: Distribuição da casuística referente à especialidade de neurologia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=23.

Neurologia	Canídeos	Felinos	Fi	Fr (%)	
Síndrome da cauda equina	1	0	1	4,3	
Epilepsia	6	0	6	26,1	
Ataxia cerebelar	1	2	3	13	
Síndrome vestibular	2	1	3	13	
Embolia fibrocartilaginosa	1	0	1	4,3	
Polirradiculoneurite	1	0	1	4,3	
Meningite responsiva a corticosteróides	1	0	1	4,3	
Lesão traumática toracolombar	1	0	1	4,3	
Mieloencefalomalácia	1	0	1	4,3	
Acidente vascular cerebral	0	1	1	4,3	
Hérnias discais	cervical	3	0	3	13
	lombar	1	0	1	4,3
Total	19	4	23	100	

3.2.2.12 Oftalmologia

Também esta especialidade feita é da responsabilidade de uma médica veterinária, a Dra. Ana Luísa Almeida, externa ao hospital que realizava consultas apenas em dias específicos da semana ou em situações urgentes em que esta apresentasse disponibilidade. A especialidade de oftalmologia conta com um Fi de 23 casos, correspondendo apenas a 3,4% da casuística total. Dentro desta, a afeção que foi mais prevalente foi a úlcera da córnea, sendo maioritariamente nos cães, particularmente associada às raças braquicéfalas devido à sua conformação, contando com uma Fr de 34,8% correspondendo a 8 casos, tabela 15. Segue-se a conjuntivite com 17,4% sendo esta mais prevalente nos gatos e estando muitas vezes associada a outra afeção infecciosa, como a coriza, e pela presença de catarata também com uma frequência relativa de 17,4%, mais prevalente nos canídeos.

Tabela 15: Distribuição da casuística referente à especialidade de oftalmologia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=23.

Oftalmologia	Canídeos	Felinos	Fi	Fr (%)
Conjuntivite	1	3	4	17,4
Protrusão da 3ª pálpebra	2	0	2	8,7
Catarata	3	1	4	17,4
Entrópion	2	1	3	13
Úlcera da córnea	7	1	8	34,8
Blefaroespasma	1	0	1	4,3
Proptose ocular traumática e avulsão	1	0	1	4,3
Total	17	6	23	100

3.2.2.13 Endocrinologia

Esta especialidade conta com um total de 18 casos correspondendo a 2,7% da casuística total. A tabela 16 demonstra que a afeção mais prevalente foi a *diabetes mellitus* com um Fi=8 correspondendo a 44,4% do total, também esta foi mais comum nos cães. A afeção menos prevalente contando apenas com um caso foi o hipertiroidismo, com uma Fr de 5,6%

Tabela 16: Distribuição da casuística referente à especialidade de endocrinologia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=18.

Endocrinologia	Canídeos	Felinos	Fi	Fr (%)
Hipertiroidismo	0	1	1	5,6
Hipotiroidismo	2	0	2	11,1
<i>Diabetes Mellitus</i>	6	2	8	44,4
Hipercortisolismo	4	0	4	22,2

Hipoadrenocorticismo	3	0	3	16,7
Total	15	3	18	100

3.2.2.14 Odontoestomatologia

No âmbito da odontoestomatologia foram registados 18 casos clínicos. Nesta especialidade são abordadas afeções que pertencem apenas à região da boca. Na totalidade da casuística esta correspondia também a apenas 2,7%. De acordo com a tabela 17, a doença periodontal foi a que registou o maior número de casos correspondendo a exatamente 50%, ou seja a 9 dos casos acompanhados nesta especialidade, seguida pela gengivite mais comum nos felinos contando com 22,2% de Fr.

Tabela 17: Distribuição da casuística referente à especialidade de odontoestomatologia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=18.

Odontoestomatologia	Canídeos	Felinos	Fi	Fr (%)
Estomatite	1	2	3	16,7
Gengivite	1	3	4	22,2
Epúlides gengivais	2	0	2	11,1
Doença periodontal	8	1	9	50
Total	12	6	18	100

3.2.2.15 Hematologia

A especialidade de hematologia conta com um total de 14 casos correspondendo a 2,1% da casuística total, sendo uma das menos representativas dentro da área de clínica médica. A afeção mais prevalente foi a anemia hemolítica, tabela 18, esta contou com um Fi=5, correspondentes a 35,7%, seguida pela anemia hemorrágica com uma Fr de 28,6%. Estes diagnósticos têm por base a leitura e interpretação de um hemograma, este exame complementar é um dos primeiros sempre a ser realizado nesta área clínica.

Tabela 18: Distribuição da casuística referente à especialidade de hematologia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=14.

Hematologia	Canídeos	Felinos	Fi	Fr (%)
Trombocitopénia	1	1	2	14,3
Vasculite imunomediada	1	0	1	7,1
Tromboembolismo	2	0	2	14,3
Anemia hemorrágica	3	1	4	28,6

Anemia hemolítica	4	1	5	35,7
Total	11	3	14	100

3.2.2.16 Otorrinolaringologia

A especialidade de otorrinolaringologia foi uma das especialidades com menos casuística recolhida dentro da área de medicina interna. A afeção com mais prevalência foi a otite externa por *Malassezia* spp. pertencendo a 46,2% da casuística total desta especialidade, tabela 19.

Todas as outras afeções registaram apenas 2 casos e a otite externa por ácaros apenas 1.

Tabela 19: Distribuição da casuística referente à especialidade de otorrinolaringologia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=13.

Otorrinolaringologia		Canídeos	Felinos	Fi	Fr (%)
Otite externa	Bacteriana	2	0	2	15,4
	Por <i>Malassezia</i> spp.	6	0	6	46,2
	Por ácaros	0	1	1	7,7
Corpo estranho		2	0	2	15,4
Otohematoma		2	0	2	15,4
Total		12	1	13	100

3.2.2.17 Toxicologia

A especialidade de toxicologia foi também uma das que registou menos casuística, contando com 13 casos. De acordo com a tabela 20 a intoxicação de origem indeterminada foi a que registou mais casos contando com 30,8%. Muitos tutores não sabiam a possível origem da intoxicação sendo assim denominada de etiologia indeterminada.

Tabela 20: Distribuição da casuística referente à especialidade de toxicologia expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=13.

Toxicologia	Canídeos	Felinos	Fi	Fr (%)
Intoxicação por Dicumarínicos	3	0	3	23,1
Anti-inflamatório não esteróide (AINE)	0	1	1	7,7
Intoxicação por Permetrinas	0	1	1	7,7

Intoxicação por processionária	3	0	3	23,1
Benzodiazepinas	1	0	1	7,7
Etiologia Indeterminada	4	0	4	30,8
Total	11	2	13	100

3.2.3 Clínica cirúrgica

Na área da clínica cirúrgica, a estagiária teve a oportunidade de observar e participar em algumas etapas que fazem parte de um procedimento cirúrgico, tais como o período pré-cirúrgico em que auxiliava toda a equipa e participava na preparação do paciente, como no cálculo e administração dos fármacos de pré-medicação anestésica, a colocação de uma via intravenosa onde era administrada fluidoterapia, tricotomia e assepsia da zona a ser intervencionada, entubação endotraqueal e ainda, a colocação dos eléctrodos referentes ao eletrocardiograma (ECG). Durante a cirurgia, esta poderia estar como ajudante de cirurgião ou na monitorização anestésica. No pós-cirúrgico do animal garantia a sua monitorização e todo o acompanhamento.

A casuística observada foi organizada segundo várias áreas tendo em conta a zona e os tecidos que foram intervencionados.

Tabela 21: Distribuição da casuística referente à clínica cirúrgica expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos, felinos e exóticos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=198.

Clínica Cirúrgica	Canídeos	Felinos	Exóticos	Fi	Fr (%)
Cirurgia tecidos moles	85	44	1	130	65,7
Cirurgia ortopédica e traumática	34	11	0	45	22,7
Cirurgia odontológica	12	4	3	19	9,6
Cirurgia oftalmológica	3	1	0	4	2,0
Total	134	60	4	198	100

Observando a casuística apresentada na tabela 21, a área que teve maior representatividade é a cirurgia de tecidos moles, representando 65,7% tendo um total de 130 casos dos 198 recolhidos que representam a casuística de clínica cirúrgica. A cirurgia oftalmológica foi a que registou apenas um total de quatro casos cirúrgicos representando apenas 2%.

3.2.3.1 *Cirurgia de tecidos moles*

Perante a tabela 22, o procedimento que teve maior expressão na cirurgia de tecidos moles foi a orquiectomia registando 37 casos, correspondendo a uma frequência relativa de 28,5%, sendo este mais predominante na espécie felina. O segundo procedimento mais

realizado foi a ovariectomia (OVH). Dentro da cirurgia de tecidos moles houve apenas o registo de um caso em animais exóticos sendo este procedimento a ovariectomia.

Tabela 22: Distribuição da casuística referente à cirurgia de tecidos moles expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos, felinos e exóticos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=130.

Cirurgia de tecidos moles	Canídeos	Felinos	Exóticos	Fi	Fr (%)	
Nodulesctomia	2	0	0	2	1,5	
Orquiectomia	15	22	0	37	28,5	
Mastectomia	7	4	0	11	8,5	
OVH	eletiva	14	13	1	28	21,5
	piómetra	4	1	0	5	3,8
	gingival	2	0	0	2	1,5
Biópsia	hepática	2	0	0	2	1,5
Otohematoma	2	0	0	2	1,5	
Enterotomia	5	0	0	5	3,8	
Enterectomia	2	0	0	2	1,5	
Gastrostomia	3	0	0	3	2,3	
Torção gástrica	4	0	0	4	3,1	
Gastropexia preventiva	1	0	0	1	0,8	
Estafilotomia + recessão das narinas	2	0	0	2	1,5	
Cesariana	3	0	0	3	2,3	
Nefrectomia	1	0	0	1	0,8	
Cistotomia e lavagem vesical	1	1	0	2	1,5	
Uretrostomia	1	1	0	2	1,5	
Recessão	hiperplasia vaginal	1	0	0	1	0,8
	massas cutâneas	1	0	0	1	0,8
Ablação auricular	0	1	0	1	0,8	
Resolução de parafimose	1	0	0	1	0,8	
Resolução de hérnia	umbilical	1	0	0	1	0,8
	diafragmática	1	0	0	1	0,8
	inguinal	2	0	0	2	1,5
Sutura de grandes lacerações	6	0	0	6	4,6	
Tiroidectomia	0	1	0	1	0,8	
Mastocitoma	1	0	0	1	0,8	
Total	85	44	1	130	100	

3.2.3.2 Cirurgia ortopédica

A cirurgia ortopédica foi a segunda área cirúrgica mais frequente, correspondendo a 22,7%. Na tabela 23 estão presentes os procedimentos que foram observados ao longo do tempo

de estágio, de entre estes a osteossíntese da tíbia e fíbula foi a que registou um maior número de casos, sendo uma Fr de 13,3%, seguida pela resseção da cabeça do fémur com 11,1%.

Tabela 23: Distribuição da casuística referente à cirurgia ortopédica expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=45.

Cirurgia Ortopédica		Canídeos	Felinos	Fi	Fr (%)
Resolução de	Luxação da rótula	2	0	2	4,4
	Luxação de fémur	4	0	4	8,9
	Luxação de carpo	1	0	1	2,2
	Luxação de metatarso	2	0	2	4,4
	Rotura de ligamentos cruzados	2	0	2	4,4
TPLO (Osteotomia de nivelamento do plateau tibial)		1	0	1	2,2
Osteossíntese	Sínfise mandibular	0	1	1	2,2
	Acetábulo	1	0	1	2,2
	Ílio	2	0	2	4,4
	Fémur	2	2	4	8,9
	Tíbia/Fíbula	4	2	6	13,3
	Úmero	1	0	1	2,2
	Rádio/ulna	1	0	1	2,2
	Metatarsos	1	1	2	4,4
Hemimandibulectomia		1	0	1	2,2
Remoção de material ortopédico		2	0	2	4,4
Resseção da cabeça do fémur		4	1	5	11,1
Amputação de cauda		2	1	3	6,7
Amputação de membros		1	3	4	8,9
Total		34	11	45	100

3.2.3.3 Cirurgia odontológica

A área de cirurgia odontológica representou 9,6% do total de casuística recolhida dentro da clínica cirúrgica. Nesta área existiram procedimentos realizados a animais exóticos nomeadamente corte de bico a uma caturra e a um papagaio, e ainda o corte de dentes a um coelho. Estes procedimentos são essenciais devido ao excessivo crescimento do bico e dos dentes, começando os animais a terem dificuldades em se alimentar de forma correta, podendo provocar graves problemas de saúde.

O procedimento odontológico mais realizado foi a destartarização com 47,4% do total de casuística, seguida da extração dentária que assume 36,8%, representado na tabela 24.

Tabela 24: Distribuição da casuística referente à cirurgia odontológica expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos, felinos e exóticos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=19.

Cirurgia Odontológica	Canídeos	Felinos	Exóticos	Fi	Fr (%)
Destartarização	7	2	0	9	47,4
Extração dentária	5	2	0	7	36,8
Corte de bico	0	0	2	2	10,5
Corte de dentes	0	0	1	1	5,3
Total	12	4	3	19	100

3.2.3.4 Cirurgia oftalmológica

A cirurgia oftalmológica registou o menor número de casos dentro da área de clínica cirúrgica, contando apenas com quatro, tendo uma representatividade bastante pequena de 2%. Posto isto a afeção que registou mais casos cirúrgicos foi o entrópion contando com apenas dois, com representação de 50% da casuística recolhida, tabela 25.

Tabela 25: Distribuição da casuística referente à cirurgia oftalmológica expressa em frequência absoluta por espécie (canídeos e felinos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=4.

Cirurgia oftalmológica	Canídeos	Felinos	Fi	Fr (%)
Prolapso da glândula 3ª pálebra	1	0	1	25
Entrópion	1	1	2	50
Enucleação de olho	1	0	1	25
Total	3	1	4	100

3.2.4 Outros procedimentos médicos e exames complementares de diagnóstico

Ao longo do período de estágio, vários foram os procedimentos médicos e os exames complementares observados e realizados, estando presentes na tabela 26. Foram contabilizados um total de 1325 procedimentos médicos e exames complementares, a ecografia foi a que registou uma maior frequência relativa de 16,2%, seguida pela análise sanguínea, o hemograma com uma Fr de 10,3%.

Tabela 26: Distribuição da casuística observada nos procedimentos médicos e exames complementares expressos em frequência absoluta por espécie (canídeos, felinos e exóticos), frequência absoluta (Fi) e frequência relativa (Fr (%)), n=1325.

Procedimentos Médicos/ Exames complementares		Canídeos	Felinos	Exóticos	Fi	Fr (%)
Algaliação		5	13	0	18	1,4
Enema		1	6	0	7	0,5
Eutanásia		15	6	0	21	1,6
Limpeza/Desinfecção de feridas		10	4	0	14	1,1
Mudança de penso		13	2	0	15	1,1
Pericardiocentese		2	0	0	2	0,2
Cistocentese		17	34	0	51	3,8
Toracocentese		4	0	0	4	0,3
Abdominocentese		7	0	0	7	0,5
Colheita de Líquido cefalorraquidiano (LCR)		1	2	0	3	0,2
Colocação sonda	orogástrica	1	0	0	1	0,1
	nasogástrica	0	4	0	4	0,3
Colocação de holter		2	0	0	2	0,2
Transfusão de eritrócitos		8	2	0	10	0,8
Transfusão de plasma		9	0	0	9	0,7
Ressuscitação cardiopulmonar		5	3	0	8	0,6
Nebulizações		8	5	0	13	1,0
Soro subcutâneo		5	11	0	16	1,2
Analítica sanguínea	Hemograma	80	57	0	137	10,3
	Glucose	10	6	0	16	1,2
	Ionograma	32	17	0	49	3,7
	Bioquímicas	68	43	0	111	8,4
	T4	9	6	0	15	1,1
	Lactato	3	0	0	3	0,2
	Doseamento da progesterona	3	0	0	3	0,2
	Doseamento de fenobarbital	1	0	0	1	0,1
Imagiologia	Raio x	78	39	2	119	9,0
	Ecografia	150	63	1	214	16,2
	Ecocardiografia	12	9	0	21	1,6
Eletrocardiologia		21	4	0	25	1,9
Citologia	Aposição	9	4	0	13	1,0
	Esfregaço de sangue	10	2	0	12	0,9
	Zaragatoa	13	7	0	20	1,5
Histopatologia	Biópsia	7	3	0	10	0,8
	Punção aspirativa por agulha fina (PAAF)	2	1	0	3	0,2
Testes oftalmológicos	Medição da pressão intraocular	16	4	0	20	1,5
	Teste de Schirmer	3	2	0	5	0,4

	Teste de fluoresceína	19	10	0	29	2,2
Testes à urina	Urianálise tipo II	18	20	0	38	2,9
Testes dermatológicos	Raspagem cutânea	2	1	0	3	0,2
	Teste da fita-cola	1	1	0	2	0,2
Testes endócrinos	Teste de supressão com doses baixas de dexametasona	5	0	0	5	0,4
	Testes de estimulação por hormona adrenocorticotrófica (ACTH)	3	0	0	3	0,2
Testes rápidos imunológicos	Teste de Dirofilariose	2	0	0	2	0,2
	Teste de Leishmaniose	6	0	0	6	0,5
	Tipificação sanguínea	15	1	0	16	1,2
	Parvovirose / Coronavirose	22	0	0	22	1,7
	Snap"pâncreas específico lipase" (PLI)	13	4	0	17	1,3
	Vírus da imunodeficiência felina (FIV) /FeLV	0	8	0	8	0,6
Curva de glicémia		6	2	8	16	1,2
Palpação retal		28	3	31	62	4,7
Medição da pressão arterial		32	15	47	94	7,1
Total		812	424	89	1325	100,0

Parte 2 - Monografia – Medicina transfusional em pequenos animais

1. O sangue e seus constituintes

O sangue é composto por células, eritrócitos, leucócitos e plaquetas e por uma componente líquida (o plasma), onde células e outras substâncias se encontram em suspensão. Através da centrifugação de sangue, que divide os componentes por densidades específicas relativas, obtém-se como sedimento os eritrócitos, denominados de *packed cell volume* (PCV), plaquetas e os leucócitos que ocupam a parte intermédia chamados de *buffy coat*, ficando o plasma na zona superior, tal como está representado na figura 2. A proporção de células vermelhas que existem em relação ao plasma tem o nome de hematócrito, que é um dos parâmetros fundamentais, tendo bastante significado semiológico (Reece, 2009). Este hematócrito é um valor aproximado do valor de PCV, calculado através de uma contagem do número de eritrócitos, tendo em conta também o volume dos mesmos. No diagnóstico de anemia, é um dos parâmetros que deve ser analisado em conjunto com o valor de concentração de hemoglobina e com a quantidade de eritrócitos presentes no sangue do paciente. A anemia é caracterizada pelo decréscimo de eritrócitos no sangue, existindo decréscimo no valor da concentração de hemoglobina e no valor do PCV, podendo ter várias etiologias, como a existência de uma perda de sangue contínua, podem não ser produzidos eritrócitos em número suficiente ou estarem a ser destruídos pelo organismo (Kristensen & Feldman, 1995) (Mills, 2012).

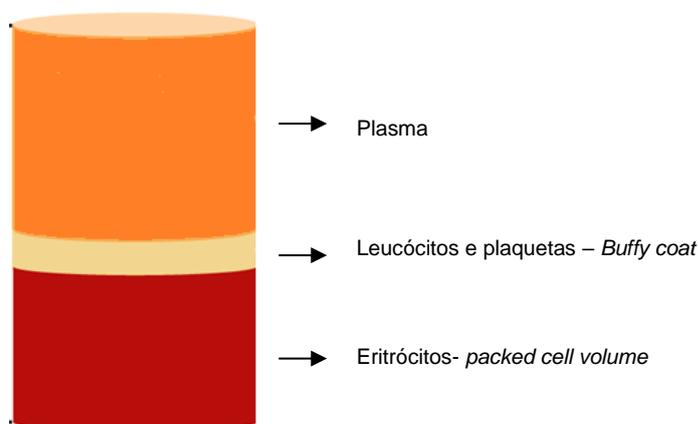


Figura 2 - Separação dos constituintes do sangue segundo as suas densidades- adaptado de (Helm e Knottenbelt, 2010a)

2. Medicina de transfusão

2.1 Introdução

A qualquer terapia feita por via intravenosa recorrendo ao uso de sangue ou de outro produto sanguíneo é dado o nome de transfusão (Abrams-Ogg, 2000). As transfusões sanguíneas podem ser de três tipos: autólogas (apenas um indivíduo, sendo este dador e

recetor), alogénica (transfusão feita com indivíduos da mesma espécie) ou xenogénica (transfusão feita entre indivíduos de espécies diferentes) (Sharma et al., 2021).

A medicina de transfusão tornou-se uma área de interesse durante os últimos anos, a partir da primeira transfusão alogénica, entre dois cães, feita com sucesso, realizada por Richard Lower em 1665, dando origem a significativos avanços, passando-se a dar maior importância a uma terapia por componentes, o que faz com que tenham aumentado significativamente o número de casos indicados para transfusão em animais de companhia (Fastag et al., 2013) (Pennisi et al., 2015) (Yagi & Holowaychuk, 2016). A realização de uma transfusão é recomendada quando o paciente exibe alguns sinais clínicos significativos de anemia, se o hematócrito estiver a baixo de 21% no caso dos cães, ou a 15% no caso dos gatos, e ainda em animais que tenham outras co-morbilidades com a presença de sinais clínicos, mesmo que o hematócrito não esteja abaixo dos valores indicados acima (Davidow, 2013) (Ferreira & Sánchez, 2017).

Uma terapia por componentes, a tipificação sanguínea, as provas cruzadas e a testagem de doenças infecciosas foram os grandes avanços que foram tornando a medicina de transfusão uma terapia cada vez mais segura, de maneira a ser mais utilizada (Lucas et al., 2004). A tipificação sanguínea e as provas cruzadas maiores e menores são testes serológicos que servem para determinar a compatibilidade entre o sangue do dador e o do recetor (Spada et al., 2018).

As transfusões sanguíneas alogénicas são associadas a algumas desvantagens, tais como o risco elevado de reações adversas, baixa eficácia dos produtos utilizados, devido a possíveis alterações que podem ocorrer do seu armazenamento ou, ainda, ao seu custo elevado. As transfusões autólogas comparativamente com as alogénicas, têm o risco de reações adversas praticamente nulo e devido ao seu tempo de armazenamento ser muito curto, faz com que o risco de se desenvolver alterações nos produtos seja menor (Sharma et al., 2021).

Os produtos sanguíneos não são utilizados como tratamento, mas sim como uma terapêutica de suporte de maneira a corrigir défices que existam no paciente. No que toca ao uso de produtos sanguíneos ou de fluidoterapia, deve ser avaliado sempre pelo médico veterinário, tendo em conta o rácio de benefício/risco para o paciente, pois muitas complicações também podem advir de más práticas nas suas utilizações. As variáveis que tornam os produtos sanguíneos diferentes de soluções de cristalóides e de colóides é o elevado grau de imunogenicidade, a disponibilidade, que foi melhorada com o aumento do número de bancos de sangue e o custo (Hohenhaus, 2012).

3. Programa de recrutamento de dadores caninos e felinos

Hoje em dia, existe maior facilidade de obtenção de produtos sanguíneos através dos bancos de sangue, o que permite um acesso aos vários componentes sanguíneos. A existência

de doadores de sangue bem como a existência de bancos de sangue são cruciais para que se consiga manter um fornecimento constante dos vários produtos (Sink, 2017a). Algumas clínicas e hospitais, têm colônias fechadas de doadores, em que utilizam os animais que estão permanentemente no hospital com este intuito (Lucas et al., 2004). Podem-se utilizar animais de alguns clientes ou de trabalhadores da instituição, sendo assim possível a existência de um maior controlo sobre estes. Há ainda a possibilidade de se recorrer aos bancos de sangue e de se promover campanhas de recrutamento de doadores voluntários, oferecendo algumas regalias. As vantagens das colônias fechadas em relação a todas as restantes possibilidades, é o facto de existir um acesso rápido a estes animais, de maneira a obter produtos sanguíneos sempre que necessário, a facilidade em isolar qualquer animal doente, evitando a disseminação de agentes infecciosos. Contudo, o elevado custo destas colônias torna-se para muitas instituições insustentável, verificando-se o recurso a estas colônias nos bancos de sangue (Feldman & Kristensen, 1995). Dentro dos programas de doadores voluntários existe uma constante preocupação com os mesmos, são seguidas diretrizes que foram delineadas, de maneira a que apenas se possa recorrer a cada um deles durante um limite de tempo e com uma certa frequência.

Destes animais, apenas são escolhidos os mais qualificados e que preencham os requisitos necessários para se tornarem doadores (Hansen, 2006). Devido aos inúmeros requisitos que são exigidos, existe uma grande dificuldade em conseguir-se uma grande comunidade de doadores felinos, pois na maioria das vezes necessitam ser submetidos a sedação. Alguns dos maiores hospitais acabam por ter nas suas instalações, a sua própria colónia de gatos, livre de doenças que, após várias doações, são entregues a famílias que procedam à sua adoção (Gibson, 2007). Por norma, os doadores caninos podem doar sangue a cada três meses. Já os doadores felinos doam sangue menos vezes devido ao procedimento de sedação a que são submetidos (Feldman & Kristensen, 1995).

3.1 Recrutamento de doadores caninos

Existem vários critérios utilizados para definir um cão como um dador ideal. Este deve ter entre um a oito anos de idade, contudo alguns programas de doadores utilizam cães mais velhos, sob a responsabilidade do médico veterinário que os acompanha, através de uma cuidadosa avaliação. Deverão também ter mais de 25 Kg e uma boa condição corporal, além de um temperamento calmo. O animal deve ser acompanhado de forma regular através de consultas médico-veterinárias, deve ter todo o protocolo vacinal feito corretamente, mas com nenhuma vacina administrada nos últimos quinze dias antes do processo de doação. As desparasitações externas e internas devem estar em dia, não devendo realizar qualquer outra medicação à exceção das desparasitações (Gibson, 2007) (Félix, 2018).

Em relação às fêmeas, estas devem estar esterilizadas e serem nulíparas. É de especial importância serem nulíparas, pois durante a gestação alguns autores defendem que pode existir

a formação de aloanticorpos que reagem contra os antigénios dos eritrócitos. Segundo o estudo de Blais e colaboradores (2009), não foi demonstrada qualquer associação entre o aumento de reações transfusionais e a presença destes aloanticorpos. Sendo ainda um assunto controverso, mantém-se a recomendação para que as cadelas dadoras não tenham tido nenhuma gestação, podendo recorrer-se a cadelas que registem gestações no passado apenas em casos urgentes (Félix, 2018).

Os dadores não deverão ter sido nunca submetidos a nenhuma transfusão sanguínea. Outro fator a ter em conta na escolha do dador é a conformação da raça no que diz respeito ao acesso venoso, pois a colheita é feita através da veia jugular (Gibson, 2007) (Abrams-Ogg & Gibson, 2012). Por norma, nos dadores caninos não existe necessidade de dar qualquer tipo de sedação visto ser possível realizar a colheita com alguma contenção, evitando-se possíveis reações adversas que podem advir da utilização de certos fármacos. Caso seja necessário, deve-se realizar uma sedação curta e combinada (Taylor et al., 2021).

Para que sejam considerados dadores elegíveis é ainda necessário a pesquisa de alguns agentes infecciosos. São realizadas análises sanguíneas, hemograma, onde o valor do hematócrito tem de ser superior a 35%, um painel bioquímico completo (perfil renal e hepático), perfil de coagulação com determinação de fator Von Willebrand's, análise de urina tipo II, análises parasitológicas (coprologia) e um painel para pesquisa de algumas doenças, que sejam endémicas de determinada região e local geográfico onde o animal habite (Abrams-Ogg 2000) (Gibson, 2007). Através do sangue existe a transmissão de vários agentes infecciosos de especial importância a *Babesia* spp., *Ehrlichia* spp., *Anaplasma* spp., *Neorickettsia* spp., *Leishmania* spp., *Trypanosoma cruzi*, *Brucella canis*, *Mycoplasma haemocanis*. Dependendo da região onde habitam, alguns dadores podem nem sempre precisar de testes a todos estes agentes, dependendo da situação epidemiológica do seu local de residência (Wardrop et al., 2005) (Gibson, 2007).

Idealmente os dadores a ser incorporados nos programas de doação de sangue devem ser apenas os considerados como dadores universais (Lucas et al., 2004).

3.2 Recrutamento de dadores felinos

Também para os felinos existem alguns critérios que tem de ser considerados para um dador sanguíneo ideal.

Um dador felino ideal deverá ser saudável, ter entre um ano e oito anos de idade e ter um peso corporal no mínimo de quatro kg e meio. Apesar de se recorrer à sedação na maioria das vezes, é importante que o gato tenha um temperamento calmo. Os possíveis dadores têm de ter o protocolo vacinal completo que inclui a vacinação contra os vírus do complexo respiratório, clamídia e ainda as desparasitações em dia (Lucas et al., 2004). Idealmente tem de ser gatos que tenham sempre vivido dentro de casa, sem introdução de novos gatos no seu habitat, de

maneira a evitar a introdução de novas infecções. Não deverão fazer qualquer tipo de medicação, nem terem recebido nenhuma transfusão ao longo da vida. No caso das fêmeas estas não poderão estar gestantes. Contudo, mesmo que já tenham tido ninhadas anteriormente podem ser utilizadas como dadoras. Para além do referido, antes de se realizar a colheita sanguínea, deverá avaliar-se o valor do hematócrito, devendo este ser superior a 35%, e ainda a concentração de hemoglobina (Taylor et al., 2021).

Em alguns programas de dadores, considera-se relevante a realização de uma ecocardiografia, de maneira a descartar qualquer cardiomiopatia, pois alguns autores referem que cerca de trinta por cento dos gatos têm doença cardíaca sem qualquer sintomatologia ou sinal clínico (Taylor et al.2021).

O sangue é um veículo de transmissão de alguns agentes patogénicos. Em 2005 o *American College of Veterinary Internal Medicine (ACVIM)*, estabeleceu critérios que tinham como objetivo determinar os agentes patogénicos que deveriam estar ausentes no sangue dos animais dadores. O painel de agentes a ser pesquisado para os felinos, inclui o vírus da leucemia felina (FeLV), o vírus da imunodeficiência felina (FIV) e *Mycoplasma haemofelis*. Dentro da lista de agentes patogénicos, outros podem ser testados consoante a situação epidemiológica da região onde habitam os animais dadores. Constando na tabela 27 e 28 (Pennisi et al., 2015).

Tabela 27: Agentes infecciosos pertencentes ao painel estabelecido pela ACMVI e seus métodos de diagnóstico (adaptado de Pennisi et al., 2015)

Agente infeccioso	Testes de Diagnóstico
Vírus da Leucemia Felina (FeLV)	PCR para deteção do provírus FeLV, (podem ainda ser usados testes rápidos em situações de urgência, embora haja um elevado risco que serem falsos negativos)
Vírus da imunodeficiência felina (FIV)	Testes rápidos através de sangue ou plasma para deteção de anticorpos contra o FIV (ter em atenção que devem ser feitos pelo menos três meses após o contacto com o vírus)
<i>Mycoplasma haemofelis</i> <i>Candidatus Mycoplasma haemominutum</i> <i>Candidatus Mycoplasma turicensis</i>	PCR no sangue

Tabela 28: Agentes infecciosos a serem pesquisados considerando a situação epidemiológica de cada dador (adaptado de Pennisi et al., 2015)

Agente infeccioso	Testes de diagnóstico
--------------------------	------------------------------

<i>Cytauxzoon felis</i>	PCR no sangue
<i>Babesia</i> spp.	
<i>Leishmania infantum</i>	
<i>Ehrlichia</i> spp.	
<i>Anaplasma phagocytophilum</i>	Imunofluorescência PCR no sangue

Legenda: PCR – Reação em cadeia da polimerase

Existem ainda dois agentes infecciosos bastante comuns entre a espécie felina que são o *Toxoplasma gondii* e coronavírus felino, sendo que estes não foram incorporados no painel de agentes infecciosos estabelecido pela ACVIM (Gibson, 2007) (Pennisi et al., 2015). Sabe-se que no caso de existir a presença de anticorpos contra o coronavírus felino, no sangue do dador, existe a transferência de alguma imunidade passiva para os felinos recetores, sendo que se estes tiverem contacto com o vírus, semanas após a transfusão de sangue, existe resposta imunitária. *Rickettsia* spp., pode também infetar alguns gatos, este microrganismo nunca foi detetado por testes moleculares (Pennisi et al., 2015).

Mesmo gatos saudáveis, que sejam testados para FeLV através de PCR e tenham um resultado negativo, podem conter o provírus integrado no seu ADN e assim transmitem o vírus a outros gatos. Em casos urgentes podem ser feitos apenas os testes rápidos de antígeno para a deteção de FeLV apesar de constituir um risco para o recetor (Pennisi et al., 2015).

A realização destes painéis serológicos e o intervalo de tempo em que são realizados têm de ser ponderados, por serem testes dispendiosos. À semelhança da medicina humana, a seleção dos potenciais dadores é baseada num inquérito, de maneira a obter o maior número de informações possíveis e adequar os agentes patogénicos que devem ser pesquisados. Assim, antes da colheita sanguínea de cada dador, todos os tutores preenchem um inquérito rápido, de maneira a obter-se o maior número de informações possíveis sobre os seus animais de estimação, do qual um exemplo adaptado de Pennisi e colaboradores (2015), consta no ANEXO 1, sendo referente ao dador felino.

Os riscos de transmissão de agentes patogénicos através de transfusões são cada vez menores, mas, apesar de tudo, continuam a existir (Pennisi et al., 2015).

4. Grupos sanguíneos

Os grupos sanguíneos são determinados consoante a presença de antígenos específicos na superfície da membrana dos eritrócitos, onde se incluem glicoproteínas e glicolípidos (Ferreira et al., 2011). Muitas das complicações imunológicas que derivam das transfusões são devido à incompatibilidade que existe entre os antígenos presentes no recetor com os do dador (Yagi & Bean, 2016).

4.1 Grupos sanguíneos caninos

No início do ano de 1950, foi descoberto o sistema de grupos sanguíneos dos cães, após uma transfusão realizada na área da medicina humana, através de modelos animais. Após este momento, foi então selecionada aleatoriamente uma população canina e, através de testes serológicos, foi desenvolvido o sistema de antígenos eritrocitários canino *Dog Erythrocyte Antigen System*, (DEA) (Hohenhaus, 2004).

A nomenclatura usada para definir os grupos sanguíneos caninos, tem em conta os antígenos eritrocitários que são encontrados na superfície da membrana dos eritrócitos. Atualmente este sistema DEA descreve 7 antígenos diferentes: DEA 1 sendo este dividido em dois subtipos (1.1; 1.2), 3, 4, 5, 6, 7 e 8 e estes podem ser negativos ou positivos. O tipo sanguíneo DEA 1 é considerado o tipo de sangue clinicamente mais importante, pois é o que regista um maior número de reações hemolíticas agudas, dando origem a uma grande resposta imunitária derivada da formação de aloanticorpos, em cães previamente sensibilizados (Ferreira et al., 2011) (Kuo & McMichael, 2020).

Devido ao elevado grau de antigenicidade do grupo sanguíneo DEA 1, com os seus subtipos 1.1. e 1.2 e ao se tratar de uma primeira transfusão, não existem relatos de ocorrências de reações severas, pois nos cães não existe a formação natural de anticorpos para estes grupos, apenas após uma transfusão, por ficarem sensibilizados. Contudo, quatro dias após a primeira transfusão, em que o canídeo dador com grupo sanguíneo DEA 1.1 ou 1.2 positivo e o canídeo recetor com grupo sanguíneo DEA 1.1 ou 1.2 negativo, pode desenvolver-se uma reação transfusional retardada com anticorpos anti DEA 1.1 ou 1.2 positivo, provocando a destruição rápida e prematura dos eritrócitos transfundidos. No caso de se fazer uma segunda transfusão, como os cães recetores já possuem anticorpos anti DEA 1.1 ou 1.2 positivo, estando assim sensibilizados, vai desenvolver-se uma reação transfusional aguda hemolítica severa (Davidow, 2013). De acordo com a figura 3, os dadores com grupo sanguíneo DEA 1 positivo, apenas poderão dar sangue a recetores positivos, de forma a evitar quaisquer reações adversas. Já os dadores DEA 1 negativos podem dar sangue a recetores negativos e ainda aos recetores DEA 1 positivos, no caso de se tratar da 1ª transfusão.

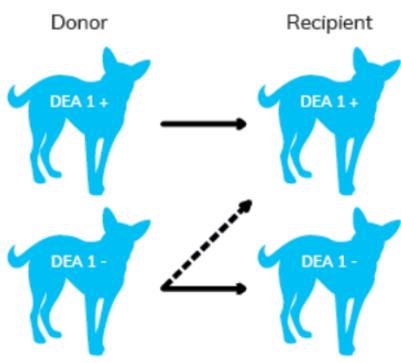


Figura 3– Compatibilidade entre dadores e recetores caninos

Disponível em <https://www.alvedia.com/quick-test-bt-canine/>

Acedido em março de 2022

Laboratório *Alvedia*

Ao se tratar de transfusões com grupos sanguíneos DEA 3, 5, e 7, devido aos cães já apresentarem aloanticorpos naturais contra estes grupos sanguíneos, após 4 a 14 dias da realização da transfusão, podem ocorrer também reações transfusionais retardadas. Embora não dê origem a situações graves, é necessário que mesmo na primeira transfusão com estes grupos se tenha especial atenção (Ferreira et al., 2011) (Abrams-Ogg & Gibson, 2012) (Davidow, 2013).

Em 2007, foi encontrado o Dal, um novo antigénio, com uma elevada prevalência na raça Dálmata. Os anticorpos contra Dal tem uma grande capacidade de produzir uma reação transfusional hemolítica aguda (Hale, 2012). Sabe-se que a maioria dos cães que tem este antigénio são Dal positivos, nomeadamente raças puras, como os Golden Retrievers, Labradores Retrievers, Pastor Alemão e o Galgo Inglês. Contudo, o tipo Dal negativo foi também identificado em algumas raças como os Dálmatas, Dobermans e Shi Tzus (Abrams-Ogg & Gibson, 2012) (Kuo & McMichael, 2020). Mais recentemente, em 2017, foram descobertos mais 2 grupos sanguíneos o Kai 1 e o Kai 2, ainda pouco estudados (Kuo & McMichael, 2020).

Quando se recorre a transfusões, o ideal é que o sangue utilizado seja de um dador considerado universal, sendo que segundo Kuo & McMichael (2020) os grupos chamados de universais atualmente são DEA 1, 3, 5 e 7 negativos e DEA 4 positivo, para que assim haja minimização dos riscos de reações transfusionais. A tipificação sanguínea de todos os dadores e de todos os recetores é recomendada. Na prática hospitalar, o antigénio que é regularmente testado através dos *kits* de tipificação comerciais é o DEA 1. Já a nível laboratorial pode ser testado a presença de DEA 4 e DEA 7 e através de alguns bancos de sangue é possível também testar para a presença de DEA 3 e DEA 5 (Yagi & Bean, 2016).

4.2 Grupos sanguíneos felinos

Os grupos sanguíneos dos felinos foram descobertos por Auer e Bell em 1981, definindo o sistema A-B onde se incluem três grupos sanguíneos diferentes o A, o B e o AB. Este sistema é definido por três tipos de alelos, sendo que o alelo *a* é dominante sobre o alelo *b* e o fenótipo AB é o resultado de um terceiro alelo *aab* que permite que os alelos *a* e *b* sejam codominantes e que acabem por se expressar os dois (Day, 2012) (Vieira et al., 2017). Estes grupos sanguíneos são definidos pela expressão de dois componentes na superfície dos eritrócitos de cada felino, o ácido N-acetilneuramínico (NeuAc) e o ácido N-glicolineuramínico (NeuGc), que são expressos em diferentes quantidades nos diferentes tipos de sangue (Vieira et al., 2017).

No caso de gatos com o tipo A, está presente uma quantidade dominante de ácido N-glicolineuramínico e em pequenas quantidades o N-acetilneuramínico, na superfície dos eritrócitos.

Em relação ao tipo B existe predominância do N-acetilneuramínico e o tipo AB tem estes dois em igual quantidade. Apesar deste sistema partilhar as mesmas letras que o sistema sanguíneo de medicina humana não existe qualquer relação serológica entre estes grupos (Hohenhaus, 2004).

A realização da tipificação em gatos é imprescindível, pois nos felinos existem anticorpos naturais. Estes estão presentes no plasma a partir dos dois meses de idade, sem que tenham sido expostos a outro tipo de sangue através quer de transfusões ou, no caso das gatas, de gestações. Os aloanticorpos são chamados de isoaglutininas e vão reagir com os antígenos, presentes na membrana dos eritrócitos do gato recetor. Pode haver desta forma uma reação transfusional imediata, possivelmente fatal, que é responsável pela destruição prematura dos eritrócitos transfundidos e, ainda, no caso de recém-nascidos dar-se o fenómeno da isoeritrolise. Esta ocorre em gatos que tenham grupo sanguíneo A ou AB e a sua progenitora grupo sanguíneo B, pois esta tem anticorpos naturais contra o grupo sanguíneo A no colostro. No momento em que se dá a ingestão do colostro, os recém-nascidos começam a ingerir estes anticorpos, que vão dar origem a hemólise dos seus eritrócitos e passado algumas horas ou dias começam a surgir alguns sinais clínicos como: urina com uma coloração muito escura, podendo significar a presença de sangue, de hemoglobina ou de bilirrubina, icterícia, anemia, fraqueza, coagulopatias, CDI podendo resultar na morte (Knottenbelt, 2002) (Silvestre-Ferreira et al., 2004) (Gibson, 2007) (Silvestre-Ferreira & Pastor, 2010). Dependendo da quantidade de anticorpos ingeridos, o grau de hemólise é maior ou menor, dando origem a sinais clínicos mais ou menos severos (Silvestre-Ferreira & Pastor, 2010). Assim mesmo em situações de urgência, deve-se realizar a tipificação do sangue do gato dador e do recetor.

O tipo sanguíneo A felino é o mais predominante em todo o mundo, apesar da sua incidência variar consoante a raça e a localização geográfica. Segue-se o grupo B e, sendo bastante mais raro, o grupo AB. Segundo um estudo (Vieira et al., 2017), em 1070 felinos dadores registados na península ibérica cerca de 1033 gatos tinham o tipo A e apenas 37 gatos registavam o tipo B, não sendo encontrado nenhum gato com o tipo sanguíneo AB. Verificou-se que em raças não puras na península ibérica, o tipo A é o mais prevalente registando-se 96,5 % e apenas 3,5% do tipo B nestas raças.

Os gatos que tenham o tipo sanguíneo A têm baixos níveis de aloanticorpos naturais contra o tipo B. Contudo gatos com tipo B têm um elevado título de aloanticorpos contra o tipo A, o que dá origem rapidamente a reações hemolíticas agudas severas conduzindo à morte. Já os gatos que tenham tipo sanguíneo AB não têm aloanticorpos presentes contra o tipo A ou o tipo B (Prittie, 2003) (Kuo & McMichael, 2020). O tipo sanguíneo AB segundo alguns autores é

considerado o recetor universal, pois à partida numa primeira transfusão pode receber qualquer tipo de sangue, dando-se preferência ao tipo AB. Caso este não exista, o mais compatível será o tipo A (Kisielewicz & Self, 2014). Como representado na figura 4, o tipo AB pode receber sangue do tipo A e do AB, todos os outros só devem receber sangue do mesmo tipo.

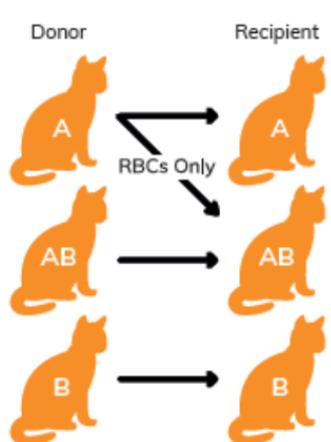


Figura 4 - Compatibilidade entre dadores e recetores felinos

Disponível em: <https://www.alvedia.com/quick-test-bt-feline/>

Acedido em março de 2022

Laboratório Alvedia

Também nos gatos, à semelhança do que aconteceu nos cães, foi descoberto em 2007 um novo grupo sanguíneo Mik, devido a uma reação transfusional hemolítica num gato com grupo sanguíneo A, assumindo-se assim que este teria aloanticorpos para o grupo Mik. Assim o conceito de provas cruzadas maiores e menores ganharam especial importância e não apenas a tipificação, pois apenas estas provas conseguem detetar uma possível incompatibilidade que exista (Kisielewicz & Self, 2014).

5. Tipificação sanguínea e provas cruzadas maiores e menores

5.1 Testes de tipificação sanguínea

Os *kits* de tipificação comerciais que são utilizados para testar o grupo sanguíneo canino DEA 1 e felino A, B e AB incluem cartões de tipificação e testes de imunocromatografia (Tocci, 2010). Estas provas de tipificação são feitas com recurso a sangue total colhido do animal e posteriormente, colocado num tubo que contenha ácido etilenodiamino tetra-acético, vulgarmente chamado de EDTA (Tocci & Ewing, 2009).

Dentro dos testes comerciais que estão disponíveis tanto para cães como para gatos estão incluídos os *kits* de cartões de tipificação DEA *RapidVet-H (Canine 1)*, *RapidVet®-H Feline Blood Typing* representados nas figuras 5 e 6, para cão e gato respetivamente, comercializado pelo laboratório DMS, inc. Estes testes, baseiam-se numa reação de aglutinação devido à existência de anticorpos monoclonais, em zonas do cartão, que se vão ligar aos antígenos

presentes nos eritrócitos do sangue testado. No caso dos testes para tipificação canina, estes anticorpos são específicos para o grupo sanguíneo DEA 1, devido a ser o que possui um maior poder antigénico, para tipificação felina os anticorpos são específicos para os tipos sanguíneos A e B.

Inicialmente o sangue a ser testado é colocado num recipiente com uma solução salina tampão fosfatada, que serve para manter o pH das células e a osmolaridade. Em seguida, esta solução é depositada sobre o cartão nas zonas de teste para que se dê a mistura com os anticorpos. Quando existe aglutinação, é porque o antigénio para aqueles anticorpos estava presente no sangue. No caso do teste de tipificação para cão o sangue é considerado positivo, já no teste de tipificação felino é identificado o tipo de sangue estando uma zona no cartão reservada para cada tipo sanguíneo, verificando em qual delas se encontra a reação de aglutinação (Abrams-Ogg & Gibson, 2012) (Zaremba et al., 2019).

Devido à facilidade que existe na interpretação de resultados, este teste é considerado de fácil utilização, contudo, nalgumas situações, a sua interpretação pode tornar-se confusa, por exemplo, se existir auto-aglutinação, como acontece em pacientes com anemia hemolítica imunomediada (AHIM). Estes testes deverão ser interpretados de imediato pois com o tempo torna-se difícil de distinguir a desidratação e aglomeração da amostra, da hemaglutinação (Zaremba et al., 2019).



Figura 5- Kit comercial *RapidVet-H* canine
Agglutination card test

Acedido em março de 2022

Disponível https://www.rapidvet.com/canine_info



Figura 6 - Kit comercial *RapidVet-H* feline
Agglutination card test

Acedido em março de 2022

Disponível <https://www.rapidvet.com/feline>

Dentro dos testes rápidos de imunocromatografia existem dois tipos: o *QuickTest DEA 1* e o *Quicktest Type A, B e AB* para cães e gatos respetivamente, do laboratório *Alvedia* e ainda o mais recente o *RapidVet®-H IC* do laboratório *DMS, inc*, sendo que atualmente deste laboratório apenas se encontra disponível o teste para gatos.

Os testes rápidos *QuickTest DEA 1* e *QuickTest A, B, AB*, representados pelas figuras 7 e 8, respetivamente, são baseados num sistema de migração das células sanguíneas ao longo de uma membrana, sendo que esta se encontra impregnada com anticorpos monoclonais para cada um dos antígenos específicos que possam existir na membrana dos eritrócitos a serem testados. Assim, caso os anticorpos se liguem a estes antígenos, fica uma linha visivelmente marcada indicando no caso do teste de cão um resultado positivo e no caso do teste de gato, dependendo do local onde se encontra a linha, se aquele sangue testado pertence então a um tipo A, B ou AB. É também importante que apareça sempre uma linha marcada na zona que está definida como controlo positivo para que o teste seja considerado válido.



Figura 7 – Teste comercial *QuickTest DEA 1* e os vários componentes que fazem parte de cada *kit* mais a amostra de sangue utilizada num tubo de EDTA

Laboratório Alvedia



Figura 8 - Teste comercial *Quicktest A+ B* felino

Laboratório Alvedia

A interpretação deste método é considerada mais fácil do que a do método da aglutinação. Contudo no caso de existir uma anemia grave, pode existir apenas uma linha ténue, o que pode ser difícil de detetar. A especificidade deste método é de 100% para a deteção dos tipos sanguíneos DEA 1 canino e A felino e de 97,1% para a deteção do tipo B felino. Contudo, a sensibilidade deste teste para deteção do grupo sanguíneo DEA 1 canino é inferior a 90%, existindo a possibilidade de falsos negativos (Zaremba et al., 2019). Segundo Zaremba e colaboradores (2019), existem evidências de que este método, no caso de existir autoaglutinação continua a não apresentar alterações de resultado em comparação com os restantes testes.

Já o teste cromatográfico de tipificação felino, *RapidVet®-H IC* presente na figura 9, é composto por três membranas, sendo que cada uma delas contém numa área bem definida (um pequeno poço) com uma substância que capta os eritrócitos; estas membranas intersectam-se assim apenas num ponto central. Para a realização deste teste é necessária uma amostra de sangue, sendo colocada apenas uma gota de amostra no tubo de preparação existente no *kit*, para ser feita uma diluição com uma solução salina e depois é distribuída através de uma pipeta

nos orifícios existentes no dispositivo. Coloca-se ainda o tampão na janela central para auxiliar a migração dos eritrócitos ao longo das membranas. Assim, na janela que corresponde ao controlo, existe uma substância que captura todas as células presentes no sangue. Nas restantes janelas, onde aparecem linhas marcadas, significa que os anticorpos monoclonais presentes naquela zona capturaram os antígenos presentes no sangue. No caso da linha estar no lugar correspondente ao tipo A este sangue pertence ao tipo sanguíneo A, se for no espaço correspondente ao tipo B este pertencerá ao tipo sanguíneo B, se ocorrer a presença de uma linha nas duas janelas significa então que o sangue testado é do tipo AB.



Figura 9 -Teste comercial *RapidVet®-H IC felino*

Resultado da tipificação- felino com tipo sanguíneo A

Acedido em março de 2022

Disponível em https://www.rapidvet.com/feline_IC_info

Laboratório DMS, inc

Estes *kits* são bastante úteis em casos de urgência para se tipificar dadores e recetores. Caso não se trate de situações urgentes, a forma mais fidedigna para se tipificar os dadores é através de métodos laboratoriais mais precisos (Kuo & McMichael, 2020).

5.2 Provas cruzadas maiores e menores

As provas cruzadas determinam serologicamente a compatibilidade que existe entre o dador e o recetor sanguíneo, baseadas em reações de aglutinação e permitem a deteção de anticorpos, quer os naturais, quer os desenvolvidos através da sensibilização. Mesmo após as provas cruzadas, é possível o paciente recetor sofrer uma reação transfusional hemolítica ou não hemolítica, sendo fundamental a monitorização do paciente durante e após a administração da transfusão (Abrams-Ogg & Gibson, 2012).

Existem dois tipos de provas, as provas cruzadas maiores e as menores: (Abrams-Ogg & Gibson, 2012).

- As provas cruzadas maiores são assentes na compatibilidade entre os eritrócitos do dador e o plasma do recetor, sendo os eritrócitos do dador incubados com o plasma do recetor, observando-se assim se existe incompatibilidade ou não (Tocci, 2016). Em situações em que exista autoaglutinação ou hemólise no sangue do paciente, estas são consideradas reações de incompatibilidade, devendo existir sempre uma amostra de controlo para avaliar a compatibilidade entre eritrócitos e o plasma avaliados. As causas de incompatibilidade no recetor são as já referidas anteriormente, como a presença de aloanticorpos contra os antígenos dos eritrócitos do dador. Caso não se observe hemólise ou aglutinação, os sangues são considerados compatíveis e pode-se proceder à transfusão (Abrams-Ogg & Gibson, 2012) (Tocci, 2016).
- Já as provas cruzadas menores são baseadas na compatibilidade entre o plasma do dador e os eritrócitos do recetor. As transfusões de plasma podem provocar a formação de aloanticorpos promovendo a destruição dos eritrócitos do recetor (Abrams-Ogg & Gibson, 2012) (Tocci, 2016).

Nos gatos, ao contrário dos cães, estas provas têm ainda mais importância devido à formação de anticorpos naturais. Por este motivo, mesmo antes da primeira transfusão, deverá sempre proceder-se à realização destas. Se o resultado da prova cruzada maior for de forte incompatibilidade significa que o recetor provavelmente será do tipo B e o gato dador deverá ter o tipo A ou AB. Se o resultado de incompatibilidade for na prova cruzada menor, significará que o gato recetor terá o tipo sanguíneo A ou AB e o gato dador será do tipo B (Kohn & Weingart, 2012).

A realização destas provas deverá sempre ser efetuada, tendo especial importância em pacientes que tenham tido transfusões há mais de quatro dias e em que se pretenda repetir a transfusão, se houver registo de uma reação transfusional anterior, ou se não se souber nenhuma informação acerca do mesmo (Abrams-Ogg & Gibson, 2012).

Contudo, mesmo com testes compatíveis na prova cruzada maior e menor, o risco de reação à transfusão não é totalmente eliminado, não sendo possível garantir que os eritrócitos transfundidos tenham um tempo de sobrevivência normal podendo ocorrer reações transfusionais retardadas, devido à presença de leucócitos ou das proteínas plasmáticas, algo que, através das provas cruzadas, não se consegue prevenir (Tocci, 2010).

Hoje em dia, existem alguns testes rápidos para a realização das provas cruzadas, que são comercializados pelo laboratório DMS, inc como os das figuras 10 e 11, e pelo laboratório Alvedia representados nas figuras 12 e 13.



Figura 10 - Kit disponível Companion Animal Major Crossmatch RapidVet- H no laboratório DMS,inc para provas cruzadas maiores



Figura 11- Kit disponível Companion Animal Minor Crossmatch RapidVet – H no laboratório DMS, inc para provas cruzadas menores

Disponíveis em: <https://www.rapidvet.com/xmatch>

acedido em março de 2022



12



13

Figura 12 - Kit cromatográfico disponível nos laboratórios Alvedia Quick Test XM feline crossmatch test

Figura 13 - Kit cromatográfico disponível nos laboratórios Alvedia Quick Test XM canine crossmatch test

Disponíveis em:

<https://www.alvedia.com/quicktest-xm-canine/>

<https://www.alvedia.com/quicktest-xm-feline/>

acedido em março de 2022

6. Colheita sanguínea

6.1 Sistemas de colheita

A colheita de sangue total tem de ser feita de maneira segura e asséptica, sendo importante utilizar o anticoagulante apropriado para garantir a preservação do sangue colhido.

Os anticoagulantes mais utilizados são o ACD-A (anticoagulante solução citrato-dextrose), o CPDA-1 (citrato-fosfato-dextrose-adenina-1) e o CPD (citrato-fosfato-dextrose). Segundo Abrams-Ogg & Gibson (2012), o ACD é utilizado na proporção de 1 ml de anticoagulante por cada 7-9 ml de sangue; já o CPD e o CPDA-1 são utilizados na proporção de

1 ml de anticoagulante por cada 7 ml de sangue (Taylor et al., 2021). A escolha do anticoagulante deve ter em conta o volume de sangue colhido e o tempo de armazenamento. Dos anticoagulantes mencionados, o CPDA-1 é o mais utilizado em produtos caninos. A heparina deixou de ser recomendada como anticoagulante por provocar a adesão e agregação das plaquetas e ainda inibir a formação de trombina, tal como a ativação do fator IX, não existindo a preservação das funções das células sanguíneas (Kohn & Weingart, 2012) (Taylor et al., 2021).

Quanto aos tipos de sistema de colheita, existe o sistema fechado e o sistema aberto.

O sistema fechado é aquele em que não existe contacto entre o interior do saco de colheita e o meio envolvente, apenas no momento em que se destapa a agulha para se realizar a venopunção. Depois da colheita, deve manter-se um ambiente estéril em todo o sistema, não podendo haver contacto entre o meio envolvente e o sangue recolhido. Estes sistemas são utilizados também em medicina humana sendo constituídos por sacos de colheita com capacidade de 450 ml mais 63 ml de anticoagulante, conectados a uma agulha de 16 G (Gibson, 2007) (Abrams-Ogg & Gibson, 2012). Este é considerado um sistema ideal pois consegue-se minimizar uma possível contaminação bacteriana (Lucas et al., 2004).

Nos cães, a colheita é feita sempre através de sistemas fechados. Assim, dentro de cada saco existe uma quantidade adequada de anticoagulante, o CPDA-1 (citrato-fosfato-dextrose-adenina-1). O componente citrato tem como função a prevenção da formação de coágulos, a dextrose e a adenina asseguram a viabilidade das células e a sua função durante o período em que o sangue está armazenado; já o fosfato tem como função servir de tampão para os produtos metabólicos derivados da degradação das células sanguíneas, como o lactato (Lucas et al., 2004).

O volume que pode ser colhido nos dadores caninos é de aproximadamente vinte por cento do volume total de sangue, sendo este cerca de 15 a 20 ml/kg (Davidow, 2013). Sabe-se que cães com mais de 25 kg podem doar sangue a cada quatro semanas sem que surjam problemas, contudo este tempo deve ser ajustado ao estilo de vida do animal e do tutor, assim o intervalo de tempo entre doações utilizado, ronda os três a quatro meses (Yagi, 2016).

Segundo Lucas e colaboradores, (2004) os sacos de colheita de sangue total com CPDA-1 têm um tempo de armazenamento de cerca de vinte dias. Esta curta duração não é considerada um problema, no caso de o sangue colhido ser transfundido pouco tempo após a colheita. Contudo, no caso de serem armazenados em bancos de sangue, para se utilizar mais tarde este facto pode tornar-se um problema. Desta forma, foram desenvolvidas substâncias que podem ser adicionadas aos sistemas de colheita, de maneira a preservarem os eritrócitos, passando a ter uma duração de cerca de trinta e cinco dias a quarenta e dois dias. Estas substâncias são o *Adsol*, *Nutricel* e *Optisol*, que apenas podem ser adicionadas quando todo o plasma tiver sido removido do sistema. A quantidade adicionada é cerca de 100 ml, no caso dos sistemas caninos, o que vai facilitar posteriormente o seu armazenamento (Lucas et al., 2004).

Nos gatos os sistemas de colheita fechados não são tão utilizados como os abertos, devido ao baixo volume que se obtém na colheita sanguínea. Contudo, estes têm vantagens sobre os abertos e podendo ser considerados uma alternativa segundo Binvel e colaboradores, (2020) pois permitem que a recolha seja feita de maneira mais rápida através de uma câmara de vácuo usando a sucção, mantendo a segurança do animal, o que é considerado um avanço clínico para os bancos de sangue felinos (Lucas et al., 2004) (Binvel et al., 2020).

Os sistemas abertos são aqueles em que existe um ou mais locais onde se pode dar a contaminação bacteriana, no momento da colheita ou do processamento, sendo por este motivo a colheita sanguínea nos gatos associada a um elevado risco de contaminação em comparação com a colheita nos cães e nos humanos (Abrams-Ogg & Gibson, 2012) (Pennisi et al., 2015). A colheita por sistema aberto é feita através de um cateter borboleta com uma agulha de 19 a 22 G, conectada ou não, a uma válvula de três vias com ligação a uma seringa. Esta pode já conter anticoagulante consoante as quantidades ou este pode ser adicionado posteriormente ao saco de colheita (Griot-Wenk & Giger, 1995) (Lucas et al., 2004). Todos os produtos sanguíneos colhidos através do sistema aberto devem ser administrados num período de tempo máximo de quatro horas ou mantidos refrigerados numa temperatura entre 1-6°C durante 24h. Caso estas condições não sejam respeitadas o risco de contaminação bacteriana do saco de colheita aumenta consideravelmente (Gibson, 2007) (Pennisi et al., 2015) (Taylor et al., 2021).

A quantidade de sangue que pode ser colhido de um gato, de forma segura, é cerca de 20% do volume sanguíneo total, a cada quatro semanas, ou seja, equivale aproximadamente a cerca de 10 a 12 ml por cada kg de peso vivo, sendo que, na prática, o volume total recolhido ronda os 46 ml já incluindo o anticoagulante. No caso de serem gatos dadores de clientes o intervalo de colheita passa a ser de oito a doze semanas (Taylor et al., 2021).

Também nos produtos sanguíneos dos gatos existe a possibilidade do uso das substâncias acima referidas, que aumentam o tempo de armazenamento. Contudo, esta temática segundo Abrams-Ogg, (2000) ainda carece de alguns estudos.

Em 2020 foi realizado um estudo (Binvel et al., 2020), que tinha como objetivo comparar a colheita de sangue em felinos usando o sistema fechado e o sistema aberto: oito gatos dadores foram incluídos neste estudo. Concluiu-se que tanto um sistema como o outro eram bem tolerados pelos dadores e a duração da colheita pelo sistema fechado era consideravelmente menor, tornando-se uma grande vantagem. Neste estudo, verificou-se ainda que, ao contrário do que tinha sido demonstrado noutros estudos, o sangue colhido através do sistema aberto não teve maior deterioração comparativamente ao sangue colhido por sistema fechado (Binvel et al., 2020).

6.2 Procedimentos de colheita

Para que se dê início ao procedimento de colheita é importante que todo o equipamento se encontre preparado previamente, sendo de especial importância que o dador esteja já habituado a todo o meio envolvente da sala onde decorre o procedimento de colheita, tal como

a todos os ruídos que possam existir. Normalmente é necessário a presença de três pessoas especializadas, uma que irá fazer a venopunção e mais duas pessoas devidamente preparadas para garantirem toda a monitorização, bem como a assistência a todo o procedimento (Abrams-Ogg & Gibson, 2012).

O local de eleição para se realizar a venopunção é a veia jugular, devido ao seu tamanho e de ser de fácil acesso. A punção da veia deve ser feita de forma rápida e eficaz de maneira a evitar-se o dano celular ou a ativação excessiva de fatores de coagulação. Deve-se garantir toda a assepsia do local puncionado, bem como a esterilização do equipamento utilizado, de maneira a minimizar-se a possível contaminação bacteriana (Abrams-Ogg & Gibson, 2012).

No caso dos cães, evita-se recorrer à sedação, pois estes devidamente treinados, aceitam com mais facilidade a realização deste procedimento em comparação com os gatos. Coloca-se o animal em decúbito lateral sob uma mesa de maneira confortável, para que assim a contenção seja feita de forma mais fácil para o pessoal veterinário. Segundo Abrams-Ogg & Gibson (2012), a posição de decúbito lateral é a melhor, pois existe menos hipóteses de provocar grandes traumatismos na veia jugular, em virtude dos movimentos do paciente se encontrarem controlados pela contenção. Este procedimento dura cerca de dez minutos. Procedese à tricotomia e limpeza de forma asséptica da zona jugular e é exercida pressão sobre a veia de maneira que esta se torne visível para se proceder à venopunção. Em cães utiliza-se o sistema de colheita fechado e normalmente a colheita dá-se através da gravidade, podendo também utilizar-se mecanismos de sucção, recorrendo ao uso de uma câmara de vácuo onde é colocado o saco de colheita, diminuindo assim o tempo do procedimento. O saco deverá ser agitado algumas vezes para que se dê a mistura do sangue com o anticoagulante. No fim do procedimento, o assistente deixa de exercer pressão na veia e pode retirar-se o cateter. Em seguida, o saco tem de ser selado para evitar a contaminação bacteriana (Lucas et al., 2004).

Durante todo o processo de colheita certos parâmetros do dador devem estar a ser monitorizados tais como: a coloração das mucosas bucais e oculopalpebrais, a frequência respiratória, cardíaca e o pulso, para que os animais não entrem em hipotensão. Qualquer alteração que exista em algum destes parâmetros, deve levar à interrupção imediata da colheita (Abrams-Ogg & Gibson, 2012).

Nos cães o tópico da sedação não é explorado neste relatório, pois nestes raramente é executada, sabendo-se que esta provoca alguns efeitos hemodinâmicos, que em combinação com o procedimento de colheita, vão induzir riscos á saúde do dador, (Ferreira et al., 2015), logo com uma boa contenção e algum grau de treino do animal, a sedação deverá ser evitada quando possível.

Citando Taylor e colaboradores, (2021) é possível fazer a colheita sanguínea sem recurso a sedação nos gatos, contudo trata-se de uma experiência negativa para os dadores, dando origem a ansiedade e stress, com repercussões na composição sanguínea. Assim é aconselhado recorrer à sedação nos dadores felinos, de maneira a evitar-se uma experiência

desagradável para o gato e repetidas intervenções falhadas por parte da equipa veterinária, originando lesões no dador ou em membros da equipa (Taylor et al., 2021).

Utiliza-se por norma um protocolo de sedação curto de cerca de trinta minutos, com um plano anestésico que inclui a monitorização e a escolha cuidadosa da dosagem utilizada (Taylor et al., 2021). Um protocolo anestésico ideal é aquele que não provoca grandes alterações cardiovasculares e que garanta uma rápida recuperação por parte do animal, retomando assim os seus comportamentos normais (Reader et al., 2019). Existem inúmeros protocolos que podem ser utilizados, mas, segundo alguns autores, todos eles devem ser constituídos por várias combinações de fármacos, para que assim a sedação seja a desejada, sem grandes efeitos secundários (Kohn & Weingart, 2012) (Reader et al., 2019) (Taylor et al., 2021).

Para a administração dos fármacos que vão proporcionar a sedação é preferível usar a via intravenosa, pois através desta estes têm uma rápida ação e conseqüentemente utilizam-se doses mais pequenas, comparativamente com outras vias de administração tais como: a intramuscular e subcutânea (Taylor et al., 2021).

Sabe-se que alguns fármacos quando incluídos no protocolo de sedação têm efeitos adversos como é o caso dos agonistas alfa-2-adrenérgicos (xilazina, medetomidina e dexmedetomidina) que têm efeitos cardiovasculares, provocando vasoconstrição o que dificulta a venopunção. É provocado o decréscimo na contagem de eritrócitos, na concentração de hemoglobina e ainda no valor do hematócrito, devido a uma redução da atividade do sistema simpático que induz o sequestro de eritrócitos no baço. Também o propofol deverá ser evitado, pois induz depressão cardiorrespiratória e ainda a formação de corpos de Heinz. Já a quetamina deve ser usada em associação com outros fármacos, pois esta isoladamente provoca alterações de comportamento, hiperestesia, espasmos musculares e delírios (Killos et al. 2010) (Taylor et al., 2021).

Em 2010, foi realizado um estudo (Killos et al., 2010), em que eram comparados dois protocolos anestésicos em dadores felinos, o protocolo quetamina-midazolam-butorfanol e o protocolo com anestesia volátil sevoflurano e oxigénio, de maneira a compararem a duração das variáveis hemodinâmicas.

Foi concluído que com ambos os protocolos, todos os gatos sofreram de hipotensão, sendo mesmo necessário serem intervencionados, não havendo diferenças entre protocolos em relação a este efeito. Também a ocorrência de hipertermia nos gatos que foram sedados, com o protocolo quetamina-midazolam-butorfanol, foi um dos problemas que surgiu. Podem ser adicionados agentes anestésicos voláteis a certas combinações anestésicas, de maneira a que o gato atinja uma profundidade anestésica adequada, contudo a utilização de uma grande quantidade de fármacos combinados pode originar um período anestésico muito prolongado e grande dificuldade na recuperação. Segundo os resultados obtidos neste estudo, o protocolo recomendado é o da anestesia volátil com o sevoflurano e oxigénio (Killos et al., 2010). Segundo os mesmos autores, o uso do sevoflurano como fármaco de indução através de máscara tem um

efeito mais rápido e provoca menor depressão cardiorrespiratória comparativamente ao isoflurano.

Mais recentemente em 2019, foi feito um novo estudo (Reader et al., 2019), em que foram comparados dois protocolos anestésicos considerando-se o tempo de recuperação e a facilidade da venopunção em dadores felinos. Os protocolos utilizados foram alfaxalona-butorfanol e dexmedetomidina-butorfanol administrados por via intramuscular (IM). Em relação à alfaxalona, esta tem algumas vantagens em comparação com os restantes anestésicos, pois garante uma boa qualidade de sedação, desconforto mínimo na administração e uma boa recuperação, tendo efeitos cardiovasculares ínfimos. Pretendia-se com este estudo investigar se a alfaxalona podia substituir a dexmedetomidina nos protocolos de sedação, pois a dexmedetomidina tem muitos efeitos adversos, sendo estes referidos anteriormente e posteriormente na tabela 29. Os resultados deste estudo foram bons, chegando à conclusão que o protocolo que inclui a alfaxalona proporciona um bom relaxamento muscular podendo ser considerado uma alternativa, apesar de terem concluído que esta tem de ser administrada em doses maiores do que as utilizadas no estudo, pois o nível de sedação não foi o esperado (Reader et al., 2019).

A sociedade internacional de medicina felina publicou em 2021 as diretrizes sobre este tema: as *Guidelines on the Collection and Administration of Blood and Blood Products in Cats*. Estão aí descritos protocolos anestésicos que podem ser utilizados em felinos, estando estes representados na tabela 29, tendo em conta os diversos efeitos secundários e as alterações que podem induzir nas análises sanguíneas (hemograma e bioquímicas séricas).

Tabela 29: Protocolos anestésicos que podem ser utilizados em dadores, considerações sobre os mesmos e alterações que são detetadas nas análises sanguíneas aquando da sua utilização (adaptado do Taylor et al., 2021)

Fármacos Dosagem/ via de administração	Considerações sobre o protocolo	Alterações nas análises sanguíneas relatadas
10 mg Quetamina+0,5 mg Diazepam por gato (IV)	Protocolo de curta duração (5 minutos); Não tem duração suficiente para se realizar todo o procedimento de colheita que dura cerca de 10 minutos;	Valores dos triglicéridos e de albumina no plasma com decréscimo mínimo; Tempos de ativação da protrombina e da tromboplastina parcial com ligeiro aumento, mas sem relevância clínica;

<p>4-6 mg/kg Quetamina + 0,4 mg/kg Midazolam (IV ou IM)</p>	<p>Protocolo de duração prolongada com efeitos adversos como ataxia até 6 h após a venopunção;</p> <p>Pode-se recorrer a protocolos alternativos adicionando butorfanol (0,3 mg/kg) ou buprenorfina (0,01 mg/kg) IM;</p> <p>Nos protocolos que tenham quetamina podem ocorrer situações de hipertermia;</p>	<p>Número de eritrócitos com decréscimos a rondar os valores 24-25%;</p> <p>Depois de doses elevadas de Quetamina (10 mg/kg) + Midazolam (0,5 mg/kg) IV também a concentração de hemoglobina e do PCV sofrem decréscimo;</p>
<p>0,01 mg/kg Dexmedetomidina + 0,2 mg/kg Butorfanol (IM)</p>	<p>Protocolo de curta ação e de fácil administração, possibilidade de administração de Atipamezole (0,1mg/kg IM) para reverter o efeito da dexmedetomidina;</p> <p>Proporciona um bom relaxamento muscular;</p> <p>Os efeitos adversos são emese, bradicardia, diminuição do débito cardíaco e vasoconstrição;</p> <p>A evitar devido aos efeitos adversos;</p>	<p>Decréscimo nos valores de eritrócitos, concentração de hemoglobina e do hematócrito (devido a uma redução do sistema simpático que induz o sequestro de eritrócitos no baço);</p>
<p>2 mg/kg Alfaxalona +0,2-0,4 mg/kg Butorfanol (IM)</p>	<p>Alterações cardiorrespiratórias mínimas;</p> <p>Recuperação rápida pós anestesia (após 30 min);</p> <p>Possível adição de alfaxalona (0,1 mg/kg IV) para prologar a duração da anestesia e ajudar na recuperação anestésica;</p>	<p>Sem alterações, nem no hemograma nem no painel bioquímico completo, mesmo em gatos que foram submetidos a doses de 5 mg/kg e 15 mg/kg IV de alfaxalona;</p>
<p>Tiletamina + Zolazepam 2,5 mg/kg de cada um (IM)</p>	<p>Tempo de duração curto;</p> <p>Hipotermia;</p> <p>Aumento da frequência cardíaca e das pressões</p>	<p>Decréscimo de eritrócitos, leucócitos, plaquetas, neutrófilos, monócitos, hematócrito e concentração de hemoglobina;</p>

	arteriais devido à hipovolémia induzida pelos fármacos;	Aumento do número de linfócitos, eosinófilos e basófilos, mas sem relevância clínica;
Sevoflurano	Máscara ou jaula de indução (4-5% de sevoflurano para indução passando para 2-3% para manutenção, com oxigénio a 2 L/minuto; Potencialmente stressante para o gato; Quando comparado com protocolos que contenham quetamina provoca mais hipotensão;	Não existem alterações reportadas nas análises clínicas;

Para se proceder à sedação poderá ser necessário a colocação de um cateter intravenoso na veia cefálica do gato, membro anterior, de tamanho 20-22 G, o que pode provocar um elevado nível de stress por parte do animal. Assim de maneira a minimizar toda a dor infligida por este procedimento, pode recorrer-se a cremes anestésicos locais colocados sobre a pele, posteriormente à tricotomia da zona, que ficam a atuar durante cerca de vinte a quarenta minutos, antes da punção, para a colocação do cateter. Durante este tempo o gato pode ser colocado na sua transportadora ou deixado numa sala, com um ambiente tranquilo, podendo-se recorrer ainda ao uso de feromonas para que seja proporcionado um ambiente mais confortável (Taylor et al., 2021).

O dador é colocado, assim, em cima de uma superfície plana de maneira confortável e na posição que seja mais conveniente para o responsável pela venopunção, dependendo se o animal se encontra sedado ou não. No caso do gato não estar sedado, o mais confortável para este será a posição sentado com a cabeça elevada. Se estiver sedado pode colocar-se o dador em decúbito lateral ou dorsal, com o pescoço estendido, ou em decúbito esternal, com os membros anteriores e o pescoço esticado. Procede-se à tricotomia da área que irá ser puncionada e à sua assepsia. Por se tratar de uma colheita através de um sistema aberto, na grande parte das vezes, são preparadas seringas de 10 ou 20 ml, de maneira a que se obtenha um total de 60 ml de sangue. Em cada seringa por cada 7 ml de sangue coloca-se 1 ml de anticoagulante, podendo ser o ACD, o CPD ou ainda o CPDA-1 (Pennisi et al., 2015) (Taylor et al., 2021). O gato será então colocado em posição, com a ajuda dos restantes elementos veterinários, um dos elementos da equipa exerce pressão sob a veia jugular e outro procede à venopunção desta com uma agulha de tamanho variável de 19-21 G, com um cateter borboleta conectado à seringa podendo existir ou não uma válvula de três vias entre estes, permitindo que

sempre que se retire a seringa, para colocar o sangue no saco de colheita, esta possa ser fechada com a colocação de uma tampa, para minimizar o contacto com o ar. As seringas devem ser gentilmente agitadas para que se dê uma distribuição do anticoagulante por toda a quantidade de sangue. Depois da colheita é retirada a pressão na veia e retira-se o cateter e devendo fazer-se pressão sobre o local para evitar a formação de um hematoma (Barfield & Adamantos, 2011).

Durante todo o procedimento em que o gato se encontre sedado os parâmetros seguintes devem ser monitorizados: a coloração das mucosas, a qualidade do pulso, a frequência cardíaca e respiratória, o tempo de repleção capilar e os níveis de saturação de oxigénio no sangue arterial (SpO₂) (Killos et al. 2010). É importante ainda prevenir a hipotermia, colocando o gato com aquecimento e sacos de água quente ao seu redor.

Após a colheita, durante o período de recuperação os parâmetros do dador devem continuar a ser monitorizados e deve ser administrada fluidoterapia, recorrendo ao uso de cristalóides, por via subcutânea (SC), numa taxa de 20 ml/kg (Kohn & Weingart, 2012) ou por via intravenosa numa taxa de 60 ml/kg durante aproximadamente três horas, podendo esta iniciar-se ainda durante o período em que esteja a ocorrer a colheita (Barfield & Adamantos, 2011). O dador deve ser vigiado e assim que esteja mais recuperado deve-lhe ser fornecida água e comida (Taylor et al., 2021).

7. Hemocomponentes

Depois de terminada a colheita sanguínea o produto que obtemos é chamado de sangue total fresco. Este pode ter várias finalidades: como sangue total fresco pode ser imediatamente utilizado, pode passar a sangue total armazenado ou pode sofrer alguns processos de separação, para que deste se obtenha produtos como o concentrado de eritrócitos, o plasma fresco, o plasma congelado, o concentrado rico em plaquetas ou o crioprecipitado, estando ilustrado pela figura 14, todos os produtos obtidos através deste. Atualmente, já se usa mais uma terapia por componentes, pois apenas com uma bolsa de sangue conseguimos ajudar vários pacientes e também sendo uma terapia mais específica diminui-se o número de reações adversas que advêm da transfusão sanguínea (Gibson, 2007) (Davidow, 2013).

O sangue colhido deve passar por um processo chamado leucoredução, que consiste na remoção de leucócitos e plaquetas, através de uma filtração. Os leucócitos quando presentes em produtos sanguíneos armazenados são responsáveis pelos processos de inflamação, lesões de isquémia e transmissão de doenças infecciosas. É preferível que esta filtração ocorra no momento da colheita para impedir que os leucócitos presentes possam sofrer apoptose ou necrose, ou que exista a libertação de componentes inflamatórios tais como a histamina, ativadores- inibidores do plasminogénio-1 e ainda mieloperoxidase. O aumento do tempo de sobrevivência dos eritrócitos e a diminuição da imunossupressão pós-transfusional são outros dos benefícios deste procedimento (Kuo & McMichael, 2020).

Todos os produtos sanguíneos obtidos têm de estar devidamente identificados com data, hora da recolha, identificação do dador e o grupo sanguíneo. Durante todo o manuseamento e processamento dos produtos deve ser garantido um protocolo asséptico rigoroso (Lucas et al. 2004). O processamento destes componentes sanguíneos requer que algumas variáveis estejam controladas tais como a velocidade de centrifugação e a temperatura a que é realizado (Gibson, 2007). A questão do armazenamento dos componentes sanguíneos é de extrema importância pois tem de ser eficiente e especializada, para que todos os produtos sejam salvaguardados (Davidow, 2013).

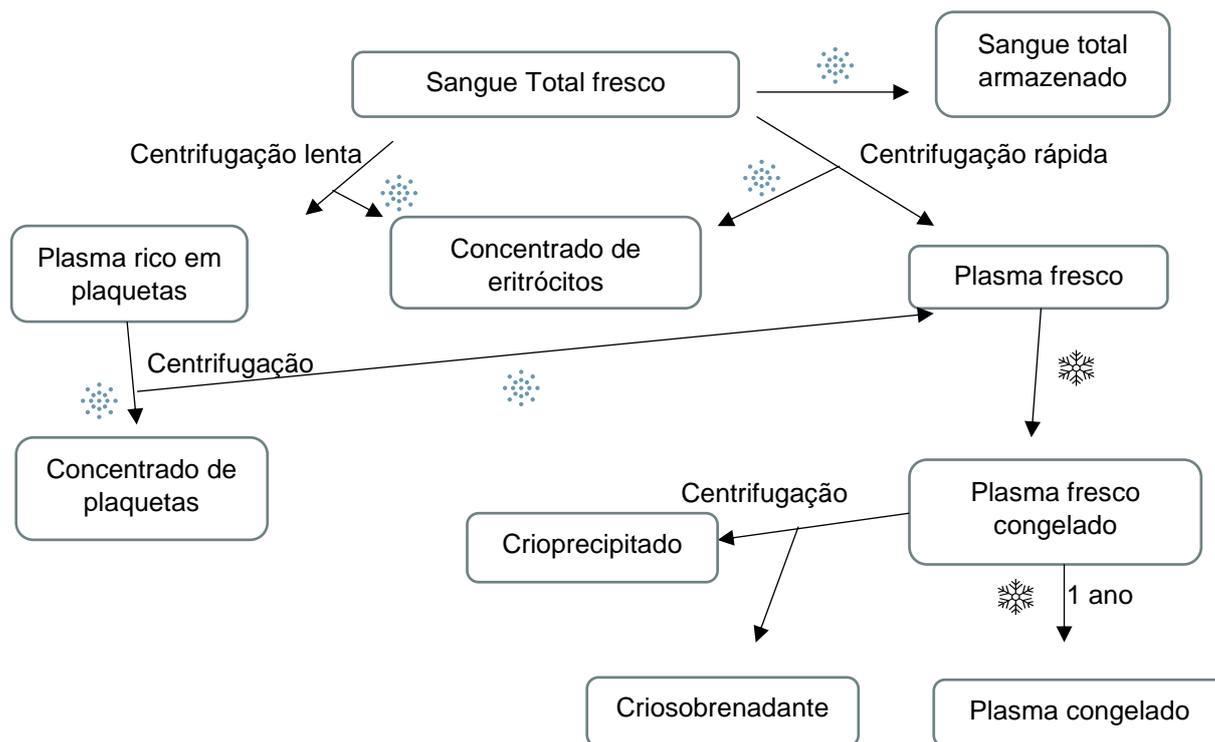


Figura 14– Esquema representativo dos diferentes produtos sanguíneos que são obtidos através do sangue total fresco (adaptado Kisielewicz, 2016)

Legenda: - Refrigeração
 - Congelamento

7.1 Sangue Total

O sangue total é constituído por eritrócitos, leucócitos, plaquetas, fatores de coagulação, albumina, globulinas e eletrólitos. Este produto pode ser chamado como dito anteriormente de sangue total fresco (STF), que pode ser utilizado imediatamente ou num tempo máximo de oito horas, ficando à temperatura ambiente, ou chamado de sangue total armazenado (STA), sendo armazenado num frigorífico a uma temperatura de 4°C durante aproximadamente trinta e cinco dias, dependendo da solução de preservação que lhe foi adicionado. No caso do STF, as plaquetas mantêm a sua capacidade de agregação, até pelo menos 8 horas à temperatura ambiente; já no STA, com o passar do tempo, estas começam a perder a capacidade de

agregação deixando assim de serem viáveis, tal como os fatores de coagulação V, VIII e fator Von Willebrand's (Kisielewicz & Self, 2014) (Walker, 2016).

O armazenamento dos produtos sanguíneos requer equipamentos que podem ou não ser especializados, mas onde seja mantida uma temperatura de 1-6°C. Os sacos devem ser colocados em posição vertical, pois esta permite a passagem de gases entre o conteúdo e o frio, para a preservação das células sanguíneas durante o período de armazenamento. Os equipamentos utilizados podem ser frigoríficos especializados para o armazenamento de produtos sanguíneos, de maneira a que a contaminação com produtos químicos e biológicos seja evitada. Estes têm alarmes e termómetros incorporados detetando qualquer alteração da temperatura ou podem ser frigoríficos de uso doméstico em locais onde o fluxo de entradas e de saídas de produtos sanguíneos seja baixo, para que seja possível que a temperatura se mantenha estável, tendo um termómetro verificado diariamente, para que os produtos sanguíneos se mantenham viáveis (Gibson, 2007).

O sangue total logo após a colheita é imediatamente centrifugado, onde se dá a separação do plasma e dos eritrócitos, dando origem assim aos vários componentes sanguíneos, concentrado de eritrócitos, plasma fresco, plasma congelado e plasma rico em plaquetas (Gibson, 2007).

7.2 Concentrado de eritrócitos

O concentrado de eritrócitos (CE) é obtido através do processo de centrifugação ou de sedimentação de um saco de sangue total (Gibson, 2007). A centrifugação deve ser feita a uma velocidade de 4100 rotações por minuto (rpm) durante 10 minutos com a centrifuga refrigerada (Chiaramonte, 2004). Já Lucas e colaboradores (2004), defendem que a centrifugação deverá ser feita a 4000 rpm, a uma temperatura de 10°C durante 15 minutos, pois a partir deste processo consegue-se que a maior parte do plasma e seus componentes sejam retirados. Cada unidade de CE tem um valor de hematócrito de cerca de 80% ficando apenas uma quantidade de plasma residual, tendo um efeito mínimo na pressão oncótica, de 5 mmHg comparativamente aos 20 mmHg do sangue total, sendo assim considerado mais seguro em comparação, em pacientes que possam sofrer de hipervolemia, no caso de patologias renais ou cardíacas (Chiaramonte, 2004) (Ferreira et al., 2008a) (Helm & Knottenbelt, 2010a). Para que a taxa de transfusão seja adequada e a viscosidade do produto diminua é necessário que a cada 30-40 ml de eritrócitos seja adicionado 10 ml de uma solução salina 0,9 % (Prittie, 2003). No caso de uma contínua perda de sangue por 1 ml/kg de CE existe reposição de 1% no hematócrito do paciente (Chiaramonte, 2004).

O concentrado de eritrócitos é constituído por eritrócitos, leucócitos, plaquetas não funcionais e uma pequena quantidade de plasma de cerca de 10-15% em relação ao volume original, tem ainda anticoagulante e é adicionado a estes uma solução aditiva cloreto de sódio(NaCl)- adenina-glucose-manitol (SAG-M), ou *Optisol* ou *Adsol* que servem para conservar

os eritrócitos, mantendo-os viáveis e prolongando o tempo de vida destes até 35-37 dias (Prittie, 2003) (Ferreira & Sánchez, 2017).

Todas as unidades de concentrado de eritrócitos, quer sejam de cão ou de gato contém substâncias aditivas que fazem com que a durabilidade destes produtos passe a ser de seis semanas, desde que armazenado a temperaturas entre 4-6°C, nunca se devendo congelar. Caso este produto seja retirado para o exterior e fique à temperatura ambiente por mais de 15 minutos, deve ser usado dentro de seis horas ou então voltar a ser refrigerado com um tempo de validade de 24h. No momento da administração deve ser utilizado um filtro no sistema de infusão de maneira a impedir a passagem de coágulos para o paciente (Ferreira & Sánchez, 2017).

Nenhuma medicação deve ser administrada no cateter onde vai ser feita a transfusão. Este cateter deverá ser colocado preferencialmente apenas momentos antes da transfusão, podendo estar colocado no máximo 24 horas antes (Ferreira & Sánchez, 2017).

Apenas o cloreto de sódio a 0,9% (NaCl 0,9%) pode ser utilizado no cateter onde se faz a transfusão de concentrado de eritrócitos, pois a utilização de outro produto pode originar sérias consequências. Por exemplo, o lactato de Ringer, contém cálcio que se pode ligar ao citrato que está presente no anticoagulante no interior das unidades e assim resultar em distúrbios de coagulação (Prittie, 2003).

De maneira a avaliar se as embalagens se encontram viáveis para serem administradas aos pacientes deve ser avaliado o grau de hemólise. Caso a percentagem de hemólise seja superior a 1%, o saco de concentrado de eritrócitos não deve ser utilizado. De acordo com Ferreira & Sánchez, (2017) existe um método qualitativo de avaliação da hemólise: deve-se começar por fazer uma agitação leve do saco de concentrado de eritrócitos, retirar-se uma amostra para um tubo de micro-hematócrito e centrifugar-se a 5000 rpm durante dez minutos. Em seguida avaliar-se a cor da amostra, segundo a escala de cores apresentada no Manual de Hemoterapia, correspondendo cada uma delas a uma percentagem de grau de hemólise (Figura 15).

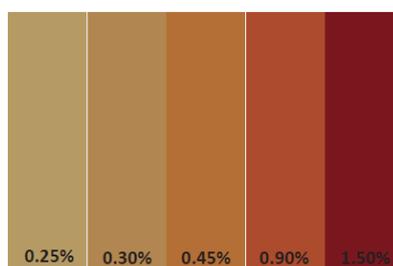


Figura 15 - Escala de cores representada no Manual de Hemoterapia para que segundo a cor da amostra seja atribuída uma percentagem

(Disponível em: Manual de Hemoterapia, Ferreira & Sánchez, 2017)

7.3 Derivados do Plasma

7.3.1 Plasma fresco congelado

Como referido anteriormente, através da centrifugação de sangue total dá-se a separação dos eritrócitos e do plasma, com esta centrifugação, a uma velocidade e uma temperatura adequada obtemos duas porções, a parte mais densa, os eritrócitos, que se encontra sedimentada e a parte menos densa chamada de sobrenadante, o plasma, no caso de não se verificar esta distinção recomenda-se uma nova centrifugação. Feita a centrifugação dá-se a separação dos componentes, passando o plasma para sacos satélites que se encontram ligados ao saco principal. No fim deste procedimento procede-se à selagem do saco de plasma e este produto denomina-se plasma fresco, que pode ser imediatamente utilizado ou então num prazo de até seis horas depois da colheita, podendo ser congelado, recebendo o nome de plasma fresco congelado (PFC) (Lucas et al., 2004) (Gibson, 2007). Este tem na sua constituição globulinas, albumina, fatores de coagulação, mantendo viáveis os fatores de coagulação termolábeis, o fator V e VIII e o fator Von Willebrand's, a fibronectina, fibrinogénio e alguns mediadores anti-inflamatórios. Podem existir alguns fragmentos de eritrócitos que poderão dar uma cor mais avermelhada ao plasma, não advindo qualquer problema da presença destes (Davidow, 2013) (Ferreira & Sánchez, 2017).

Santo-Domingo & Lewis, (2021) defendem que este pode ser armazenado durante um ano desde que a temperatura de congelação esteja entre -18 a -30°C, já segundo Chiaramonte, (2004) refere que a congelação deverá ser a valores inferiores a -20°C e Davidow, (2013) defende que a congelação pode ser feita até -40°C. No momento da administração este deve ser descongelado de forma gradual. Caso descongele à temperatura ambiente esta unidade não deve ser novamente congelada e terá de ser usada nas seis horas após descongelação, caso se mantenha refrigerada tem uma durabilidade de 24 horas (Davidow, 2013) (Ferreira & Sánchez, 2017) (Santo-Domingo & Lewis, 2021).

De maneira a salvaguardar os constituintes plasmáticos, o plasma é colocado no congelador num prazo de seis horas, sendo considerado mais seguro, para que os fatores de coagulação termolábeis se mantenham em quantidades normais e viáveis, pois com o passar das horas estes vão começando a degradar-se (Abrams-Ogg & Gibson, 2012). No caso de o saco de plasma estar mais de um ano armazenado passa-se a chamar de plasma congelado, pois considera-se que os fatores de coagulação termolábeis já não se encontram viáveis. Pode manter-se armazenado mais quatro anos até vir a ser utilizado (Chiaramonte, 2004).

7.3.2 Plasma congelado

O plasma congelado (PC) é aquele que sofreu congelação após as seis horas da colheita ou então como referido acima, o plasma fresco congelado, armazenado mais de um ano, passando a chamar-se plasma congelado (Santo-Domingo & Lewis, 2021).

Devido à velocidade de congelação do plasma não ser rápida, alguns fatores de coagulação termolábeis (o fator V, VIII, e de Von Willebrand's) e as proteínas plasmáticas perdem

a maior parte da função, contudo os fatores termoestáveis dependentes da vitamina K (fator II, VII, IX, X), a antitrombina e a albumina continuam funcionais (Helm & Knottenbelt, 2010a) (Santo-Domingo & Lewis, 2021). O plasma congelado pode ser armazenado cinco anos após a colheita (Abrams-Ogg & Gibson, 2012).

7.3.3 Plasma rico em plaquetas e concentrado de plaquetas

O plasma rico em plaquetas (PRP) e o concentrado de plaquetas (CP) são obtidos através da centrifugação de sangue total fresco, a uma velocidade de centrifugação mais baixa do que aquela que é usada para se obter o plasma e os eritrócitos. Estes produtos são mais difíceis de obter devido à natureza das plaquetas, pois para assegurar a função plaquetária e uma grande quantidade de plaquetas disponíveis no produto é necessário um elevado cuidado e atenção em todas as fases de processamento (Abrams-Ogg, 2003) (Abrams-Ogg & Gibson, 2012). O sangue total fresco é centrifugado a uma velocidade relativamente baixa 2000 rpm durante três minutos, obtendo-se plasma rico em plaquetas e eritrócitos. Este plasma é transferido para um saco satélite, de maneira a ser separado dos eritrócitos, podendo ser imediatamente administrado, armazenado ou transformado em concentrado de plaquetas ou plasma fresco congelado. Para se obter CP, o saco que contém plasma rico em plaquetas é centrifugado a uma velocidade alta (5000 rpm) em cinco minutos, e é conectado a este, um saco satélite para onde se vai transferir uma quantidade de cerca de 35-70 ml de sobrenadante, que é o plasma pobre em plaquetas. Este produto, pode ser congelado e denomina-se plasma fresco congelado (Abrams-Ogg & Gibson, 2012) (Sink, 2017b). No saco principal permanece um volume muito pequeno de plasma, sendo este o concentrado de plaquetas. Estes produtos que contém plaquetas tem viabilidade de apenas cinco dias, no caso de ter sido utilizado um sistema de colheita fechado. Se for através de um sistema de colheita aberto, os produtos devem ser utilizados no máximo quatro horas após a mesma. Assim, devido às elevadas temperaturas de armazenamento, os produtos plaquetários são mais suscetíveis à contaminação bacteriana do que os restantes produtos sanguíneos (Abrams-Ogg & Gibson, 2012).

Os produtos plaquetários devem ser deixados na posição horizontal durante uma hora, para que se evite a agregação de plaquetas e se dê a troca adequada de oxigénio e dióxido de carbono, devendo depois ser armazenados a uma temperatura de 20-24°C (Abrams-Ogg & Gibson, 2012) ou 22-25°C segundo Sink, (2017) e Moroff e colaboradores, (2006) mantendo sempre uma agitação suave e contínua. Nos bancos de sangue existem uns aparelhos que garantem esta agitação chamados de agitadores de plaquetas (Sink, 2017b)

Segundo Ferreira & Sánchez, (2017) as plaquetas podem ainda ser congeladas a -80°C com uma durabilidade de dois anos, desde que seja adicionada uma solução de criopreservação, o DMSO. Esta solução é tóxica para gatos não podendo as plaquetas congeladas ser usadas nesta espécie. As unidades de concentrado de plaquetas frescas contém cerca de 40 a 70 ml, e as unidades congeladas contém apenas 10-15 ml, que se encontram acopladas a meia unidade de plasma fresco congelado, que é necessário para misturar com o CP para se proceder à sua administração.

7.3.4 Crioprecipitado

O crioprecipitado contém fibrinogénio, fibronectina, fatores de coagulação como o fator VII, o fator VIII, XIII e o fator Von Willebrand's. Este produto é preparado através do plasma fresco congelado até 12 meses após a colheita, usando descongelação e centrifugação. A unidade de PFC descongela lentamente e quando apenas 10% do plasma continuar congelado procede-se à centrifugação a 5000 rpm durante cinco minutos a uma temperatura de 4°C (Helm & Knottenbelt, 2010a) (Abrams-Ogg & Gibson, 2012) (Hohenhaus, 2012). Desta centrifugação resulta ainda um produto o chamado criosobrenadante que contém alguns fatores de coagulação dependentes da vitamina K como os fatores II, VII, IX e X, mediadores contra a inflamação, fibrinogénio, fibronectina, albumina e globulina (Abrams-Ogg e Gibson, 2012) (Sink, 2017b). O armazenamento do crioprecipitado, dá-se a partir de -18°C, idealmente deveriam ficar a uma temperatura de -30°C a -70°C e podem ser mantidos durante um ano (Helm & Knottenbelt, 2010a) (Prittie, 2021). No caso do criosobrenadante este pode ser armazenado a uma temperatura de -18°C durante cinco anos e vai ser útil como fonte de globulinas e albumina. No caso de se pretender que sirva como fonte de fatores de coagulação tem apenas duração de um ano à temperatura anterior (Ferreira & Sánchez, 2017).

8. Indicações clínicas para o uso de hemocomponentes

8.1 Sangue total

Como referido anteriormente, o sangue total pode ser fresco ou armazenado, sendo as suas utilizações distintas. Existe indicação para o uso de sangue total quando existe necessidade de reposição de eritrócitos com capacidade de transporte de oxigénio, mantendo a oxigenação dos tecidos, de maneira a continuarem viáveis (Ferreira et al., 2008a). O STF é indicado em situações em que exista uma hemorragia severa resultante de uma cirurgia ou de trauma, para o tratamento de anemia concomitante com coagulopatias, coagulação intravascular disseminada (CID), trombopatias ou trombocitopénias severas. Já o STA é indicado no tratamento de anemia com coagulopatias, mas em situações de trombocitopénia, trombopatias ou de deficiência em fatores de coagulação como o fator III e o fator V, não é adequado. No caso de o STF não estar disponível pode-se recorrer ao STA para combater situações de hemorragia aguda severa, apesar de não ser o ideal (Lanevschi & Wardrop, 2001) (Kisielewicz, 2016) (Walker, 2016).

O volume de sangue total que pode ser administrado em cães são 80-90 ml/kg, sendo que a dose inicial pode estar entre os 13 a 22 ml/kg e em gatos o volume total é de 65-75 ml/kg (Lanevschi & Wardrop, 2001) (Prittie, 2003).

A decisão de transfundir quer sangue total ou concentrado de eritrócitos é baseada em vários fatores tais como: o valor do hematócrito, o tipo de anemia (aguda ou crónica), se existem perdas de sangue contínuas e, ainda, nos sinais clínicos que os pacientes apresentam. Os sinais clínicos podem ser taquipneia, taquicardia, letargia, fraqueza e pulso periférico fraco (Abrams-Ogg & Gibson, 2012). De uma maneira geral, sempre que um paciente canino tenha um

hematócrito inferior a 21% e um paciente felino um hematócrito inferior a 15% está indicada uma transfusão (Ferreira & Sánchez, 2017).

8.2 Concentrado de eritrócitos

As unidades de concentrado de eritrócitos em relação às unidades de sangue total, tem um volume bastante inferior, devido à quantidade de plasma que foi removido. Contudo, uma unidade de CE tem exatamente o mesmo número de eritrócitos e a mesma capacidade de transporte de oxigénio que uma unidade de sangue total (Helm & Knottenbelt, 2010a) (Ferreira & Sánchez, 2017).

Este produto é indicado principalmente em pacientes anémicos normovolémicos, para o tratamento de anemias sintomáticas, regenerativas (anemia hemolítica, perda de sangue crónica) ou não regenerativas (patologias da medula óssea ou insuficiência renal) (Helm & Knottenbelt, 2010a) (Ferreira & Sánchez, 2017).

Segundo Ferreira & Sánchez, (2017) a fórmula apresentada para o cálculo do volume, quer de sangue total como de concentrado de eritrócitos, a administrar é a seguinte:

$$\text{Volume administrado (ml)} = \text{Peso do animal} \times (88 \text{ (cão)}) (66 \text{ (gato)}) \times \frac{\text{Hct desejado} - \text{Hct paciente}}{\text{Hct dador}}$$

Sendo que os valores 88 e 66 são constantes e Hct significa hematócrito.

Pretende-se, que o hematócrito do recetor após a transfusão seja superior cerca de 10% em relação ao hematócrito pré-transfusão, assim nos cães os valores deverão rondar os 25-30% e os dos gatos 20%-25%.

Hohenhaus, (2012) refere que, nos gatos, após receberem uma unidade de CE, o seu hematócrito mostra uma subida equivalente aquando recebem uma unidade de ST. Este produto tem vantagens em relação ao sangue total, pois evita-se a hipervolemia, fornece a mesma quantidade de eritrócitos, o número de reações adversas é bastante menor, por não existirem proteínas plasmáticas, que são as grandes causadoras destas reações (Ferreira & Sánchez, 2017).

A dose inicial da transfusão de CE é de seis a dez ml/kg (Hohenhaus, 2012), que pode aumentar até sete a oito por cento o hematócrito. Contudo, a sua administração deve ser feita a uma velocidade lenta de maneira a minimizar o risco de hipervolemia (Rozanski & Laforcade, 2004). Dependendo do estado de saúde em que se encontra o paciente a velocidade de administração tem de ser adaptada: nos primeiros 15 a 30 minutos, tem de ser lenta (0,25 ml/kg/hora), de maneira a que sejam detetadas eventuais reações adversas. Caso o paciente esteja em choque hipovolémico causado por hemorragias severas, esta taxa não deverá ser utilizada, podendo utilizar-se taxas de choque, entre 20 a 60 ml/kg/hora, mas estas podem trazer graves complicações aos pacientes, como arritmias causadas por hipocalcémias, sendo que estas transfusões devem ser monitorizadas por ECG e por várias medições dos valores séricos de cálcio. A velocidade de administração no caso de pacientes caninos normovolémicos deverá

estar entre 5-10 ml/kg/hora, durante um período de uma a quatro horas, nos felinos deverá estar entre 3-5 ml/kg/hora num período de duas a quatro horas. Em pacientes que tenham patologias que levem a situações de hipervolemia, a velocidade de administração deve ser de 1-3 ml/kg/h, começando com uma taxa mais baixa, aumentando progressivamente, mas sempre sob monitorização, para se detetar qualquer reação adversa que possa ocorrer. No caso dos pacientes terem hemorragias ativas devido à deficiência de fatores de coagulação, deve ser administrado em conjunto plasma fresco congelado, pois o CE não possui qualquer fator de coagulação na sua constituição (Ferreira & Sánchez, 2022).

Na transfusão deste produto sanguíneo, não deverão ser utilizadas bombas infusoras, exceto em animais com um peso inferior a três quilogramas, devido à grande dificuldade que existe na contagem de gotas, pois a transfusão é iniciada a uma velocidade baixa, já nos restantes animais a utilização destas, aumenta o risco de hemólise quando comparadas com a administração por gravidade (Ferreira & Sánchez, 2017).

8.3 Plasma fresco congelado e plasma congelado

Como já foi mencionado anteriormente, o plasma fresco congelado inclui todos os fatores de coagulação, quer os termoestáveis como os termolábeis, garantindo o fornecimento de proteínas plasmáticas e a expansão do plasma, contendo ainda imunoglobulinas, albumina e mediadores anti-inflamatórios (Chiaramonte, 2004) (Ferreira & Sánchez, 2017) (Sink, 2017b).

O PFC é usado no tratamento em pacientes que tenham deficiência dos fatores de coagulação, podendo ter origem congénita ou adquirida. As deficiências de coagulação congénitas são a doença do Von Willebrand's, a hemofilia A (deficiência no fator VIII) e a hemofilia B (deficiência do fator IX). De origem adquirida são coagulação intravascular disseminada, hepatopatia grave, pancreatites, intoxicações por dicumarínicos e rodenticidas (Chiaramonte, 2004) (Sink, 2017b). O PFC pode ser utilizado em cães e gatos neonatos, como fonte de imunoglobulinas, para fornecimento de imunidade passiva em situações de parvovirose e panleucopénia. Este produto pode ser ainda bastante útil em situações de hipotensão, pois pode servir como um colóide natural, devido ao seu poder oncótico e ainda antes de serem realizados procedimentos cirúrgicos em que os parâmetros de coagulação dos pacientes estejam aumentados (Ferreira & Sánchez, 2017).

A administração de PFC em situações de pancreatite e de hipoalbuminémia tem sido controversa, pois em situações de pancreatite, o plasma é útil para repor alfa-macroglobulinas e manter os níveis de albumina, que ajudam na sobrevivência dos pacientes, mas segundo um estudo retrospectivo em cães (Weatherton & Streeter, 2009 citado por Davidow, 2013), não se conseguiu provar que a administração de plasma em pacientes com pancreatite diminua a taxa de mortalidade. A hipoalbuminémia é uma das causas que contribuem para o aumento da taxa de mortalidade, quer em humanos como em animais. Contudo, a hipótese do uso de PFC para fornecimento de albumina em medicina humana tem sido descartada ao longo dos tempos com o surgimento de novos produtos suplementares, como a albumina sérica humana, que começou

a ser usada também em animais, mas de acordo com Kuo & McMichael, (2020), o uso destas substâncias está associado a reações de hipersensibilidade nestes (Ferreira et al., 2008a) (Davidow, 2013). A dose recomendada de PFC para a suplementação de albumina é bastante mais alta, (45 ml/kg), do que a que é administrada em problemas de coagulação, (10-20 ml/kg). Por norma, utiliza-se uma unidade de plasma por cada 10-20 kg de peso do animal (Chiaramonte, 2004) (Davidow, 2013).

No manuseamento dos sacos de plasma tem de ser ter especial cuidado, pois estes congelados facilmente sofrem roturas, podendo ser descongelados à temperatura ambiente. No caso de situações urgentes, a unidade de plasma pode ser introduzida dentro de um saco de plástico e colocado em banho-maria, a uma temperatura máxima de 37°C durante 20-30 minutos e se possível sob agitação esporádica. Deve-se ter em atenção a temperatura da água pois as proteínas começam a sua desnaturação quando submetidas a temperaturas superiores a 37°C (Chiaramonte, 2004) (Ferreira & Sánchez, 2017).

O PFC deve ser administrado por via intravenosa através de um cateter de 16 a 22 G, que não deverá estar colocado no paciente mais de 24 horas antes da transfusão. No caso dos animais neonatos pode ser utilizada a via intraperitoneal. Na via onde é realizada a transfusão não pode ser administrado qualquer tipo de medicação, e deverá ser feita sempre uma lavagem entre transfusões, tal como no início e no fim de cada transfusão, com uma solução de NaCl 0,9%. Nas transfusões de plasma a bomba infusora pode ser utilizada ao invés do que acontece no CE (Ferreira & Sánchez, 2017).

Segundo Ferreira & Sánchez, (2017) a fórmula que pode ser usada aquando do cálculo para a reposição de albumina é a seguinte:

$$\text{Volume de plasma administrado (ml)} = \text{Peso do paciente recetor} \times 4,5 \times (\text{Albumina desejada} - \text{Albumina atual}) \text{ (g/l)}$$

Sendo que o valor 4,5 é uma constante predefinida.

Contudo, em vez desta fórmula, podem ser usadas algumas regras em caso de hipoalbuminémias, de défices de coagulação, ou para o aumento da imunidade passiva como a administração de 10 ml/kg a cada 12-24 horas, ou em situações severas de hipotensão podem ser utilizadas taxas de 20 ml/kg. Sabe-se que com uma taxa de 10 ml/kg a albumina sofre um aumento de 0,2 g/dl. Em relação à velocidade de administração esta segue as mesmas regras que as referidas para a administração do concentrado de eritrócitos já anteriormente mencionadas.

O PFC minimiza o risco de sensibilização por parte dos eritrócitos e o risco de ocorrer hipervolemia em comparação com ST. Assim, quando usado em conjunto com o CE fornece maiores benefícios que o uso de ST (Chiaramonte, 2004) (Sink, 2017b).

Já o plasma congelado é aquele que sofreu o processo de congelação seis horas após a colheita ou o PFC que já está armazenado há mais de um ano. Este possui apenas os fatores

de coagulação termoestáveis como os dependentes da vitamina K, albumina e imunoglobulinas, sendo utilizado em coagulopatias que envolvam apenas os fatores termoestáveis (Chiaromonte, 2004). Pode ser utilizado como expander de volume na intoxicação por dicumarínicos ou em infecções por parvovírus (Sink, 2017b). O plasma congelado é a escolha ideal para o tratamento de hemofilia B, laboratorialmente diagnosticada pelo tempo de tromboplastina parcial ativada prolongado e o tempo tromboplastina normal (Chiaromonte, 2004).

8.4 Concentrado de plaquetas

As transfusões com produtos sanguíneos ricos em plaquetas são indicadas em casos em que exista uma hemorragia ativa, pondo em risco a vida do paciente, resultante de trombocitopénias severas ou trombopatias (Callan & Marryott, 2016). As trombocitopénias severas podem derivar de patologias da medula óssea, de doenças imunomediadas, infecciosas, esplenomegália ou de coagulação intravascular disseminada (Ferreira & Sánchez, 2017). Pode-se utilizar também as transfusões de plaquetas como profilaxia em cães que tenham trombopatias hereditárias, ou que após procedimentos cirúrgicos tenham tendência a terem graves hemorragias, devido a possíveis disfunções plaquetárias, podendo serem associadas a transfusões de CE (Callan & Marryott, 2016). Dentro das trombopatias hereditárias existe uma comum em cães, nomeadamente na raça Pastor Alemão, a síndrome de Scott, caracterizada pela deficiência em procoagulantes plaquetários. Nestas trombopatias hereditárias, após as transfusões de plaquetas, a taxa de sucesso da transfusão no tratamento é bastante elevada, sendo que o mesmo se verifica em pacientes que tenham sido submetidos a quimioterapia e em pacientes com trombocitopénias resultantes da diminuição da produção de plaquetas, derivado de doenças como leucemias ou a anemia aplásica (Ferreira & Sánchez, 2017).

Uma das causas mais comuns de trombocitopénia em cães é a trombocitopénia imunomediada, em que existe uma perda de sangue severa através da superfície da mucosa do trato gastrointestinal. Nestes casos as transfusões de plaquetas não são indicadas, pois estas são rapidamente destruídas após a administração, no fígado e no baço, sendo o CP útil caso seja utilizado como hemostático local, aplicado diretamente no local de hemorragia (Callan & Marryott, 2016) (Ferreira & Sánchez, 2017). Concluindo, tanto nas trombocitopénias imunomediadas, como nas causadas por aumento do consumo de plaquetas no caso da CID, ou por sequestro, no caso de existir esplenomegália, as transfusões não são assim tão benéficas como noutras situações (Ferreira & Sánchez, 2017).

Na descongelação estas unidades deverão ficar cerca de 20 minutos à temperatura ambiente e, apenas no caso da unidade de plasma, esta pode ser submetida a um aquecimento em banho-maria entre os 32-34°C. Assim que se encontrarem descongeladas pode-se dar então a fusão dos produtos, deixando-os a repousar uma hora até à administração (Ferreira & Sánchez, 2017). Em relação à administração, todas as regras que são seguidas para os restantes produtos, são igualmente seguidas neste, como no caso das velocidades de administração, à exceção da utilização da bomba infusora que deve ser evitada.

8.5 Crioprecipitado

O crioprecipitado é indicado na prevenção de hemorragias causadas pela hemofilia A ou pela doença do Von Willebrand's. Sendo o volume de crioprecipitado bastante mais pequeno do que dos restantes produtos, existe um decréscimo no número de reações transfusionais, permitindo que exista reposição de fatores de coagulação, sem que seja necessário a administração de grandes volumes de sangue (Kuo & McMichael, 2020). A dose recomendada para o uso deste é de uma unidade, sendo que o volume desta ronda os 40-50 ml, por cada 10 kg de peso do animal. O criosobrenadante que resulta do processo de formação do crioprecipitado pode ser utilizado em caso de intoxicação por rodenticidas (Davidow, 2013) e de acordo com Kuo & McMichael, (2020) pode ser utilizado em cães que estejam em estado crítico devido a hipoalbuminémia, com bons resultados, sendo uma hipótese para garantir o poder oncótico e a reposição dos níveis de albumina. Também pode ser utilizado em casos de parvovirose e panleucopénia e em casos de hipoglobulinémia neonatal por défice de colostro.

No caso do criosobrenadante existe um cálculo para determinar o volume de transfusão, que pode ser feito tendo em conta a patologia para que vai ser utilizado. No caso de coagulopatias, hipoalbuminémia ou se necessite de fornecer imunidade passiva ao paciente deve dar-se 10 ml por cada kg a cada 12 ou 24 horas: no caso de serem situações severas com hipotensão concomitante pode-se fazer 20 ml por cada kg (Chiaramonte, 2004).

Ambos os produtos devem ser descongelados em banho-maria sem exceder a temperatura de 37°C devido à desnaturação das proteínas. Caso o crioprecipitado seja utilizado em procedimento intra-cirúrgicos pode ser aplicado de forma tópica. No caso de ser administrado por via intravenosa deve-se utilizar sistemas de infusão com filtro e pode usar-se bomba infusora. O volume de ambos a ser transfundido segue as mesmas orientações que os demais, começando a uma taxa de 0,25 mg/kg/h durante os 15 a 30 minutos iniciais, passando posteriormente para uma taxa de 2-4 ml/kg/h (Ferreira & Sánchez, 2017).

9. Outros tipos de transfusões

9.1 Autotransfusão

Em algumas circunstâncias específicas, a realização de uma autotransfusão pode ser considerada uma opção viável (Rozanski & Laforcade, 2004).

A autotransfusão é um processo em que existe a colheita de sangue de um paciente, sendo que esta deverá ser feita de forma estéril através de toracocentese, abdominocentese ou durante uma cirurgia, em que é retirado sangue de outra cavidade e é colocado de novo em circulação através da via intravenosa, após filtração (Chiaramonte, 2004) (Kuo & McMichael, 2020). Este procedimento deve ser apenas utilizado quando existe uma grande hemorragia ativa e sem que haja acesso a produtos sanguíneos. Sempre que o sangue que vai ser colhido estiver de alguma forma contaminado seja por matéria fecal, urina, bÍlis, agentes infecciosos, ou derivado de processos neoplásicos este deve ser descartado, sendo contraindicado a realização de autotransfusão (Chiaramonte, 2004).

A colheita é feita de forma asséptica, através de um sistema vácuo ou por seringas que colocam o sangue dentro de sacos de colheita esterilizados para que o sangue seja novamente transfundido para o paciente. No momento da transfusão este deve passar por um filtro, de maneira a minimizar o risco de microembolismos. Dependendo do tipo de hemorragia, deve-se avaliar a necessidade de anticoagulante, pois o sangue que esteja na cavidade pleural ou peritoneal, estando em contacto com a superfície das serosas mais do que uma hora, torna-se desfibrinado, não necessitando de anticoagulante. No caso de se tratar de uma hemorragia lenta, não é necessário o uso de anticoagulante, caso seja uma hemorragia rápida, deve-se colocar anticoagulante (Abrams-Ogg & Gibson, 2012) (Taylor et al., 2021).

Em felinos a prática de autotransfusão não estava descrita, até à realização de um estudo, feito com uma população de oito gatos com a presença de hemoperitoneu, durante o período de julho de 2012 e março de 2018. Este estudo tinha como intenção demonstrar que as transfusões autólogas poderiam ser procedimentos rápidos e baratos, evitando a utilização de produtos alogénicos, demonstrando que esta técnica contribuiu para a sobrevivência dos animais (Cole & Humm, 2018).

A utilização de sangue autólogo tem várias vantagens, como não existirem incompatibilidades antigénicas, fazendo com que as células sanguíneas tenham uma maior duração depois de transfundidas, sendo viáveis por mais tempo, não sendo necessário a realização de provas cruzadas, levando a que os custos sejam menores que as transfusões com outros produtos sanguíneos. Consegue-se também eliminar o risco de transmissão de agentes infecciosos, não há risco de hipotermia, pois o sangue encontra-se normotérmico e com um pH balanceado, sendo o número de reações adversas bem menor (Chiaramonte, 2004) (Kellett-Gregory et al., 2013). Contudo, também tem desvantagens, como um maior risco de ocorrência de hemólise, formação de tromboembolismos, desenvolvimento de coagulopatias como CDI e ainda a possibilidade de existir septicémia (Chiaramonte, 2004) (Higgs et al., 2015).

Com o avançar da medicina e com o crescimento dos bancos de sangue, que permitem que haja uma maior disponibilidade de produtos, esta prática está a ser cada vez menos utilizada. Contudo é bastante útil em situações de urgência (Rozanski & Laforcade, 2004).

9.2 Xenotransfusão

Xenotransfusão significa a transferência de sangue de uma espécie para outra espécie. Em 1667, Jean Baptiste Denis realizou a primeira xenotransfusão em que foi administrado sangue de bezerro a cães, posteriormente foram feitas xenotransfusões de sangue de bezerro e borrego para humanos (Roux et al., 2007 citado por Kisielewicz & Self, 2014).

Vários estudos referidos por Bovens & Gruffydd-Jones, (2012), reportam a transfusão de sangue de cão para gatos, nestes não houve registo de reações adversas severas pois nos gatos não existiam aloanticorpos para os eritrócitos de cão, na primeira transfusão. Estes aloanticorpos começam a desenvolver-se dentro de quatro a sete dias após a primeira transfusão, tendo sido demonstrado em testes *in vitro* pela presença de hemólise e de aglutinação, correspondendo a

uma reação hemolítica retardada (Bovens & Gruffydd-Jones, 2012). O tempo de vida dos eritrócitos transfundidos não atingia mais de quatro dias, resultando na sua destruição, existindo um decréscimo do hematócrito, (Clark & Kiesel, 1963 citado por Bovens & Gruffydd-Jones, 2012). Foi ainda verificado que quando se repetia a transfusão passado seis dias ou mais, existiam efeitos adversos como reações anafiláticas, sendo reportado em 18 gatos, quase sempre com desfecho fatal, em 66% dos casos reportados.

Em 2019 foi realizado um novo estudo, em que 49 gatos foram submetidos a xenotransfusões em dois hospitais, durante um período de tempo compreendido entre janeiro de 2016 e julho de 2018, (Gal et al., 2020), sendo a anemia a causa mais prevalente para a realização desta transfusão, seguida de procedimentos intra e pós cirúrgicos. Neste estudo não foram detetadas reações adversas severas, houve apenas reações transfusionais não hemolíticas febris. Contudo, estas foram de curta duração e autolimitadas não resultando em mortes. Já as reações hemolíticas retardadas são esperadas após um a seis dias da realização da transfusão exigindo uma monitorização cuidada.

Através destes estudos concluiu-se que a transfusão de sangue total de cão em gatos é considerada uma boa hipótese, no caso de não existirem alternativas e não tendo existido transfusões com sangue de cão anteriormente. Não pode ser no entanto considerado um procedimento de rotina pois é menos benéfico que as transfusões feitas com sangue da mesma espécie e compatível, sendo utilizadas apenas em situação de urgência, pois não têm efeito a longo prazo, devido às reações retardadas que podem existir. Apesar de não existir descrição de reações agudas severas após uma primeira transfusão é importante não se descartar essa hipótese (Bovens & Gruffydd-Jones, 2012) (Kisielewicz & Self, 2014) (Gal et al., 2020) (Deschamps et al., 2022).

9.3 Solução de hemoglobina para transporte de oxigénio

Um dos produtos que tem sido desenvolvido para ser utilizado como substituto de produtos sanguíneos ou como uma solução colóide, que garanta o transporte de oxigénio é a hemoglobina purificada de bovino de nome comercial, *Oxyglobin*, sendo útil em situações de urgência (Rozanski & Laforcade, 2004).

A hemoglobina bovina é polimerizada e ultrapurificada, o que aumenta o seu tempo de ação e de duração, retirada dos eritrócitos, o que é considerado uma vantagem em relação ao uso do concentrado de eritrócitos, pois não existe necessidade de realização de testes de tipificação ou de provas cruzadas. Com este produto também não há risco de transmissão de doenças infecciosas, tem menos viscosidade, o que aumenta o fluxo entre vasos, sendo mais eficiente a oxigenação dos tecidos (Gibson et al., 2002 citado por Chiaramonte, 2004). Não exige condições de armazenamento especiais podendo ser armazenada durante um grande período de tempo (Rozanski & Laforcade, 2004).

A solução de hemoglobina foi apenas aprovada para se utilizar em cães no tratamento da anemia, porém já existem casos reportados de utilização em gatos (Helm & Knottenbelt,

2010a). A dose recomendada para cães é de 10-30 ml/kg e para gatos 5-15 ml/kg. É necessário ter especial atenção nos gatos pois esta solução tem um elevado poder oncótico o que pode originar hipervolemia. Existe ainda um elevado poder antigénico por parte desta solução o que também é considerado uma desvantagem podendo dar origem a reações adversas (Ferreira et al., 2008a).

10. Reações transfusionais

As reações transfusionais podem desenvolver-se durante a transfusão ou após semanas a meses desta. Sempre que esteja a ser realizado este procedimento, tem de existir uma monitorização rigorosa de maneira a detetar qualquer sinal ou reação adversa que exista. Caso seja detetada a transfusão deverá ser interrompida de imediato, deve-se determinar o tipo de reação, devendo ser mantido o acesso intravenoso para administração de medicação para o tratamento desta (Helm & Knottenbelt, 2010b) (Sink, 2017c). Algumas das reações podem ser fatais, enquanto que outras podem ser autolimitantes, não trazendo prejuízos para os mesmos (Helm & Knottenbelt, 2010b).

Citando Helm & Knottenbelt, (2010b) as reações transfusionais podem ser divididas em imunomediadas ou em não imunomediadas, e, dentro destas, podem ser consideradas agudas, ocorrendo durante a transfusão ou até às 24 horas seguintes. Já Ferreira e colaboradores, (2008b), defendem que podem ocorrer até às 48 horas seguintes, no caso de serem retardadas, ocorrem após 24 ou 48 horas, dependendo dos autores, podendo mesmo demorar semanas a meses até aparecerem (Chiaramonte, 2004) (Ferreira et al., 2008b) (Helm & Knottenbelt, 2010b).

Nas reações imunomediadas existe a formação de complexos antigénio- anticorpo (Ag-Ac), podendo ser causadas por interações entre eritrócitos, leucócitos, proteínas plasmáticas ou plaquetas. As reações imunomediadas agudas são divididas em hemolíticas agudas, não hemolíticas febris e reações alérgicas (Hohenhaus, 2012).

As reações não imunomediadas não dependem do estado de imunidade do recetor nem ocorrem devido a ter existido qualquer tipo de sensibilização anteriormente (Ferreira et al., 2008b) (Tocci, 2010).

Muitas das reações podem ser prevenidas, através dos testes de tipificação e do armazenamento e administração apropriados (Helm & Knottenbelt, 2010b).

10.1 Reações Imunomediadas

10.1.1 Reações imunomediadas agudas

10.1.1.1 Reações imunomediadas hemolíticas agudas

Dentro das reações imunomediadas agudas, as reações hemolíticas agudas são as mais graves em medicina veterinária. O grau de severidade da reação depende do tipo de imunoglobulina envolvida, imunoglobulina G (IgG) ou M (IgM) e do grau de fixação do complemento (Chiaramonte, 2004). Estas reações devem-se a sangues incompatíveis ou por já existirem aloanticorpos contra os antígenos presentes nos eritrócitos do dador, podendo ser

consequência de uma sensibilização que tenha existido anteriormente, formando-se complexos Ag-Ac, ocorrem passado alguns minutos ou horas do início da transfusão, sendo classificadas como reações de hipersensibilidade do tipo II (Sink, 2017c) (Kuo & McMichael, 2020). Estas reações ocorrem quando é administrado sangue de cães DEA 1.1 ou 1.2 positivo, em cães que tem um grupo sanguíneo DEA 1.1 ou 1.2 negativo, após 3 dias da 1ª transfusão, resultando assim na formação de anticorpos contra DEA 1.1 ou 1.2 positivo. Já em gatos estas reações podem surgir na primeira transfusão e são particularmente graves, quando gatos do tipo B recebem sangue do tipo A, ocorrendo hemólise intravascular dos eritrócitos recebidos, devido ao elevado número de anticorpos presentes, estas podem mesmo ser fatais. No caso de gatos do tipo A receberem sangue do tipo B, a quantidade de anticorpos presentes é menor, ocorrendo apenas hemólise extravascular, sendo um dos sinais clínicos mais relevante o decréscimo do hematócrito, passado alguns dias da transfusão, voltando aos valores que existiam antes da mesma, pois os eritrócitos têm um tempo de duração muito curto, de apenas 12 horas (Ferreira et al., 2008b) (Helm e Knottenbelt, 2010b).

Os sinais clínicos são semelhantes para ambas as espécies e podem ser depressão, febre, taquicardia, tremores musculares, dispneia, vômitos, podendo mesmo resultar em choque ou em CID. Pode ocorrer ainda hemoglobinemia e hemoglobinúria horas após a transfusão, no caso de o volume de sangue administrado ter sido muito elevado, e existir ainda um decréscimo rápido do hematócrito (Helm & Knottenbelt, 2010b) (Abrams-Ogg & Gibson, 2012) (Sink, 2017c). A gravidade da reação depende ainda do volume de sangue administrado. (Ferreira et al., 2008b) No caso de serem detetados estes sinais durante a transfusão, esta deve ser de imediato interrompida e deve ser administrado através da via intravenosa, fluidoterapia de soluções cristalóides ou colóides, para se evitar a hipotensão, pode adicionar-se se necessário dopamina, no caso de existir CID a utilização de heparina pode ser bastante útil, pois vai contrariar os efeitos trombóticos que possam estar a existir (Abrams-Ogg & Gibson, 2012). O paciente deve ser monitorizado tendo em conta todas as constantes vitais, se necessário colocar um cateter urinário para avaliar a presença de hemoglobinúria e monitorizar débito urinário (Ferreira et al., 2008b).

10.1.1.2 Reações imunomediadas não hemolíticas febris e alérgicas

Estas são as reações mais comuns em medicina veterinária, que derivam de interações que acontecem entre leucócitos ou plaquetas do dador e recetor, resultando no aumento de um ou mais graus celsius de temperatura corporal do animal recetor, sem nenhuma causa evidente, após vinte minutos do início da transfusão podendo ter uma duração até 20 horas (Chiaramonte, 2004) (Kuo & McMichael, 2020). No caso de se suspeitar desta reação poderá suspender-se de imediato a transfusão ou pode baixar-se a taxa de infusão a que esta está a ser administrada. Devido à interação entre plaquetas, leucócitos ou proteínas plasmáticas, existe a formação de complexos Ag-Ac, o que provoca a libertação de mediadores endógenos, as interleucinas-1, o que vão por sua vez provocar pirexia, podendo ainda resultar noutros sinais clínicos como vômito e tremores (Helm & Knottenbelt, 2010b). Esta não se consegue prevenir através do recurso a nenhuma medicação, sendo estas reações autolimitantes, acabando o animal por voltar à

normalidade sem nenhum tratamento, não tendo um grande significado clínico (Kuo & McMichael, 2020).

Existem ainda relatos que, devido a más práticas de colheita ou de acondicionamento dos produtos, pode existir contaminação bacteriana, originando durante a transfusão pirexia devido à presença de bactérias, acompanhada ou não com outros sinais clínicos como diarreia, dor abdominal e vômito e em casos mais severos pode mesmo originar choque (Helm & Knottenbelt, 2010b).

As reações alérgicas são reações de hipersensibilidade do tipo I que ocorrem devido a interações entre imunoglobulinas do tipo E e mastócitos que estejam presentes em produtos derivados do plasma, provocando sinais clínicos logo após 45 minutos do início da transfusão, aparecendo urticária, prurido, eritema, ou ainda, vômito, náusea e diarreia. Em casos mais severos pode ocorrer anafilaxia e hipoalbuminemia (Ferreira et al., 2008b) (Smith et al., 2020). O tratamento das reações menos severas deverá ser através da administração de fármacos anti-histamínicos e a diminuição da taxa de infusão (Sink, 2017c). No caso de se tratar de um choque anafilático pode recorrer-se a adrenalina, bloqueadores dos recetores H2, dopamina e ainda administração de fluidoterapia com soluções de colóides por via intravenosa (Ferreira et al., 2008b) (Abrams-Ogg & Gibson, 2012).

10.1.2 Reações imunomediadas retardadas

10.1.2.1 Reações imunomediadas hemolíticas retardadas

Estas são caracterizadas pelo aparecimento dos sinais clínicos a partir das 24 ou 48 horas e nos 21 dias após a transfusão, sendo estas semelhantes às reações hemolíticas agudas, mas menos severas. Um dos grandes indicadores de reação retardada é o decréscimo acentuado do hematócrito passado três a cinco dias da transfusão, devido à destruição precoce dos eritrócitos (Tocci, 2010) (Abrams-Ogg & Gibson, 2012).

As reações hemolíticas retardadas são causadas pela formação de anticorpos contra os eritrócitos do sangue recebido, estes já estando presentes no recetor em baixa quantidade antes da transfusão, não sendo detetáveis aquando da realização das provas cruzadas sanguíneas (Tocci, 2010). Devido a serem menos severas e autolimitantes não se procede a nenhum tratamento, apenas no caso do decréscimo do hematócrito ser muito acentuado e o paciente necessitar de uma nova transfusão.

Uma das reações hemolíticas retardadas mais comuns é a isoeritrólise neonatal. Os anticorpos presentes no colostro da mãe são ingeridos pelo neonato e vão acabar por destruir os eritrócitos do mesmo. Nos cães este fenómeno dá-se quando existe o cruzamento de cadelas com tipo sanguíneo DEA 1.1 negativo com machos de tipo sanguíneo DEA 1.1 positivo e destes resultarem filhotes DEA 1.1 positivos. No caso da mãe já estar sensibilizada, vai ter anticorpos contra este tipo sanguíneo no colostro. Já nos gatos, devido a estes já terem aloanticorpos sem necessitar de qualquer sensibilização, pode ocorrer logo em gatas de primeira gestação, sendo mais comum em mães do tipo B e filhotes do tipo A ou AB, pois os gatos do tipo B tem um

elevado título de anticorpos contra o tipo A. Dependendo do número de anticorpos ingeridos, o grau de hemólise é maior ou menor, resultando em sinais clínicos mais evidentes ou não. Mesmo com todos os cuidados e através das provas de tipificação existe registo de uma elevada taxa de mortalidade derivada desta reação, (Day, 1996 & Feldman, 1999 citados por Ferreira et al., 2008b).

10.1.2.2 Reações imunomediadas retardadas púrpura - pós transfusional

Estas reações são causadas por anticorpos que se formam e vão atuar contra as plaquetas recebidas durante a transfusão, acabando por as destruir. Ocorrem uma semana após a transfusão e podem manter-se até dois meses. Os sinais clínicos são trombocitopenia e petéquias, contudo estes são autolimitantes, acabando por não existir um tratamento de eleição (Chiaramonte, 2004) (Ferreira et al., 2008b).

10.2 Reações Não Imunomediadas

10.2.1 Reações não imunomediadas agudas

10.2.1.1 Hipervolemia

A hipervolemia pode ser causada por uma rápida velocidade de administração do produto sanguíneo ou devido a uma grande quantidade de volume que foi administrado ao paciente (Bracker & Drellich, 2005). Os produtos sanguíneos são suspensões coloidais constituídos por células, plasma ou ambos, não conseguindo difundir-se rapidamente do espaço intravascular para o espaço intersticial, ao contrário das soluções cristalóides. Desta forma, uma rápida administração destes pode provocar hipervolemia (Bracker & Drellich, 2005) (Ferreira et al., 2008b). Os pacientes com patologias cardíacas e renais devem ser especialmente acompanhados pois são mais suscetíveis a esta reação, assim como os gatos e os neonatos, menos tolerantes a grandes expansões de volume no meio intravascular, em comparação com os adultos. De uma situação de hipervolemia resulta edema pulmonar com sinais clínicos, como o aumento da frequência respiratória, tosse, dispneia e cianose (Bracker & Drellich, 2005) (Helm & Knottenbelt, 2010b). Pode chegar-se ao diagnóstico através da medição da pressão venosa central ou da pressão arterial, que registam aumentos agudos, e de radiografias torácicas (Prittie, 2003). No caso de existir suspeita desta reação deve-se parar de imediato a transfusão e, se necessário, colocar o animal a oxigénio e administrar um fármaco diurético, por exemplo a furosemida (Helm & Knottenbelt, 2010b).

Desde que sejam administrados os produtos sanguíneos a uma velocidade e com um volume apropriado para o tamanho do animal e para a sua condição cardíaca, a hipervolemia pode ser evitada (Bracker & Drellich, 2005).

10.2.1.2 Toxicidade por citrato

Uma das substâncias que é usada em todas as soluções de anticoagulante é o citrato. Este é utilizado como quelante de cálcio, diminuindo a calcémia e inibindo a formação de coágulos (Bracker & Drellich, 2005). A metabolização do citrato é maioritariamente hepática, e,

caso exista alguma disfunção neste órgão, o citrato pode deixar de ser metabolizado. Assim o excesso de citrato não metabolizado pode dar origem a uma situação de hipocalcemia, também em situações em que são realizadas várias transfusões, num curto espaço de tempo, esta pode ocorrer. Desta toxicidade provocada pelo citrato também se pode originar uma hipomagnesiemia (Prittie, 2003) (Bracker & Drellich, 2005) (Ferreira et al., 2008b) (Ferreira & Sánchez, 2022).

Os sinais clínicos que surgem em situações de hipocalcemia podem ser náusea, arritmias, tremores musculares, hipotensão ou, ainda o surgimento de convulsões. No ECG são verificadas várias alterações como o aumento do segmento Q-T, contrações ventriculares prematuras (VPC), e decréscimo das ondas P e T. Em caso de suspeita de hipocalcemia deve interromper-se de imediato a transfusão e administrar uma solução de gluconato de cálcio por via intravenosa (Bracker & Drellich, 2005) (Ferreira et al., 2008b) (Ferreira & Sánchez, 2022).

10.2.1.3 Contaminação microbiana

A contaminação microbiana pode derivar de uma bacteriemia não diagnosticada no sangue do dador, de falta de assepsia da pele no momento da colheita, durante as etapas de processamento dos produtos sanguíneos ou durante a administração dos mesmos, no momento da transfusão (Prittie, 2003) (Ferreira & Sánchez, 2022). As transfusões feitas com sacos de sangue ou outros produtos sanguíneos contaminados podem causar septicemia e a morte dos recetores. Os produtos ricos em plaquetas constituem um risco superior, devido à temperatura a que são armazenados e o tempo a que são submetidos a esta (Bracker & Drellich, 2005).

Dependendo do produto sanguíneo, existem vários tipos de bactérias mais prevalentes, por exemplo no concentrado de eritrócitos são: *Yersinia enterocolitica*, *Serratia* spp. e *Pseudomonas* spp. Já nos produtos ricos em plaquetas, as mais comuns são as dos géneros *Staphylococcus* spp., *Streptococcus* spp., *Salmonella* spp. e *Serratia* spp. (Bracker & Drellich, 2005) (Ferreira et al., 2008b). Devido às contaminações por bactérias de Gram-negativo referidas, existe um grande número de mortes associadas a produtos sanguíneos, consequência das endotoxinas que originam um choque séptico (Prittie, 2003). A deteção de uma possível contaminação é algo difícil, contudo unidades de sangue que tenham uma coloração muito escura, bolhas de gás ou partículas em suspensão claramente visíveis, devem ser descartadas (Bracker & Drellich, 2005). No caso da transfusão com sangue contaminado ter sido feita, os sinais clínicos que podem surgir são febre, vômito, hemólise e CID, devendo-se implementar antibioterapia adequada. Esta situação pode ser evitada desde que todo o processo de colheita, de armazenamento e no momento da transfusão, seja seguido à risca com os níveis de assepsia recomendados e respeitando a validade indicada para o armazenamento de cada produto (Bracker & Drellich, 2005).

10.2.1.4 Hipotermia

Devido à refrigeração ou à congelação dos produtos sanguíneos no armazenamento, estes devem ser aquecidos antes de serem administrados, pois caso sejam administrados grandes volumes a uma temperatura demasiado baixa, vão provocar arritmias e coagulopatias, induzidas pela hipotermia. Mesmo volumes mais pequenos podem ser prejudiciais para o

coração, devido a não existir tempo para o sangue frio aquecer em contacto com o sangue do animal, chegando rapidamente ao coração (Bracker & Drellich, 2005). Esta reação é especialmente visível em animais muito jovens ou geriátricos e de pequenas dimensões, como no caso dos gatos, podendo também afetar animais adultos (Ferreira et al., 2008b). O aquecimento das unidades de produtos sanguíneos nunca deve ser feito através do uso de micro-ondas, pois as unidades não podem ser aquecidas com temperaturas superiores a 37°C, provocando danos celulares e a desnaturação das proteínas (Bracker & Drellich, 2005).

10.2.1.5 *Microembolismo pulmonar*

Esta reação pode ocorrer devido à formação de microagregados de leucócitos, plaquetas e fibrina, quando se administra sangue armazenado há mais de sete dias. Estes agregados podem não ser filtrados pelo filtro do sistema de infusão acabando por entrar em circulação e indo alojar-se nos vasos pulmonares, obstruindo-os. Os sinais clínicos presentes são a taquipneia e a dispneia (Chiaromonte, 2004) (Ferreira et al., 2008b).

Contudo, estas reações são raras em medicina veterinária (Prittie, 2003).

10.2.2 Reações não imunomediadas retardadas

10.2.2.1 *Transmissão de agentes infecciosos*

Existem vários agentes que se conseguem transmitir através da transfusão sanguínea, sendo recomendado a sua pesquisa através de testes nos sangues dos dadores, quando se trata do seu recrutamento. No caso destes testes não serem feitos corretamente pode dar-se a transmissão dos agentes e assim causar doença no recetor (Bracker e Drellich, 2005). Devido ao tempo de incubação destes agentes, os sinais clínicos são retardados e variáveis dependendo do agente em causa (Ferreira et al., 2008b).

10.2.2.2 *Hemocromatose*

A hemocromatose é uma patologia causada pela deposição em excesso de ferro nas células parenquimatosas do fígado, pâncreas e miocárdio, provocando danos celulares e disfunção dos órgãos (Ferreira et al., 2008b) (Ucler et al., 2015). A hemocromatose é um distúrbio que pode ser de origem primária ou secundária. Neste caso é secundária a múltiplas transfusões sanguíneas. Existe apenas um caso reportado de hemocromatose num cão de raça Schnauzer miniatura, de 13 anos, que recebia transfusões a cada seis, oito semanas, durante um período de 3 anos (Sprague et al., 2003). Tendo em conta os órgãos que são afetados, pode existir insuficiência pancreática, hepática ou ainda arritmias (Ferreira et al., 2008b).

11. Casos clínicos

Em seguida, serão abordados quatro casos clínicos onde a temática da medicina de transfusão teve especial relevância, não sendo o foco as patologias que os pacientes apresentavam, mas sim a importância que as transfusões realizadas tiveram para o desfecho de cada um dos casos.

11.1 Caso clínico 1 – “Pastor”

11.1.1 Identificação

Nome – Pastor (figura16)

Idade – 1 ano

Espécie – Canídeo

Sexo – Macho inteiro

Raça – Border colie

Peso – 13,9 kg



Figura 16- Pastor

11.1.2 História progressa, Anamnese e Exame físico

No dia 10 de janeiro de 2022, o Pastor deu entrada no hospital em regime de consulta de urgência. Os tutores referiram que era um cão de exterior, vivendo numa quinta, não tinha nenhuma vacina realizada até à aquela data, bem como nenhuma desparasitação externa e interna. Foi referido que tinham sido colocados rodenticidas há alguns dias na quinta e poderiam ter sido ingeridos pelo paciente. Estes referiram que notaram apenas o desaparecimento, nos 3 a 4 dias anteriores à consulta, de algumas das pastilhas colocadas e que o Pastor estaria mais prostrado desde este episódio. Antes de se dirigirem ao hospital os tutores terão lido dado azeite por via oral com o intuito de induzir o vômito, no caso de ter ingerido uma dessas pastilhas rodenticidas.

Ao exame físico o paciente apresentava-se prostrado, com algum grau de náusea, com cerca de 5% de desidratação, as mucosas bucal e oculopalpebrais com uma coloração pálida e secas, com tempo de repleção capilar de dois segundos, abdómen doloroso à palpação e diarreia sanguinolenta, a frequência respiratória encontrava-se relativamente baixa. Todos os restantes parâmetros clínicos do exame físico (temperatura retal, linfonodos, frequência cardíaca) encontravam-se dentro dos valores considerados normais.

Tendo em conta a restrição de custos que os tutores do Pastor apresentavam, todos os procedimentos tiveram que se cingir ao considerado imprescindível, para o estabelecimento de um diagnóstico.

11.1.3 Diagnósticos diferenciais

- Suspeita de intoxicação por rodenticidas
- Leptospirose

11.1.4 Exames complementares

- Hemograma
- Painel bioquímico completo
- Envio de sangue para laboratório externo para a realização do perfil de coagulação, que inclui tempo de protrombina, tempo de trombina, tempo de tromboplastina parcial e fibrinogénio.
- Ecografia A-Fast

Os resultados do hemograma e painel bioquímico completo encontram-se nas tabelas 30 e 31, respetivamente, e suas alterações.

Na ecografia que foi realizada, visualizou-se a presença de hemotórax e ainda alguns sinais de inflamação intestinal, sem mais nada de relevante a acrescentar.

Tabela 30: Resultados do hemograma realizado no dia 10 de janeiro de 2022, os intervalos de referência são os utilizados no HVME

Parâmetros	Valor	Intervalo de referência
Leucócitos ($\times 10^9/L$)	30,5	5,5 - 19,5
Monócitos ($\times 10^9/L$)	2,4	<1,9
Monócitos (%)	8,1	2 - 9
Granulócitos ($\times 10^9/L$)	24,6	2,1 - 15
Granulócitos (%)	80,5	60 - 83
Linfócitos ($\times 10^9/L$)	3,5	0,8 - 7
Linfócitos (%)	11,4	12 - 30
Eritrócitos ($\times 10^{12}/L$)	3,50	4,6 - 10
Hemoglobina (g/L)	7,5	9,3 - 15,3
Hematócrito (%)	22,7	28 - 49
Volume corpuscular médio (fL)	65,1	39 - 52
Hemoglobina corpuscular média (pg)	21,4	13 - 21
Concentração da hemoglobina (g/dL)	33,0	30 - 38
RDW (%)	14,3	14 - 18,5
Plaquetas ($\times 10^9/L$)	201	100 - 514
VPM (fL)	9,7	5 - 11,8

Tabela 31: Resultados do painel bioquímico realizado no dia 10 de janeiro de 2022, os intervalos de referência são os utilizados no HVME.

Parâmetros	Valor	Intervalo de referência
Proteínas totais (g/dl)	<2,0	5,0 - 7,2
Albumina (g/dl)	<1	2,6 - 4,0
Fosfatase alcalina (U/l)	<14	13 - 83
Glucose (mg/dl)	337	75 - 148
T-Bilirrubina (mg/dl)	0,2	0,1 - 0,5
Fósforo (mg/dl)	3,0	1,9 - 5,0

Colesterol (mg/dl)	52	111 - 312
GGT (U/l)	<10	5 - 14
ALT (U/l)	***	17 - 78
Cálcio (mg/dl)	***	9,3 - 12,1
Creatinina (mg/dl)	<0,20	0,40 - 1,40
Ureia (mg/dl)	***	9,2 - 29,2
Globulinas (g/dl)	***	1,6 - 3,7
Albumina/globulinas	***	0,7 - 1,9
Ureia/creatinina	31,4	12,5 - 31,8

Legenda: Os valores que se encontram alterados estão representados a negrito com outra cor; *** - Indica valores alterados que ultrapassam o intervalo de leitura do aparelho

Em relação ao hemograma, os parâmetros analíticos indicavam leucocitose e anemia, sendo que esta podia ser primária ou secundária. Já no painel bioquímico existia hipoproteinémia, hipoalbuminémia e ainda muitos dos parâmetros apresentavam *** o que significa que estavam de tal forma alterados, que a máquina de leitura do hospital não conseguiu chegar aos valores reais.

Posto os resultados das análises, toda a anamnese e estado físico do animal, a principal suspeita era para o diagnóstico presuntivo de intoxicação por rodenticidas, sugerindo-se aos tutores que o Pastor ficasse internado para estabilizar o seu estado clínico.

11.1.5 Tratamento

Devido à suspeita de intoxicação por rodenticidas fez-se a administração de Vitamina K numa dose de 5 mg/kg sendo uma dose única, passando no dia seguinte a comprimidos de vitamina K1 na dose de 2,5 mg/kg por via oral (PO) durante 28 dias, pantoprazol, na dose 1mg/kg, via intravenosa (IV), duas vezes ao dia (BID) e a ampicilina (Hiperbiótico®) na dose de 20 mg/kg a cada 6 horas, via IV.

11.1.6 Internamento

Dia 1 - No dia seguinte, o Pastor ao exame físico mantinha algum grau de prostração, as mucosas pálidas, desconforto abdominal e a diarreia sanguinolenta, encontrando-se os restantes parâmetros de exame físico normais. Foi realizado um novo hemograma para controlo do hematócrito e da leucocitose que este tinha apresentado. E ainda a medição através do recurso ao refratómetro, do valor de proteínas totais devido à hipoproteinémia apresentada.

Tabela 32: Resultados do hemograma feito do dia 1, apenas os parâmetros que se encontravam alterados

Parâmetros	Valor	Intervalo de referência
Leucócitos ($\times 10^9/L$)	20,7	5,5 - 19,5
Granulócitos ($\times 10^9/L$)	16,7	2,1 - 15
Linfócitos ($\times 10^9/L$)	15,8	0,8 - 7

Tabela 33: Resultado da medição das proteínas totais

Parâmetros	Valor	Intervalo de referência
Proteínas totais (g/dl)	4,8	5,0 - 7,2

Eritrócitos ($\times 10^{12}/L$)	2,90	4,6 - 10
Hemoglobina (g/L)	6,3	9,3 - 15,3
Hematócrito (%)	18,9	28 - 49
Volume corpuscular médio (fL)	65,3	39 - 52
Hemoglobina corpuscular média (pg)	21,7	13 - 21

Os resultados das análises feitas mostraram um contínuo decréscimo dos valores do hematócrito, eritrócitos e hemoglobina, a leucocitose tornou-se menos exuberante em relação ao dia anterior. Mantinha-se com algum grau de hipoproteinemia, mas não tão pronunciado.

Por parte do laboratório externo recebeu-se ainda os resultados das análises do perfil de coagulação, presentes na tabela 34.

Tabela 34: Resultados das análises que foram feitas por um laboratório externo – perfil de coagulação

Parâmetros	Valor	Intervalo de referência
Tempo de Protrombina (segundos)	17,1	7 - 10
Tempo de Trombina (segundos)	11,9	11,6 - 15,7
Tempo de Tromboplastina parcial (segundos)	19,6	8,6 - 12,9
Fibrinogénio (mg/dL)	236	200 - 400

Destes valores o tempo de protrombina e o de tromboplastina parcial estavam bastante elevados, considerando os valores de referência usados pelo laboratório, tornando-se assim fortes indicadores de um diagnóstico por intoxicação por rodenticidas.

Tendo em conta os resultados das análises, ponderou-se a realização de uma transfusão sanguínea com hemocomponentes, mas devido à elevada contenção de custos por parte dos tutores não se pôde avançar, então a solução apresentada pela equipa, de maneira a minimizar os resultados da anemia apresentados no hemograma era através da realização de uma autotransfusão.

11.1.6.1 Procedimento de autotransusão

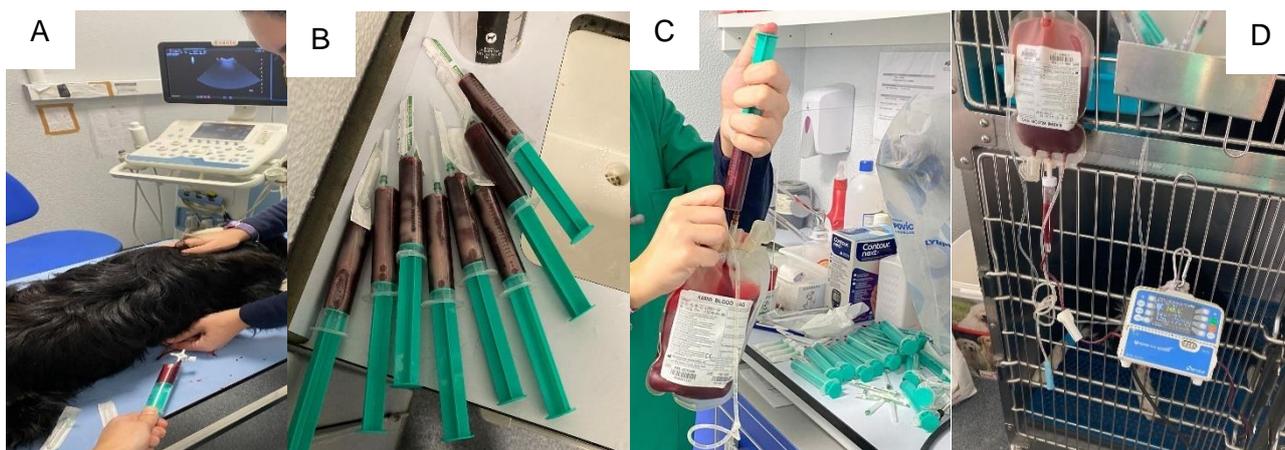


Figura 17- Sequência de procedimentos realizados para se dar início à autotransusão;

A – Toracocentese ecoguiada, colheita de sangue; **B**- sangue colhido em seringas esterilizadas; **C**- Transferência do sangue retirado para saco de colheita; **D**- Início da transfusão do paciente Pastor

Sabendo que o paciente apresentava hemotórax, através de ecografia ecoguiada, procedeu-se a uma toracocentese para recolha de sangue. Através de recurso a várias seringas de 20 ml e de agulhas esterilizadas, sendo que a toracocentese se procedeu através de uma agulha acoplada a um extensor que tem na sua extremidade uma torneira de 3 vias onde se acoplavam as seringas, tendo sido retirados cerca de 400 ml de sangue. Este foi colocado dentro de um saco de colheita de onde foi retirado todo o anticoagulante, pois o sangue retirado não conseguia coagular sendo assim desnecessário a sua utilização, utilizando-se um sistema de infusão com um filtro 170 μ m e através do uso de uma bomba infusora, a uma velocidade de 10 ml/kg/hora, chegando a uma taxa de 140 ml/h deu-se início à transfusão, esta sequência de procedimentos está representado na figura 17. Esta decorreu durante 3 horas e 30 minutos sem registo de qualquer reação adversa, sendo realizado um exame físico completo e toda a monitorização do paciente, onde todos os parâmetros se mantiveram estáveis do início ao fim (estado mental, frequência respiratória, frequência cardíaca, coloração das mucosas, temperatura corporal e a medição das pressões arteriais). Toda a monitorização foi apontada numa folha de transfusão que se encontra disponível na página internet do banco de sangue animal.

Dia 2 - Após a realização da transfusão, o Pastor já se encontrava mais alerta, apenas mantinha algum desconforto abdominal, persistindo os episódios de diarreia. Para controlo do hemotórax realizou-se uma ecografia, onde apesar de existente, a quantidade de sangue era muito menor, relativamente ao dia anterior. Fez-se também um novo hemograma e a medição das proteínas totais, tabela 35 e 36 respetivamente.

Tabela 35: Resultados do hemograma feito do 2º dia, demonstrando a subida após a transfusão

Parâmetros	Valor	Intervalo de referência
Leucócitos ($\times 10^9/L$)	16,2	5,5 - 19,5
Monócitos ($\times 10^9/L$)	0,6	<1,9
Monócitos (%)	4,2	2 - 9
Granulócitos ($\times 10^9/L$)	12,1	2,1 - 15
Granulócitos (%)	74,4	60 - 83
Linfócitos ($\times 10^9/L$)	3,5	0,8 - 7
Linfócitos (%)	21,4	12 - 30
Eritrócitos ($\times 10^{12}/L$)	4,55	4,6 - 10
Hemoglobina (g/L)	10,2	9,3 - 15,3
Hematócrito (%)	29,5	28 - 49
Volume corpuscular médio (fL)	64,9	39 - 52
Hemoglobina corpuscular média (pg)	22,4	13 - 21
Concentração da hemoglobina (g/dL)	34,5	30 - 38
RDW (%)	14	14 - 18,5
Plaquetas ($\times 10^9/L$)	134	100 - 514
VPM (fL)	8,9	5 - 11,8

Tabela 36: Resultado da medição das proteínas totais do 2º dia

Parâmetro	Valor	Intervalo de referência
Proteínas totais (g/dl)	7,2	5,0 - 7,2

Tendo em conta os resultados obtidos observou-se uma evolução favorável, não apresentando leucocitose, os valores referentes ao hematócrito e hemoglobina estavam dentro dos valores normais, apenas o valor dos eritrócitos encontrava-se ligeiramente abaixo, deixando de existir hipoproteinemia.

Apesar das melhorias notórias ainda não era aconselhado a alta clínica, contudo, tendo em conta as restrições orçamentais dos tutores teve que se proceder à chamada alta condicionada. Foi-lhe prescrito antes de ter alta ampicilina de longa ação subcutânea (SC) (Albipen®) na dose de 15 mg/kg e ainda a continuação da terapêutica vitamina K1 *per os* na dose de 2,5 mg/kg durante 28 dias.

11.1.7 Discussão

A intoxicação através de rodenticidas é comum nos cães. Quando estes são ingeridos, vão provocar a inibição da enzima responsável pela redução da vitamina K e sua formação, tal como de outros fatores de coagulação que são dependentes desta, como o fator II, VII, IX e X, ocorrendo o decréscimo destes fatores durante três a cinco dias após a ingestão do rodenticida, desenvolvendo-se a coagulopatia, sendo necessário a suplementação de vitamina K logo que possível (Waddell et al., 2013) (Seljetun et al., 2020).

Segundo Waddell & colaboradores, (2013) e Seljetun & colaboradores, (2020) os sinais clínicos apresentados num caso de intoxicação por rodenticidas são pouco específicos e não exclusivos de situações de hemorragia ou de coagulopatia, como a prostração, anorexia, vômito, taquicardia, dispneia, hipotensão, mucosas pálidas, diarreia, podendo existir sinais de stress respiratório (dispneia, tosse) e ainda morte secundária a hemorragia. Na auscultação torácica é comum ouvir sons de batimento cardíaco abafados devido à existência de efusão pleural. O Pastor quando deu entrada no HVME apresentava alguns destes sinais como prostração, anorexia, mucosas pálidas, vômito e diarreia sanguinolenta, no momento da auscultação os batimentos cardíacos não eram claros, considerando-se importante a realização de ecografia para detetar a efusão pleural.

Foi enviado sangue para um laboratório externo de modo a realizar-se um perfil de coagulação para se confirmar o diagnóstico de intoxicação por rodenticidas, pois nestes casos os tempos de protrombina e o de tromboplastina parcial ativada estão prolongados tal como está demonstrado na tabela 34 (Seljetun et al., 2020). Segundo a literatura, o diagnóstico de intoxicação por rodenticidas é baseado na história pregressa, nos sinais clínicos apresentados e nos resultados do perfil de coagulação, onde vão existir tempos de coagulação aumentados (Rozanski & Laforcade, 2004) (Stroope et al., 2022). Por norma, a intoxicação por rodenticidas apresenta bom prognóstico desde que seja feito o diagnóstico e o tratamento considerado essencial.

Considerando todos os resultados obtidos pelas análises sanguíneas, feitas logo no dia em que o Pastor deu entrada no hospital, apresentando leucocitose, o valor de hemoglobina, eritrócitos e de hematócrito estavam diminuídos o que juntamente com a coloração das mucosas, levou a que se ponderasse a realização de uma transfusão logo neste dia. A contenção de custos dos tutores não deixou que se levasse a cabo o procedimento, procedendo à estabilização do animal de maneira a analisar a sua evolução clínica. Devido à elevada suspeita de intoxicação por rodenticidas foi então estabelecido o protocolo terapêutico com uma dose única de vitamina K subcutânea de 5 mg/kg sendo esta considerada um antídoto para contrariar esta intoxicação, seguido de terapia oral de vitamina K1 na dose de 2,5 mg/kg durante 28 dias, sendo referenciado na literatura podendo-se manter cerca de 4 semanas. Também é incluído na terapêutica a realização de uma transfusão para restabelecer alguns fatores de coagulação, havendo indicações que os animais que recebem transfusões têm um aumento da taxa de sobrevivência (Higgs et al., 2015) (Seljetun et al., 2020).

Devido ao estado clínico do Pastor se continuar a deteriorar, mantendo o elevado grau de prostração, a coloração das mucosas pálidas, o desconforto abdominal, a diarreia sanguinolenta e a leucocitose, a anemia se estar a agravar e apesar da hipoproteinémia não ser tão marcada, mas continuar a existir, houve indicação para a realização de uma transfusão. Em situações de intoxicação por rodenticidas existem vários hemocomponentes que são adequados para a transfusão, como o plasma fresco congelado e o plasma congelado que fornecem fatores de coagulação termoestáveis dependentes da vitamina K, albumina, imunoglobulinas, sendo

estes os hemocomponentes mais recomendados para o tratamento de distúrbios da coagulação, na dose total de 10 a 30 ml/kg durante quatro horas. Também o hemocomponente de criosobrenadante que contém os fatores II, VII, IX e X é útil nestas intoxicações na dose de uma unidade por cada 10 kg de peso corporal (Helm & Knottenbelt, 2010a) (Hohenhaus, 2012). Se fosse apenas pelos valores do hemograma apresentados, poderia ter-se recorrido ao concentrado de eritrócitos, fornecendo apenas eritrócitos, mas sem reposição de proteínas nem fatores de coagulação. Mantendo-se a diarreia sanguinolenta estes seriam rapidamente perdidos. Assim, as soluções mais adequadas seriam o sangue total, o plasma fresco congelado ou congelado e ainda o criosobrenadante.

Considerando as limitações orçamentais apresentadas pelos tutores e estes terem rejeitado qualquer destas hipóteses, a opção mais viável tendo em conta a literatura foi a realização de uma transfusão de sangue autólogo.

A autotransfusão proporciona o restabelecimento de componentes sanguíneos e a reposição do volume rapidamente, apesar de já estarem documentados alguns efeitos adversos que podem surgir como a hemólise, distúrbios de coagulação, microembolismos, septicemia e no caso de existirem processos neoplásicos surgirem metástases derivado da realização desse procedimento (Higgs et al., 2015). Estas garantem a compatibilidade antigénica entre os eritrócitos maximizando a longevidade das células, de maneira a diminuir os efeitos adversos e eliminam o risco de transmissão de doenças infecciosas (Kellett-Gregory et al., 2013).

O procedimento no Pastor foi executado através de uma toracocentese ecoguiada com recurso a uma agulha inserida num extensor com uma válvula de três vias na extremidade ligada a uma seringa, fazendo a sucção sem nunca a agulha ser retirada do corpo do paciente, assim apenas no momento da retirada da seringa da conexão da válvula de três vias e depois quando era colocado dentro do saco de colheita é que havia contacto com o ambiente. Os sacos de colheita disponíveis no HVME tem no seu interior anticoagulante, sendo este ter sido retirado antes de ser colocado o sangue do paciente, pois como descrito na bibliografia, nenhum anticoagulante é usado, devido ao sangue estar em contacto com a superfície pleural mais de uma hora tornando-se desfibrinizado, não existindo a formação de coágulos (Purvis, 1995) (Higgs et al., 2015). Quando o sangue foi transfundido de novo para o paciente utilizou-se um sistema de infusão com um filtro de 170 µm incorporado de forma a evitar a passagem de possíveis coágulos: segundo a literatura este filtro deverá ter entre os 20 µm e os 270 µm e deverá ser mudado a cada 50 ml de sangue transfundido, esta troca não foi realizada devido às limitações orçamentais que implicariam a cobrança de novo material (Higgs et al., 2015). Neste caso foi utilizada a bomba infusora no procedimento de transfusão, estando esta contraindicada quando se utiliza alguns hemocomponentes como o sangue total e o concentrado de eritrócitos, nesta situação tratando-se de sangue total não se deveria ter recorrido a este equipamento, devendo ter sido utilizado outro método de infusão, como por exemplo, o método por gravidade.

Posto isto, no dia seguinte, o Pastor apresentava melhorias notórias, apenas a diarreia se mantinha, estava muito mais alerta, já não existia leucocitose, o hematócrito tinha subido

consideravelmente estando em valores normais, tal como o valor de proteínas totais em apenas 24 horas. No momento da entrada, o Pastor apresentava um quadro clínico complicado com prognóstico reservado, também considerando as grandes limitações orçamentais apresentadas, não permitindo que fossem tomadas outro tipo de decisões. No fim do segundo dia de internamento, o prognóstico do Pastor era bastante favorável, apesar de não ser ainda indicada a alta clínica, pois ao existir uma transfusão sanguínea, estas acarretam grandes riscos, mesmo tratando-se de uma autotransfusão em que estes são minimizados, mas existentes. Posteriormente em novos acompanhamentos feitos ao paciente noutra (CAMV), soube-se que este estava a ter uma resposta positiva ao tratamento ambulatorio.

Neste caso clínico teve especial destaque a realização de uma transfusão autóloga, pois não é um procedimento feito com regularidade em clínica, existindo hoje em dia uma grande variedade de hemocomponentes disponíveis, que acarretam cada vez menos riscos de utilização. Mas através de outras práticas, chegou-se a uma boa conclusão do caso, com resultados bastante positivos.

11.2 Caso clínico 2 - “Laika”

11.2.1 Identificação

Nome - Laika

Idade - 1 ano

Espécie - Canídeo

Sexo - Fêmea inteira

Raça - Pointer Inglês

Peso - 15,7 kg



Figura 18 - Laika na chegada ao hospital

11.2.2 História pregressa, Anamnese e Exame físico

A Laika (figura 18) chegou ao HVME no dia 18 de janeiro de 2022, entrando em regime de consulta de urgência, tendo sido referenciada por uma outra clínica devido ao seu estado clínico. Era uma cadela de exterior, no seu historial referia ser bastante ativa, tinha todas as vacinações e desparasitações em dia.

Quando deu entrada no hospital, a mesma não se colocava em estação, tinha um elevado estado de prostração, ao exame físico apresentava mucosas com coloração pálida com elevado grau de icterícia, com cerca de 5% de grau de desidratação e encontrava-se em hipotermia (33°C). As restantes constantes vitais (frequência cardíaca, frequência respiratória, tempo de repleção capilar) encontravam-se dentro dos valores normais para a espécie.

Derivado do quadro apresentado, para que fosse possível estabelecer um diagnóstico procedeu-se à realização de alguns exames complementares.

11.2.3 Diagnósticos diferenciais

- Anemia hemolítica imunomediada primária ou secundária
- Leptospirose
- Leishmaniose

11.2.4 Exames complementares

- Hemograma
- Painel bioquímico
- Ionograma
- Teste de tipificação sanguíneo
- Para laboratório externo foi pedido:
 - Citologia de sangue periférico
 - Pesquisa de perfil de hemoparasitas (*Babesia canis*, *Ehrlichia canis*, *Rickettsia conorii*)
 - Teste serológico para pesquisa de Leishmaniose
 - Teste de imunofluorescência indireta para Ig G e Ig M de leptospirose

Tabela 37: Resultados do hemograma de dia 18 de janeiro de 2022, os intervalos de referência são os utilizados pelo HVME.

Parâmetros	Valor	Intervalo de referência
Leucócitos ($\times 10^9/L$)	21,3	5,5 - 19,5
Monócitos ($\times 10^9/L$)	1,8	<1,9
Monócitos (%)	8,6	2 - 9
Granulócitos ($\times 10^9/L$)	14,0	2,1 - 15
Granulócitos (%)	65,8	60 - 83
Linfócitos ($\times 10^9/L$)	5,5	0,8 - 7
Linfócitos (%)	25,6	12 - 30
Eritrócitos ($\times 10^{12}/L$)	0,69	4,6 - 10
Hemoglobina (g/L)	1,7	9,3 - 15,3
Hematócrito (%)	5,0	28 - 49
Volume corpuscular médio (fL)	73,9	39 - 52
Hemoglobina corpuscular média (pg)	24,6	13 - 21
Concentração da hemoglobina (g/dL)	34,0	30 - 38
RDW (%)	40,6	14 - 18,5
Plaquetas ($\times 10^9/L$)	431	100 - 514
VPM (fL)	9,4	5 - 11,8

Tabela 38: Resultados do painel bioquímico completo do dia 18 de janeiro de 2022, os intervalos de referência são os utilizados pelo HVME.

Parâmetros	Valor	Intervalo de referência
Proteínas totais (g/dl)	7,1	5,0 - 7,2
Albumina (g/dl)	3,5	2,6 - 4,0
Fosfatase alcalina (U/l)	108	13 - 83
Glucose (mg/dl)	193	75 - 148
T-Bilirrubina (mg/dl)	4,6	0,1 - 0,5
Fósforo (mg/dl)	2,9	1,9 - 5,0
Colesterol (mg /dl)	281	111 - 312
GGT (U/l)	<10	5 - 14
ALT (U/l)	44	17 - 78
Cálcio (mg/dl)	11,1	9,3 - 12,1
Creatinina (mg/dl)	0,32	0,40 - 1,40
Ureia (mg/dl)	26,6	9,2 - 29,2
Globulinas (g/dl)	3,6	1,6 - 3,7
Albumina/globulinas	1,0	0,7 - 1,9
Ureia/creatinina	83,1	12,5 - 31,8

Tabela 39: Resultado do ionograma realizado no dia 18 de janeiro de 2022, com os intervalos de referência seguidos pelo HVME

Parâmetros	Valor	Intervalo de referência
Sódio (mEq/l)	142	141 - 152
Potássio (mEq/l)	2,7	3,8 - 5,0
Cloro (mEq/l)	112	102 - 117
Sódio/potássio	52,6	29,9 - 39,2

Da leitura do hemograma, verificou-se a presença de leucocitose, os valores de eritrócitos, de hemoglobina e de hematócrito estavam baixos, sendo o valor de hematócrito de 5%, caracterizando um prognóstico desfavorável. Já no painel bioquímico, o valor correspondente à fosfatase alcalina, à glucose e à bilirrubina total apresentava-se muito elevado, já o valor da creatinina estava ligeiramente abaixo do considerado referência, tal como o rácio ureia/creatinina. Da leitura do ionograma, observou-se a existência de hipocalcemia.

11.2.5 Tratamento

Tendo em consideração os sinais clínicos apresentados pela Laika e os resultados obtidos nas análises realizadas estabeleceu-se como diagnóstico presuntivo anemia hemolítica imunomediada, posto isto decidiu-se iniciar logo um fármaco corticosteróide, devido ao efeito imunossupressor, a metilprednisolona, na dose de 2,2 mg/kg, uma vez ao dia (SID), por via IV. Devido aos baixos valores presentes no hemograma, sugeriu-se de imediato aos tutores que fosse feita uma transfusão de concentrado de eritrócitos, esta foi aceite, tendo-se dado início ao protocolo que antecede a transfusão.

Realizou-se a tipificação sanguínea, através do teste de tipificação *QuickTest DEA 1* da *Alvedia*, sendo o grupo sanguíneo da Laika DEA 1 positivo. Através do peso do animal procedeu-se ao cálculo do volume mínimo que esta deveria receber, para se dar o aumento de 8% no hematócrito dando um valor de 184,21 ml de CE. Devido a alguma quebra de *stock* nas unidades de sangue existentes no HVME, no momento em que a Laika deu entrada no hospital, não existiam unidades de sangue DEA 1 positivo, o que teve que se recorrer a uma unidade de sangue DEA 1 negativo, exposto na discussão. Sabendo que cada saco de CE disponível continha 209 ml, para aquele momento apenas seria necessária 1 unidade de CE para ser transfundida.

Para se dar início à transfusão foi feito um exame físico à Laika, onde esta se mantinha muito prostrada, mucosas com coloração pálidas ictéricas, com hipotermia (33,3°C), e valores de pressões arteriais ligeiramente abaixo dos valores considerados normais, (figura 19). No início, a velocidade de administração foi de 0,25 ml/kg/h, contudo como não se utilizam bombas infusoras nas transfusões de CE, é feito um cálculo para que através do número de gotas por minuto, sabendo que 1 mililitro corresponde a 20 gotas, a velocidade seja a correta sendo um cálculo aproximado. Após 20 minutos do início da transfusão foi feito um novo exame físico, onde apenas as pressões arteriais tinham registado um ligeiro aumento, ficando em valores normais e todos os outros parâmetros mantinham-se semelhantes. Foi ajustada a velocidade de administração para 5 ml/kg/h correspondente, de acordo com um cálculo adaptado, a aproximadamente a 2 gotas a cada 5 segundos. Estas gotas eram contabilizadas quando entravam no filtro do sistema de infusão. Após uma hora voltou-se a repetir o mesmo procedimento: exame físico e um ajuste da velocidade de administração, passando a 10 ml/kg/h correspondendo a 4 gotas por cada 5 segundos. A transfusão teve uma duração de 2 horas. No final, através do exame físico, já existia aumento da temperatura corporal apesar de se manter em hipotermia, mas os restantes parâmetros permaneciam semelhantes ao exame anterior.



Figura 19 - Laika a receber a transfusão de CE, mantendo a posição de decúbito lateral.

Posteriormente à transfusão foi estabelecido um plano terapêutico através da administração de fluidoterapia com fluidos cristalóides, lactato de Ringer suplementado com cloreto de potássio (35 mEq/L) para corrigir a hipocalémia, a uma taxa de manutenção de 22,5

ml/h, enrofloxacin 5% (Baytril®) na dose de 5 mg/kg, SID por via IV, ampicilina (Hiperbiótico®) na dose de 15 mg/kg a cada 8 horas por via IV e ainda um anti-emético, maropitant (Cerenia®) 1 mg/kg, SID, IV, um inibidor da bomba de prótons, pantoprazol na dose de 1mg/kg, BID, IV e por fim um anti-emético pró-cinético, metoclopramida (Primperan®) na dose 0,5 mg/kg, IV, em toma única, passando a ser administrada através de taxa de infusão contínua a uma dose de 1mg/kg durante 24 horas.

11.2.6 Internamento

Dia 2 – Voltou-se a repetir o hemograma e o ionograma.

Em relação ao hemograma a leucocitose agravou, os valores referentes ao hematócrito, hemoglobina e eritrócitos subiram estando o hematócrito a 11,5%, surgiu a presença de uma ligeira trombocitose. Já no ionograma deu-se o aparecimento de hiponatremia muito ligeira, estando praticamente no limite inferior dos valores de intervalo de referência, hipocalcemia e hipoclorémia.

Apesar da Laika já se encontrar mais alerta, com a temperatura corporal estável, tal como os restantes parâmetros do exame físico, considerando-se os valores apresentados no hemograma, apesar de terem registado um aumento, ainda se mantinham muito abaixo dos valores expectáveis para a paciente, voltando-se a ponderar a realização de uma nova transfusão de concentrado de eritrócitos, de maneira a que o valor de hematócrito subisse. Esta proposta foi feita aos tutores, tendo sido aceite.

Nesta já foi utilizado sangue do mesmo grupo sanguíneo da paciente, DEA 1 positivo, não sendo necessário repetir-se os cálculos devido à transfusão do dia anterior. Repetiu-se todo o procedimento descrito acima e durante todos os exames físicos feitos à Laika não houve registo de alterações relevantes.

Dia 3 e 4 – Todos os resultados das análises que seguiram para laboratório externo foram negativas. Na classificação da anemia, através do índice de reticulócitos esta foi considerada apenas ligeiramente regenerativa. Suspeitou-se de anemia hemolítica imunomediada primária.

A Laika apresentava-se já sem alterações significativas ao exame físico. O novo hemograma (tabela 40) foi feito de maneira a avaliar os resultados alcançados com a transfusão. A leucocitose manteve-se, o valor de hematócrito registou subida passando para 15,3%, a alteração que indicava um prognóstico mais favorável foi o valor de reticulócitos (RDW) que já se encontrava mais alto que anteriormente.

Tabela 40: Resultados do hemograma do dia 4, os intervalos de referência são os utilizados pelo HVME

Parâmetros	Valor	Intervalo de referência
Leucócitos ($\times 10^9/L$)	22,4	5,5 - 19,5
Monócitos ($\times 10^9/L$)	1,5	<1,9
Monócitos (%)	6,9	2 - 9

Granulócitos ($\times 10^9/L$)	15,7	2,1 - 15
Granulócitos (%)	69,9	60 - 83
Linfócitos ($\times 10^9/L$)	5,2	0,8 - 7
Linfócitos (%)	23,2	12 - 30
Eritrócitos ($\times 10^{12}/L$)	1,99	4,6 - 10
Hemoglobina (g/L)	5,0	9,3 - 15,3
Hematócrito (%)	15,3	28 - 49
Volume corpuscular médio (fL)	77,3	39 - 52
Hemoglobina corpuscular média (pg)	25,1	13 - 21
Concentração da hemoglobina (g/dL)	32,6	30 - 38
RDW (%)	38,7	14 - 18,5
Plaquetas ($\times 10^9/L$)	452	100 - 514
VPM (fL)	10,0	5 - 11,8

Considerando que a Laika se estava a alimentar bem, todos os parâmetros do exame físico estavam normais, apenas as mucosas mantinham alguma coloração ictérica, os valores das análises estavam relativamente favoráveis, evidenciando melhorias clínicas, chegou-se à conclusão que esta poderia receber alta hospitalar. Esta seguiu com um plano terapêutico em regime ambulatorio com medicação oral, omeprazol 10 mg, BID, lepicortinolo 20 mg, BID, azatioprina (Imuran®) 25 mg, SID. Passado dois dias da alta foi sugerido que esta fizesse novo hemograma de controlo, não tendo sido feito já no HVME. Mas soube-se que esta melhorou consideravelmente com o tratamento.

11.3 Caso clínico 3 – “Hope”

11.3.1 Identificação

Nome - Hope

Idade -13 anos

Espécie - Felina

Sexo - Fêmea esterilizada

Raça - Europeia Comum

Peso - 5,05 kg



Figura 20 – Hope com elevado grau de prostração

11.3.2 História progressa, Anamnese e Exame físico

A paciente Hope (figura 20) deu entrada no HVME, no dia 19 de janeiro de 2022, esta vinha referenciada por outro CAMV, onde estava a ser seguida. A Hope era uma gata de exterior e interior, encontrava-se esterilizada, sem qualquer vacinação bem como desparasitações. O motivo que levou a que os tutores a levassem ao veterinário era notarem-na mais apática, não se alimentava, tinha fezes muito escuras e a possibilidade de dor abdominal, segundo a tutora.

Quando chegou ao HVME esta mantinha-se prostrada, sem defecar desde o dia anterior segundo a mesma.

Foi submetida ao exame físico onde apresentava grande prostração, mucosas pálidas, desidratação, tempo de repleção capilar superior a 2 segundos, os restantes parâmetros do exame físico encontravam-se normais, no hemograma enviado pela clínica, esta apresentava anemia grave com valores de hematócrito de 10% e hemoglobina de 3g/dL, trombocitopenia e uma leucocitose bastante marcada.

Realizou-se uma colheita de sangue para se realizar alguns exames complementares de diagnóstico, onde os resultados do hemograma, do painel bioquímico completo (parâmetros renais e hepáticos) e ionograma se encontram nas tabelas 41,42 e 43 respetivamente.

11.3.3 Diagnósticos diferenciais

- FIV/ FeLV
- Anemia hemolítica imunomediada primária ou secundária
- Infeção por hemoparasitas

11.3.4 Exames complementares

- Hemograma
- Painel bioquímico completo
- Ionograma
- Ecografia abdominal
- Teste rápido FIV/ FeLV
- Teste serológico para pesquisa de hemoparasitas
- Teste PCR para FIV/ FeLV
- Índice reticulócitos
- Citologia de sangue periférico

Tabela 41: Resultados do hemograma realizado no dia 19 de janeiro de 2022, os intervalos de referência são os utilizados no HVME

Parâmetros	Valor	Intervalo de referência
Leucócitos ($\times 10^9/L$)	6,4	5,5 - 19,5
Monócitos ($\times 10^9/L$)	0,6	<1,9
Monócitos (%)	9,6	2 - 9
Granulócitos ($\times 10^9/L$)	4,7	2,1 - 15
Granulócitos (%)	73,9	60 - 83
Linfócitos ($\times 10^9/L$)	1,1	0,8 - 7
Linfócitos (%)	16,5	12 - 30
Eritrócitos ($\times 10^{12}/L$)	1,98	4,6 - 10
Hemoglobina (g/L)	3,1	9,3 - 15,3
Hematócrito (%)	10,8	28 - 49
Volume corpuscular médio (fL)	54,6	39 - 52

Hemoglobina corpuscular média (pg)	15,6	13 - 21
Concentração da hemoglobina (g/dL)	28,7	30 - 38
RDW (%)	19,7	14 - 18,5
Plaquetas ($\times 10^9/L$)	12	100 - 514
VPM (fL)	6,0	5 - 11,8

Tabela 42: Resultados da análise bioquímica realizada no dia 19 de janeiro de 2022, os intervalos de referência são os utilizados no HVME

Parâmetros	Valor	Intervalo de referência
Proteínas totais (g/dl)	6,0	5,0 - 7,2
Albumina (g/dl)	2,6	2,6 - 4,0
Fosfatase alcalina (U/l)	25	13 - 83
Glucose (mg/dl)	160	75 - 148
T-Bilirrubina (mg/dl)	<0,2	0,1 - 0,5
Fósforo (mg/dl)	6,0	1,9 - 5,0
Colesterol (mg /dl)	126	111 - 312
GGT (U/l)	<10	5 - 14
ALT (U/l)	42	17 - 78
Cálcio (mg/dl)	9,7	9,3 - 12,1
Creatinina (mg/dl)	1,73	0,40 - 1,40
Ureia (mg/dl)	54,4	9,2 - 29,2
Globulinas (g/dl)	3,4	1,6 - 3,7
Albumina/globulinas	0,8	0,7 - 1,9
Ureia/creatinina	31,4	12,5 - 31,8

Tabela 43: Resultados da análise do ionograma realizada no dia 19 de janeiro de 2022, os resultados de referência são os utilizados no HVME

Parâmetros	Valor	Intervalo de referência
Sódio (mEq/l)	141	141 - 152
Potássio (mEq/l)	3,3	3,8 - 5,0
Cloro (mEq/l)	110	102 - 117
Sódio/potássio	42,7	29,9 - 39,2

Pelos resultados do hemograma realizado, conclui-se que os valores relativos ao eritrograma, o valor de eritrócitos, de hemoglobina, como o valor do hematócrito estão muito abaixo dos valores de referência demonstrando a presença de anemia, e ao contrário do que era apresentado no hemograma anterior, já não existia leucocitose, contudo mantinha-se ainda a trombocitopenia severa corroborando o apresentado nas análises anteriores. Já nas análises bioquímicas existia ainda a presença de azotemia pré-renal e o valor de glucose e do fósforo encontravam-se elevados. No ionograma existia a presença de hipocalcemia.

Foi feito um teste rápido FIV/FeLV sendo o resultado para FeLV duvidoso, procedendo-se ao envio de sangue para laboratório para a realização de teste PCR para descartar essa

possibilidade. Tendo em conta a anemia, também foi pedido que esta fosse classificada através do índice de reticulócitos para que se pudesse adaptar um tratamento eficaz a longo prazo. Foi feita também uma ecografia abdominal onde existia a presença de hepatomegália.

Assim devido a toda a história progressiva, à anamnese e aos resultados apresentados nas análises sanguíneas tomou-se a decisão de internar o animal estabelecendo-se o diagnóstico presuntivo de anemia hemolítica imunomediada.

11.3.5 Tratamento

Iniciou-se a administração de fluidoterapia de manutenção com lactato de Ringer suplementado com 30 mEq/L de cloreto de potássio para correção da hipocalémia, citrato de maropitant (Cerenia®) na dose de 1mg/kg, SID, enrofloxacin 5 % (Baytril®) na dose de 5 mg/kg, SID, metilprednisolona na dose de 1 mg/kg, BID e sucralfato 3 mililitros por via oral BID. Colocou-se ainda mirtazapina, 15 mg sob avaliação 1/8 de comprimido por via oral de 48 em 48 horas, apenas no caso de esta não comer. Para a realização do cálculo da taxa de manutenção da fluidoterapia é considerado a quantidade de fluidos que são necessários durante as 24 horas para a manutenção, assim a Hope ficou inicialmente a receber 9,3 ml/h de fluidos.

Devido aos valores apresentados no hemograma presente na tabela 41, detetou-se a presença de anemia, considerando também o exame físico do paciente e o valor principalmente do hematócrito de 10,8%, foi sugerido aos tutores a realização de uma transfusão de concentrado de eritrócitos, tendo-se dado início logo após a sua autorização.

O primeiro passo foi realizar a tipificação sanguínea da Hope através do teste de tipificação *QuickTest A-B Alvedia*, obtendo-se o resultado de tipo de sangue A (figura 21).

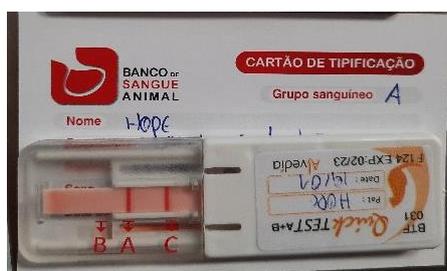


Figura 21 - Teste de tipificação *QuickTest A-B Alvedia*, resultado correspondente ao tipo de sangue A + Cartão de tipificação

Sabendo o grupo sanguíneo da Hope, procedeu-se ao cálculo do volume, que esta deveria receber, de maneira a que o seu hematócrito registasse uma subida significativa e esta ficasse com um prognóstico mais favorável. Considerando o peso da paciente foi calculado um volume mínimo que deveria ser administrado de 53,33 ml, este contribuiria para o aumento de 8% do hematócrito da Hope, iniciando-se a transfusão a uma velocidade de administração de 0,25 ml/kg/h, após 1 hora do início passou a uma velocidade de 3 ml/kg/h, tendo tido a transfusão a duração de 2 horas.

Antes de se iniciar a transfusão, foi feito um exame físico, onde esta se encontrava prostrada, mucosas pálidas, em hipotermia, apresentava taquicardia, taquipneia e os valores das pressões arteriais baixos para um felino, este voltou a ser repetido após 20 minutos do início da transfusão, (figura 22), onde todos os parâmetros se mantinham semelhantes, tendo-se seguido com a mesma, quando chegou ao fim voltou-se a repetir o exame físico, onde a Hope já se encontrava mais alerta, as mucosas já se encontravam com uma coloração rosa-pálidas e já registava um ligeiro aumento da temperatura corporal, estando nos 37,1°C. Também as pressões arteriais já tinham valores mais normalizados, já não apresentava taquicardia, apenas mantinha-se ligeiramente taquipneica.



Figura 22 - Hope na jaula a receber a transfusão de concentrado de eritrócitos

11.3.6 Internamento

Dia 2 – Após a transfusão, no dia seguinte foi realizado um hemograma de controlo, estando apenas representados os valores referentes ao eritrograma, tabela 44, para avaliar os efeitos da transfusão, a paciente ao exame físico encontrava-se mais ou menos alerta, mantinha 5% de grau de desidratação, as mucosas apresentavam coloração rosa-pálida, todos os restantes parâmetros encontravam-se dentro dos valores normais. No hemograma, os valores sanguíneos relativos aos parâmetros dos eritrócitos, hemoglobina e hematócrito mantinham-se abaixo dos valores de referência, contudo registavam um aumento significativo consequência da transfusão que foi realizada, mantinha-se ainda a presença de trombocitopénia.

Tabela 44: Resultados do eritrograma realizado no dia 2 de internamento, os intervalos de referência são os utilizados no HVME

Parâmetros	Valor	Intervalo de referência
Eritrócitos ($\times 10^{12}/L$)	3,25	4,6 - 10
Hemoglobina (g/L)	5,4	9,3 - 15,3
Hematócrito (%)	17,3	28 - 49
Volume corpuscular médio (fL)	53,3	39 - 52
Hemoglobina corpuscular média (pg)	16,6	13 - 21
Concentração da hemoglobina (g/dl)	31,2	30 - 38
RDW (%)	17,9	14 - 18,5

Dia 3 e 4 - Recebeu-se os resultados das análises enviadas para laboratório externo, tendo-se obtido um resultado positivo para a pesquisa de hemoparasitas para *Mycoplasma haemofelis* na titulação de 1/20. Ainda com base no índice de reticulócitos houve a classificação da anemia para muito regenerativa e a confirmação da presença de trombocitopénia.

Foi introduzido na medicação da paciente um antibiótico, a doxiciclina 100 mg, meio comprimido por via oral, SID.

Em termos de exame físico a Hope encontrava-se estável, não registando alterações significativas. Devido ao decréscimo dos valores referente ao eritrograma do dia anterior, fez-se um novo hemograma. O hematócrito continuava a descer passando para 14,2%, tal como os valores dos eritrócitos $2,43 \times 10^{12}/L$ e hemoglobina 2,5 g/L, também a trombocitopénia severa se mantinha com igual valor ao hemograma anterior. Foi proposto novamente aos tutores a realização de uma nova transfusão de concentrado de eritrócitos, a qual foi aceite e procedendo-se assim a mais uma transfusão.

Todo o procedimento de transfusão foi repetido, à exceção da tipificação que já tinha sido feita, foi calculado de novo o volume que deveria ser administrado, tendo em consideração o peso da paciente que ao longo destes dias de internamento registou uma ligeira descida, chegando assim ao volume mínimo de 52,59 ml, para que fosse possível o aumento de 8% no hematócrito, iniciou-se a uma velocidade de 0,25 ml/kg/h durante os primeiros 20 minutos, passando à velocidade de administração de 3 ml/kg/h, após 1 hora do início da transfusão passou para uma velocidade 5 ml/kg/h. Foram realizados vários exames físicos. Antes de se iniciar a transfusão esta apresentava alguma taquicardia e taquipneia, mucosas pálidas, mas os restantes parâmetros estavam dentro da normalidade. Ao longo de todos os exames físicos estes não sofreram alterações significativas que justificassem a interrupção da transfusão. Esta teve a duração de uma hora e trinta e cinco minutos. Após a transfusão e durante o dia não houve qualquer alteração no estado clínico da Hope.

Dia 5 e 6 – A Hope estava com uma evolução favorável, estava alerta, voltou-se a alimentar normalmente, foi realizado um hemograma de controlo (tabela 45), para avaliar os efeitos da nova transfusão.

Tabela 45: Resultados do hemograma realizado no dia 6 de internamento, os intervalos de referência são os utilizados no HVME

Parâmetros	Valor	Intervalo de referência
Leucócitos ($\times 10^9/L$)	27,7	5,5 - 19,5
Monócitos ($\times 10^9/L$)	0,6	<1,9
Monócitos (%)	4,2	2 - 9
Granulócitos ($\times 10^9/L$)	24,8	2,1 - 15
Granulócitos (%)	89,5	60 - 83
Linfócitos ($\times 10^9/L$)	2,3	0,8 - 7
Linfócitos (%)	42,3	12 - 30
Eritrócitos ($\times 10^{12}/L$)	3,79	4,6 - 10
Hemoglobina (g/L)	6,2	9,3 - 15,3

Hematócrito (%)	19,4	28 - 49
Volume corpuscular médio (fL)	51,3	39 - 52
Hemoglobina corpuscular média (pg)	16,3	13 - 21
Concentração da hemoglobina (g/dL)	31,9	30 - 38
RDW (%)	19,7	14 - 18,5
Plaquetas ($\times 10^9/L$)	36	100 - 514
VPM (fL)	7,1	5 - 11,8

Considerando os resultados do hemograma acima, existia a presença de leucocitose, contudo os valores de hematócrito, hemoglobina e eritrócitos apresentavam uma subida considerável em relação ao pré-transfusão, também o valor de plaquetas registou subida.

Devido às melhorias notórias que a Hope registava, passando a apresentar um prognóstico mais favorável do que aquele com que deu entrada no hospital, procedeu-se à alta hospitalar com a continuação da medicação em regime ambulatorio, mantendo meio comprimido por via oral de doxiciclina 100 mg (Actidox ® 100 mg), SID, durante 28 dias, sucralfato, metade de uma saqueta, 3 mililitros antes das refeições e da restante medicação até indicação médica, lepicortinolo 5 mg, 1 comprimido por via oral, duas vezes ao dia até que houvesse indicação médica e mirtazapina 15 mg, 1/8 de comprimido de 48 em 48 horas, mantendo também até indicação médica. Esta passou a ser acompanhada noutro CAMV, mas teve-se a informação que tinha apresentado uma evolução muito favorável ao longo do tempo.

11.3.7 Discussão dos casos de transfusão com Concentrado de Eritrócitos

As pacientes, quando deram entrada no HVME apresentavam-se com uma sintomatologia inespecífica, a Laika com um elevado grau de prostração, com as mucosas muito pálidas e ictericas e com grave hipotermia, sendo estas possíveis manifestações de anemia. Quando através do hemograma se observou os valores de hematócrito de apenas 5%, hemoglobina a 1,7 g/l e de eritrócitos de $0,69 \times 10^{12}/L$, teve-se a confirmação da presença de anemia, pois esta é definida através do decréscimo do hematócrito, do valor de hemoglobina e de eritrócitos, tendo em conta os valores de referência utilizado para cada espécie (Couto, 2009). Já no caso da Hope esta apresentava-se prostrada, mucosas pálidas, desidratada e com os valores de hematócrito a 10,8%, de hemoglobina 3,1 g/L e eritrócitos $1,98 \times 10^{12}/L$. Através do valor de hematócrito é possível determinar o grau da anemia e nestes casos tendo em conta os valores de apenas 5% e de 10,8% estas são consideradas anemias bastante severas.

Antes de ser instituído qualquer tratamento ou estabilização do paciente deve ser recolhido sangue para que seja possível, posteriormente à sua estabilização, classificar-se a anemia como regenerativa ou não regenerativa, esta classificação é feita através da presença de reticulócitos em circulação ou pela presença de policromasia (Couto, 2009).

Tendo em conta os sinais clínicos apresentados e o grau de anemia severa, mesmo sem ainda se saber quais as possíveis causas para a mesma, a transfusão era recomendada.

Os componentes sanguíneos que podem ser utilizados nestas circunstâncias seriam o sangue total fresco ou o concentrado de eritrócitos, que são indicados para a reposição do número de eritrócitos com capacidade de transportar oxigénio mantendo os tecidos viáveis, o concentrado de eritrócitos tem vantagens sobre o sangue total, pois tem um hematócrito que pode ir até 80% em unidades de cão e até 65% em unidades de felino dependendo do dador (Ferreira et al., 2008a).

Em ambos os casos, o produto sanguíneo escolhido foi o concentrado de eritrócitos, pois tendo em conta o grau de anemia precisava-se de um produto que proporcionasse um aumento considerável no hematócrito, devido a não se tratar de uma situação de hemorragia ativa não era necessário transfundir-se fatores de coagulação nem proteínas plasmáticas. O concentrado de eritrócitos está indicado em pacientes que tenham um hematócrito inferior a 35% no caso dos canídeos e a 25% no caso dos felinos, quando estes têm sinais clínicos evidentes como a prostração, anorexia, fraqueza, hipotermia e tempo de repleção capilar (TRC) aumentado. Ambas as pacientes evidenciavam alguns destes sinais, a sua utilização apresenta vantagens sobre o sangue inteiro, evita-se a sobrecarga de volume, as reações imunomediadas devido ao baixo poder antigénico e ainda o desperdício de componentes desnecessários e que podem vir a ser utilizados noutros pacientes (Ferreira & Sánchez, 2017).

Antes de se proceder às transfusões quer a Laika como a Hope iniciaram um plano terapêutico onde foi inserido o fármaco corticosteroíde, metilprednisolona, em doses imunossupressoras por se suspeitar do diagnóstico de anemia hemolítica imunomediada, sendo estes fármacos utilizados no tratamento, quer a curto como a longo prazo deste tipo de patologia, obtendo-se bons resultados (Weinkle et al., 2005) (Couto, 2009).

Depois de autorizada a realização das transfusões pelos tutores, deu-se início ao processo, fez-se a tipificação do grupo sanguíneo de cada paciente, no caso da Hope o seu grupo sanguíneo era do tipo A, a Laika era DEA 1 positivo. Devido a uma rotura de *stocks* no momento em que a Laika deu entrada no HVME, as unidades disponíveis que existiam de CE eram do grupo sanguíneo DEA 1 negativo, não existindo qualquer tipo de inconveniente tendo-se continuado com a realização da transfusão, pois o grupo sanguíneo DEA 1 negativo é considerado um dador universal, havendo um risco mínimo de se desenvolverem reações adversas. Numa primeira transfusão sabe-se que não existe a presença de anticorpos naturais contra este tipo de sangue no recetor. O ideal é que o sangue administrado seja sempre do mesmo tipo sanguíneo, pois o risco de se desenvolver incompatibilidades e reações adversas está sempre presente, por se tratar de uma situação grave e urgente em que esta se apresentou com um prognóstico bastante desfavorável e existindo sangue considerado como universal decidiu-se avançar (Ferreira et al., 2008a).

Depois de todos os cálculos feitos do volume que deveria ser administrado à Laika e à Hope, procederam-se aos exames físicos das mesmas para se dar início às transfusões. Nestas não foram utilizadas bombas infusoras, por se tratar de CE. Sabe-se que a utilização destes equipamentos, podem causar danos nos eritrócitos que estão a ser transfundidos, a formação

de coágulos e ainda o decréscimo acentuado do número de eritrócitos passado 24 horas da transfusão. Assim utiliza-se o método da gravidade sendo a taxa calculada com base no número de gotas. Contudo, este método é muito menos preciso pois a taxa e o volume de componente sanguíneo não é exatamente o que deveria ser administrado (Kisielewicz, 2016). Porém as transfusões decorreram sem qualquer alteração ao longo do tempo, não se registrando qualquer reação adversa nas pacientes em causa. Durante a transfusão a Laika registou melhorias nos parâmetros do exame físico deixando de se apresentar hipotensa, a temperatura corporal aumentou significativamente. Também a Hope registou melhorias no decorrer da mesma, existindo o registo de aumento da temperatura corporal e aumento ligeiro das pressões arteriais.

No dia seguinte, nos hemogramas ambas registaram subidas consideráveis no hematócrito. Contudo, devido ao hematócrito da Laika inicialmente se encontrar muito baixo, o valor alcançado com a primeira transfusão ainda não era suficiente para se considerar a paciente estável, procedendo-se a uma nova transfusão, tendo sido repetido todo o processo à exceção da tipificação. Nesta segunda transfusão já foi administrado sangue do mesmo grupo sanguíneo DEA 1 positivo, evitando a existência de reações de incompatibilidade pois apesar de na 1ª transfusão o sangue utilizado ser considerado universal, na segunda a sua utilização deve ser evitada. Foi assim administrado 184,21 ml de CE para que se desse o aumento de 8% no hematócrito, a mesma quantidade que tinha sido transfundida no dia anterior, utilizando-se de novo o método da gravidade. A Hope apresentou um decréscimo do hematócrito no fim de alguns dias e também esta foi novamente sujeita a uma nova transfusão, onde se procedeu da mesma forma, tendo sido administrado 52,59 ml de CE para um aumento de 8% no hematócrito.

Com o passar dos dias a evolução clínica das pacientes foi bastante favorável, tendo-se obtido resultados positivos com a realização das várias transfusões, pois o hematócrito como os restantes parâmetros registaram subidas consideráveis, sendo retiradas de perigo de vida e devido às suas anemias terem sido caracterizadas como regenerativas, o que era indicador de um melhor prognóstico.

Tendo em conta que a Laika tinha alguns sinais clínicos e hematológicos compatíveis com anemia hemolítica imunomediada, estando estes descritos na literatura, (Balch & Mackin, 2007), (Couto, 2009) tais como prostração, intolerância ao exercício físico, mucosas pálidas e ictéricas, existindo também dor abdominal. Nos parâmetros hematológicos observou-se a presença de anemia regenerativa, leucocitose e aumento do RDW. Também o plasma tinha uma coloração amarela, alaranjada indicando bilirrubinemia. Foram pedidos vários exames complementares de diagnóstico para determinar a etiologia da anemia da Laika, tendo todos eles dado um resultado negativo. Assim foi estabelecido o diagnóstico de anemia hemolítica imunomediada primária idiopática da Laika, sem nenhuma causa evidente. Esta anemia hemolítica imunomediada é a forma mais comum de hemólise em cães. No caso dos cães a maioria das vezes é primária idiopática, após vários exames de diagnóstico e geralmente de forma aguda (Balch & Mackin, 2007) (Couto, 2009).

No caso da Hope existia presença de anemia severa como referido acima, tal como trombocitopénia severa e hepatomegália, muito característico em casos de anemia hemolítica imunomediada. Nos felinos as causas mais comuns de anemia são hemorragias, anemia hemolítica imunomediada ou uma eritropoiese ineficaz (Barfield & Adamantos, 2011). Também muitas infeções virais são causadoras de anemia severa sendo importante executar todos os exames complementares para descartar qualquer patologia que possa estar na origem da anemia, todos os exames complementares deram negativos à exceção do teste serológico para pesquisa de hemoparasitas, para *Mycoplasma haemofelis*, que sendo esta uma bactéria hemotrófica, está associada à presença de anemia, levando à destruição dos eritrócitos (Barfield & Adamantos, 2011). Foi proposto aos tutores a realização do teste de Coomb's com intuito de fornecer um diagnóstico correto da patologia, tendo sido recusado devido à contenção de custos. Como diagnóstico presuntivo foi estabelecido anemia hemolítica imunomediada secundária a infeção por *Mycoplasma haemofelis*, por exclusão de outras etiologias em todos os exames complementares executados. Sabe-se que a anemia hemolítica imunomediada em felinos é muito menos comum do que em cães e quase sempre secundária a alguma causa, ao contrário do que acontece nos canídeos.

11.4 Caso clínico 4 – “Ziva”

11.4.1 Identificação

Nome: Ziva (figura 23)

Idade: 5 meses

Espécie: Canídea

Sexo: Fêmea inteira

Raça: Dachshund (Teckel)

Peso: 4,5 kg



Figura 23 - Paciente Ziva dentro da jaula com elevado grau de prostração

11.4.2 História progressa, Anamnese e Exame físico

No dia 5 de fevereiro de 2022, pelas 13 horas a Ziva deu entrada no HVME, em regime de consulta de urgência.

O tutor indicou que esta apresentava vômito, anorexia e diarreia com sangue, desde o dia anterior. Era uma cadela de exterior estando em contacto com outros cães e ainda não se encontrava vacinada, nem desparasitada, já com 5 meses de idade. Em regime de consulta foi feito o exame físico da paciente e esta apresentava um elevado grau de prostração, as mucosas com uma coloração pálida, dor à palpação abdominal e com algum grau de desidratação de cerca de 5%. Os restantes parâmetros encontravam-se dentro dos valores normais.

11.4.3 Diagnósticos diferenciais

- Parvovirose
- Coronavirose
- Gastroenterite hemorrágica
- Parasitas gastrointestinais

11.4.4 Exames complementares

De maneira a estabelecer-se um diagnóstico, foi realizado: um hemograma, um painel bioquímico completo, um ionograma e um teste rápido de parvovirose/coronavirose.

Tabela 46: Resultados do hemograma realizado no dia 5 de fevereiro de 2022, os intervalos de referência são os utilizados no HVME

Parâmetros	Valor	Intervalo de referência
Leucócitos ($\times 10^9/L$)	2,4	5,5 - 19,5
Monócitos ($\times 10^9/L$)	0,1	<1,9
Monócitos (%)	4,2	2 - 9
Granulócitos ($\times 10^9/L$)	1,5	2,1 - 15
Granulócitos (%)	64,3	60 - 83
Linfócitos ($\times 10^9/L$)	0,8	0,8 - 7
Linfócitos (%)	31,5	12 - 30
Eritrócitos ($\times 10^{12}/L$)	8,00	4,6 - 10
Hemoglobina (g/L)	18,0	9,3 - 15,3
Hematócrito (%)	55,0	28 - 49
Volume corpuscular médio (fL)	68,8	39 - 52
Hemoglobina corpuscular média (pg)	22,5	13 - 21
Concentração da hemoglobina (g/dL)	32,7	30 - 38
RDW (%)	14,9	14 - 18,5
Plaquetas ($\times 10^9/L$)	265	100 - 514
VPM (fL)	9,6	5 - 11,8

Tabela 47: Resultados do painel bioquímico realizado no dia 5 de fevereiro de 2022, os intervalos de referência são os utilizados no HVME

Parâmetros	Valor	Intervalo de referência
Proteínas totais (g/dl)	4,9	5,0 - 7,2
Albumina (g/dl)	2,6	2,6 - 4,0
Fosfatase alcalina (U/l)	184	13 - 83
Glucose (mg/dl)	128	75 - 148
T-Bilirrubina (mg/dl)	0,2	0,1 - 0,5
Fósforo (mg/dl)	8,8	1,9 - 5,0
Colesterol (mg /dl)	157	111 - 312
GGT (U/l)	<10	5 - 14
ALT (U/l)	76	17 - 78
Cálcio (mg/dl)	10	9,3 - 12,1
Creatinina (mg/dl)	0,24	0,40 - 1,40
Ureia (mg/dl)	14,9	9,2 - 29,2
Globulinas (g/dl)	2,3	1,6 - 3,7

Albumina/globulinas	1,1	0,7 - 1,9
Ureia/creatinina (mg/mg)	62,1	12,5 - 31,8

Tabela 48: Resultados do ionograma realizado no dia 5 de fevereiro de 2022, os intervalos de referência são os utilizados no HVME.

Parâmetros	Valor	Intervalo de referência
Sódio (mEq/l)	136	141 - 152
Potássio (mEq/l)	3,7	3,8 - 5,0
Cloro (mEq/l)	101	102 - 117
Sódio/potássio	36,8	29,9 - 39,2

No teste rápido obteve-se um resultado positivo à parvovirose canina, em relação aos valores dados no hemograma (tabela 46), esta apresentava leucopénia e ainda a presença de policitémia relativa por desidratação. Já em relação aos valores do painel bioquímico completo (tabela 47), estava evidente a hipoproteinémia, aumento da fosfatase alcalina, hiperfosfatémia e creatinina baixa. Em relação ao ionograma (tabela 48) existia a presença de hiponatremia, hipocalémia e hipoclorémia, havendo um desequilíbrio iónico claro.

Tomando em consideração a história progressiva, a anamnese, o exame físico e os resultados apresentados pelos exames complementares estabeleceu-se o diagnóstico presuntivo de infeção entérica por parvovírus canino.

11.4.5 Plano terapêutico

Foi elaborado um plano terapêutico onde se introduziu fluidoterapia com fluidos cristalóides, lactato de Ringer, suplementado com 30 mEq/L de cloreto de potássio, esta seria administrada tendo em conta o cálculo da taxa de manutenção, sendo esta duplicada de maneira a suprimir algum grau de desidratação apresentado. Foi adicionado um inibidor da bomba de prótons, omeprazol, na dose de 1 mg/kg, BID, IV, citrato de maropitant (Cerenia®) na dose de 1mg/kg, SID, IV, o metronidazol, na dose de 10 mg/kg, BID, IV, a ampicilina (Hiperbiótico®) na dose de 22 mg/kg, três vezes ao dia (TID), IV e um opióide buprenorfina (Bupaq®) na dose de 0,01 mg/kg, TID, IV.

11.4.6 Evolução clínica e internamento

Dia 1 e 2 – A Ziva encontrava-se prostrada, mucosas com ligeira congestão, mantinha um ligeiro grau de desidratação, dor abdominal, com vômito e diarreia com sangue. Fez-se novo ionograma onde se mantinha a hiponatremia e a hipoclorémia e uma análise ao valor da albumina registando-se o aparecimento da hipoalbuminémia (tabela 49).

Tabela 49: Resultado da análise ao parâmetro da albumina, intervalos de referência são os utilizados no HVME

Parâmetro	Valor	Intervalos de referência
Albumina (g/dl)	1,7	2,6 - 4,0

Foi adicionado ao plano terapêutico um novo antibiótico enrofloxacina 5 % (Baytril ®) na dose de 5 mg/kg, SID, IV e um antiemético ondasetron na dose 0,1 mg/kg, BID, IV, na fluidoterapia manteve-se a suplementação com 30 mEq/L e adicionou-se glucose a 2,5%, mantendo a taxa de manutenção no dobro.

Devido ao decréscimo acentuado do valor de albumina, foi proposto ao tutor a realização de uma transfusão de plasma fresco congelado, tendo sido aceite por este, dando-se início ao procedimento.

Começou-se por realizar o teste de tipificação, onde se chegou ao grupo sanguíneo da Ziva sendo este DEA 1 negativo, posto isto realizou-se o cálculo de volume a ser administrado de maneira a existir reposição de albumina para um aumento de 0,2 g/dL, dando um volume de 39,33 ml. Colocou-se meia unidade de PFC numa tigela em banho-maria (figura 24) para se dar de forma gradual à descongelação da mesma. Cada meia unidade de PFC fornecida pelo banco de sangue animal tem 119 ml, dando para mais que uma utilização. Assim que esta se encontrou a uma temperatura adequada, iniciou-se a transfusão. Utilizou-se um sistema de transfusão com filtro de 170 µm e bomba infusora, assim a taxa de infusão inicial foi de 1,09 ml/h, a uma velocidade de administração de 0,25 ml/kg/h, passado 20 minutos ajustou-se a taxa de infusão para 21,85 ml/hora (figura 25) e no fim de duas horas passou para 43,7 ml/hora. Sempre que se ajustava a taxa de infusão era feito um exame físico completo à paciente de maneira a registar qualquer alteração que poderia surgir. A única alteração que foi notada ao longo dos exames físicos foi a diminuição dos valores das pressões arteriais (pressão diastólica, sistólica e média), que antes de se iniciar a transfusão registavam valores muito elevados, notando-se a diminuição ao longo do procedimento até valores normais. Esta transfusão teve a duração de cerca de duas horas e trinta minutos.

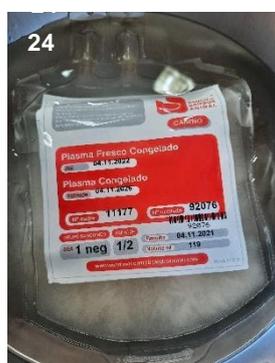


Figura 24- Meia unidade de PFC dentro de uma tigela em banho-maria para se dar início à transfusão;

Figura 25- Transfusão a decorrer a uma taxa de 21,8 ml/h através do recurso à bomba infusora

Dia 3 e 4 – No dia seguinte, esta fez uma nova transfusão utilizando-se a mesma meia unidade de PFC. Repetindo-se todo o restante procedimento acima descrito. Ao exame físico os parâmetros mantinham-se relativamente semelhantes, apenas algo relevante que foi notado foi que a Ziva tinha valores de pressões arteriais altas antes de se iniciar a transfusão, apresentava-se taquicárdica e ligeira taquipneia e há medida que a transfusão foi decorrendo todos esses valores baixaram e entraram na normalidade. Esta transfusão teve igual duração da anterior, pois todo o procedimento foi repetido de igual modo.

Foi adicionado ao plano terapêutico um anti-emético e um pró-cinético, metoclopramida (Primperan®) na dose de 0,5 mg/kg em dose única, IV, iniciando-se posteriormente a uma taxa de infusão contínua a uma dose de 1mg/kg, introduzido na fluidoterapia durante 24 horas.

Posteriormente às duas transfusões, repetiu-se o hemograma e a análise ao valor da albumina para controlo. O valor de albumina era de 1,6 g/dl, estando ainda mais baixo do que o valor pré-transfusão. Já no hemograma não existiam alterações significativas.

Dia 5 a 8 – A Ziva manteve-se estável apesar de não apresentar melhorias clínicas. Como passou a existir elevada regurgitação teve de se proceder à colocação de uma sonda nasogástrica de maneira a que fosse possível proceder à sua alimentação.

Dia 9 a 12 – No 9º dia de internamento decidiu-se repetir a análise para controlo do valor de albumina e o ionograma. A albumina voltou a descer estando em 1,4 g/dl, já relativamente ao ionograma apenas existia uma ligeira hipocalémia. O estado geral da Ziva apresentava-se estável apesar de manter diarreia, mas passando a conseguir alimentar-se sozinha, com ração húmida.

Dia 13 – A Ziva já apresentava um estado geral normal, as fezes passaram a ser pastosas decidindo-se então proceder à sua alta hospitalar. Não se repetiu nenhuma análise devido às limitações orçamentais já existentes.

11.4.7 Discussão

Quando a Ziva deu entrada no HVME, tendo em consideração a sua idade, a história pregressa, a falta de protocolo vacinal, a principal suspeita recaiu sobretudo em enterite provocada por parvovírus. Ao se obter um resultado positivo através do teste rápido feito a partir de fezes, conjuntamente com os sinais clínicos apresentados de prostração, vômito e diarreia sanguinolenta, sendo estes altamente característicos desta infeção (Mazzaferro, 2020), sendo cada vez mais reforçado o diagnóstico. A presença de leucopénia no primeiro hemograma que se realizou também é altamente característico em pacientes com esta infeção, pois o vírus ataca as células brancas durante a replicação na medula óssea, timo e outros órgãos linfoides (Mazzaferro, 2020).

O tratamento dos casos de parvovirose é apenas de suporte para controlo dos sinais clínicos como a diarreia, o vômito, a hipoglicémia e a hipoalbuminémia. No caso da Ziva este tratamento foi assegurado através de fármacos antieméticos (Citrato de Maropitant, Ondasetron

e Metoclopramida), protetores gástricos/antiácidos (Omeprazol), analgésicos (Buprenorfina) para controlo da dor abdominal e de antibióticos (Ampicilina, Metronidazol e Enrofloxacina) de maneira a minimizar o risco de infeção bacteriana que existe na parvovirose. A presença de leucopénia, hipoglicémia e de hipoalbuminémia são indicadores de um prognóstico reservado (Mazzaferro, 2020). Durante o período de internamento a Ziva teve vários episódios de hipoglicémia o que levou a que existisse uma suplementação da fluidoterapia administrada com glucose a 30%, de maneira a suprimir estes episódios.

Relativamente à hipoproteinémia e hipoalbuminémia, no primeiro hemograma realizado à Ziva esta já apresentava hipoproteinémia ligeira, contudo o valor da albumina ainda se encontrava dentro dos valores de referência. Já no 2º dia de internamento, o valor de albumina já estava a 1,7 g/dl evidenciando um agravamento do estado clínico. Segundo Mazzaferro, (2020) quando o valor de albumina desce para valores inferiores a 2,0 g/dl a taxa de mortalidade aumenta significativamente, agravando o prognóstico do paciente. O decréscimo de albumina contribui para a diminuição da pressão oncótica e o risco de formação de edemas (Snow et al., 2010). Devido este decréscimo acentuado da albumina a hipótese para existir reposição era através da realização de uma transfusão, tendo uma maior eficácia em vez dos colóides e dos expansores de plasma (Culler & Yaxley, 2017). O hemocomponente utilizado foi o plasma fresco congelado, indicado segundo alguns autores para situações de hipoalbuminémias sendo composto por albumina, globulinas, mediadores anti-inflamatórios. Este é também indicado nas situações de parvovirose para que exista reposição de imunidade passiva e aumento da pressão oncótica (Ferreira & Sánchez, 2017).

Contudo, existe apenas reposição parcial da albumina pois sabe-se que para o valor de albumina aumentar 0,2 g/dl é necessário que seja transfundido cerca de 10 ml/kg, sendo assim uma grande quantidade de plasma a ser utilizado. No caso da Ziva para que existisse o aumento de 0,2 g/dl foi administrado um volume de 39,33 ml. Devido ao valor de albumina apresentado já ser muito baixo (1,7 g/dl) o aumento de 0,2 não seria ainda suficiente para que se desse a melhoria do prognóstico, decidindo-se repetir a transfusão com mais 39,33 ml, no dia seguinte, de maneira a evitar a hipervolemia, havendo a possibilidade de existir o aumento no total de 0,4 g/dl. Porém, quando repetida a análise ao valor de albumina, posteriormente à realização das duas transfusões, este encontrava-se ainda mais baixo do que antes da transfusão. Decidiu-se aguardar mais uns dias para que fosse repetida a análise, o estado geral da Ziva estava relativamente estável apesar do prognóstico reservado se manter, também devido à hipoalbuminémia apresentada.

Após vários dias da transfusão voltou-se a fazer a medição do parâmetro da albumina e esta teria registado um novo decréscimo estando num valor de 1,4 g/dl, um valor muito preocupante, apesar do estado geral da Ziva estar a melhorar, já não apresentando diarreia, alimentando-se eficazmente, considerando-se que o prognóstico já estaria mais favorável. Este decréscimo pode ser justificado devido a estar a ocorrer uma perda contínua de albumina, não tendo sido suficiente a quantidade de albumina que foi transfundida através do plasma fresco

congelado. Existem estudos (Snow et al., 2010) que demonstraram que, mesmo após transfusões feitas com PFC, o valor da albumina continua a descer, corroborando a hipótese levantada por alguns autores, da utilização de outros produtos através dos quais se alcançou melhores resultados (Davidow, 2013).

Existe cada vez mais controvérsia em relação ao uso do PFC em situações de hipoproteinémia ou hipoalbuminémia. Devido ao elevado volume que tem de ser administrado para se dar uma subida considerável nos valores e à falta de resultados positivos, estão a ser apresentadas alternativas para a reposição de albumina nos pacientes (Helm e Knottenbelt, 2010a) (Davidow, 2013).

Essas alternativas são o uso de criosobrenadante, apesar de este apresentar praticamente as mesmas limitações que o plasma, e produtos de concentrado de albumina, albumina sérica humana e albumina específica canina. Uma hipótese que tem surgido recentemente é o uso de albumina sérica humana pois já existem estudos que referem o seu uso em animais em estado crítico. Contudo, existem algumas desvantagens como o elevado custo, a antigenicidade, existindo elevada probabilidade de estimular a produção de antigénios e reações adversas nos animais. A albumina liofilizada canina é ainda mais cara, mas sabe-se que tem menos poder antigénico que a humana (Rozanski e Laforcade, 2004).

Apesar dos resultados obtidos pela transfusão não terem sido os expectáveis pois pretendia-se um aumento do valor da albumina, que não ocorreu, o plasma tem o papel do fornecimento de imunidade passiva, no caso de infeções por parvovirose, através das imunoglobulinas, que tem na sua constituição, sendo utilizado sempre que se ache relevante em pacientes com infeção por parvovírus.

O caso da Ziva tinha um prognóstico muito reservado, pois em infeções entéricas por parvovírus, este depende muito da severidade dos sinais clínicos apresentados e do momento em que é instituído o plano terapêutico. Esta, devido a apresentar ainda comorbilidades como parasitas gastrointestinais tornando-se o prognóstico ainda mais reservado.

Conclusão

A autora durante o período de estágio sentiu que houve uma evolução notória das suas aprendizagens, através da aquisição e consolidação dos conhecimentos que lhe foram sendo transmitidos ao longo dos anos do mestrado integrado em Medicina Veterinária. Esta evolução deveu-se também à elevada casuística que o HVME apresenta.

Durante os turnos realizados pela estagiária, foi lhe dada total liberdade, de maneira a lhe proporcionar a melhor experiência possível, não existia qualquer obrigatoriedade em que o turno fosse realizado apenas em regime de consultas ou de internamento e cirurgia. De acordo com os casos que estavam a ser acompanhados no HVME, esta poderia escolher onde seria mais útil para a sua aprendizagem. Foi extremamente importante toda a ajuda que a equipa hospitalar lhe deu, havendo toda a disponibilidade para resolver quaisquer questões que

surgissem e sendo atribuído à estagiária o sentido de responsabilidade na realização de vários procedimentos como: a colocação de cateteres intravenosos, preparação de sistemas de soro e transfusões sanguíneas, realização de exames complementares de diagnóstico (laboratoriais, imagiológicos), exames físicos do paciente e ainda preparação e administração de medicações.

A realização do estágio curricular foi um marco importantíssimo para a autora, a partir deste foi possível ganhar outra percepção sobre o bem-estar dos pacientes, como para a comunicação com os tutores e com a dinâmica de trabalho em equipa, adquirindo competências práticas e científicas fundamentais para o seu desenvolvimento profissional e pessoal.

Neste relatório foi possível aprofundar um tema com especial relevância no contexto hospitalar, dentro da área da medicina interna que suscita especial interesse para a autora. O tema escolhido para ser abordado foi a medicina de transfusão em animais de companhia, algo que apesar de estar em constante evolução continua a originar bastantes questões. Contudo, devido aos seus custos elevados, por vezes não é aceite por parte dos tutores, também por se tratar de uma temática sobre a qual estes não recebem grande informação, acabando por instituir alguns receios nos mesmos. Apesar dos resultados alcançados pelas transfusões serem cada vez mais promissores e acarretando cada vez menos riscos para os animais, é importante existir uma maior sensibilização dos tutores por parte dos médicos veterinários, quando considerado necessário.

A autora pôde também observar vários casos, onde foram realizadas transfusões sanguíneas, onde os hemocomponentes mais comuns a serem utilizados foram o concentrado de eritrócitos e o plasma fresco congelado sendo considerados úteis nas várias patologias apresentadas.

Para finalizar este relatório foram escolhidos pela autora quatro casos clínicos diferentes com diversas abordagens e metodologias, deu-se especial relevância aos procedimentos de transfusão e aos resultados alcançados e não propriamente às patologias que justificavam a sua utilização. Apesar de todos os pacientes mencionados apresentarem um prognóstico reservado aquando da chegada ao HVME, depois de terem sido realizadas as transfusões, alguns apresentaram melhoras evidentes, ainda no decorrer da mesma, outros acabaram por evidenciar a necessidade de se fazerem novas transfusões, originando bons resultados posteriormente. É de salientar que devem ser sempre seguidas as indicações para que a transfusão seja realizada da melhor forma, sendo de especial importância a temática da tipificação do grupo sanguíneo, para que assim o risco de se desenvolver reações adversas e incompatibilidades seja menor, o que poderia agravar ainda mais o estado do paciente.

3. Bibliografia

Abrams-ogg, A.C. (2000) - Practical Blood Transfusion. In BSAVA Manual of Canine and Feline Haematology and Transfusion Medicine 1ªed. Day, M.J., Mackin, A. & Littlewood, J.D., British Small Animal Veterinary Association, UK, ISBN: 0-905214-39-0, pp. 263–333.

Abrams-ogg, A.C.G. (2003) - Triggers for prophylactic use of platelet transfusions and optimal platelet dosing in thrombocytopenic dogs and cats. *Veterinary Clinics of North America - Small Animal Practice*, 33(6): 1401–1418, doi: 0.1016/S0195-5616(03)00095-0

Abrams-ogg, A. & Gibson, G. (2012) - Canine transfusion medicine. In BSAVA Manual of Canine and Feline Haematology and Transfusion Medicine 2ª ed. Day, M.J. & Kohn, B., British Small Animal Veterinary Association, UK, ISBN: 978 1 905319 29 9, pp. 289–307.

Alvedia (2019a) - *Canine Blood Typing Test*. <https://alvedia.com/quick-test-bt-canine>. Acedido em 23.03.2022

Alvedia (2019b) - *Feline Blood Typing Test*. <https://alvedia.com/quick-test-bt-feline>. Acedido em 23.03.2022

Alvedia (2019c) - *Canine Crossmatch Test*. <https://alvedia.com/quicktest-xm-canine>. Acedido em 23.03.2022

Alvedia (2019d) – *Feline Crossmatch Test*. <https://alvedia.com/quicktest-xm-feline/>. Acedido em 23.03.2022

Barfield, D. & Adamantos, S. (2011) - Feline blood transfusions. A pinker shade of pale. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 13(1): 11-23, doi: 10.1016/j.jfms.2010.11.006

Balch, A & Mackin, A (2007) – Canine Immune- Mediated Hemolytic Anemia: Pathophysiology, Clinical, Signs, and Diagnosis. *Compendium Yardley, PA*, 29(4), May 2007: 217 – 225

Binvel, M., Fairbrother, J.H., Lévesque, V & Blais, M.C. (2020) - Comparison of a closed system and an open system for blood collection in feline donors. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 22(12): 1121–1128, doi: 10.1177/1098612X20907171

Blais, M.C., Rozanski, E.A., Hale, A.S., Shaw, S.P. & Cotter, S.M. (2009) - Lack of evidence of pregnancy-induced alloantibodies in dogs. *Journal of Veterinary Internal Medicine* 23: 462-465, doi: 10.1111/J.1939-1676.2009. 0286.X

Bovens, C. & Gruffydd-Jones, T. (2012) - Xenotransfusion with canine blood in the feline species: Review of the literature. *Journal of Feline Medicine and Surgery* 15(2): 62–67, doi: 10.1177/1098612X12460530

Bracker, K. E. & Drellich, S. (2005) - Transfusion Reactions. *Emergency Medicine Compendium* 27(7): 500–512.

- Callan, M.B. & Marryott, K. (2016) - Platelet Products. In Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking 1^ªed. Yagi, K., Holowaychuk, M. K. USA, ISBN: 9781118933022, pp. 55–69.
- Chiaramonte, D. (2004) - Blood-component therapy: Selection, administration and monitoring. *Clinical Techniques in Small Animal Practice*, 19(2): 63–67, doi: 10.1053/J.CTSAP.2004.01.003.
- Clark, C.H. & Kiesel, G. (1963) - Longevity of red blood cells in interspecies transfusion. *Journal American Veterinary Association*, 143: 400–401
- Cole, L. P. & Humm, K. (2018) - Twelve autologous blood transfusions in eight cats with haemoperitoneum. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 21(6): 481–487, doi: 10.1177/1098612X18785742.
- Couto, G. (2009) - Anemia. In Small Animal Internal Medicine 4^ªed. Nelson, R.W & Couto, C.G. EUA, ISBN: 13:978-0-323-04881-1, pp. 1209–1224
- Culler, C. A. & Yaxley, P.E. (2017) - Clinical use of cryopoor plasma continuous rate infusion in critically ill, hypoalbuminemic dogs. *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care*, 29(3): 314–320, doi: 10.1111/vec.12834
- Davidow, B. (2013) - Transfusion medicine in small animals. *Veterinary Clinics of North America - Small Animal Practice*, 43(4): 735–756, doi: 10.1016/J.CVSM.2013.03.007
- Day, M.J. (1996) - Serial monitoring of clinical, haematological and immunological parameters in canine autoimmune haemolytic anaemia. *Journal of Small Animal Practice*, 37(11): 523–534, doi: 10.1111/J.1748-5827.1996.TB02313.X.
- Day, M.J. (2012) - Feline blood groups and blood typing. In BSAVA Manual of Canine and Feline Haematology and Transfusion Medicine 2^ª ed. Day, M.J. & Kohn, B., British Small Animal Veterinary Association, UK, ISBN: 978 1 905319 29 9, pp. 284–289.
- Deschamps, J.Y., Abboud, N & Roux, F.A. (2022) - Xenotransfusion of Blood from Dog to Cat: Should Canine Blood Be Our First Choice for Feline Transfusion in Emergency Situations? *Veterinary Sciences*, 1-9, doi: 10.3390/vetsci9030106
- Dms laboratories, inc (2021a) – Rapid Vet- H, *Canine blood Typing: Rapided-H (Canine DEA 1) Blood Typing, Agglutination Test Cards*. https://rapidvet.com/canine_info.html. Acedido em 24.03.2022
- Dms laboratories, inc (2021b) – Rapid Vet- H, *Feline Blood Typing: Agglutination Test Cards*: https://rapidvet.com/feline_info. Acedido em 24.03.2022.
- Dms laboratories, inc (2021c) – Rapid Vet-H, *Immuno – Chromatographic Test for Identifying Feline A, B and AB Blood*: https://rapidvet.com/feline_IC_info.html. Acedido em 24.03.2022

- Dms laboratories, inc (2021d) - Rapid Vet-H: *Companion Animal Major Crossmatch*: https://rapidvet.com/xmatch_info.html. Acedido em 24.03.2022
- Dms laboratories, inc (2021e) – Rapid Vet-H: *Companion Animal Minor Crossmatch*: https://www.rapidvet.com/xmatch_info.html. Acedido em 24.03.2022
- Fastag, E., Varon, J. & Stembach, G. (2013) – Richard Lower. *The Journal of Emergency Medicine*, 1-5, doi: 10.1016/j.jemermed.2012.12.015
- Feldman, B. F & Kristensen, A. T. (1995) - Modern veterinary blood banking practices and their applications in companion animal practice. *The Veterinary clinics of North America - Small animal practice*, 25(6): 1231–1243, doi: 10.1016/S0195-5616(95)50151-2
- Feldman, B. F. (1999) - In-House Canine and Feline Blood Typing. *Journal of the American Animal Hospital Association*. 35(6): 455–456, doi: 10.5326/15473317-35-6-455
- Félix, N.M (2018) - Blood transfusion in dogs, *Emergency Medicine & Critical Care. Peer Reviewed*. <https://cliniciansbrief.com/article/blood-transfusion-dogs?section=1#sections>. Clinician's brief, agosto 2018. Acedido em 9.03.2022
- Ferreira R. & Sánchez I. (2017) - Manual de Hemoterapia. 3ªed, Banco de sangue animal Lda, Porto, Portugal, pp. 1-25
- Ferreira, R. & Sánchez, I. (2022) - Manual of Transfusion Medicine, 4ªed, Banco de sangue animal Lda, Porto, Portugal, pp. 1-60
- Ferreira, R., Lobo, L., Guimarães, A. & Matos, A.J. F. (2008a) - Transfusões sanguíneas em animais de companhia. *Veterinary Medicine*. março/abril: 46-53
- Ferreira, R., Lobo, L., Guimarães, A. & Matos, A.J. F. (2008b) - Transfusões sanguíneas em animais de companhia: reacções transfusionais. *Veterinary Medicine*. março/junho: 57-64
- Ferreira, R.R.F., Gopegui, R.R. & Matos, A.J.F. (2011) - Frequency of dog erythrocyte antigen 1.1 expression in dogs from Portugal. *Veterinary Clinical Pathology*, 40(2): 198–201, doi: 10.1111/J.1939-165X.2011.00311. X.
- Ferreira, R.R.F., Gopegui, R.R. & Matos, A.J.F. (2015) – Volume-dependent hemodynamic effects of blood collection in canine donors – evaluation of 13% and 15% of total blood volume depletion. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 87(1): 381-388, doi: 10.1590/0001-3765201520140210
- Gal, A. L., Thomas, E. K. & Humm, K.R. (2020) - Xenotransfusion of canine blood to cats: a review of 49 cases and their outcome. *Journal of Small Animal Practice*, 61(3): 156–162, doi: 10.1111/JSAP.13096

- Gibson, G. (2007) - Transfusion medicine. In BSAVA Manual of Canine and Feline Emergency and Critical Care. 2^aed. King, L.G. & Boag, A., British Small Animal Veterinary Association, UK, ISBN 978 0 905214 99 3, pp. 215-227.
- Gibson, G. R., Callan, M.B., Hoffman, V. & Giger, U. (2002) - Use of a hemoglobin-based oxygen-carrying solution in cats: 72 Cases (1998-2000). *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 221(1): 96–102, doi: 10.2460/JAVMA.2002.221.96
- Griot-Wenk, M. E. & Giger, U. (1995) - Feline transfusion medicine. Blood types and their clinical importance. *The Veterinary clinics of North America - Small animal practice*, 25(6): 1305–1322, doi: 10.1016/S0195-5616(95)50156-1
- Hale, A. (2012) - Canine blood groups and blood typing. In BSAVA Manual of Canine and Feline Haematology and Transfusion Medicine 2^aed. Kohn, B. & Day, M.J., British Small Animal Veterinary Association, UK, ISBN 978 0 905214 99 3, pp. 280–283.
- Hansen, K. (2006) - Canine and Feline Transfusion Medicine <https://www.vetfolio.com/learn/article/canine-and-feline-transfusion-medicine>. Acedido em 16.03.2022
- Helm, J. & Knottenbelt, C. (2010a) - Blood transfusions in dogs and cats 1. Indications. *Companion Animal Practice*, 32(5): 184–189, doi: 10.1136/INP.C2226.
- Helm, J. e Knottenbelt, C. (2010b) - Blood transfusions in dogs and cats 2. Practicalities of blood collection and administration. *Companion Animal Practice*, 32(6): 231–237, doi: 10.1136/INPRACT.32.6.231
- Higgs, V.A., Rudloff, E., Kirby, R. & Linklater, A. K. J. (2015) - Autologous blood transfusion in dogs with thoracic or abdominal hemorrhage: 25 cases (2007-2012). *Journal of veterinary emergency and critical care*, 25(6): 731–738, doi: 10.1111/VEC.12338
- Hohenhaus, A. E. (2004) - Importance of Blood Groups and Blood Group Antibodies. *Companion Animals. Transfusion Medicine Reviews*, 18(2): 117–126, doi: 10.1016/J.TMRV.2003.12.003
- Hohenhaus, A. E. (2012) - Blood Transfusion and Blood Substitutes. In *Small Animal Practice, Fluid, Electrolyte, and Acid-Base Disorders* 1^a ed. Elsevier Inc., ISBN 9781437706543. pp. 585–604.
- Kellett-Gregory, L.M., Seth, M., Adamantos, S. & Chan, D. L. (2013) - Autologous canine red blood cell transfusion using cell salvage devices. *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care*, 23(1): 82–86, doi: 10.1111/VEC.12017
- Killos, M. B., Graham, L. F. & Lee, J. (2010) - Comparison of two anesthetic protocols for feline blood donation. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 37(3): 230–239, doi: 10.1111/J.1467-2995.2010.00527.X

- Kisielewicz, C. & Self, I. A. (2014) - Canine and feline blood transfusions: Controversies and recent advances in administration practices. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 41(3): 233–242. doi: 10.1111/VAA.12135
- Kisielewicz, C. (2016) - Red Blood Cell Products. In *Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking*. 1sted. Yagi, Kenichiro. & Holowaychuk, Marie, John Wiley & Sons, Inc., UK, ISBN13: 9781118933022 / 2016, pp. 29–42.
- Knottenbelt, C. M. (2002) - The feline AB blood group system and its importance in transfusion medicine. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 4(2): 69–76, doi: 10.1053/JFMS.2001.0162
- Kohn, B. & Weingart, C. (2012) - Feline transfusion medicine. In *BSAVA Manual of Canine and Feline Haematology and Transfusion Medicine 2nd ed.* Kohn, B. & Day, M. J., British Small Animal Veterinary Association, UK, ISBN 978 0 905214 99 3, pp 308-318.
- Kristensen, A. T. & Feldman, B. F. (1995) - General principles of small animal blood component administration. *The Veterinary clinics of North America - Small animal practice*, 25(6): 1277–1290, doi: 10.1016/S0195-5616(95)50154-8
- Kuo, K. W. & McMichael, M. (2020) - Small Animal Transfusion Medicine. *Veterinary Clinics of North America - Small Animal Practice*, 50(6): 1203–1214, doi: 10.1016/J.CVSM.2020.07.001
- Lanevski, A. & Wardrop, K. J. (2001) - Principles of transfusion medicine in small animals. *Journal Canadian Veterinary* .42(6): junho, 447 – 454.
- Lucas, R. L., Lentz, K. D. & Hale, A. S. (2004) - Collection and preparation of blood products. *Clinical Techniques - Small Animal Practice*. 19(2): 55–62, doi: 10.1053/J.CTSAP.2004.01.007
- Mazzaferro, E. M. (2020) - Update on Canine Parvoviral Enteritis. *Veterinary Clinics of North America - Small Animal Practice*, 50(6): 1307–1325, doi: 10.1016/J.CVSM.2020.07.00
- Mills, J. (2012) - Anaemia. In *BSAVA Manual of Canine and Feline Haematology and Transfusion Medicine 2nd ed.* Kohn, B. & Day, M.J., British Small Animal Veterinary Association, UK, ISBN 978 0 905214 99 3, pp 31–44.
- Pennisi, M. G., Hartmann, K., Addie, D. D., Lutz, H., Gruffydd-Jones, T., Baralon, C. B., Egberink, H., Frymus, T., Horzinek, M. C., Hosie, M. J., Lloret, A., Marsilio, F., Radford, A. D., Thiry, E., Truyen, U. & Möstl, K. (2015) - Blood transfusion in cats: ABCD guidelines for minimising risks of infectious iatrogenic complications. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 17(7): 588–593, doi: 10.1177/1098612X15588449
- Prittie, J. (2021) - The role of cryoprecipitate in human and canine transfusion medicine. *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care*, 31(2): 204–214, doi: 10.1111/VEC.13034
- Prittie, J. E. (2003) - Triggers for use, optimal dosing, and problems associated with red cell transfusions. *Veterinary Clinics of North America - Small Animal Practice*, 33(6): 1261–1275, doi: 10.1016/S0195-5616(03)00093-7

- Purvis, D. (1995) - Autotransfusion in the emergency patient. *The Veterinary clinics of North America- Small animal practice*, 25(6): 1291–1304, doi: 10.1016/S0195-5616(95)50155-X
- Reader, R. C., Barton, B. A. & Abelson, A. L. (2019) - Comparison of two intramuscular sedation protocols on sedation, recovery and ease of venipuncture for cats undergoing blood donation. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 21(2): 95–102, doi: 10.1177/1098612X18760434
- Reece, W. O. (2009) - Blood and Its Functions. In *Functional Anatomy and Physiology of Domestic Animals*, 1sted. Wiley-Blackwell, USA, ISBN 13: 978-0-8138-1451-3/2009, pp. 45–74.
- Roux, F. A., Saï, P. & Deschamps, J. Y. (2007) - Xenotransfusions, past and present. *Xenotransplantation*, 14(3): 208–216, doi: 10.1111/J.1399-3089.2007.00404.X
- Rozanski, E. & Laforcade, A. M. (2004) - Transfusion medicine in veterinary emergency and critical care medicine. *Clinical Techniques in Small Animal Practice*, 19(2): 83–87, doi: 10.1053/J.CTSAP.2004.01.005
- Santo-domingo, N. E & Lewis, D.H. (2021) - Indications for use and complications associated with canine plasma products in 170 patients. *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care*, 31(2): 263–268, doi: 10.1111/VEC.13047
- Seljetun, K. O., Vindenes, V., Iestad, E. L., Brochmann, G. W., Eliassen, E. & Moe, L. (2020) - Determination of anticoagulant rodenticides in faeces of exposed dogs and in a healthy dog population. *Acta Veterinaria Scandinavica*, 62(30): 1-9, doi: 10.1186/s13028-020-00531-5
- Sharma, S., Boston, S. E., Kotlowski, J. & Boylan, M. (2021) - Preoperative autologous blood donation and transfusion in dogs undergoing elective surgical oncology procedures with high risk of hemorrhage. *Veterinary Surgery*, 50(3) 607–614, doi: 10.1111/VSU.13598
- Silvestre-Ferreira, A. C. S. & Pastor, J. (2010) - Feline neonatal isoerythrolysis and the importance of feline blood types. *Veterinary Medicine International*, 2010: 1-8, doi: 10.4061/2010/753726
- Silvestre-Ferreira, A. C. S., Pastor, J., Almeida, O. & Montoya, A. (2004) - Frequencies of feline blood types in northern Portugal. *Veterinary Clinical Pathology*, 33(4): 240–243, doi: 10.1111/J.1939-165X.2004.TB00380.X
- Sink, C. (2017a) - The Blood Donor. In *Practical Transfusion Medicine for the Small Animal Practitioner*. 2nded. Wiley, J. & Sons. Wiley Blackwell, UK, ISBN 9781119187660/2017 pp. 13–29.
- Sink, C. (2017b) - Blood Products Overview. In *Practical Transfusion Medicine for the Small Animal Practitioner*. 2nded. Wiley, J. & Sons. Wiley Blackwell, UK, ISBN 9781119187660/2017, pp. 48–53.
- Sink, C. (2017c) - Adverse Effects of Blood Transfusion. In *Practical Transfusion Medicine for the Small Animal Practitioner*. 2nded. Wiley, J. & Sons. Wiley Blackwell, UK, ISBN 9781119187660/2017, pp 66–70.

- Smith, R. M., Wurlod, V. A., Ralph, A. G., Daniels, E. R. & Mitchell, M. (2020) - Mortality rate and prognostic factors for dogs with severe anaphylaxis: 67 cases (2016-2018). *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 256(10): 1137–1144, doi: 10.2460/JAVMA.256.10.1137
- Snow, S. J., Jutkowitz, L. A. & Brown A. J. (2010) - Trends in plasma transfusion at a veterinary teaching hospital: 308 patients (1996-1998 and 2006-2008). *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care*, 20(4): 441–445, doi: 10.1111/J.1476-4431.2010.00557.X
- Spada, E., Perego, R., Flórez, L. M. V., Chamizo, M. R. P., Baggiani, L., Dall'Ara, P. & Proverbio, D. (2018) - Comparison of cross-matching method for detection of DEA 7 blood incompatibility. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, 30(6): 911–916, doi: 10.1177/1040638718806023
- Sprague, W. S., Hackett, T.B., Johnson, J. S. & Swardson-Olver, C. J. (2003) - Hemochromatosis Secondary to Repeated Blood Transfusions in a Dog. *Brief Communications and Case Reports Vet Pathol*, 40(3): 334–337, doi: 10.1354/vp.40-3-334
- Stroope, S., Walton, R., Mochel, J. P., Yuan, L. & Enders, B. (2022) - Retrospective Evaluation of Clinical Bleeding in Dogs With Anticoagulant Rodenticide Toxicity-A Multi-Center Evaluation of 62 Cases. *Frontiers in Veterinary Science*, 9 (879179): 1-5, doi: 10.3389/fvets.2022.879179
- Taylor, S., Spada, E., Callan, M. B., Korman, R., Leister, E., Steagall, P., Lobetti, R., Seth, M. & Tasker, S. (2021) - 2021 ISFM Consensus Guidelines on the Collection and Administration of Blood and Blood Products in Cats. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, 23(5): 410–432. doi: 10.1177/1098612X211007071
- Tocci, L. J. & Ewing, P. J. (2009) - Increasing patient safety in veterinary transfusion medicine: An overview of pretransfusion testing. Clinical Practice Review. *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care*, 19(1): 66–73, doi: 10.1111/J.1476-4431.2009.00387.X
- Tocci, L. J. (2010) - Transfusion Medicine in Small Animal Practice. *Veterinary Clinics of North America - Small Animal Practice*, 40(3): 485–494, doi: 10.1016/J.CVSM.2010.02.005
- Tocci, L. J. (2016) - Canine Recipient Screening. In *Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking*. 1sted. Yagi, K. & Holowaychuk, M., John Wiley & Sons, Inc., UK, ISBN 13: 9781118933022 / 2016, pp. 117–211.
- Ucler, R., Kara, E., Atmaca, M., Olmez, S., Alay, M., Dirik, Y. & Bora, A. (2015) - A Rare Presentation of Transfusional Hemochromatosis: Hypogonadotropic Hypogonadism. *Case Reports in Endocrinology*. 2015: 1–4, doi: 10.1155/2015/493091
- Vieira, S. M., Ferreira, R. R. F., Matos, A. J. F., Cardoso, I. M., Graça, R. M. C., Soares, A. R. P. B., Brugué, C. B., Sánchez, I. M., & Gopegui, R. R. (2017) - Distribution of feline AB blood types: a review of frequencies and its implications in the Iberian Peninsula. *Journal of Feline Medicine and Surgery Open Reports*, 3(2): 1-4, doi: 10.1177/2055116917727693

- Waddell, L.S., Poppenga, R. H., Drobatz, K. J. (2013) - Anticoagulant rodenticide screening in dogs: 123 cases (1996-2003). *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 242(4): 516–521, doi: 10.2460/JAVMA.242.4.516
- Walker, J. M. (2016) - Component Therapy. In *Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking*. 1sted. Yagi, K. & Holowaychuk, M., John Wiley & Sons, Inc., UK, ISBN 13: 9781118933022 / 2016, pp. 13–26.
- Wardrop, K. J., Reine, N., Birkenheuer, A., Hale, A., Hohenhaus, A., Crawford, C. & Lappin, M. R. (2005) - Canine and Feline Blood Donor Screening for Infectious Disease. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, 19(1): 135–142, doi: 10.1111/J.1939-1676.2005.TB02672.X
- Weatherton, L. K. & Streeter, E. M. (2009) - Evaluation of fresh frozen plasma administration in dogs with pancreatitis: 77 cases (1995-2005): Retrospective study. *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care*, 19(6): 617–622, doi: 10.1111/J.1476-4431.2009.00483.X
- Weinkle, T. K., Center, S. A., Randolph, J. F., Warner, K. L., Barr, S. C. & Erb, H. N (2005) - Evaluation of prognostic factors, survival rates, and treatment protocols for immune-mediated hemolytic anemia in dogs: 151 cases (1993–2002). *Journal American Veterinary Association*, 226: 1869-1880, doi: 10.2460/javma.2005.226.1869
- Yagi, K. (2016) – Canine Blood Collection. In *Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking*. 1sted. Yagi, K. & Holowaychuk, M., John Wiley & Sons, Inc., UK, ISBN 13: 9781118933022 / 2016, pp.199 -211.
- Yagi, K. & Bean, B. L. (2016) - Canine Donor Selection. In *Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking*. 1sted. Yagi, K. & Holowaychuk, M., John Wiley & Sons, Inc., UK, ISBN 13: 9781118933022 / 2016, pp.189–198.
- Yagi, K. & Holowaychuk, M. (2016) - Evolution of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking. In *Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking*. 1sted. Yagi, K. & Holowaychuk, M., John Wiley & Sons, Inc., UK, ISBN 13: 9781118933022/2016, pp. 3–12.
- Zaremba, R., Brooks, A. & Thomovsky, E. (2019) - Transfusion Medicine: An Update on Antigens, Antibodies and Serologic Testing in Dogs and Cats. *Topics in Companion Animal Medicine*, 36–46, doi: 10.1053/J.TCAM.2018.12.005

4. Anexos

Anexo 1

Inquérito sobre o seu gato – Perfil de Risco para se tornar dador de sangue

Nome do tutor:

Nome do gato:

Raça:

Gênero M/ F

Castrado sim / não

Idade

Há quanto tempo tem o seu animal ?	Dias	Meses	Anos
O seu animal tem algum acesso ao exterior ?	Sim	Não sei	Não
Adotou o seu animal num abrigo / canil	Sim	Não sei	Não
O seu gato era um gato de rua	Sim	Não sei	Não
O seu gato tem ou já teve contacto com outros gatos	Sim	Não sei	Não
O seu gato já fez viagens para outros países	Sim	Não sei	Não
O seu gato já teve problemas de saúde	Sim	Não sei	Não
O seu gato toma alguma medicação prescrita por um médico veterinário	Sim	Não sei	Não
Coloca no seu gato regularmente produtos desparasitantes ?	Sim	Não sei	Não
O seu gato tem sido vacinado , se sim quando foi a ultima vez ?	Sim	Não sei	Não
O seu gato tem comido menos que o habitual?	Sim	Não sei	Não
Tem visto no seu gato algum comportamento fora do normal ?	Sim	Não sei	Não
O seu gato vomitou nos últimos dias ?	Sim	Não sei	Não
O se gato fez diarreia recentemente?	Sim	Não sei	Não
Notou alguma mudança na urina ou na micção ?	Sim	Não sei	Não
Notou alguma mudança na respiração do seu gato?	Sim	Não sei	Não
Notou espirros ou tosse no seu gato ?	Sim	Não sei	Não
Notou alguma descarga ocular ou nasal ?	Sim	Não sei	Não