



UNIVERSIDADE DE ÉVORA

ESCOLA DE CIÊNCIAS E TECNOLOGIA

DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINÁRIA

**CLÍNICA E CIRURGIA DE ANIMAIS DE
COMPANHIA**

Daniela Alexandra da Silva Martins

Orientação: Dr^a. Margarida Fragoso Costa

Professor Dr. Luís Lima Lobo

Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

Relatório de Estágio

Évora, 2015



UNIVERSIDADE DE ÉVORA

ESCOLA DE CIÊNCIAS E TECNOLOGIA

DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINÁRIA

**CLÍNICA E CIRURGIA DE ANIMAIS DE
COMPANHIA**

Daniela Alexandra da Silva Martins

Orientação: Dr^a. Margarida Fragoso Costa

ProfessorDr. Luís Lima Lobo

Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

Relatório de Estágio

Évora, 2015

Agradecimentos

Em primeiro lugar, o meu maior agradecimento vai para a minha família. Para os meus pais que suportaram a minha vida escolar, incentivando-me sempre a dar o melhor de mim e para os meus irmãos, em especial à minha irmã Paula, que se mostrou sempre disponível para mim, nestes duros meses de desenvolvimento da dissertação.

Um agradecimento especial à Dr^a Margarida, minha orientadora, pela paciência, disponibilidade e amizade demonstrada. É, sem dúvida, um exemplo de profissionalismo a seguir e a grande responsável pelo meu interesse em hematologia, sendo uma professora extraordinária. Um muito obrigada ao Dr. Luís Lobo, por me ter permitido realizar o estágio final de curso no Hospital Veterinário do Porto e pela partilha de conhecimentos.

Gostaria de agradecer a toda a equipa do HVP, sem exceção. Aos médicos que muito contribuíram para minha instrução enquanto médica veterinária: Dr. Nuno, Dr. Luís, Dr. Amândio, Dr^a Odete, Dr^a Cátia, Dr^a Carla e Dr^a Tatiana. Às auxiliares, em especial à Natividade, Graciete, Carla, Carolina, Vânia, Sara, Sandra Cardoso, Sandra Ribeiro e Bárbara, por toda a ajuda e pelos bons momentos que me proporcionaram. Ao António e à Sara Pacheco, que apesar do curto período de tempo que passaram comigo, sempre me ajudaram quando necessário.

Um enorme agradecimento à Patrícia e ao Gonçalo, dois médicos veterinários fantástico, com os quais eu aprendi e me diverti em igual proporção. Um obrigada especial à Patrícia, pela ajuda e tempo despendido comigo na elaboração desta dissertação. És um exemplo profissional e pessoal a seguir.

Aos meus amigos de sempre: Elisa, Mariana, Tiago, Cátia, Filipa e Pedro, que sempre me apoiaram, compreendendo a minha constante indisponibilidade e ajudando-me na conclusão desta revisão e em tudo o que podiam. Um muito obrigada por fazerem parte da minha família.

Um agradecimento à minha família de Évora, *Galerinha*, por todos os momentos que passamos juntos. São como uma verdadeira família, sempre presentes nos bons e nos maus momentos, apoiando-me incondicionalmente. Gostaria de deixar um agradecimento especial à Clara, João, Andreia e Mónica que foram as primeiras pessoas que me acolheram, quando eu mais precisava. Um agradecimento também muito especial à Carolina Tendon, uma fonte de inspiração e de força para o dia-a-dia. Farás para sempre parte da nossa família.

Um agradecimento muito especial à minha afilhada, Daniela Almeida, ao meu afilhado, Hernâni Tondela e à pseudo afilhada, Daniela Clemente, que me transmitem o espírito de Évora, não obstante da distância que nos separa. Pela ajuda que me dão e sempre deram, o meu muito obrigada.

Um agradecimento especial e com carinho ao Pedro, Diana e Joana, que muita paciência tiveram para comigo, ajudando-me sempre no que era necessário. Obrigada pelos momentos destes cinco anos.

Os meus agradecimentos finais vão para o melhor grupinho de estágio alguma vez formado. Carolina Carrujo, muito obrigada, contigo enfrentei uma nova etapa da minha vida e não poderia ter sido em melhor companhia. És mais um exemplo na minha vida. Catarina Paiva, muito obrigada, foste um grande apoio nestes meses árdios de dissertação e foste também uma grande companhia em momentos de descontração, redescobri em ti uma grande amiga. Filipa Belo, muito obrigada por teres entrado de rompante na minha vida, és uma pessoa maravilhosa e não podia estar mais feliz por pertenceres à minha família. Filipe Pinto, muito obrigada, és uma das melhores pessoas que conheço e foi uma experiência única poder conhecer-te verdadeiramente após cinco anos de faculdade. Flávia Martins minha irmã de nome e coração. És uma pessoa fantástica e é virtualmente impossível uma pessoa sentir-se em baixo contigo por perto, um muito obrigada pela amizade e paciência demonstrada. Paula Martins, muito obrigada, deste cor à nossa vida com a tua presença e estiveste sempre disponível para qualquer situação se assim nos facilitasse. Obrigada por todos os momentos proporcionados. Rui Alvites um agradecimento diferente e especial, por que uns sofrem mais que outros. Pelos incessantes favores, pelas conversas, gritarias, saídas, debates, opiniões, amizade e simplesmente pela presença, o meu muito obrigada. Não imaginaria a minha vida sem te ter conhecido.

Os amigos são a família que se escolhe e eu não podia ter escolhido melhor.

Resumo

O relatório aqui desenvolvido foca-se nos seis meses de estágio curricular realizado no Hospital Veterinário do Porto em clínica e cirurgia de animais de companhia. Este teve início a 1 de Agosto de 2014 e terminou a 31 de Janeiro de 2015, tendo-se realizado sob a orientação da Dra. Margarida Fragoso Costa e do Professor Dr Luís Lima Lobo, diretor clínico da instituição.

O mesmo encontra-se dividido em duas partes, tendo a primeira a finalidade de descrever as atividades acompanhadas no hospital através de uma descrição estatística dos casos acompanhados pela autora. A segunda parte engloba uma revisão bibliográfica sobre o tema “Medicina transfusional felina” e a exposição e referente discussão de dois casos clínicos sobre o tema, observados no período de estágio.

Palavras-chave: transfusão sanguínea, gato, banco de sangue, componentes sanguíneos.

Abstract – Small animal medicine and surgery

This report focuses on the six months of curricular internship that took place at Hospital Veterinário do Porto in general clinic duties and pet surgery. It began at August 1st 2014 and ended at January 31st 2015, under the guidance of Dr. Margarida Fragoso Costa as well as Dr. Luís Lima Lobo, the institution's clinical director.

The aforementioned is divided in two parts, having the first the objective of describing the activities accompanied by the author. The second part covers a bibliographical review on the theme "feline transfusional medicine" and the exposure and discussion of two clinical cases, related to the subject, which were observed during the internship.

Keywords: blood transfusion, cat, blood bank, blood components.

Índice geral

Agradecimentos	i
Resumo	iii
Abstract	iv
Índice geral.....	v
Índice de gráficos, tabelas, figuras e quadros	viii
Lista de abreviaturas, siglas e símbolos.....	xi
I. Introdução.....	1
II. Relatório descritivo do estágio – Casuística	1
1. Hospital Veterinário do Porto	1
2. Análise das atividades desenvolvidas	2
3. Distribuição dos casos por espécie animal	3
4. Distribuição da casuística por área clínica.....	3
4.1. Medicina preventiva	4
4.1.1. Vacinação	4
4.1.2. Desparasitação	6
4.1.3. Identificação eletrónica	7
4.2. Clínica médica.....	7
4.2.1. Dermatologia.....	8
4.2.2. Gastroenterologia e glândulas anexas.....	9
4.2.3. Hematologia.....	11
4.2.4. Nefrologia e urologia	12
4.2.5. Cardiologia.....	12
4.2.6. Doenças infetocontagiosas e parasitárias.....	14
4.2.7. Neurologia.....	16
4.2.8. Pneumonologia	17
4.2.9. Sistema musculoesquelético.....	19
4.2.10. Oncologia.....	20
4.2.11. Sistema reprodutor.....	21
4.2.12. Oftalmologia.....	22
4.2.13. Endocrinologia	23
4.2.14. Otorrinolaringologia.....	25
4.2.15. Odontostomatologia.....	26
4.2.16. Toxicologia.....	26
4.3. Clínica cirúrgica.....	27
4.3.1. Cirurgia de tecidos moles.....	27
4.3.2. Cirurgia ortopédica.....	29

4.3.3. Cirurgia odontológica	29
4.3.4. Cirurgia oftálmica	29
4.3.5. Neurocirurgia	30
4.3.6. Outros procedimentos realizados sob sedação/anestesia	31
4.4. Imagiologia.....	31
4.5. Outros procedimentos médicos.....	32
III. Monografia – Medicina transfusional em gatos.....	33
1. Introdução.....	33
2. Banco de sangue.....	34
2.1. Nota histórica	34
2.2. Programa de dadores	35
2.3. Recrutamento felino	37
3. Tipificação sanguínea.....	39
3.1. Grupo sanguíneo felino.....	39
3.2. Métodos rápidos de tipificação.....	41
4. Prova cruzada maior e menor	44
5. Colheita de sangue.....	46
5.1. Sistemas de colheita	47
5.2. Sedação/anestesia.....	49
5.3. Procedimentos de colheita	50
6. Processamento em hemocomponentes e armazenamento.....	52
6.1. Sangue total.....	53
6.2. Concentrado de eritrócitos	54
6.3. Plasma	55
6.3.1. Plasma fresco congelado.....	56
6.3.2. Plasma congelado.....	56
6.4. Outros componentes sanguíneos	57
7. Indicações para transfusão.....	58
7.1. Sangue inteiro e concentrado de eritrócitos	58
7.2. Plasma fresco congelado e plasma congelado.....	61
7.3. Xenotransfusões	63
7.4. Soluções de hemoglobina.....	63
7.5. Autotransfusão	64
8. Reações transfusionais	67
9. Casos Clínicos.....	70
9.1. Caso clínico I – “Pinchie”	70
9.1.1. Identificação.....	70
9.1.2. Anamnese	70
9.1.3. Exame físico	70

9.1.4. Preparação para recolha e análises.....	71
9.1.5. Recolha sanguínea	72
9.1.6. Pós colheita	73
9.1.7. Discussão	74
9.2. Caso clínico II – “Simba”	76
9.2.1. Identificação.....	76
9.2.2. Anamnese.....	76
9.2.3. Abordagem primária.....	76
9.2.4. Tratamento inicial.....	76
9.2.5. Abordagem secundária	77
9.2.6. Tratamento.....	78
9.2.7. Evolução	79
9.2.8. Discussão	83
IV. Considerações finais	86
V. Bibliografia	87
VI. Anexos	a
1. Anexo I. Análises anuais da “Pinchie” - Propriedade do HVP	a
2. Anexo II. Componente de primeira escolha e componentes alternativos a utilizar em situações específicas	c

Índice de gráficos, tabelas, figuras e quadros

Gráficos	Páginas
Gráfico 1. Distribuição dos casos pelas espécies animais (Fr(%)) (n=822)	3
Tabelas	
Tabela 1. Distribuição da casuística em função das diferentes áreas médicas (n=1511).....	4
Tabela 2. Distribuição de procedimentos no âmbito da medicina preventiva (n=206).....	4
Tabela 3. Distribuição da casuística em função das diferentes áreas de clínica médica (n=985)	7
Tabela 4. Distribuição da casuística em função das diferentes afeções dermatológicas observadas (n=122)	8
Tabela 5. Distribuição da casuística em função das afeções observadas na área de gastroenterologia e glândulas anexas (n=111)	10
Tabela 6. Distribuição da casuística em função das afeções observadas na área de hematologia (n=104)	12
Tabela 7. Distribuição da casuística em função das afeções observadas na área de nefrologia e urologia (n=83)	12
Tabela 8. Distribuição da casuística em função das afeções cardíacas observadas (n=76).....	13
Tabela 9. Distribuição da casuística em função das afeções infetocontagiosas e parasitárias observadas (n=72).....	14
Tabela 10. Distribuição da casuística em função das afeções observadas na área de neurologia (n=65)	16
Tabela 11. Distribuição da casuística em função das afeções observadas na área de pneumologia (n=62)	17
Tabela 12. Distribuição da casuística em função das afeções observadas no sistema musculoesquelético (n=53)	19
Tabela 13. Distribuição da casuística em função das afeções observadas em oncologia (n=47)	20
Tabela 14. Distribuição da casuística em função das afeções observadas no sistema reprodutor (n=42)	22
Tabela 15. Distribuição da casuística em função das afeções observadas na área de oftalmologia (n=37).....	23
Tabela 16. Distribuição da casuística em função das afeções endocrinológicas observadas (n=36)	23

Tabela 17. Distribuição da casuística em função das afeções observadas na área de otorrinolaringologia (n=30)	26
Tabela 18. Distribuição da casuística em função das afeções observadas na área de odontoestomatologia (n=29).....	26
Tabela 19. Distribuição da casuística em função dos agentes de intoxicação observados na área de toxicologia (n=16)	27
Tabela 20. Distribuição da casuística em função das diferentes áreas cirúrgicas (n=320).....	27
Tabela 21. Distribuição da casuística em função dos diferentes procedimentos cirúrgicos realizados na área de cirurgia de tecidos moles (n=188).....	28
Tabela 22. Distribuição da casuística em função dos procedimentos cirúrgicos realizados na área de cirurgia ortopédica (n=22)	29
Tabela 23. Distribuição da casuística em função dos procedimentos odontológicos realizados (n=15)	29
Tabela 24. Distribuição da casuística em função dos procedimentos realizados na área de cirurgia oftálmica (n=10).....	30
Tabela 25. Distribuição da casuística em função dos procedimentos cirúrgicos realizados na área de neurocirurgia (n=10).....	30
Tabela 26 Distribuição de outros procedimentos realizados sob anestesia/sedação (n=75).....	31
Tabela 27. Distribuição da casuística em função dos diferentes meios de diagnóstico imagiológico (n=655)	32
Tabela 28. Resultados relevantes do hemograma da “Pinchie”	71
Tabela 29. Primeiros resultados do hemograma, análises bioquímicas e ionograma realizados ao “Simba”	78
Tabela 30. Resultados do hemograma do “Simba” após quatro a cinco horas do início do tratamento (apenas parâmetros gravemente alterados)	80
Tabela 31. Resultados relevantes do hemograma de controlo do “Simba”	81
Tabela 32. Resultados relevantes do hemograma de controlo – dia 3.....	82
Tabela 33. Resultados relevantes do hemograma de controlo – dia 5.....	82

Figuras

Figura 1. Radiografia torácica (projeção lateral). Demonstra características clássicas de asma felina, incluindo hiperinsuflação e padrão brônquico.....	19
Figura 2: Radiografia lateral de fratura de coluna com transecção completa da medula	20
Figura 3. Reconstrução tridimensional de fratura de coluna com transecção completa da medula, a partir de imagem obtida por TAC	20
Figura 4. Felídeo recém-nascido com anomalia anatómica congénita	22

Figura 5. Radiografia torácica lateral, após colocação de <i>pacemaker</i>	28
Figura 6. Radiografia torácica lateral com evidência de hérnia diafragmática	28
Figura 7 e 8. Proptose ocular	30
Figura 9 e 10. Canídeo com laceração extensa, após atropelamento	31
Figura 11. Acupuntura com electroestimulação	32
Figura 12. Separação dos componentes sanguíneos segundo a sua densidade	33
Figura 13. Teste de tipificação em cartão. Resultado positivo para A.....	42
Figura 14. O conjunto comercial <i>RapidVet®- H Feline</i> contém os componentes necessários à realização do teste	42
Figura 15. O <i>quick test A+B; Alvedia®</i> contém todos os componentes necessários à realização do teste de tipificação	43
Figura 16. Teste de tipificação <i>RapidVet®-H IC</i>	44
Figura 17. Hemaglutinação positiva observada por microscopia (40x).	45
Figura 18. Conjuntos comerciais de prova cruzada maior e menor	46
Figura 19. Separação de sangue total em hemocomponentes	53
Figura 20. Extração do plasma para um saco satélite por meio de um separador de plasma.....	55
Figura 21 e 22. Realização de uma autotransfusão	65
Figura 23. Material necessário para a colheita sanguínea	71
Figura 24. “Pinchie” em decúbito ventral e dorso-flexão cervical e já com a assepsia cirúrgica do local realizada.....	72
Figura 25. Dádiva de sangue da “Pinchie”	73
Figura 26. Reposição de fluídos após dádiva de sangue.....	73
Figura 27. Preparação do material necessário e subsequente transfusão de plasma.....	80

Quadros

Quadro 1. Testes de triagem de patógenos core e recomendados em zonas endémicas, a realizar em todos os felinos candidatos a dadores de sangue.....	38
Quadro 2. Guia, passo a passo, para uma transfusão sanguínea	60
Quadro 3. Terapia por componentes em gatos	66
Quadro 4. Categorização e descrição das diferentes reações transfusionais	68
Quadro 5. Identificação da “Pinchie”	70
Quadro 6. Exame físico realizado à “Pinchie”	70
Quadro 7. Identificação do “Simba”	76
Quadro 8. Exame físico como avaliação secundária realizado ao “Simba”	77

Lista de abreviaturas, siglas e símbolos

AAHA – <i>American Animal Hospital Association</i>	HHD - Hiperadrenocorticismo hipofisário-dependente
ACD – Ácido-citrato-dextrose	IER –Exigência de energia para doença do inglês, <i>Illness energy requirement</i>
ACTH – Hormona adenocorticotropica, do inglês, <i>adrenocorticotropic hormone</i>	IFI – Imunofluorescência indireta
AF – Asma felina	Ig – Imunoglobulina
AINE – Anti-inflamatório não esteroide	IM – Intramuscular
ALP – Fosfatase alcalina, do inglês, <i>Alkaline phosphatase</i>	IV – Intravenoso
ALT – Alanina aminotransferase	LBA – Lavagem bronco-alveolar
AS-1 – Adsol	MAT – Teste de aglutinação microscópica, do inglês, <i>microscopic agglutination test</i>
AS-5 – Optisol	NeuAc – N-acetilneuramínico
AST – Aspartato aminotransferase	NeuGc – N-glicolilneuramínico
BC – Bronquite crônica	PC – Plasma congelado
bpm – batimento por minuto	PCR - <i>Polymerase chain reaction</i>
CE – Concentrado de eritrócitos	PDA – Persistência de ducto arterioso
CID – Coagulação intravascular disseminada	PFC – Plasma fresco congelado
CP – Concentrado de plaqueta	PO – Por via oral, do latim, <i>per os</i>
CPD – Citrato-fosfato-dextrose	PRP – Plasma rico em plaquetas
CPDA – 1 – Citrato-fosfato-dextrose-adenina	rpm – Rotações por minuto
CPP – Criopressipitado	RPM – Respirações por minuto
CS – Criosobrenadante	SAG-M – Cloreto de sódio-adenina-glucose-manitol, do inglês, <i>sodium chloride-adenine-glucose-mannitol</i>
DAAP – Dermatite alérgica à picada da pulga	SC – subcutânea
EH – Enteropatia hemorrágica	SDBD – Supressão a doses baixas de dexametasona
ELISA – Testes imunoenzimáticos, do inglês, <i>enzyme-linked immunosorbent assay</i>	ST – Sangue total
FeLV – Vírus da leucose felina, do inglês, <i>feline leukemia vírus</i>	STA – Sangue total armazenado
Fi – Frequência absoluta	STF – Sangue total fresco
Fic – Frequência absoluta de canídeos	TRC – Tempo de repleção capilar
Fie – Frequência absoluta de exóticos	vWD – Doença de <i>von Willbrand</i> , do inglês, <i>von Willbrand disease</i>
Fif – Frequência absoluta de felinos	vWF – Fator de <i>von Willbrand</i> , do inglês, <i>von Willbrand factor</i>
Fr - Frequência relativa	WSAVA – <i>World of Small Animal Veterinary Association</i>
HAC – Hiperadrenocorticismo	
HAD – Hiperadrenocorticismo adreno-dependente	

I. Introdução

O presente relatório descreve o estágio curricular realizado no Hospital Veterinário do Porto, nas áreas de clínica e cirurgia de animais de companhia, e cujo principal objetivo foi a aplicação dos conhecimentos teóricos e práticos adquiridos ao longo do mestrado integrado. O mesmo realizou-se num período de seis meses, compreendidos entre 1 de Agosto de 2014 e 31 de Janeiro de 2015. O documento encontra-se dividido em dois grandes temas: a primeira parte constitui uma descrição estatística da casuística observada ao longo do período de estágio, enquanto na segunda, numa revisão bibliográfica, se explora o tema “Medicina transfusional felina” e se demonstra a sua importância com recurso à descrição de dois casos clínicos acompanhados durante o estágio.

Com o desenvolvimento da urbanização, o gato tornou-se num animal doméstico apelativo para o proprietário moderno. Devido às suas peculiaridades anatómicas, fisiológicas e comportamentais, o gato exige muitas vezes, por parte do médico veterinário, conhecimentos e cuidados diferentes daqueles exigidos pelos cães, mesmo que na maioria das vezes as duas espécies sejam estudadas e abordadas de forma inespecífica. Este relatório de estágio aborda um tema em franca expansão na medicina veterinária e felina, as transfusões sanguíneas. Este foca-se em tópicos fulcrais como programas de dadores, recrutamentos e dádivas em bancos de sangue, processamento e armazenamento do sangue recolhido, indicações para transfusão e reações transfusionais, todos eles sob o prisma felino, explorando, ainda, os cuidados específicos e necessários nesta espécie.

II. Relatório descritivo do estágio - casuística

1. Hospital Veterinário do Porto

O Hospital Veterinário do Porto (HVP) foi fundado em 1998, tendo sido considerado um dos primeiros hospitais de referência veterinária a nível nacional pela variedade de serviços prestados. Pertence, desde Março de 2012, ao *OneVet Group*, uma rede de clínicas e hospitais veterinários de referência a nível nacional. A integração nesta rede permitiu a um maior número de animais e a uma maior área geográfica, o acesso a meios de diagnóstico e tratamentos avançados. Estando a informação de cada animal integrada num sistema de bases de dados comum a todas as unidades a nível nacional, a facilidade na partilha de casos entre médicos veterinários de diferentes especialidades e o acesso permanente aos dados de cada doente garantem uma prestação de serviços ímpar.

O HVP abre ao público em dois horários de funcionamento, sendo eles o horário diurno das nove às 20 horas e o horário de urgência ou noturno das 20 às nove horas da manhã. Estes horários sucedem-se de segunda a sábado, durante todo o ano. Todos os domingos e feriados funcionam em regime de urgência, com disponibilidade de recursos limitada e tarifas especiais. O hospital dispõe de variadas especialidades médicas e cirúrgicas, incluindo a anestesia/cirurgia, cardiologia, comportamento animal, cuidados intensivos, dermatologia, oncologia, endocrinologia, estomatologia, fisioterapia, gastroenterologia, imagiologia,

ortopedia/traumatologia, nefrologia, neurologia, nutrição, oftalmologia, reprodução, obstetrícia e inseminação artificial. Por fim, não sendo considerada uma verdadeira especialidade, a medicina transfusional e os serviços associados prestados pelo HVP, permitem a utilização de sangue e seus derivados no local e a sua distribuição por diversas clínicas e hospitais.

As instalações do HVP foram projetadas com o intuito de garantir funcionalidade, eficiência e organização no trabalho, sendo estas constituídas por uma sala de espera com receção para os clientes, três consultórios comuns e um consultório adaptado a gatos, sala de radiologia, laboratório de análises clínicas, unidade de cuidados intensivos, salas de cirurgia e preparação cirúrgica, sala de quimioterapia, banco de sangue, sala de ecografia, sala de tomografia axial computadorizada (TAC), sala de mínima invasão e um internamento dividido em três zonas para separação de cães, gatos e doenças infectocontagiosas. O corpo clínico é constituído por vários médicos veterinários capazes de dar resposta a problemáticas de diferentes áreas de intervenção mas que se encontram responsáveis por áreas de especialidade médica específicas. Deste fazem parte o Dr. Luís Lobo, diretor clínico e responsável pelos serviços de cardiologia e hematologia; Dr. Nuno Proença, responsável pelas áreas de ortopedia/traumatologia e neurologia/neurocirurgia; Dr. Amândio Dourado, responsável pelos serviços de anestesia/analgesia e cuidados intensivos; Dra. Odete Vaz, responsável pela área de oftalmologia e ecografia; Dra. Tatiana Lima, responsável pela área da dermatologia e análises laboratoriais; Dra. Patrícia Cruz, responsável pelo banco de sangue e pela área de medicina dentária; Dr. Gonçalo Petrucci, responsável pela área de oncologia. Além destes existem médicos veterinários colaboradores que prestam serviços específicos e menos solicitados, de acordo com a necessidade. Integram-se neste grupo a Dra. Cátia Sá, responsável pela área de fisioterapia e reabilitação animal e a Dra. Carla Monteiro, responsável pela área de clínica e cirurgia de animais exóticos e silvestres.

2. Análise das atividades desenvolvidas

Durante todo o estágio, a estagiária teve a possibilidade de acompanhar todas as áreas e tarefas realizadas integradas na rotina clínica do HVP. Por uma questão de organização, os vários estagiários foram divididos em diferentes grupos de tarefas, numa sequência de rotação semanal, distribuindo-se pelos serviços de medicina interna e internamento, consultas, cirurgia e serviços de urgências. A atividade laboral dos estagiários baseava-se num horário semanal com três turnos diferentes, de segunda a sexta-feira. O primeiro turno iniciava-se às nove da manhã e terminava às 17 horas, com interrupção das 13 às 14 horas para almoço; o segundo turno tinha início às nove da manhã e término às 20 horas, com pausa para almoço das 14 às 16 horas; por fim, o horário regime de urgência iniciava-se às 20 e prolongava-se até às nove horas da manhã do dia seguinte. Os fins-de-semana e feriados obedeciam a um esquema diferente sendo realizadas, pelo estagiário, 24 horas ininterruptas ou ainda um turno das nove às 20 horas, sendo este apenas aplicável ao dia de sábado.

Sob a alçada de todos os médicos veterinários supramencionados e com a rotação de serviços a que foi sujeita, foi possível à estagiária contactar com diferentes tarefas no decorrer do estágio, permitindo-lhe consolidar conhecimentos e desenvolver competências que se revelarão úteis na sua atividade profissional futura. A estagiária teve a oportunidade de auxiliar em múltiplos procedimentos cirúrgicos, tanto no cargo de anestesista como de ajudante na cirurgia, pôde intervir e participar em diferentes tipos de consultas e ainda auxiliou ativamente na monitorização e tratamento de animais internados e sob cuidados intensivos. Além disso, auxiliou e procedeu à realização de diversos exames complementares de diagnóstico como radiologia, ecografia abdominal e cardíaca, eletrocardiografia, TAC e exames laboratoriais.

Procede-se de seguida, a uma descrição pormenorizada da casuística acompanhada pela autora no decorrer do período de estágio.

3. Distribuição dos casos por espécie animal

Como referido, o corpo clínico do HVP recebe, acompanha e trata uma elevada variedade de espécies de animais de companhia, nomeadamente cães, gatos e espécies exóticas como leporídeos, aves e roedores. O gráfico 1 mostra a distribuição da casuística entre as diferentes espécies, aglomerando-se todos os animais exóticos e silvestres num só grupo. Nesta contagem apenas se consideraram os animais que foram efetivamente acompanhados pela autora, não se procedendo à contagem total de doentes recebidos e tratados no HVP no período considerado.

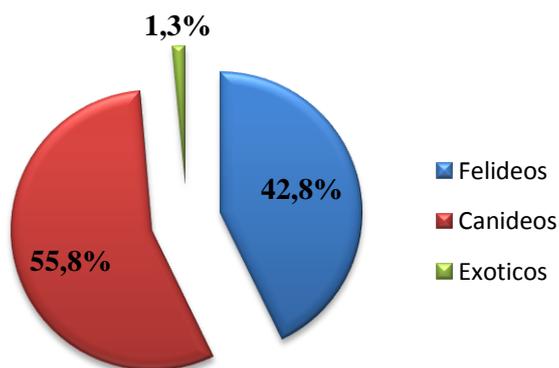


Gráfico 1 – Distribuição dos casos pelas espécies animais (Fr(%))
(n=822)

Os canídeos surgem como a espécie predominante, apresentando uma frequência relativa (Fr) de 55,8%, seguindo-se o gato com 42,8% e, por fim, os animais exóticos, com apenas 1,3%.

4. Distribuição da casuística por área clínica

Para fácil gestão e compreensão dos dados expostos, os casos clínicos acompanhados foram agrupados em três grandes áreas, sendo elas a medicina preventiva, clínica médica e clínica cirúrgica. Tendo em conta esta divisão, serão apresentados os valores referentes à Fr, frequência absoluta (Fi), Fi referente à espécie canina (Fic), Fi referente à espécie felina (Fif) e,

sempre que justificável, a Fi parcial referente aos animais exóticos (Fie), para cada uma das áreas mencionadas.

É importante justificar a disparidade entre a totalidade dos casos e o número de animais observados. Esta deve-se ao facto de ser possível contabilizar o mesmo animal mais que uma vez, desde que este apresente e seja intervencionado para mais que uma afeção. Como é possível verificar na tabela 1, foi na área de clínica médica que se acompanhou o maior número de casos, tendo uma Fr de 65,2%. Os casos da área de medicina preventiva foram os menos acompanhados, obtendo-se uma Fr de apenas 13,6%.

Tabela 1 – Distribuição da casuística em função das diferentes áreas médicas (n=1511)

Área	Fr	Fi	Fic	Fif	Fie
Medicina preventiva	13,6%	206	158	44	4
Clínica médica	65,2%	985	660	318	7
Clínica cirúrgica	21,2%	320	196	123	1
Total	100,0%	1511	1014	485	12

Legenda: Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic – Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felinos; Fie – Frequência absoluta de animais exóticos

4.1. Medicina preventiva

A área de medicina preventiva é de grande importância na prática da medicina veterinária atual, sendo um ponto-chave comum entre saúde animal e a saúde pública. Dentro desta área incluem-se todos os atos médicos de imunização ativa (vacinação), desparasitação interna e externa e identificação eletrónica (tabela 2).

Tabela 2 – Distribuição dos procedimentos no âmbito da medicina preventiva (n=206)

Procedimento	Fr	Fi	Fic	Fif	Fie
Vacinação	49,0%	101	77	22	2
Desparasitação	42,2%	87	64	21	2
Identificação eletrónica	8,7%	18	17	1	0
Total	100%	206	158	44	4

Legenda: Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic – Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felinos; Fie – Frequência absoluta de animais exóticos

4.1.1. Vacinação

A utilização de vacinas em medicina veterinária progrediu, de uma aventura experimental, para uma prática rotineira e relativamente segura (McVey & Shi, 2010). Esta prática é bastante importante já que previne e controla a transmissão de doenças, tanto entre animais da mesma espécie como em animais de espécies diferentes, incluindo-se neste último grupo a prevenção de doenças transmissíveis ao homem. A luta contra as zoonoses transmitidas por cães e gatos envolve um conjunto de medidas sujeitas a legislação específica,

que visam a disciplinação dos proprietários, permitindo o controlo e futura erradicação destas doenç as (Portaria n 421/2004 de 24 de Abril). Atualmente está já enraizada, na maior parte dos proprietários, a necessidade impreterível de vacinar os seus animais, representando esta prática 49% dos casos de medicina preventiva acompanhados.

O *Vaccination Guideline Group* (VGG) da *World of Small Animal Veterinary Association* (WSAVA) reviu, em 2010, as diretrizes para vacinação em cães e gatos. Nestas subdividiram-se as vacinas em duas grandes categorias: vacinas recomendadas (*core*) e opcionais (*non-core*). Nas primeiras incluem-se as vacinas contra o vírus da esgana, o adenovírus canino e o parvovírus canino, no caso do cão; nos gatos incluem-se as vacinas contra o parvovírus felino, o calicivírus felino e o herpesvírus felino tipo 1. A vacina contra o vírus da raiva está incluída nesta categoria, estando recomendada para ambas as espécies, em zonas onde seja considerada end mica (Day *et al.*, 2010). A sua administração   obrigatória em cães em todo o território nacional, conforme disposto no Decreto-lei n  314/2003, de 17 de Dezembro.

O VGG considera como vacina *core* aquela que todos os cães devem receber com vista   sua proteção contra doenç as infecciosas de significância global, aplicando-se o mesmo t mbem para a espécie felina. Pelo contrário, as vacinas *non-core* devem ser administradas dependendo da área geográfica e tendo em conta as doenç as end micas da zona, como   exemplo a vacina com valência contra a leishmaniose (Day *et al.*, 2010).

A *American Animal Hospital Association* (AAHA), além da divisão em vacinas *core* e *non-core*, classifica ainda as vacinas como infecciosas e não infecciosas. As vacinas infecciosas são aquelas que infetam as células do hospedeiro de forma a induzirem uma resposta imunológica, como por exemplo as vacinas atenuadas, virulentas, biomodificadas ou vetores virais modificados. Pelo contrário, as vacinas não-infecciosas são aquelas que não possuem poder de infeção, sendo exemplo destas as vacinas mortas. (Welborn *et al.*, 2011).

Tendo em conta as *guidelines* da AAHA, é recomendado em todos os animais com menos de 16 semanas a administração inicial de três doses vacinais. A primeira dose deve ser administrada entre as oito e nove semanas de idade e a segunda dose três a quatro semanas depois. A última dose deve ser administrada entre as 14 e as 16 semanas, sendo necessário um reforço da vacina um ano após esta última administração. No entanto, as vacinas *core* infecciosas, não são são possuem elevada eficácia como fornecem a maior duração de imunidade, podendo esta manter-se até cinco anos ou mesmo durante toda a vida do animal. Assim, de momento é recomendado um intervalo de três anos para a revacinação em cães adultos que receberam vacinas *core* infecciosas virais e um reforço anual no caso de vacinas *core* infecciosas bacterianas. Em cães com mais de 16 semanas são apenas administradas duas doses iniciais, com três a quatro semanas de intervalo entre si e, por fim, procede-se   vacinação anti-r bica e colocação de *microchip*, com o mesmo período de intervalo. O reforço, como no anterior, é administrado um ano após a última vacinação, seguindo os próximos o esquema já referido. (Welborn *et al.*, 2011).

O HVP segue o esquema vacinal aconselhado pela AAHA para cães, sendo iniciado às oito semanas com a aplicação de uma vacina pentavalente e com ação contra o vírus da hepatite infecciosa canina, esgana, parvovírus, vírus da parainfluenza e leptospirose, com realização de dois reforços com três semanas de intervalo entre si. Três a quatro semanas após a administração da terceira dose, é administrada a vacina da raiva e realizada a colocação do *microchip*.

A vacinação contra a leishmaniose pode ser realizada três semanas após a vacinação antirrábica. Só devem ser vacinados animais testados com resultados negativos e com idade superior a seis meses. O procedimento de vacinação é semelhante ao descrito anteriormente, com a administração de uma primeira dose e dois reforços separados entre si por três semanas. Para animais que fiquem alojados em hotel, é administrada a vacina contra a traqueobronquite infecciosa, duas a três semanas antes da estadia, se a vacina for injetável, e três a quatro dias antes, se for intranasal.

A vacinação na espécie felina segue um esquema vacinal semelhante à referida anteriormente, diferenciando-se no género de vacina aplicada. Neste caso, a vacina é trivalente e inclui o calicivírus felino, o parvovírus felino e o vírus da rinotraqueíte felina. É ainda recomendado, aos proprietários de gatos com acesso ao exterior, a administração de uma vacina contra o vírus da leucose felina (FeLV), considerada *non-core* pela WSAVA. Tal como no caso da leishmânia, apenas são vacinados gatos com serologias negativas.

4.1.2. Desparasitação

Quando um cachorro ou gato jovem se apresentam à primeira consulta no HVP, além da instituição de um plano vacinal, é também estabelecido um plano para desparasitação interna e externa.

Em cães, recorre-se maioritariamente a um ectoparasiticida em comprimido (bravecto®) que contém fluralaner. Este medicamento veterinário é um inseticida e acaricida sistémico que proporciona eliminação de pulgas e ixodídeos durante um período de 12 semanas, exceto no caso do ixodídeo *Rhipicephalus sanguineus* contra o qual a proteção dura apenas 8 semanas. São ainda utilizados alguns produtos *spot-on*, como por exemplo o *activyl tick plus*®, que contém na sua formulação permetrina e imidocarb. Para gatos, o ectoparasiticida mais vulgarmente utilizado é o *activyl*®, sendo um produto *spot-on* à base de indoxacarb e aconselhando-se a sua aplicação mensal. De uma forma geral, é iniciada a desparasitação externa após os 3 meses de idade, tanto para cães como para gatos.

A desparasitação interna é feita à base de comprimidos de milbemicina oxima e praziquantel (*milbemax*®) e é repetida mensalmente até aos seis meses de idade, repetindo, posteriormente, a administração a cada quatro ou seis meses, dependendo do risco de infeção a que o animal é sujeito.

4.1.3. Identificação eletrónica

Por sistema, o *microchip* é colocado na região cervical lateral esquerda, sendo posteriormente efetuada a leitura para confirmar se houve ou não dano na sua introdução. As informações do *microchip* são registadas no Sistema de Identificação e Recuperação Animal (SIRA), sendo apenas possível a vacinação antirrábica aos cães detentores de identificação eletrónica, conforme previsto na legislação. Segundo o artigo 6º do Decreto-lei 313/2003, de 17 de Dezembro, desde um de Julho de 2004 é obrigatória a identificação eletrónica em cães perigosos ou potencialmente perigosos, cães utilizados em ato venatório e cães de exposição, e, sem exceção, em todos aqueles que nasceram após um de Julho de 2008. De momento, esta identificação não é obrigatória para a espécie felina. Reunidas todas estas condições, é então possível licenciar o animal junto da Junta de Freguesia correspondente à sua residência segundo a Portaria nº 421/2004 de 24 de Abril.

4.2. Clínica médica

Para fins de organização, subdividiram-se os casos de clínica médica em diferentes áreas de especialidade (tabela 3). Estas estão dispostas por ordem decrescente de Fr, evidenciando assim as áreas com maior ocorrência. A dermatologia, com uma Fr de 12,4%, a gastroenterologia e glândulas anexas, com uma Fr de 11,3% e a hematologia, com uma Fr de 10,6%, foram as três áreas com maior incidência, sendo a toxicologia, com uma Fr de 1,6%, a área menos representada.

Tabela 3 – Distribuição da casuística em função das diferentes áreas de clínica médica (n=985)

Área médica	Fr	Fi	Fic	Fif	Fie
Dermatologia	12,4%	122	89	31	2
Gastroenterologia e glândulas anexas	11,3%	111	73	37	1
Hematologia	10,6%	104	47	57	0
Nefrologia e urologia	8,4%	83	42	41	0
Cardiologia	7,7%	76	58	18	0
Doenças infetocontagiosas e parasitárias	7,3%	72	45	26	1
Neurologia	6,6%	65	57	7	1
Pneumologia	6,3%	62	38	24	0
Sistema Musculosquelético	5,4%	53	36	16	1
Oncologia	4,8%	47	36	11	0
Sistema reprodutor	4,3%	42	34	7	1
Oftalmologia	3,8%	37	28	9	0
Endocrinologia	3,7%	36	24	12	0
Otorrinolaringologia	3,0%	30	25	5	0
Odontostomatologia	2,9%	29	21	8	0
Toxicologia	1,6%	16	7	9	0
Total	100%	985	660	318	7

Legenda: Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic – Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felinos; Fie – Frequência absoluta de animais exóticos

4.2.1. Dermatologia

A dermatologia ocupa-se do diagnóstico e tratamento clínico das doenças que acometem o maior órgão do corpo de um animal – a pele. Na tabela 4 é possível observar as afeções acompanhadas pela autora, tendo sido a dermatite alérgica à picada da pulga e a piodermatite traumática as patologias mais incidentes, representando 13,9% e 12,3% de Fr respetivamente. Pelo contrário, foram quatro as afeções com menor incidência – dermatite alérgica por contacto, dermatite por lambedura acral canina, granuloma eosinofílico e fístula anal – tendo sido registado apenas um caso por patologia, correspondendo estes a uma Fr de 0,8%.

Tabela 4 – Distribuição da casuística em função das diferentes afeções dermatológicas observadas (n=122)

Afeção clínica	Fr	Fi	Fic	Fif	Fie
Dermatite alérgica à picada da pulga	13,9%	17	7	10	0
Piodermatite traumática	12,3%	15	14	1	0
Sarna sarcótica	9,8%	12	10	2	0
Abcessos subcutâneos	9,0%	11	6	4	1
Angioedema	8,2%	10	4	6	0
Dermatite atópica	8,2%	10	10	0	0
Alterações cutâneas devidas a endocrinopatias	6,6%	8	8	0	0
Sarna demodécia	5,7%	7	6	0	1
Dermatofitose	4,1%	5	1	4	0
Intertrigo	3,3%	4	3	1	0
Hipersensibilidade alimentar	2,5%	3	3	0	0
Impactação dos sacos anais	2,5%	3	3	0	0
Foliculite	2,5%	3	3	0	0
Higroma	1,6%	2	2	0	0
Impetigo	1,6%	2	2	0	0
Furunculose	1,6%	2	1	1	0
Piodermatite profunda interdigital	1,6%	2	2	0	0
Enfisema subcutâneo	1,6%	2	1	1	0
Dermatite alérgica por contacto	0,8%	1	1	0	0
Dermatite por lambedura acral canina	0,8%	1	1	0	0
Granuloma eosinofílico	0,8%	1	0	1	0
Fístula perianal	0,8%	1	1	0	0
Total	100,0%	122	89	31	2

Legenda: Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic – Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felinos; Fie – Frequência absoluta de animais exóticos

A pioderma pode ser classificada como primária ou secundária dependendo da causa predisponente. A causa primária é rara e acontece em peles aparentemente saudáveis e sem doenças óbvias subjacentes. A pioderma secundária desenvolve-se consequentemente a

outras doenças de pele ou mesmo secundariamente a um problema sistémico (Cobb *et al.*, 2005).

A piodermatite traumática (PT), também designada piodermatite aguda húmida ou *hot-spot*, é, como o próprio nome o indica, uma afeção traumática da pele, sendo neste caso auto infringida. É relativamente comum no cão, sendo no entanto rara em gatos. Acredita-se que é provocada por um ciclo vicioso no qual o animal se coça insistentemente numa zona com prurido, sendo este secundário a uma doença pruriginosa de pele subjacente – especialmente alérgica – e, por isso, categorizada como uma pioderma secundária. A lesão característica parece resultar do trauma contínuo provocado pelas lambeduras, mordeduras e arranhaduras, não havendo ainda explicação para o facto de esta lesão ser bem delimitada. A intensidade do trauma provocado não é um fator preponderante, uma vez que um trauma severo, auto infligido por alguns cães, pode não resultar no aparecimento da doença. Ainda assim, surpreendentemente, um trauma mínimo poderá ser suficiente para criar lesões com estas características. Em cães esta patologia é muitas vezes secundária à dermatite alérgica à picada da pulga (DAAP), estando ocasionalmente envolvidas afeções como outras causas de alergia de pele, otites externas e saculites. Em gatos, a PT, clínica e histopatologicamente semelhante à dos cães, tem sido descrita como uma manifestação secundária em quadros de DAAP, especialmente na região lombossagrada (Gross *et al.*, 2005).

A lesão clínica característica da PT é um desenvolvimento rápido de uma placa levemente elevada, eritematosa, exsudativa e alopecica, apresentando-se bem delimitada e tendo sido, como já referido, autoinfligida (Gross *et al.*, 2005).

O tratamento desta lesão inclui a tricotomia e limpeza da região com soluções antissépticas, como a clorhexidina, sendo a sedação e analgesia frequentemente necessárias. É fundamental haver um controlo da inflamação e prurido identificados e, por fim, identificar, controlar ou resolver a causa subjacente. O prurido é muitas vezes controlado através do uso de corticosteroides sistémicos e com tratamento tópico, sendo este último utilizado muitas vezes como único tratamento em pequenas lesões. Está ainda indicada a utilização de anti-inflamatórios não esteroides (AINE) no controlo da dor, nunca em combinação com corticosteroides, e antibioterapia sistémica se forem notórias pápulas eritematosas na periferia da lesão (Wellington, 2015). Um estudo comparou a utilização de um tratamento tópico com um tratamento sistémico e ambos apresentaram bons resultados ao sétimo dia (Cobb *et al.*, 2005).

A maioria das lesões respondem rápida e completamente ao tratamento tópico e/ou sistémico. A PT pode reaparecer se a patologia predisponente não for devidamente tratada ou eliminada (Wellington, 2015).

4.2.2. Gastroenterologia e glândulas anexas

A gastroenterologia foi a segunda área com maior número de ocorrências e, como se pode verificar na tabela 5, distribuiu-se por variadas e diversas patologias. A gastroenterite em

geral foi a afeção com maior número de casos, com 20,7% de Fr, seguindo-se, imediatamente, pela enteropatia hemorrágica (EH) e por ingestão de corpo estranho, ambos com 9 % de Fr.

Tabela 5 – Distribuição da casuística em função das afeções observadas na área de gastroenterologia e glândulas anexas (n=111)

Afeção clínica		Fr	Fi	Fic	Fif	Fie
Gastroenterite	hemorrágica	9,0%	10	10	0	0
	parasitária	6,3%	7	5	2	0
	Indiscrição alimentar	6,3%	7	5	2	0
Gastrite/gastroenterite	crónica inespecífica	4,5%	5	4	1	0
	aguda inespecífica	0,9%	1	1	0	0
	Dilatação e torção gástrica	9,9%	11	11	0	0
	Ingestão de corpo estranho	9,0%	10	6	4	0
	Hepatite	6,3%	7	5	2	0
	Lipidose hepática	5,4%	6	0	6	0
	Pancreatite	5,4%	6	2	4	0
	Fecaloma	5,4%	6	3	2	1
	IBD*	4,5%	5	3	2	0
	Colangio-hepatite	2,7%	3	0	3	0
	Invaginação intestinal	2,7%	3	1	2	0
	Insuficiência pancreática exócrina	2,7%	3	1	2	0
	Megacólon	2,7%	3	2	1	0
	Peritonite	2,7%	3	2	1	0
	Prolapso retal	2,7%	3	3	0	0
	Úlceras gástricas/intestinais	2,7%	3	3	0	0
	Megaesófago	1,8%	2	2	0	0
	Mucocélio biliar	1,8%	2	1	1	0
	Shunt porto-sistémico hepático	1,8%	2	0	2	0
	Estenose pilórica	0,9%	1	1	0	0
	Hemoabdomén por hemorragia hepática	0,9%	1	1	0	0
	Atresia do ânus	0,9%	1	1	0	0
Total		100,0%	111	73	37	1

Legenda: *IBD – *inflammatory bowel disease*; Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic – Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felinos; Fie – Frequência absoluta de animais exóticos

A EH ocorre em cães e é caracterizada por êmese aguda e profusa e diarreia hemorrágica com conseqüente hipovolémia. Foi registada uma predileção por cães de raças pequenas sendo os poodles toy e miniatura e Schnauzers miniatura as mais afetadas. Embora esta síndrome não possua etiologia conhecida tem sido sugerido, devido ao começo acelerado dos sinais clínicos, que uma reação de hipersensibilidade de tipo 1 a componentes alimentícios

e endotoxinas bacterianas sejam causa incitante. Propõe-se que as enterotoxinas de *Clostridium perfringens*, as tóxicas *Clostridium difficile* A&B e a *E. Coli* enteropatogénica/enterotóxicogénica possam estar envolvidas na patogénese desta doença. A diarreia hemorrágica reflete a destruição do epitélio protetor da barreira intestinal resultando na translocação de bactérias residentes, pertencentes à flora normal do trato digestivo (German, 2005; Unterer *et al.*, 2011; Cook, 2015).

Estes animais apresentam, tipicamente, hemoconcentração (por exemplo, um hematócrito maior que 55%) com concentrações de proteínas totais plasmáticas normais. A presença de um rápido desenvolvimento dos sinais clínicos em conjunto com hemoconcentração marcada permite um diagnóstico presuntivo. Pode ainda ser detetada trombocitopenia e azotémia renal ou pré-renal em animais severamente afetados (Willard, 2014; Cook, 2015).

Deve ser iniciada fluidoterapia agressiva para tratar ou prevenir o choque, coagulação intravascular disseminada (CID) secundária a hipoperfusão e falência renal secundária a hipovolémia. Antibióticos parenterais, como a ampicilina (30 mg/Kg, intravenosa (IV) a cada oito horas) e enrofloxacin (10 mg/Kg, IV lento, a cada 24 horas), são vulgarmente utilizados para prevenir a proliferação bacteriana, embora a sua utilização empírica seja questionável. Se o animal se tornar seriamente hipoalbuminémico, a utilização de colóides ou plasma pode ser necessária. É indispensável realizar o tratamento de suporte e correção dos desequilíbrios eletrolíticos, visto que o animal encontrar-se-á, certamente, hipocalémico devido à perda de potássio por vômitos e diarreia. Com o intuito de controlar estas duas condições o tratamento deve incluir fármacos antieméticos, tais como, maropitant (1 mg/Kg, por via subcutânea (SC) a cada 24 horas) e/ou metoclopramida (1,1 a 1,2 mg/Kg/24horas IV em infusão contínua), antiácidos (como a famotidina a 0,5 mg/Kg IV ou SC a cada 12 horas ou o pantoprazole a 0,7 mg/Kg IV a cada 24 horas) e protetores gástricos como sucralfato (250 a 1000 mg/cão, por via oral (PO), a cada 8 horas), este último deve ser iniciado apenas quando os vômitos tiverem cessado. Não deve ser fornecida comida enquanto os vômitos não estiverem controlados. Assim que o estiverem, começa-se a fornecer água em pequenas quantidades, várias vezes ao dia. Logo que este demonstre apetite é benéfico a introdução de uma dieta altamente digestível (Willard, 2014; Cook, 2015).

O prognóstico é favorável para a maioria dos animais que recebem cuidados médicos atempadamente. Animais tratados inadequadamente podem morrer devido a colapso circulatório, CID, e ou falência renal (Willard, 2014).

4.2.3. Hematologia

A hematologia é a especialidade médica que estuda e trata as doenças do sangue e de órgãos hematopoéticos. No entanto, a maioria das patologias observadas, que se encontrariam categorizadas nesta área, são secundárias a afeições primárias. Deste modo, foi decidido pela autora que a subdivisão desta área seria realizada, apenas, em categorias gerais, sendo estas

a anemia não regenerativa, 56,7%, a anemia regenerativa, 40,4%, e, tendo sido a única doença autoimune presente, a anemia hemolítica imunomediada, representando apenas 2,9% dos casos totais de hematologia, como se observa infra, na tabela 6.

Tabela 6 – Distribuição da casuística em função das afeções observadas na área de hematologia (n=104)

Afeção clínica	Fr	Fi	Fic	Fif
Anemia não regenerativa	56,7%	59	26	33
Anemia regenerativa	40,4%	42	19	23
Anemia hemolítica imunomediada	2,9%	3	2	1
Total	100,0%	104	47	57

Legenda: Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic - Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felinos

4.2.4. Nefrologia e urologia

A nefrologia e a urologia constituíram 8,4% da totalidade dos casos, de clínica médica, observados. Dentro desta área, a doença renal crônica obteve a irrefutável maioria de 47%, tendo sido diagnosticada em 18 felídeos e 21 canídeos (tabela 7).

Tabela 7 – Distribuição da casuística em função das afeções observadas na área de nefrologia e urologia (n=83)

Afeção clínica	Fr	Fi	Fic	Fif
Doença renal crônica	47,0%	39	21	18
Infeção do trato urinário inferior	13,3%	11	5	6
Urolitíase	12,0%	10	6	4
Obstrução urinária	10,8%	9	3	6
Insuficiência renal aguda	6,0%	5	2	3
Rim poliquístico	3,6%	3	0	3
Incontinência urinária	2,4%	2	2	0
Hidronefrose	2,4%	2	1	1
Megaureter	1,2%	1	1	0
Pielonefrite	1,2%	1	1	0
Total	100,0%	83	42	41

Legenda: Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic - Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felinos

4.2.5. Cardiologia

Analisando a tabela 8 podemos verificar que as duas afeções cardíacas que se destacaram foram a doença degenerativa mixomatosa da válvula mitral e a cardiomiopatia hipertrófica, apresentando uma Fr de 26,3% e 14,5% respectivamente. Foi ainda possível o acompanhamento de algumas patologias mais raras, como um defeito no septo interatrial, que

neste caso particular era praticamente inexistente, não havendo divisão entre os átrios, e a patologia denominada *cor triatriatum dexter*. Esta última é uma anomalia congênita que consiste numa divisão do átrio direito em dois compartimentos, formando um coração triatrial e causada pela persistência da válvula direita do seio venoso (Yarrabolu *et al.*, 2007).

Tabela 8 – Distribuição da casuística em função das afeções cardíacas observadas (n=76)

Afeção clínica	Fr	Fi	Fic	Fif
Doença degenerativa mixomatosa da válvula mitral	26,3%	20	20	0
Cardiomiopatia hipertrófica	14,5%	11	0	11
Cardiomiopatia dilatada	10,5%	8	7	1
Doença degenerativa mixomatosa da válvula tricúspide	10,5%	8	7	1
Insuficiência cardíaca congestiva	9,2%	7	4	3
Bloqueio atrioventricular	6,6%	5	5	0
Ducto arterioso persistente	6,6%	5	5	0
Efusão pericárdica	3,9%	3	3	0
Estenose da válvula mitral	2,6%	2	1	1
Estenose da válvula pulmonar	2,6%	2	2	0
Tromboembolismo	2,6%	2	1	1
Defeito de septo interventricular	1,3%	1	1	0
Defeito de septo interatrial	1,3%	1	1	0
<i>Cor triatriatum dexter</i>	1,3%	1	1	0
Total	100,0%	76	58	18

Legenda: Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic: Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felinos

A persistência do ducto arterioso (PDA) é caracterizada pela existência de um *shunt* entre a artéria aorta e a pulmonar que, apesar de normalmente estar presente em fetos, deve involuir e encerrar-se totalmente nas 24 horas seguintes ao nascimento. A sua persistência (encerramento incompleto) resulta num canal, de tamanho variável, em que o seu diâmetro determina a quantidade e a direção do fluxo sanguíneo que atravessa o *shunt* e, por conseguinte, o impacto que esta afeção provoca no paciente. É a cardiopatia congênita mais comum em cães, ocorrendo num cão em cada mil. Dentro desta espécie é mais comumente encontrada em cadelas de raça pura (Buchanan, 2015). É, no entanto, infrequente em gatos (MacPhail, 2013).

Normalmente, os animais jovens com esta anomalia são assintomáticos ou apresentam apenas uma ligeira intolerância ao exercício. A queixa mais comum em animais sintomáticos, com fluxo sanguíneo da esquerda para a direita através do *shunt*, é tosse, dificuldade respiratória ou ambos, resultantes de edema pulmonar. Animais com o fluxo contrário (da direita para a esquerda), também designado como PDA reverso, podem ser assintomáticos ou

podem apresentar intolerância ao exercício e fraqueza dos membros posteriores durante o exercício. (MacPhail, 2013).

Ao exame físico, o achado mais proeminente associado com PDA é caracterizado por um sopro contínuo (som de maquinaria) com melhor audição do lado esquerdo no local da base do coração ou na região da axila esquerda (MacPhail, 2013). No entanto, o ecocardiograma é o exame complementar de escolha para confirmar o diagnóstico e avaliar o impacto da PDA e a presença de lesões associadas (Gournay, 2011).

Cães muito jovens, que sejam sintomáticos e não respondam ao tratamento anticoagente devem ser submetidos a cirurgia corretiva para encerramento da PDA, por toracotomia, se inferiores a cinco quilos de peso, e por técnica de transcaterização se superiores. Sendo assintomáticos, podem ser operados assim que obtiverem um bom peso, de forma a ser realizada a cateterização (Gournay, 2011).

Bobinas intravasculares, *plugs* vasculares e oclusores do ducto são utilizados hoje em dia, rotineiramente, para oclusão da PDA. Estas técnicas têm a vantagem de não requererem toracotomia, possuindo menor risco de complicações. Os cães que não são tratados desenvolvem frequentemente falência cardíaca congestiva e edema pulmonar, morrendo 70% destes antes de completarem um ano de idade (MacPhail, 2013)

4.2.6. Doenças infetocontagiosas e parasitárias

Esta subdivisão inclui todas as doenças infecto-contagiosas, independentemente da sua etiologia – bacteriana ou víria –, e parasitárias (tabela 9). A leptospirose e a parvovirose foram as doenças com maior incidência, apresentado, respetivamente, uma Fr de 15,3% e 13,9%.

Tabela 9 – Distribuição da casuística em função das afeções infetocontagiosas e parasitárias observadas (n=72)

Afeção clínica	Fr	Fi	Fic	Fif	Fie
Leptospirose	15,3%	11	11	0	0
Parvovirose	13,9%	10	10	0	0
Panleucopénia felina	9,7%	7	0	7	0
Síndrome de coriza	11,1%	8	0	8	0
Traqueobronquite infecciosa	8,3%	6	6	0	0
Coccidiose	6,9%	5	4	1	0
Leishmaniose	6,9%	5	5	0	0
Leucemia felina	5,6%	4	0	4	0
Erliquiose	4,2%	3	2	1	0
Esgana	4,2%	3	3	0	0
Imunodeficiência felina	4,2%	3	0	3	0
Babesiose	2,8%	2	1	1	0
Giardiose	2,8%	2	2	0	0
Dirofilariose	1,4%	1	1	0	0
Mixomatose	1,4%	1	0	0	1
Toxoplasmose	1,4%	1	0	1	0
Total	100,0%	72	45	26	1

Legenda: Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic: Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felinos; Fie – Frequência absoluta de animais exóticos

A leptospirose é um problema médico e veterinário e constitui a zoonose mais difundida em todo o mundo (Fraga *et al.*, 2015). Clinicamente, é comum no cão e rara no gato, podendo em ambos os casos ocorrer infecção subclínica e ser os animais a fonte de transmissão da doença (Schuller *et al.*, 2015).

No cão, a doença tem origem em infecções pelas espécies *Leptospira interrogans* e *Leptospira kirschneri*. As serovarietades que mais infetavam os cães antes da introdução da vacinação, há 30 anos atrás, eram as serovarietades icterohaemorrhagiae e canicola. Com a introdução da vacinação bivalente, contra estas, suspeita-se de uma envolvimento mais difusa de serovarietades, incluindo a Grippotyphosa, Pomona, Bratislava e Autumnalis. Como referido, normalmente o gato não desenvolve doença, mas os serovares Canicola, Grippotyphosa, e Pomona já foram identificadas nesta espécie (Sykes *et al.*, 2011).

A leptospirose pode surgir de forma subclínica, aguda ou crónica. Os sinais clínicos em infeções agudas podem ser inespecíficos e incluem letargia, depressão, desconforto e rigidez abdominal, anorexia, vômitos, hiperestesia muscular e pirexia. Se por um lado podem estar associados a falha renal com manifestações de poliúria e polidipsia, com ou sem azotémia, oligúria ou anúria, por outro, estando relacionados com insuficiência hepática, podem manifestar-se sob a forma de icterícia, alterações na coagulação ou a conjugação de ambos. Em situações hiperagudas, a leptospirose é caracterizada por fenómenos de choque, colapso vascular e morte rápida. Outros sinais clínicos associados a esta doença incluem uveíte, aborto ou nados mortos e hemorragia pulmonar (Nemzek *et al.*, 2015).

Os parâmetros analíticos estão normalmente alterados. Hematologicamente é comum encontrar anemia; a nível bioquímico há normalmente evidência de doença renal, com ureia e creatinina aumentada, ou doença hepática, manifestando-se através do aumento de alanina aminotransferase (ALT), aspartato aminotransferase (AST), fosfatase alcalina (ALP) e hiperbilirrubinémia que ocorre quase exclusivamente com azotémia. O aumento da atividade da ALP e bilirrubina total no soro são mais frequentes do que aumentos registados na ALT (Schuller *et al.*, 2015).

A pesquisa de anticorpos para diagnóstico de leptospirose baseia-se no teste de aglutinação microscópica (MAT). Num cão com suspeita desta doença, a melhor forma de confirmar uma infecção recente é utilizar amostras agrupadas para este teste, colhidas com uma ou duas semanas de diferença. Um aumento de quatro vezes em relação ao valor inicial ou títulos superiores a 1:800 em cães inicialmente negativos é muito sugestivo de leptospirose. A utilização de apenas uma amostra é desaconselhada devido ao tempo de seroconversão e à interferência de anticorpos vacinais. Em consequência, apesar de títulos superiores a 1:800 serem muito sugestivos de doença, estes não confirmam o diagnóstico (Sykes *et al.*, 2011; Schuller *et al.*, 2015).

O tratamento tem como objetivos a eliminação da leptospira, manutenção da perfusão renal e do *output* urinário, prevenção do desenvolvimento e da propagação da doença e a abordagem às patologias associadas a esta, como seja a lesão renal, a insuficiência hepática,

a CID e uveíte. Em casos agudos deve ser introduzida, assim que possível, doxiciclina na dose de 5 mg/Kg, PO ou IV a cada 12 horas, ou 10 mg/Kg, PO, a cada 24 horas, durante duas semanas. Esta deve ser utilizada como antimicrobiano inicial já que trata tanto a leptospirémia como elimina o estado de portador. Ainda assim, este medicamento atinge a sua maior concentração na bÍlis, sendo excretada nas fezes e podendo ainda ocorrer concentrações supra terapêuticas no soro de doentes com doença hepática. Nestes casos devem ser utilizados, inicialmente, antibióticos beta-lactâmicos como a penicilina (25,000 a 40,000 U/Kg IV a cada 12 horas) ou a ampicilina (20 mg/Kg IV a cada seis horas) para combater a leptospirémia, e logo que possível prosseguir com o tratamento de duas semanas com doxiciclina. O tratamento deve ser complementado com fluidoterapia adequada e monitorização da produção de urina. Pacientes com poliúria podem exigir maiores volumes de fluídos, contrariamente a pacientes oligúricos ou anúricos que podem sofrer sobrecarga de volume e necessitar da realização de diálise. A taxa de sobrevivência de cães com leptospirose clínica encontra-se entre os 70% e os 85% (Acierno, 2015; Schuller *et al.*, 2015).

4.2.7. Neurologia

A neurologia é a especialidade médica responsável por todos os distúrbios referentes ao sistema nervoso. Esta está envolvida, especificamente, no tratamento e diagnóstico de todas as categorias de doenças que envolvem os sistemas nervoso central, periférico e autónomo, incluindo os seus revestimentos, vasos sanguíneos e músculos efetores (Reed, n.d.). Através da análise da tabela 10 podemos concluir que a afeção mais observada foi a hérnia discal, apresentando esta um Fr de 23,1%, e as menos observadas foram a encefalopatia hepática, hidrocefalia e hemiparesia, com apenas 1,5% de Fr.

Tabela 10 – Distribuição da casuística em função das afeções observadas na área de neurologia (n=65)

Afeção clínica	Fr	Fi	Fic	Fif	Fie
Hérnia discal	23,1%	15	15	0	0
Epilepsia secundária	15,4%	10	9	1	0
Epilepsia primária	12,3%	8	8	0	0
Traumatismo crânio-encefálico	10,8%	7	3	4	0
Síndrome vestibular central	7,7%	5	4	1	0
Síndrome de cauda equina	7,7%	5	5	0	0
Síndrome cognitivo geriátrico	6,2%	4	4	0	0
Discoespondilite	4,6%	3	3	0	0
Síndrome vestibular periférico	4,6%	3	3	0	0
Polirradiculoneurite	3,1%	2	2	0	0
Encefalopatia hepática	1,5%	1	0	1	0
Hidrocefalia	1,5%	1	1	0	0
Hemiparesia	1,5%	1	0	0	1
Total	100,0%	65	57	7	1

Legenda: Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic: Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felinos; Fie – Frequência absoluta de animais exóticos

4.2.8. Pneumonologia

Analisando a tabela 11 apresentada seguidamente podemos concluir que as afeções mais acompanhadas nesta área foram a contusão e o edema pulmonar, ambos apresentando uma Fr de 24,2%.

Tabela 11 – Distribuição da casuística em função das afeções observadas na área de pneumologia (n=62)

Afeção clínica	Fr	Fi	Fic	Fif
Contusão pulmonar	24,2%	15	9	6
Edema pulmonar	24,2%	15	10	5
Efusão pleural	11,3%	7	4	3
Asma felina	9,7%	6	0	6
Bronquite crónica	8,1%	5	4	1
Pneumonia por aspiração	6,5%	4	3	1
Pneumotórax	6,5%	4	3	1
Pneumonia	3,2%	2	1	1
Colapso da traqueia	1,6%	1	1	0
Aspiração de corpo estranho	1,6%	1	1	0
Hemotórax	1,6%	1	1	0
Pneumomediastino	1,6%	1	1	0
Total	100,0%	62	38	24

Legenda: Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic: Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felinos

Baseado no tipo de resposta inflamatória, ocorrida na doença bronquial felina, duas formas principais foram descritas em gatos: bronquite crónica (BC) e asma felina (AF). (Kirschvink *et al.*, 2006). A BC está descrita como uma inflamação neutrofílica do trato respiratório inferior, acompanhado por edema e hipertrofia da mucosa respiratória e produção excessiva de muco, enquanto a AF representa uma reação de hipersensibilidade – induzida por células-T – caracterizada por inflamação eosinofílica das vias aéreas e broncoconstrição. Têm sido discutidas várias etiologias para a doença inflamatória do trato respiratório inferior felina, incluindo fármacos, substâncias ambientais e toxinas, exercício, *stress*, alergénios e infeções (Schulz *et al.*, 2014).

A asma pode ser diagnosticada em gatos de todas as idades (variando entre as idades de um a quinze anos), sendo diagnosticada mais frequentemente em gatos jovens ou de meia-idade (média de quatro anos). Não há predileção por raças nem sexos, estando no entanto os gatos siameses sobrerrepresentados (Venema & Patterson, 2010). Os gatos que se apresentam a uma consulta, ou a uma emergência, por um episódio de dispneia agudo potencialmente fatal – *status asthmaticus* -, têm normalmente uma história pregressa de tosse (80%), muitas vezes descrita pelos donos como uma tentativa falhada de expelir bolas de pelo, espirros (60%), ruído respiratório (40%), taquipneia e dificuldade respiratória (Miller, 2011; Nafe & Reiner, 2015).

Tradicionalmente tem-se utilizado a informação recolhida no exame físico, imagiologia – radiografia torácica e broncoscopia – e lavagem broncoalveolar (LBA) para fazer um diagnóstico em ambiente clínico (Venema & Patterson, 2010). A radiografia torácica (figura 1) pode apresentar padrão brônquico ou broncointersticial, hiperinsuflação pulmonar e lobo pulmonar colapsado (normalmente o lobo medial direito). Apesar de poder demonstrar uma, ou mais das alterações descritas, a radiografia torácica pode apresentar-se normal (Nafe & Reinero, 2015). Além disso, pode ainda descartar algumas patologias cardíacas ou respiratórias produtoras de tosse, tais como, pneumonia, insuficiência cardíaca, neoplasias, e dirofilariose, tendo em conta as diferenças radiográficas produzidas por estas doenças em relação às mencionadas supra para a asma (Padrid, 2005). A broncoscopia não está diretamente ligada à obtenção do diagnóstico (Padrid, 2005) porém, é comum visualizar-se acumulamentos excessivos de muco na bronquite. O diagnóstico é feito com base no resultado da citologia do LBA consoante a neutrofilia ou eosinofilia presente, anteriormente descritas. Podem ser realizadas coprologias ou desparasitações empíricas com o intuito de descartar causas relacionadas com parasitas (Nafe & Reinero, 2015).

A terapia corrente está direcionada para a supressão da inflamação responsável por estes sinais clínicos e para a dilatação das vias aéreas inferiores de forma a melhorar a oxigenação (Venema & Patterson, 2010). Em casos agudos, o stress e o manuseamento do animal devem ser minimizados, devendo em primeira instância colocar-se o animal a oxigénio. É recomendada a utilização de broncodilatadores inaláveis, como por exemplo, albuterol pressurizado através de câmara de expansão com máscara própria para este animal ou ainda em solução para nebulização (albuterol a 0,5% na dose de 0,1 a 0,25 ml diluídos em 2ml de solução salina). Durante uma crise (*status asthmaticus*) o albuterol pressurizado pode ser utilizado a cada meia hora durante quatro a seis horas. De forma a ser possível obter um efeito mais duradouro devem ser adicionados broncodilatadores por via parenteral. Para este fim, pode ser utilizada a terbutalina na dose de 0,01 mg/kg por via intramuscular (IM) ou SC a cada quatro a oito horas. Com o intuito de diminuir a inflamação devem ser administrados glucocorticoides. É utilizado succinato de sódio de prednisolona (1 a 2 mg/kg IV lento) ou dexametasona (0,2 a 0,5 mg/Kg IV ou IM). Os glucocorticoides administrados por inalação não atuam rápido o suficiente para serem utilizados num caso agudo (Padrid, 2005; Nafe & Reinero, 2015).

Sendo a asma de carácter crónico o animal necessita de medicação em eventuais recaídas ou mesmo de manutenção. São utilizados broncodilatadores (teofilina, aminofilina ou terbutalina em diferentes doses) sendo a via de administração oral a ideal. Levalbuterol é preferível como broncodilatador inalante administrado mais que duas a três vezes por semana em detrimento de albuterol visto que este exacerba a eosinofilia. A administração oral de glucocorticoides é a preferencial sendo administrada na dose de 2 mg/kg PO a cada 24 horas. A fluticasona – glucocorticoide inalante – de 220 µg é utilizada em manutenção a longo prazo sendo administrada de 12 em 12 horas, é recomendado ainda que se sobreponha com a

terapia de córtico PO, já que pode levar duas semanas a surtir efeito. Esta deve ser administrada para a câmara de expansão e, posteriormente, deixar o animal inspirar cerca de dez vezes (Nafe & Reiner, 2015).

Os pacientes diagnosticados recentemente devem marcar uma consulta de controlo, sete a dez dias depois, de forma a confirmar a eficácia da medicação. A partir desta data, é essencial que sejam acompanhados pelo médico veterinário pelo o resto da vida (Padrid, 2005).

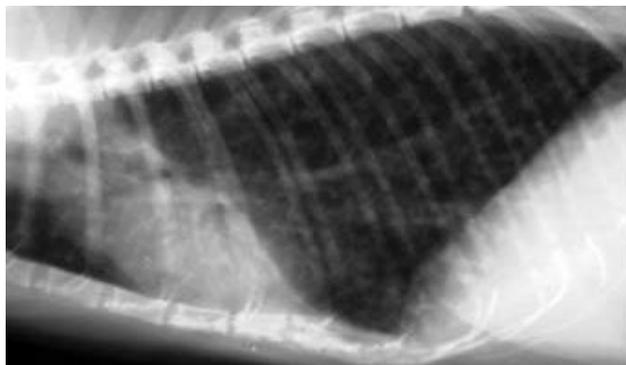


Figura 1: Radiografia torácica (projeção lateral). Demonstra características clássicas de asma felina, incluindo hiperinsuflação e padrão brônquico, retirado de (Padrid, 2005)

4.2.9. Sistema musculoesquelético

Tabela 12 – Distribuição da casuística em função das afeções observadas no sistema musculoesquelético (n=53)

Afeção clínica	Fr	Fi	Fic	Fif	Fie
Politraumatizado	18,9%	10	4	6	0
Espondilose	15,1%	8	8	0	0
Displasia da anca	7,5%	4	4	0	0
Fratura de costelas	5,7%	3	2	1	0
Fratura de fémur	5,7%	3	1	2	0
Luxação coxofemoral	5,7%	3	2	1	0
Rotura do ligamento cruzado anterior	5,7%	3	3	0	0
Fratura da bacia	3,8%	2	1	1	0
Fratura de mandíbula	3,8%	2	1	1	0
Fratura de tibia/fíbula	3,8%	2	1	1	0
Fratura de coluna (figura 2 e 3)	3,8%	2	2	0	0
Luxação temporo-mandibular	3,8%	2	0	2	0
Fratura de metacarpo/metatarso	3,8%	2	1	1	0
Luxação da rótula	3,8%	2	2	0	0
Osteoartrite	3,8%	2	2	0	0
Claudicação sem causa determinada	1,9%	1	1	0	0
Fratura da carapaça	1,9%	1	0	0	1
Fratura de rádio/ulna	1,9%	1	1	0	0
Total	100,0%	53	36	16	1

Legenda: Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic: Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felinos; Fie – Frequência absoluta de animais exóticos

Conforme se verifica, pela análise da tabela 12, os pacientes politraumatizados foram os mais acompanhados nesta área, apresentando uma Fr de 18,9%. Esta situação pode ser justificada pelo elevado número de casos de atropelamentos acompanhados, decorrente da elevada sinistralidade registada na cidade do Porto.

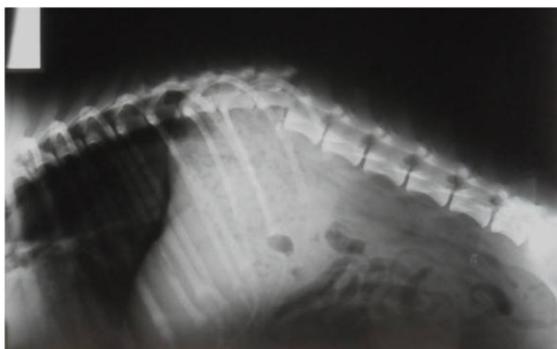


Figura 2: Radiografia lateral de fratura de coluna com transecção completa da medula – Propriedade intelectual do HVP

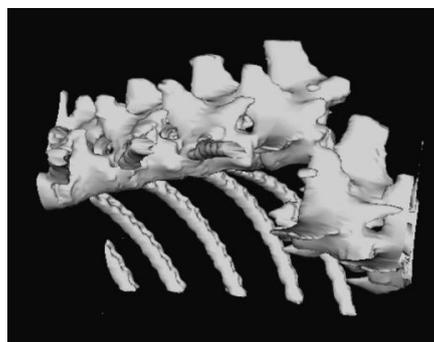


Figura 3: Reconstrução tridimensional de fratura de coluna com transecção completa da medula, a partir de imagem obtida por TAC – Propriedade intelectual do HVP

4.2.10. Oncologia

A oncologia é o ramo da ciência médica dedicado ao estudo, diagnóstico e tratamento de tumores. Segundo a análise da tabela 13 é possível concluir que o hemangiossarcoma esplénico foi o tumor mais incidente, apresentando 12,8% de Fr.

Tabela 13 – Distribuição da casuística em função das afeções observadas em oncologia (n=47)

Afeção clínica	Fr	Fi	Fic	Fif
Hemangiossarcoma esplénico	12,8%	6	5	1
Osteossarcoma	10,6%	5	4	1
Linfoma	10,6%	5	4	1
Mastocitoma cutâneo	8,5%	4	4	0
Lipoma	8,5%	4	2	2
Adenocarcinoma mamário	8,5%	4	3	1
Tumores intracranianos	6,4%	3	3	0
Melanoma	6,4%	3	2	1
Hemangiossarcoma cardíaco	4,3%	2	2	0
Tumores pulmonares	4,3%	2	1	1
Epúlides	4,3%	2	2	0
Plasmocitoma extramedular	4,3%	2	0	2
Fibrossarcoma esplénico	2,1%	1	1	0
Adenoma mamário	2,1%	1	0	1
Tumor das células de Leydig	2,1%	1	1	0
Carcinoma folicular da tiroide	2,1%	1	1	0
Adenoma do córtex adrenal	2,1%	1	1	0
Total	100,0%	47	36	11

Legenda: Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic: Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felinos

O hemangiossarcoma é o tumor de baço com maior relevância no cão. Hemangiomas e hematomas podem também afetar o baço podendo ser difícil a distinção clínica e histopatológica entre estas três condições, principalmente se o hemangiossarcoma resultar em hemorragia (Dobson, 2011).

São atribuídas diferentes definições a estas condições: os hemangiossarcomas, também designados angiossarcomas e hemangioendoteliomas, são neoplasias malignas que se desenvolvem a partir dos vasos sanguíneos; os hemangiomas são tumores benignos de vasos sanguíneos dilatados; um hematoma é um intumescimento ou uma massa de sangue (normalmente coagulado) confinado a um órgão, tecido, ou espaço pela sua infiltração, independentemente da razão. É um tumor maligno comum no cão (Fossum & Caplan, 2013). Num estudo recente sobre hemoperitôneo espontâneo em gatos, foi descoberto que 46% tinham neoplasia abdominal, e que hemangiossarcoma era o diagnóstico mais comum entre estas (18 em 30 equivalente a 60%) (Culp *et al.*, 2010).

Os esquemas de categorização desta neoplasia diferem largamente conforme o considerado - o tamanho do tumor ou a metastização para os linfonodos regionais. Uma modificação levada a cabo pela Organização Mundial de Saúde tem sido a mais investigada. Esta define o estágio I como um hemangiossarcoma confinado ao baço, o estágio II como um hemangiossarcoma esplênico raturado ou com metástases ganglionares e, por fim, o estágio III como um hemangiossarcoma com metástases à distância (Wendelburg *et al.*, 2015).

A remoção cirúrgica do tumor, através de esplenectomia, é o tratamento de escolha para esta patologia. Considerações pré-operatórias devem incluir a correção de problemas hematológicos ligados à coagulação, através de administração de hemocomponentes, se necessário, e suporte circulatório apropriado através de fluidoterapia (Dobson, 2011).

Os resultados obtidos por Göritz *et al.*, em 2013, e por Wendelburg *et al.*, em 2015, sugerem que o tempo de sobrevivência do animal pode ser prolongado pela administração de quimioterapia como tratamento adjuvante à esplenectomia. Os protocolos quimioterápicos utilizados nestes estudos incluíram: doxorrubicina; vincristina, doxorrubicina e ciclofosfamida; ou quimioterapia metronômica com ciclofosfamida.

4.2.11. Sistema reprodutor

Na tabela 14 encontram-se distribuídos os casos referentes ao sistema reprodutor, encontrando-se subdivididos em andrologia – afeções específicas de machos – e ginecologia e obstetrícia – afeções específicas de fêmeas. Pela análise da mesma podemos verificar que, no geral, a afeção clínica predominante é a piómetra, sendo que, no caso particular dos machos, a afeção preponderante é a hiperplasia benigna prostática. Ainda no âmbito desta área, foi possível à estagiária, acompanhar um caso peculiar de distocia, devido a má formação fetal (figura 4), resolvido, posteriormente, por intervenção cirúrgica (cesariana). Apesar da anomalia apresentada, o felídeo nasceu vivo e sobreviveu ainda durante dois dias, acabando por morrer no final deste tempo.

Tabela 14 – Distribuição da casuística em função das afeções observadas no sistema reprodutor (n=42)

Área	Afeção clínica	Fr	Fi	Fic	Fif	Fie
Andrologia	Hiperplasia prostática	14,3%	6	6	0	0
	Criptorquidismo	9,5%	4	3	1	0
	Quisto prostático	7,1%	3	3	0	0
	Balanopostite	4,8%	2	2	0	0
	Prostatite	4,8%	2	2	0	0
Ginecologia e obstetrícia	Piômetra	26,2%	11	7	3	1
	Distocia	9,5%	4	2	2	0
	Pseudogestação	4,8%	2	2	0	0
	Eclampsia	4,8%	2	2	0	0
	Inseminação artificial	7,1%	3	3	0	0
	Metrite	4,8%	2	1	1	0
	Prolapso vaginal	2,4%	1	1	0	0
	Total	100,0%	42	34	7	1

Legenda: Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic: Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felinos; Fie – Frequência absoluta de animais exóticos



Figura 4: Felídeo recém-nascido com anomalia anatômica congênita – Propriedade intelectual do HVP

4.2.12. Oftalmologia

Como é possível observar na tabela 15, a conjuntivite foi a afeção mais recorrente, apresentando uma Fr de 27%, tendo sido, ainda, maioritária nos gatos (Fif de 8) e minoritária nos cães (Fic de 2).

Tabela 15 – Distribuição da casuística em função das afeções observadas na área de oftalmologia (n=37)

Afeção clínica	Fr	Fi	Fic	Fif
Conjuntivite	27,0%	10	2	8
Catarata	18,9%	7	6	1
Úlcera da córnea	13,5%	5	5	0
Esclerose nuclear	10,8%	4	4	0
Entrópio	5,4%	2	2	0
Prolapso da glândula da terceira pálpebra	5,4%	2	2	0
Queratoconjuntivite seca	5,4%	2	2	0
Ectrópio	2,7%	1	1	0
Uveíte	2,7%	1	1	0
Perfuração da córnea	2,7%	1	1	0
Prolapso da íris	2,7%	1	1	0
Hifema	2,7%	1	1	0
Total	100,0%	37	28	9

Legenda: Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic: Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felinos

4.2.13. Endocrinologia

A análise da tabela 16 permite concluir que a diabetes mellitus e o hiperadrenocorticismo foram as patologias endócrinas mais vezes observadas, obtendo respetivamente 33,3 % e 27,8% de Fr.

Tabela 16 – Distribuição da casuística em função das afeções endocrinológicas observadas (n=36)

Afeção clínica	Fr	Fi	Fic	Fif
Diabetes mellitus	33,3%	12	8	4
Hiperadrenocorticismo	27,8%	10	10	0
Hipertiroidismo	22,2%	8	0	8
Hipotiroidismo	8,3%	3	3	0
Diabetes insípidus nefrogénica	2,8%	1	1	0
Diabetes insípidus central	2,8%	1	1	0
Hiperestrogenismo	2,8%	1	1	0
Total	100,0%	36	24	12

Legenda: Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic: Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felinos

O hiperadrenocorticismo (HAC) é uma patologia resultante da produção ou administração excessiva de glucocorticóides e é uma das endocrinopatias mais comumente diagnosticadas em cães, sendo raramente descrita em gatos (Herrtage, 2004). Embora sem predisposição sexual comprovada, parece existir uma maior tendência para o seu desenvolvimento em fêmeas. No geral, esta patologia ocorre com igual frequência entre raças puras e animais cruzados (Behrend, 2015).

Como referido, o HAC pode ter origem iatrogénica ou espontânea. Este último caso pode estar associado com a secreção inapropriada da hormona adenocorticotrófica (ACTH) pela hipófise - HAC hipofisário-dependente (HHD) - ou estar associada com uma desordem primária da adrenal - HAC adreno-dependente (HAD) (Herrtage, 2004).

Fisiologicamente a ACTH tem uma secreção pulsátil, encontrando-se a frequência e amplitude desta tipicamente aumentada em cães com HHD. A superprodução crónica de ACTH leva a uma elevação na produção de cortisol e, eventualmente, a uma hiperplasia adrenocortical. Por outro lado, visto que o HAD é normalmente causado por tumores adrenais, o *feedback* de inibição da ACTH é ineficaz na diminuição dos níveis hormonais. O excesso de cortisol, independentemente da causa, leva à manifestação de sinais clínicos específicos que incluem poliúria, polidipsia, polifagia, abdómen pendular e alopecia. Além disso, o aparecimento de outros sinais, não tão específicos, como hepatomegalia, letargia, fraqueza muscular, anestro, obesidade, atrofia muscular, respiração ofegante, atrofia testicular, hiperpigmentação, *calcinose cutis*, paralisia do nervo facial, pele fina e hematomas também é comum (Behrend & Greco, 2011; Behrend, 2015).

O diagnóstico de HAC depende de sinais clínicos identificados e dos achados laboratoriais, sendo necessário excluir a administração exógena de glucocorticóides e testar a função adrenal. Na avaliação analítica são frequentes as alterações nos parâmetros hepáticos e é possível encontrar alterações hematológicas compatíveis com leucograma de stress. Apesar de a hiperglicemia ser comum, apenas 10% dos cães apresentam diabetes mellitus concomitantemente. A urianálise pode revelar baixa densidade, proteinúria, hematuria, piúria e ainda bacteriúria (Behrend & Greco, 2011; Gallagher, 2014).

Os testes de função adrenal podem ser divididos em testes de triagem e testes de diferenciação. Os primeiros são utilizados para confirmar a existência de HAC e os seus resultados podem ou não ser consistentes com o diagnóstico da doença. Estes incluem o ratio cortisol/creatina, o teste de estimulação com ACTH e a supressão a doses baixas de dexametasona (SDBD). O ratio cortisol/creatina apresenta baixa especificidade (20% a 40%) sendo o teste de estimulação de ACTH o detentor da maior especificidade (60% a 90%) e permitindo, assim, diferenciar entre HAC espontâneo e iatrogénico. Ainda assim, o SDBD é o teste de triagem mais escolhido em cães com HAC endógeno por possibilitar a identificação de HHD. Para a realização deste teste é necessário a recolha de sangue para a obtenção de linha basal endógena de cortisol, seguida da administração de dexametasona na dose de 0,01 a 0,015 mg/Kg por via endovenosa. Após quatro e oito horas desta administração, são colhidas

amostras de sangue. Se às quatro horas o cortisol for 50% menor que a linha basal, o teste é consistente com HHD. Do mesmo modo, pode ser compatível com este diagnóstico se às oito horas o cortisol for 50% menor do que a linha basal, mas maior do que o nível normal tabelado. A falta de supressão pode ter origem tanto num HHD como num HAC (Behrend, 2015).

Os testes de diferenciação são utilizados para determinar se estamos perante HHD ou HAC. Para além do já referido SDBD, existem ainda testes de medição da ACTH endógena e supressão a doses altas de dexametasona. É concebível que após o teste de SDBD se recorra à ecografia para distinção destas patologias (Gallagher, 2014). Adrenais com anatomia alterada, com tamanhos aumentados ou com diferenças de tamanho entre si e a presença de estruturas nodulares, por vezes calcificadas, são indicativas de HAD (Behrend, 2015).

A cirurgia é o procedimento de eleição em animais com adenomas adrecorticais ou pequenos carcinomas, sendo desaconselhada em casos de risco elevado para o doente (Behrend & Greco, 2011). O manejo médico é a abordagem mais comum no HHD mas também pode ser usado em HAD se a adrenalectomia não for opção. O trilostano e o mitotano são os fármacos vulgarmente utilizados e possuem uma eficácia semelhante no tratamento de HHD e HAD. O trilostano atua através da inibição da 11- β -hidroxisteróide dihidrogenase, inibindo desse modo a produção de progesterona e seus produtos finais, como o cortisol e a aldosterona. Embora esta varie consoante a fonte consultada, recomenda-se uma dose inicial de 3 a 6 mg/Kg PO a cada 24 horas. A monitorização deste tratamento deve incluir uma avaliação dos sinais clínicos e a realização de testes de estimulação com ACTH 3 a 6 horas após a administração para controlo dos níveis de cortisol. Os períodos de controlo devem manter-se constantes, iniciando-se 10 a 14 dias após a administração e repetindo-se volvidos 30 dias. O mitotano continua a ser o fármaco de eleição no tratamento desta endocrinopatia, independentemente da presença de HAD ou HDD. Trata-se de um agente adrenocorticolítico seletivo e destrutor das regiões fasciculata e reticulata. Este fármaco deve ser administrado inicialmente numa dose de 20-25 mg/Kg, PO, de 12 em 12 horas. Após a administração, de forma idêntica ao fármaco anterior, deve realizar-se um teste de estimulação com ACTH para confirmar a manutenção dos níveis de cortisol dentro dos valores de referência. Animais com HAC devem ser submetidos a avaliações periódicas nas quais se realize controlos analíticos e se avaliem os efeitos da medicação no animal, de modo a efetuar os ajustes necessários nas doses aplicadas (Behrend & Greco, 2011; Gallagher, 2014).

4.2.14. Otorrinolaringologia

A tabela 17 permite concluir que a afeção mais incidente nesta área foi a estenose das narinas, apresentando 23,3% de Fr.

Tabela 17 – Distribuição da casuística em função das afeções observadas na área de otorrinolaringologia (n=30)

Afeção clínica	Fr	Fi	Fic	Fif
Estenose das narinas	23,3%	7	7	0
Otite externa bacteriana	20,0%	6	4	2
Otite externa <i>Malassesia</i>	13,3%	4	4	0
Otohematoma	13,3%	4	4	0
Alongamento do palato mole	10,0%	3	3	0
Otite otodécica	6,7%	2	0	2
Corpo estranho nasal	3,3%	1	1	0
Paralisia laríngea	3,3%	1	1	0
Otite externa mista	3,3%	1	1	0
Pólipos nasofaríngeos	3,3%	1	0	1
Total	100,0%	30	25	5

Legenda: Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic: Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felinos

4.2.15. Odontoestomatologia

Pela análise da tabela 18 é possível concluir que a patologia mais observada nesta área foi a doença periodontal, com um Fr de 62,1%.

Tabela 18 – Distribuição da casuística em função das afeções observadas na área de odontoestomatologia (n=29)

Afeção clínica	Fr	Fi	Fic	Fif
Doença periodontal	62,1%	18	14	4
Fenda do palato	13,8%	4	3	1
Necrose da língua	10,3%	3	2	1
Gengivoestomatite crônica felina	6,9%	2	0	2
Abcessos	3,4%	1	1	0
Fístula infraorbitária	3,4%	1	1	0
Total	100,0%	29	21	8

Legenda: Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic: Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felinos

4.2.16. Toxicologia

Por último, a toxicologia – área com menor ocorrência de entre todas as integrantes na clínica médica, com apenas 1,6% de Fr – encontra-se subdividida por agente de intoxicação, na tabela 19.

Tabela 19 – Distribuição da casuística em função dos agentes de intoxicação observados na área de toxicologia (n=16)

Agente de intoxicação	Fr	Fi	Fic	Fif
Paracetamol	25,0%	4	1	3
Dicumarínicos	18,8%	3	1	2
Permetrinás	18,8%	3	0	3
Metilxantinas	12,5%	2	2	0
Ibuprofeno	12,5%	2	1	1
Intraconazol	6,3%	1	1	0
Hipoclorito de sódio	6,3%	1	1	0
Total	100,0%	16	7	9

Legenda: Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic: Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felinos

4.3. Clínica cirúrgica

A clínica cirúrgica surge atrás da clínica médica em termos da frequência de casos acompanhados (Fr de 21,2%). A análise da tabela 20 permite verificar que a cirurgia de tecidos moles foi a área com maior ocorrência da clínica cirúrgica, apresentando uma Fr de 58,8%. Foi ainda incluído na clínica cirúrgica outros procedimentos, para os quais é necessário a utilização de sedação/anestesia, podendo alguns não ser considerados verdadeiros procedimentos cirúrgicos.

Tabela 20 – Distribuição da casuística em função das diferentes áreas cirúrgicas (n=320)

Clínica cirúrgica	Fr	Fi	Fic	Fif	Fie
Cirurgia de tecidos moles	58,8%	188	108	79	1
Cirurgia ortopédica	6,9%	22	14	8	0
Cirurgia odontológica	4,7%	15	10	5	0
Cirurgia oftálmica	3,1%	10	9	1	0
Neurocirurgia	3,1%	10	10	0	0
Outros procedimentos sob anestesia/sedação	23,4%	75	45	30	0
Total	100,0%	320	196	123	1

Legenda: Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic: Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felinos; Fie – Frequência absoluta de animais exóticos

4.3.1. Cirurgia de tecidos moles

A maioria dos procedimentos cirúrgicos, realizados em cirurgia de tecidos moles, foram a ovariectomia eletiva e a orquiectomia, apresentando, respetivamente, uma Fr de 36,7% e 16,0% (tabela 21). Além do auxílio prestado, pela estagiária, na realização destes processos,

tanto a nível de anestesia como ajudante cirúrgica, foi ainda possível à mesma desempenhar o papel de cirurgiã, sempre acompanhada de ajuda médica especializada, em cirurgias eletivas.

Tabela 21 – Distribuição da casuística em função dos diferentes procedimentos cirúrgicos realizados na área de cirurgia de tecidos moles (n=188)

Procedimento cirúrgico	Fr	Fi	Fic	Fif	Fie
Ovariohisterectomia eletiva	36,7%	69	25	44	0
Orquiectomia	16,0%	30	11	19	0
Nodulectomia	8,0%	15	10	5	0
Ovariohisterectomia devido a piómetra	5,3%	10	7	2	1
Gastropexia por dilatação e torção gástrica	4,8%	9	9	0	0
Mastectomia regional	4,3%	8	6	2	0
Laparotomia exploratória	3,7%	7	6	1	0
Esplenectomia	2,7%	5	4	1	0
Enterotomia	2,7%	5	3	2	0
Cesariana	2,1%	4	3	1	0
Mastectomia radical	2,1%	4	3	1	0
Colocação de <i>pacemaker</i> (figura 5)	1,6%	3	3	0	0
Correção do ducto arterioso persistente	1,6%	3	3	0	0
Enterectomia	1,6%	3	2	1	0
Recessão do palato mole	1,6%	3	3	0	0
Valvuloplastia	1,1%	2	2	0	0
Biópsia hepática	1,1%	2	2	0	0
Cistotomia	1,1%	2	2	0	0
Resolução de prolapso rectal	0,5%	1	1	0	0
Herniorrafia diafragmática (figura 6)	0,5%	1	1	0	0
Rinoplastia	0,5%	1	1	0	0
Tiroidectomia	0,5%	1	1	0	0
Total	100,0%	188	108	79	1

Legenda: Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic: Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felinos; Fie – Frequência absoluta de animais exóticos



Figura 5: Radiografia torácica lateral, após colocação de *pacemaker* – Propriedade intelectual do HVP

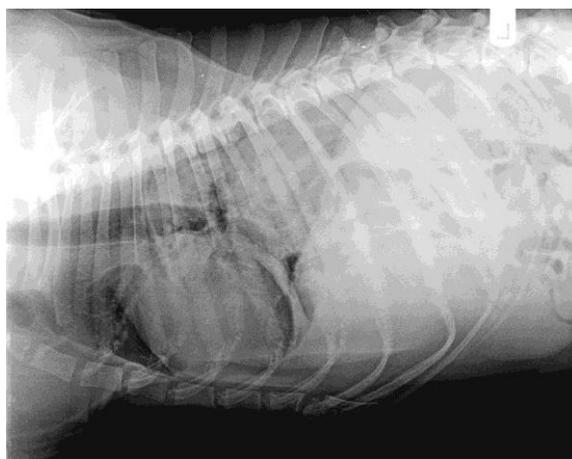


Figura 6: Radiografia torácica lateral com evidência de hérnia diafragmática – Propriedade intelectual do HVP

4.3.2. Cirurgia ortopédica

Como é possível verificar pela análise da tabela 22, o procedimento cirúrgico mais realizado foi a osteossíntese da tíbia/fíbula, apresentando uma Fr de 27,3%.

Tabela 22 – Distribuição da casuística em função dos procedimentos cirúrgicos realizados na área de cirurgia ortopédica (n=22)

Procedimento cirúrgico	Fr	Fi	Fic	Fif
Osteossíntese da tíbia/fíbula	27,3%	6	4	2
Amputação de membro posterior	13,6%	3	1	2
Osteossíntese do fêmur	13,6%	3	2	1
Osteossíntese do rádio/ulna	13,6%	3	1	2
Amputação de cauda	9,1%	2	1	1
Osteossíntese da coluna	9,1%	2	2	0
Amputação de membro anterior	4,5%	1	1	0
Recessão da cabeça do fêmur	4,5%	1	1	0
Osteossíntese da bacia	4,5%	1	1	0
Total	100,0%	22	14	8

Legenda: Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic: Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felino

4.3.3. Cirurgia odontológica

Na tabela 23 encontram-se distribuídos os procedimentos cirúrgicos realizados na área de odontologia, tendo sido realizadas, apenas, destartarizações e extrações dentárias, apresentando, respetivamente, uma Fr de 80% e 20%.

Tabela 23 – Distribuição da casuística em função dos procedimentos odontológicos realizados (n=15)

Procedimento cirúrgico	Fr	Fi	Fic	Fif
Destartarização	80,0%	12	8	4
Extração dentária	20,0%	3	2	1
Total	100,0%	15	10	5

Legenda: Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic: Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felinos

4.3.4. Cirurgia oftálmica

A tabela 24 permite concluir que o procedimento cirúrgico mais realizado na área de cirurgia oftálmica foi a enucleação, apresentando uma Fr de 30%.

Tabela 24 – Distribuição da casuística em função dos procedimentos realizados na área de cirurgia oftálmica (n=10)

Procedimento cirúrgico	Fr	Fi	Fic	Fif
Enucleação	30,0%	3	2	1
Flap da conjuntiva	20,0%	2	2	0
Queratotomia lamelar superficial	20,0%	2	2	0
Resolução de prolapso da íris e sutura corneal	10,0%	1	1	0
Resolução de proptose seguida de tarsorrafia (figura 7 e 8)	10,0%	1	0	1
Correção de ectrópio	10,0%	1	1	0
Total	100,0%	10	8	2

Legenda: Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic: Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felinos



Figura 7 e 8: Proptose ocular – Propriedade intelectual do HVP

4.3.5. Neurocirurgia

No que concerne à área de neurocirurgia, apenas foram realizados dois procedimentos cirúrgicos, sendo estes a hemilaminectomia e a minihemilaminectomia (tabela 25).

Tabela 25 - Distribuição da casuística em função dos procedimentos cirúrgicos realizados na área de neurocirurgia (n=10)

Procedimento cirúrgico	Fr	Fi	Fic
Hemilaminectomia	90,0%	9	9
Minihemilaminectomia	10,0%	1	1
Total	100,0%	10	10

Legenda: Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic: Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felinos

4.3.6. Outros procedimentos realizados sob sedação /anestesia

Estão incluídos neste grupo de procedimentos, todos aqueles que, embora sejam realizados sobre o efeito de sedação/anestesia não são considerados verdadeiros procedimentos cirúrgicos. Pela análise da tabela 26 podemos verificar que os procedimentos, deste género, mais realizados foram a sutura de lacerações, com Fr de 25,3%, e a drenagem de abscessos, com Fr de 21,3%. Foi ainda possível à estagiária observar um caso de traqueostomia temporária, sendo este um procedimento raro e, por esse motivo, apenas visualizado uma vez (Fr de 1,3%).

Tabela 26 – Distribuição de outros procedimentos realizados sob anestesia/sedação (n=75)

Procedimento	Fr	Fi	Fic	Fif
Sutura de lacerações (figura 9 e 10)	25,3%	19	11	8
Drenagem de abscessos	21,3%	16	10	6
Colheita de LCR	20,0%	15	15	0
Colocação de dreno torácico	13,3%	10	4	6
Colocação de tubo nasogástrico	9,3%	7	2	5
Colocação de cateter de diálise peritoneal	5,3%	4	1	3
Colocação de tubo alimentar de esofagostomia	4,0%	3	2	1
Traqueostomia temporária	1,3%	1	0	1
Total	100,0%	75	45	30

Legenda: Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic: Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felinos



Figura 9 e 10: Canídeo com laceração extensa, após atropelamento – Propriedade intelectual do HVP

4.4. Imagiologia

A imagiologia é um meio de diagnóstico complementar muito utilizado no dia-a-dia de um hospital, como se pode verificar pelo número de casos apresentados na tabela 27.

Tabela 27– Distribuição da casuística em função dos diferentes meios de diagnóstico imagiológico (n=655)

Procedimento cirúrgico	Fr	Fi	Fic	Fif	Fie
Radiografia simples	52,5%	346	212	122	12
Ecografia abdominal	24,9%	164	94	69	1
Ecocardiografia	10,3%	68	29	39	0
Tomografia axial computadorizada	5,6%	37	37	0	0
Laringotraqueobroncoscopia	2,3%	15	12	3	0
Mielografia	1,5%	10	10	0	0
Fluoroscopia	1,1%	7	7	0	0
Diagnóstico de gestação	0,6%	4	3	1	0
Endoscopia	0,6%	4	2	2	0
Otoscopia	0,6%	4	4	0	0
Total	100,0%	659	410	236	13

Legenda: Fr – Frequência relativa; Fi – Frequência absoluta; Fic: Frequência absoluta de caninos; Fif – Frequência absoluta de felinos; Fie – Frequência absoluta de animais exóticos

4.5. Outros procedimentos médicos

Além do referido, no decorrer do estágio, foram efetuados vários procedimentos médicos que, devido à vulgaridade com que eram realizados, se tornaram impossíveis de ser contabilizados. Fazem parte integrante destes procedimentos as citologias e as histopatologias, as urianálises tipo I, II e III, as analíticas sanguíneas, os testes rápidos imunoenzimáticos (ELISA), especificamente, para vírus de imunodeficiência felina (FIV), FeLV e leishmânia, eletrocardiogramas, punções aspirativas por agulha fina e medições de pressões arteriais. Embora, com uma frequência não tão elevada, são incluídos ainda neste ponto todas as cistocenteses e algaliações, transfusões de sangue e plasma, tipificações sanguíneas e provas cruzadas, sessões de quimioterapia, sessões de diálise peritoneal, abdominocenteses, ressuscitações cardiopulmonares e acupuntura com electroestimulação (figura 11).



Figura 11: Acupuntura com electroestimulação – Propriedade intelectual do HVP

III. MONOGRAFIA - Medicina transfusional em gatos

1. Introdução

O gato doméstico tem ganho destaque como animal de companhia adotado por um grande número de lares a nível mundial. Paralelamente, a mudança de mentalidade dos proprietários relativamente à necessidade de cuidados médicos prestados a gatos, fez com que esta espécie tenha muito mais representatividade na prática clínica veterinária, exigindo maiores e melhores conhecimentos do médico veterinário sobre a mesma (Pereira & Buzin, 2012).

Em medicina veterinária, as transfusões sanguíneas podem ter um papel vital em situações críticas e de emergência. Assim, tal como acontece nos seres humanos, este procedimento pode salvar a vida do animal. Todavia, transfusões de sangue em felinos devem ser realizadas com precaução, uma vez que existem algumas dificuldades práticas associadas. Se comparadas a transfusões sanguíneas em caninos, a colheita e armazenamento de sangue dos felinos, acarreta um maior risco de complicações, seja para o dador seja para o recetor. (The World Small Animal Veterinary Association., n.d.).

O sangue, sendo um fluido circulante, desempenha inúmeras funções vitais no organismo e representa cerca de oito a 10% do peso total de um animal. Estas incluem:

- ✓ Regulação do equilíbrio hídrico, do pH, da pressão osmótica, e da temperatura;
- ✓ Respiração, transporte de nutrientes e hormonas, excreção de resíduos metabólicos;
- ✓ Defesa (imunidade) (Rastogi, 2007).

O sangue é composto por células (eritrócitos, leucócitos e plaquetas) e por plasma. O plasma é a parte líquida do sangue sendo neste componente onde se encontram suspensas as referidas células e outras substâncias dissolvidas, que usam o sangue como meio de transporte. A proporção de células vermelhas, relativamente ao plasma, é denominada de hematócrito e é uma medida com grande significado clínico. Este obtém-se pela centrifugação do sangue e pela separação deste nos seus componentes, supra mencionados, de acordo com a sua densidade - figura 12. As células vermelhas, ocupam a parte inferior, denominando-se

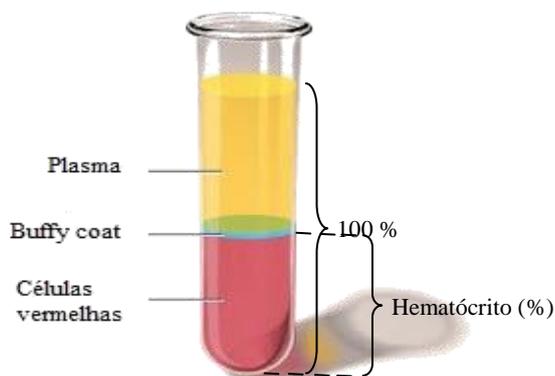


Figura 12 – Separação dos componentes sanguíneos segundo a sua densidade – adaptado de (Mohammed, 2012)

hematócrito, os leucócitos e plaquetas - *buffy coat* -, encontram-se imediatamente a seguir e, finalmente, o plasma encontra-se a ocupar a parte superior. O PCV é o componente mais útil para reconhecer alterações fisiológicas no sangue (Reece, 2009).

Um animal saudável é capaz de manter a homeostasia, variando pouco o hematócrito e apresentando concentrações constantemente normais. A anemia é uma patologia caracterizada por uma redução das células vermelhas em circulação, seja qual for a sua causa. Os gatos são particularmente suscetíveis ao desenvolvimento desta patologia, pois os seus eritrócitos têm uma vida útil mais reduzida (70 dias), quando comparados a mamíferos de outras espécies (como é o caso dos cães e do Homem em que a vida útil é de 110 a 120 dias), podendo evoluir rapidamente. Existem várias causas para o seu aparecimento tais como, exposição a toxinas, neoplasias, inflamação crónica, insuficiência renal, causas infecciosas e disfunção de medula óssea. No entanto, os gatos, em geral, lidam muito bem com anemias ligeiras a moderadas, não demonstrando sinais clínicos até o hematócrito estar gravemente baixo (Simpson, 2013).

Porém, a decisão de transfundir um paciente anémico não deve ter por base a leitura isolada do hematócrito. Os sinais clínicos associados a anemia devem também ser considerados e incluem fraqueza, letargia, taquicardia, taquipneia e pulso femoral fraco. Assim, acima de tudo, o estado clínico do animal ditará a altura certa para iniciar a administração de sangue. (Ferreira, *et al.*, 2008a). Por estas, e outras, razões é necessário, cada vez mais, uma procura de soluções específicas para esta espécie.

2. Banco de sangue

2.1. Nota histórica

A transfusão sanguínea é definida como uma terapia intravenosa com sangue inteiro ou hemocomponentes (Abrams-Ogg, 2000). Embora simples, o estabelecimento desse termo, prolongou-se no tempo. Os primeiros passos foram dados em 1656, por Christopher Wren, quando este utilizou uma pena com uma bexiga acoplada para demonstrar, que a administração de substâncias por via intravenosa, em animais, tinha efeitos sistémicos. Só passados dez anos, em 1666, foi realizada a primeira transfusão sanguínea com sucesso, por Richard Lower, transfundindo sangue de um cão para outro. Este acontecimento levou Samuel Pepys a especular sobre os potenciais benefícios de transfusões entre seres humanos, afirmando que “sangue de má qualidade pode ser reparado emprestando sangue de um corpo melhor” (Janatpour & Holland, 2007),

A primeira transfusão sanguínea documentada, entre seres humanos, foi feita no ano de 1818. Mas esta prática só começou a ascender nos anos vinte e trinta quando os anticoagulantes foram introduzidos no mercado, permitindo o armazenamento e desenvolvimento de bancos de sangue (The World Small Animal Veterinary Association., n.d.). O uso de citrato de sódio como anticoagulante, usado pela primeira vez por Albert Hustin em 1914, e o desenvolvimento do armazenamento refrigerado, por Richard Weil, permitiram a

criação de um “depósito de sangue”, levado a cabo por Oswald Hope Robertson na Grã-Bretanha, durante a primeira guerra mundial. Com a chegada da segunda guerra mundial, a prática de banco de sangue começou a crescer, devido à sua grande necessidade. Estabeleceu-se, assim, em 1940, o primeiro banco de sangue nos Estados Unidos por Benard Fantus, em Chicago (Abrams-Ogg, 2000; Janatpour & Holland, 2007). É durante este período, entre 1900 e 1950, que a ciência e a prática transfusional atingem o seu auge de desenvolvimento (Boulton, 2015).

Inicialmente, os bancos de sangue, envolviam exclusivamente a colheita, armazenamento e administração de sangue inteiro. Estes continham elementos celulares maduros já no seu estágio final de desenvolvimento, sem potencial para mais expansão e mitoses, incluindo eritrócitos, plaquetas e granulócitos. As células vermelhas foram os primeiros componentes celulares aos quais foram implementados métodos padronizados e confiáveis de colheita, armazenamento e administração. Foram, entretanto, desenvolvidos métodos de separação dos hemocomponentes, para que estes pudessem ser armazenados e administrados individualmente (Janatpour & Holland, 2007).

Em 1950 foi caracterizado pela primeira vez um sistema de grupos sanguíneos felino, com 2 tipos de sangue e anticorpos pré existentes. No entanto, só em 1962, assumiram a terminologia de A e B, reconhecida atualmente. O terceiro grupo sanguíneo, AB, foi descrito, apenas, em 1980 (Knottenbelt, 2002; Hohenhaus, 2004).

Com o aumento da procura de cuidados veterinários, por parte dos proprietários de gatos, e a disponibilidade de hemocomponentes específicos para esta espécie, o recurso a transfusão de sangue tem-se tornado uma prática cada vez mais comum nos últimos 10 anos. Assim, este procedimento tornou-se um componente importante no cuidado médico e cirúrgico na espécie felina (Weingart *et al.* 2004; Weltman *et al.* 2014).

2.2. Programa de dadores

Existem várias restrições e precauções a serem tomadas na escolha de um dador de sangue felino, tornando-se difícil encontrar um candidato adequado em situação de emergência. Assim, torna-se necessário o acesso a animais previamente testados e que preencham todos requisitos para efetuarem dádivas de sangue, uma vez que todas as transfusões devem ter origem numa fonte saudável. (Gibson, 2007).

Existem várias opções quanto à origem dos dadores, decidindo cada clínica, a melhor forma, consoante as suas necessidades. A forma mais simples de assegurar o acesso a dadores de sangue é manter esses animais na clínica. Algumas clínicas mantêm um pequeno grupo de gatos exclusivamente para dádivas de sangue, existindo alguma controvérsia em relação ao bem-estar animal. O número de animais mantidos na clínica depende das necessidades prévias, sendo, na maioria dos casos, suficiente, um a dois gatos (Abrams-Ogg, 2000; Yagi, 2013).

Outra solução, praticada por algumas clínicas e hospitais com serviço de banco de sangue, é manter um registo, devidamente atualizado, de todos os proprietários dispostos a voluntariar o seu animal como dador. Desta forma é possível antever situações de necessidade, nas quais os candidatos aprovados serão recrutados. (The World Small Animal Veterinary Association., n.d.). É vantajoso compilar uma lista com potenciais dadores, como por exemplo, animais pertencentes a trabalhadores do hospital ou a clientes que preencham os requisitos necessários (Tasker, 2013).

Este programa de dadores assenta então na ideia de proprietários voluntariarem os seus animais em troca de benefícios, tais como, exames gerais periódicos gratuitos, vacinações, desparasitações e comida/brinquedos para animais (Abrams-Ogg, 2000). Seminários para clientes, reuniões com o clube de treino, mensagens ilustrativas sobre o tema colocadas na recessão do hospital, e artigos em jornais locais, podem aumentar a consciência do público para a necessidade de dadores felinos, assim como caninos, e levar mais pessoas a voluntariarem os seus animais (Gibson, 2007).

Existem alguns métodos bastante criativos para atrair dadores promovendo o altruísmo do proprietário, embora requeiram algum investimento. Acessórios para o animal que digam “eu doe sangue hoje”, autocolantes para o carro com “O meu animal pode dar sangue. O que pode fazer o teu?”. Além destas ideias, Yagi, 2013 afirma ainda que uma das suas exposições preferidas, relativas a este assunto, foi ter visto uma exibição de fotografias intitulada “*wall of heroes*”. Confessa que não só foi inspirador ver que todos aqueles animais tinham doado sangue, salvando certamente a vida de outros, mas também que este estabelecimento lhes tinha dedicado toda uma parede, a fim de reconhecer a sua contribuição. Mesmo não considerando o aspeto sentimental, esta é uma ótima forma de passar a palavra a outros clientes, dizendo que animais também precisam de transfusões de sangue e a única forma de o obter é através de outros animais. Este autor conclui com uma pergunta para os médicos veterinários: «quantas vezes já vos foi perguntado “Onde arranja sangue para os animais?”».

Os proprietários destes animais são avisados para se dirigirem à clínica caso seja necessário sangue fresco, e/ou esteja na altura da doação periódica para banco de sangue. Embora seja possível efetuar recolhas sanguíneas com apenas quatro semanas de intervalo, os gatos, principalmente os com proprietários, não devem doar sangue mais que uma vez a cada dois meses. Apesar destes programas serem seguros, na prática acarretam alguns riscos para o dador felino, associados com a sedação e subsequente colheita de sangue, que deve ser cuidadosamente ponderado em relação ao potencial ganho do recetor. Ao contrário de um ser humano, um gato dador não pode dar o seu consentimento para a recolha de sangue, neste caso é o seu proprietário a tomar esta decisão. Sendo assim, é essencial que todos os riscos presentes sejam explicados de forma clara ao cliente, para que seja obtido o seu consentimento, por escrito, antes do gato ser usado para dádiva de sangue (Abrams-Ogg, 2000; Barfield & Adamantos, 2011; Tasker, 2013; The International Society of Feline Medicine., n.d.-a).

2.3. Recrutamento felino

Existem vários critérios a ser cumpridos para que um gato seja considerado adequado como dador (The International Society of Feline Medicine., n.d.-a). Estes devem ser saudáveis, sem acesso ao exterior e devem ter um temperamento fácil para bom manuseamento e contenção. Animais com um temperamento mais difícil podem ser utilizados, recorrendo-se a sedação. Todavia este método acarreta efeitos secundários, que se tornam indesejáveis, principalmente para animais com proprietários. Todos os dadores devem possuir um regime vacinal completo e desparasitação interna e externa regular e apropriada à região onde se inserem. As informações relevantes sobre a vacinação felina ideal, encontram-se descritas nas *guidelines* da *European Advisory Board on Cat Diseases*, abordando a prevenção contra o parvovírus (panleucopénia) (Truyen *et al.*, 2009), herpesvirus (Thiry *et al.*, 2009), calicivirus (Radford *et al.*, 2009), coronavírus (Addie *et al.*, 2009), raiva (Frymus *et al.*, 2009), clamídia (Gruffydd-Jones *et al.*, 2009), *Bordetella bronchiseptica* (Egberink *et al.*, 2009), FIV (Hosie *et al.*, 2009) e FeLV (Lutz *et al.*, 2009). Além disso, é recomendado um período mínimo de um mês após a vacinação, cirurgia de rotina (como por exemplo, castração) ou qualquer tratamento médico, antes de ser efetuada uma colheita de sangue. Felinos com medicações de caráter crónico, incluindo AINE's, não devem ser utilizados como dadores (Abrams-Ogg, 2000; Barfield & Adamantos, 2011; The International Society of Feline Medicine., n.d.-b).

Idealmente, o gato dador deve ter um peso superior a cinco Kg, já que desta forma experiencia menos efeitos secundários dependentes do volume de sangue recolhido. No entanto, podem ser utilizados gatos com peso superior a quatro Kg, idade mínima de 1 ano e máxima de 8, sendo a idade máxima ideal de cinco anos. São preferíveis animais que tenham vivido toda a sua vida na mesma casa, desde muito jovens, já que assim temos acesso à história clínica completa, diretamente do proprietário. É também preferível que os gatos dadores nunca tenham viajado e façam prevenção contra parasitas cardíacos caso habitem em zonas endémicas, embora a utilização de sangue infetado não transmita o parasita. Devem ainda ter um índice de condição corporal normal (quatro ou cinco em nove). (Tasker, 2013; Pennisi *et al.*, 2015; The International Society of Feline Medicine., n.d.-a).

O gato candidato a dador, que apresente as características anteriormente descritas, deve ser submetido a um exame completo de saúde para verificar a sua aptidão para o efeito. Este exame deve incluir a recolha completa da história clínica do animal, exame físico completo, com medição das pressões arteriais, e, idealmente, uma ecocardiografia para pesquisa de doença cardíaca oculta. Deve ser recolhido sangue para a realização de um hemograma completo, com a realização de esfregaço de sangue, tendo este, como finalidade, a avaliação morfológica dos vários componentes e pesquisa de hemoparasitas. A partir do sangue recolhido devem ainda realizar-se análises bioquímicas para pesquisa de doença renal ou hepática. Para um exame mais completo, deve ser recolhida urina de forma a ser descartada doença renal (Barfield & Adamantos, 2011; The International Society of Feline Medicine., n.d.-a, n.d.-b)

Atualmente, a informação sobre agentes infecciosos sanguíneos é de fácil acesso, principalmente os transmitidos por vetores (Vilhena *et al.*, 2013). Em 2005, numa conferência sobre pesquisa de doenças infecciosas em cães e gatos, dadores de sangue, a *American College of Veterinary Internal Medicine* adotou critérios básicos para selecionar agentes patogênicos a serem testados (Wardrop *et al.*, 2005). Tendo em conta estes critérios, um painel de testes sugerido por Pennisi *et al.* (2015) engloba as informações descritas no quadro 1.

Quadro 1: Testes de triagem de patógenos *core* e recomendados em zonas endêmicas, a realizar em todos os felinos candidatos a dadores de sangue, adaptada de (Tasker, 2013; Pennisi *et al.*, 2015; The International Society of Feline Medicine., n.d.-a)

	Doença	Testes
Doenças infecciosas não vetoriais	FeLV (<i>core</i>)	O teste de PCR ¹⁾ é o ideal, embora em casos de emergência possa ser efetuado um teste rápido.
	FIV (<i>core</i>)	Pesquisa de anticorpos anti FIV no soro/plasma ¹⁾
Doenças infecciosas vetoriais	<i>Mycoplasma haemofelis</i> ; <i>Candidatus Mycoplasma haemominutum</i> ; <i>Candidatus Mycoplasma turicensis</i> ; (<i>core</i>)	PCR sanguíneo
	<i>Bartonella sp.</i> (<i>core</i>)	Pesquisa de anticorpos anti- <i>Bartonella</i> por **IFI
	Cytauxzoonoses; ehrlichioses, anaplasmoses	Só é necessário pesquisa destes parasitas em zonas endêmicas - PCR

Legenda: PCR = *polymerase chain reaction*; IFI:Imunofluorescência indireta; ¹⁾ Num período de três meses após a exposição, antes de qualquer dádiva, o animal deve ser testado mesmo com resultados negativos prévios

A pesquisa de *Coronavirus* e *Toxoplasma sp.* não é obrigatória devido ao baixo risco de transmissão (Barfield & Adamantos, 2011). As condições ambientais do gato podem ser tidas em atenção, visto que um animal apenas de interior e sem coabitantes, pode usufruir de um período mais alargado entre a realização dos testes necessários (Tasker, 2013).

Estes testes devem ser realizados com a periodicidade de seis meses a um ano, ou seja, o animal não terá que os efetuar em todas as recolhas dentro deste período. Ainda assim, um conjunto de testes especificados no ponto cinco, deve ser sempre realizado imediatamente

antes de cada recolha. Animais com hematócritos tendencialmente baixos, não devem ser aceites como dadores (Barfield & Adamantos, 2011)

Devido à existência de anticorpos naturais contra outros grupos sanguíneos felinos, é essencial que tanto o grupo sanguíneo dos gatos dadores como o dos recetores seja conhecido (Gibson, 2007).

3. Tipificação sanguínea

As incompatibilidades de tipos de sangue são potencialmente responsáveis por isoeritrólise neonatal e reações transfusionais fatais em gatos. (Tasker, 2013) Uma política rigorosa com o procedimento de tipificação e *crossmatching* e cuidadosa monitorização, minimizam o risco de uma reação adversa e maximizam os benefícios de uma transfusão (Godinho-Cunha *et al.*, 2011). A tipificação sanguínea categoriza o sangue em grupos de acordo com o antígeno presente na membrana dos eritrócitos (Knottenbelt, 2002). Todos os gatos, quer dadores, quer recetores, têm que passar por este processo.

3.1. Grupos sanguíneos felinos

O sistema de grupo sanguíneo AB felino foi descrito pela primeira vez há mais de três décadas e está associado a dois antígenos eritrocitários (Hourani *et al.*, 2014). Estes variam tanto dentro como entre as diversas espécies e, portanto, os tipos de sangue de cães, gatos e seres humanos, não são comparáveis (Barfield & Adamantos, 2011). Assim sendo, mesmo usando a mesma nomenclatura, ABO, o sangue do ser humano não tem relação serológica com o do gato (Hohenhaus, 2004).

Os grupos sanguíneos A e B são transmitidos por geração mendeliana simples, em que os alelos que codificam para tipo A ou tipo B ocupam o mesmo locus. O tipo A é dominante sobre B, sendo genotipicamente, homozigótico (A/A) ou heterozigótico (A/b). O tipo B é obrigatoriamente homozigótico (b/b). A presença de antígenos tipo A e tipo B, num feto, pode ser detetada aos 38 dias de gestação (Hohenhaus, 2004; Barfield & Adamantos, 2011). O tipo AB é raro e é expresso por um terceiro alelo recessivo quanto a A e dominante quanto a B. Estudos de acasalamentos mostraram que o tipo AB não é simplesmente o resultado de um cruzamento entre um gato tipo A e um tipo B, sendo inclusive raro esse acontecimento, mas sim um tipo A portador do raro alelo AB (Ab/A). Portanto o fenótipo AB é genotipicamente Ab/b ou Ab/Ab. Contudo este padrão de heritabilidade não se demonstrou em todos os casos de gatos AB, o que leva a crer que existem mais mecanismos de transmissão deste tipo sanguíneo. (Griot-Wenk & Giger, 1995; Knottenbelt, 2002; Davidow, 2013).

A nível molecular, o antígeno tipo A é caracterizado por gangliosídeos que exprimem ambos ácido N-glicolilneuramínico (NeuGc) e ácido N-acetilneuramínico (NeuAc) ou apenas NeuAc exprimindo concomitantemente a enzima hidroxilase do ácido CMP-N-acetilneuramínico capaz de converter NeuAc em NeuGc. Gatos tipo A que sejam homozigóticos e heterozigóticos diferem ligeiramente na quantidade destes gangliosídeos. Por

outro lado, o tipo B apenas possui antigénios composto por NeuAc. Finalmente, o tipo AB é composto por quantidades semelhantes de NeuAc e NeuGc, assim como duas formas intermediárias de gangliosídeos (Marques *et al.*, 2011).

À semelhança com o sistema de sangue do ser humano ABO, todos os tipos A e B felinos, têm anticorpos naturalmente existentes – anti-A e anti-B – não existindo dador universal para esta espécie (Tocci & Ewing, 2009). Os anticorpos anti-A são aparentemente fortes hemolisinas e hemaglutinas, sendo predominantemente da classe imunoglobulina (Ig) M, existindo algumas IgG. Os anticorpos anti-B são fracas aglutininas IgM e fracas hemolisinas com igual proporção entre IgM e IgG. Para além da força de ligação dos anticorpos anti-A ser mais forte, a sua concentração em circulação é maior em comparação com o baixo título de anticorpos anti-B (Knottenbelt, 2002; Hohenhaus, 2004).

O risco de uma reação transfusional é muito maior para um gato de tipo sanguíneo B que recebe sangue tipo A, visto que, como mencionado anteriormente, a maioria de gatos tipo B têm altos títulos de anticorpos anti-A, o que resulta numa rápida hemólise dos eritrócitos do dador. Os sinais de uma reação transfusional aguda hemolítica podem acontecer após um gato tipo B ter recebido tão pouco como 1ml de sangue tipo A. (Gibson, 2007; Weinstein *et al.*, 2007). O soro de gatos tipo AB não possui anticorpos, nem hemolisinas, nem hemaglutininas. (Hohenhaus, 2004; Barfield & Adamantos, 2011).

O tipo A é o grupo de sangue felino predominante em todo o mundo, embora a prevalência do tipo A, B e AB difira, dentro da população felina, entre gatos de raça pura e gatos sem raça definida (Marques *et al.*, 2011). O fenótipo AB só aparece em raças em que o tipo B foi identificado, sejam puras ou indefinidas. Parece não existir relação entre sexo e coloração da pelagem, com o tipo de sangue (Hohenhaus, 2004). Foi efetuado um estudo retrospectivo, por Marques *et al.* em 2011, sobre a frequência dos tipos de sangue A, B e AB em gatos domésticos de pelo curto, em Lisboa. Foram incluídos neste teste um total de 515 gatos, com idades compreendidas entre os 5 meses e os 21 anos. As frequências relativamente aos tipos de sangue A, B e AB foram respetivamente: **97,5% (n=502), 2,1% (n=11), e 0,4% (n=2)**.

Estão descritos outros grupos sanguíneos na literatura mas que não são determinados rotineiramente (Spada *et al.*, 2014; The International Society of Feline Medicine., n.d.-b). Weinstein *et al.*, em 2007, documentou a descoberta de um novo antigénio, de eritrócitos, em gatos domésticos de pelo curto e designou-o como antigénio *Mik*. Estes descreveram a existência de incompatibilidades nas provas cruzadas realizadas entre quatro gatos recetores, todos com grupo sanguíneo tipo A *Mik* negativo, e trinta gatos dadores também tipo A, mas *Mik* positivos. Foi também relatado pelos autores uma reação transfusional hemolítica aguda, após uma transfusão de sangue de tipo-específico para um recetor *Mik* negativo. Os resultados sugerem a existência de uma alta prevalência de anticorpos, naturalmente existentes, contra o antigénio *Mik* nos gatos recetores *Mik*-negativo. Estes anticorpos não foram identificados através dos métodos tradicionais de tipificação. Apesar da existência de anticorpos para além dos anti-A e anti-B ainda não ter sido estabelecida, é possível que tais anticorpos, à

semelhança dos anticorpos contra o antígeno Mik, possam levar a reações transfusionais ou à diminuição da eficácia dos eritrócitos transfundidos (Weltman *et al.*, 2014).

3.2. Métodos rápidos de tipificação

Como já descrito, a tipificação é um passo importante e fundamental, havendo várias formas de a realizar. Por um lado pode ser enviada uma amostra de sangue em tubo de EDTA, para um laboratório comercial, a fim de se proceder a tipificação por métodos mais fidedignos embora mais dispendiosos, como por exemplo os testes em GEL e em TUBO. (Proulx & Waddell, 2012). Alternativamente a este método, várias marcas de testes rápidos estão disponíveis para o uso na prática clínica. É exemplo disto, os testes em cartão (Rapid Vet®-H Feline; dms laboratories) e o teste por imunocromatografia (*quick test A+B; Alvedia®* e RapidVet®-H IC; dms laboratories) (Barfield & Adamantos, 2011).

Rapid Vet®-H Feline

Para a realização deste teste, apenas se deve utilizar sangue em tubo com EDTA, sendo cerca de 0,5 ml uma quantidade adequada (Tasker, 2013).

Estes cartões possuem dois poços destinados a tipificação e um terceiro com a função de controlo (figura 13):

1. Poço A: depende de uma reação de aglutinação utilizando soro anti-A para detetar tipo A (Tasker, 2013)
2. Poço B: existe aglutinação na presença de antígeno tipo-B, através de um reagente anti-B (como os anticorpos anti-B de um gato tipo-A têm fracas ligações e títulos baixos o reagente anti-B utilizado é uma lectina de *Triticum vulgare*) (Knottenbelt, 2002; Gurkan *et al.*, 2005; Barfield & Adamantos, 2011; Seth *et al.*, 2011)
3. Poço de autoaglutinação: não contém reagentes anti-A nem anti-B e apenas é acrescentada uma solução salina ao sangue inteiro. É um poço que serve como controlo, para assegurar que o sangue não aglutina espontaneamente, já que daria falsos resultados AB positivos (Tasker, 2013).

Os resultados são obtidos por visualização de aglutinação e leitura direta. Sendo assim, se houver aglutinação no poço A estamos perante um gato com tipo sanguíneo A e sendo B se a aglutinação ocorrer no poço correspondente ao tipo sanguíneo B. Para o resultado ser AB, é necessário existir aglutinação no poço A e B sem aglutinação no poço controlo, não sendo este o método mais fiável para tipificar gatos com este tipo de sangue. Alguns gatos exibem auto aglutinação devido a fatores intrínsecos do seu próprio soro. Nesse caso deve ser efetuada uma lavagem celular para que, posteriormente à centrifugação, seja possível descartar-se o sobrenadante que contém o soro do animal. Pode ainda ser enviada uma amostra sanguínea, a fim de ser tipificada em laboratório e de forma a ser obtido um resultado mais fidedigno (dms laboratories Inc, 2012a).

É um teste rápido e fácil de utilizar, com instruções simples. O conjunto comercial (figura 14) é composto por todo o material necessário à tipificação, incluindo uma garrafa de diluente, pipetas plásticas, pequenas espátulas de madeira e os cartões de teste.

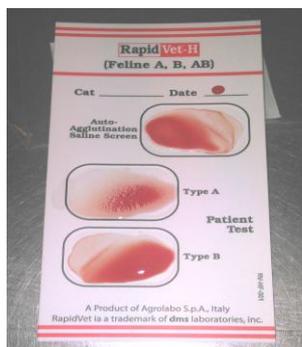


Figura 13: Teste de tipificação em cartão. Resultado positivo para A – Propriedade intelectual do HVP.



Figura 14: O conjunto comercial *RapidVet®-H Feline* contém os componentes necessários à realização do teste. Uma garrafa de diluente (A), pipetas plásticas (B), pequenas espátulas de madeira (C) e os cartões de teste (já retirados da película protetora) (D) – adaptado de (dms laboratories Inc, 2012a)

Quick test A+B; Alvedia®

Um estudo recente, inframencionado, demonstrou que este teste é ligeiramente melhor que o teste em cartão *Rapid vet®-H Feline*. Além disso, pode ser mais fiável em gatos com auto aglutinação (Tasker, 2013).

O sistema baseia-se na migração de células vermelhas numa tira de papel. Esta possui uma membrana, submetida a tratamento especial com um tampão de fluxo, que permite a migração através de capilaridade.

Dois anticorpos monoclonais específicos para os antígenos A e B, foram impregnados na membrana. Estes anticorpos irão reter glóbulos vermelhos A e/ou B, formando uma banda vermelha na zona da tira destinada. A leitura é direta, sendo que, observando-se apenas uma linha na zona designada A, o gato tem sangue tipo A, observando-se na zona designada para B, o gato tem sangue tipo B. No entanto, quando surgem ambas as linhas, estamos perante um gato AB. Para o teste ser válido, tem ainda que aparecer uma linha na zona destinada ao controlo (parte superior da tira com a letra “C”). Se esta linha não aparecer, o teste deve ser descartado e repetido (Animal Blood Resources Internacional, 2015).

Para a realização deste teste, é possível utilizar sangue em tubos com EDTA, citrato-fosfato-dextrose (CPD), ácido-citrato-dextrose (ACD) ou heparina, ou ainda sangue de cordão umbilical. Se a amostra a ser tipificada provier de um gato com anemia severa (hematócrito menor a 14%), esta deve ser centrifugada e algum do plasma descartado de forma a ressuspender as células vermelhas (Tasker, 2013). O conjunto comercial *quick test A+B; Alvedia*® (figura 15) contém todos os componentes necessários à realização do teste de tipificação, sendo eles uma garrafa de diluente, uma vareta de papel (doseador), poços de mistura, tira de papel com parte plástica de proteção e tampa de encaixe (com as letras referentes ao tipo de sangue A e B e ao controlo C). Contém também um folheto com as indicações de utilização (Animal Blood Resources Internacional, 2015).

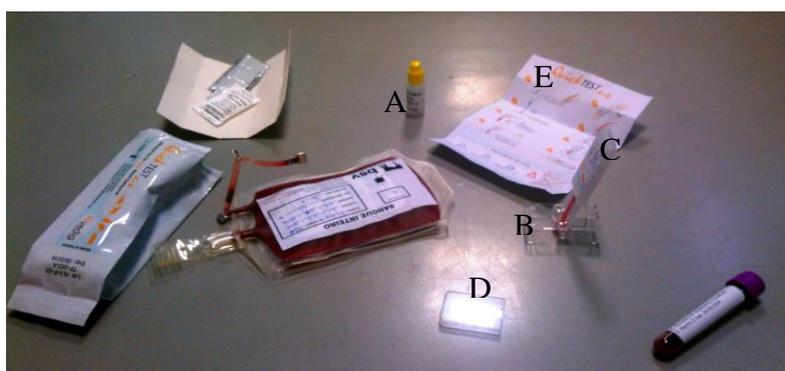


Figura 15: O *quick test A+B; Alvedia*® contém todos os componentes necessários à realização do teste de tipificação. Uma garrafa de diluente (A), uma vareta de papel (doseador) (B), poços de mistura (C) e tampa de encaixe (com as letras referentes ao tipo de sangue A e B e ao controlo C) (D). Folheto com as indicações de utilização (E) – Propriedade intelectual do HVP

Um estudo levado a cabo por Seth *et al.*, em 2011 comparou a facilidade e precisão de cinco métodos de tipificação comercialmente disponíveis, incluindo: testes de aglutinação em cartão, imunocromatografia, teste laboratorial em GEL e dois testes utilizados na universidade da Pensilvânia, teste em SLIDE e TUBO, este último considerado *gold standard*. Quando comparados com o teste em TUBO os resultados em SLIDE e GEL atingiram mais de 99% de concordância, enquanto que o teste de cromatografia atingiu 95% e o de cartão apenas 91%. Em 2011, Barfield & Adamantos afirmaram que apesar de o *quick test A+B; Alvedia*® não ter sido incluído neste teste, este era semelhante ao teste em GEL que demonstrou ser bastante fiável na tipificação sanguínea de felinos. Os cartões demonstraram não ter resultados concordantes quando ambos os poços aglutinavam. Caso tal suceda, a amostra deve seguir para um laboratório a fim de ser confirmado o resultado, como já mencionado.

Foi ainda efetuado, recentemente, um estudo sobre o teste de imunocromatografia dos laboratórios dms (*RapidVet®-H IC*) (figura 16), atribuindo-lhe uma taxa de concordância de resultados de 96,1%. Os autores concluíram que, dada a sua taxa de concordância e facilidade de utilização, assim como os seus requisitos de armazenamento convenientes, este teste pode ser recomendado na prática clínica diária (Hourani *et al.*, 2014).



Figura 16: Teste de tipificação *RapidVet®-H IC*. A – Teste positivo para tipo sanguíneo A; B – Teste positivo para tipo sanguíneo B; C – Teste positivo para tipo sanguíneo AB adaptado de (dms laboratories Inc, 2015)

4. Prova cruzada maior e menor

O teste de reação cruzada é realizado para determinar a compatibilidade entre os componentes do sangue do dador com os do destinatário. O seu objetivo principal é permitir a seleção de unidades de sangue, de um gato dador, que forneçam o benefício máximo e danos mínimos para o recetor. Existem duas provas cruzadas (maior e menor) e são realizados *in vitro* (Weinstein & Sink, 2014):

✓ Prova cruzada maior: testa a existência de anticorpos presentes no soro/plasma do gato recetor, contra os eritrócitos do dador. Um resultado incompatível, desta prova, pode resultar numa reação transfusional aguda hemolítica, onde os eritrócitos transfundidos são destruídos pelos anticorpos do recetor (Tocci & Ewing, 2009; The International Society of Feline Medicine., n.d.-b) Deve ser sempre realizada, antes de uma transfusão de sangue inteiro ou concentrado de eritrócitos entre felinos, seja ou não a primeira transfusão do gato recetor (Hohenhaus, 2004; Tocci & Ewing, 2009; Spada *et al.*, 2014).

✓ Prova cruzada menor: testa a existência de anticorpos presentes no soro/plasma do gato dador contra os eritrócitos do recetor. Uma incompatibilidade, desta prova, acarreta menos riscos de uma reação transfusional. (Knottenbelt, 2002; The International Society of Feline Medicine., n.d.-b).

As provas cruzadas, maior e menor, podem ser realizadas na própria clínica, sendo necessária para a sua realização:

- Colher sangue do dador para um tubo com anticoagulante de EDTA (ou utilizar o excesso de sangue existente nos sacos de colheita, próprio para utilizar nesta prova)
- Centrifugar a amostra a 3000 rotações por minuto (rpm) durante dez minutos

- Descartar o sobrenadante (plasma e *buffy coat*)
- Adicionar solução salina (NaCl 0,9%) para precipitar e ressuspender os eritrócitos.

Este preparado (lavado) pode ser repetido até três vezes.

- Ressuspender os eritrócitos em solução salina (NaCl 0,9%) de forma a obter-se uma solução de 3 a 5%.
 - Colocar uma a duas gotas desta suspensão numa lâmina de vidro.
 - Adicionar uma a duas gotas de plasma (heparinizado) do recetor
 - Verificar ao microscópio a ocorrência de hemaglutinação (figura 17).
 - A hemaglutinação não deve ser confundida com a presença de pilhas de eritrócitos (*rouleaux*), sendo estas uma ocorrência fisiológica (Ferreira *et al.*, 2008a).



Figura 17: Hemaglutinação positiva observada por microscopia (40x), adaptado de (Weinstein & Sink, 2014)

Este processo pode ser repetido para a realização de uma prova cruzada menor, substituindo os eritrócitos do dador pelos do recetor, e o plasma do recetor pelo do dador (Barfield & Adamantos, 2011).

A escolha de hemocomponentes com provas cruzadas compatíveis é um esforço feito de forma a prolongar a vida útil e a eficácia dos eritrócitos *in vivo* (Weinstein & Sink, 2014).

Um estudo retrospectivo, sobre a influência da prova cruzada no hematócrito, após transfusão de hemoconcentrado em felinos, Weltman *et al* (2014) conclui que gatos submetidos a transfusões em que a prova cruzada maior era compatível, obtinham um aumento significativo no hematócrito pós transfusão, em relação à dose administrada, (1,02 +/- 0,51% ml/Kg) comparativamente a gatos que receberam transfusões de tipo de sangue específico, mas com provas cruzadas maiores incompatíveis (0,738 +/- 0,65% ml/Kg). Embora as diferenças na eficácia entre estes possa advir de vários fatores, é possível que as provas cruzadas com resultado negativo demonstrem incompatibilidade, devido a antigénios presentes que não pertençam ao grupo AB, o que levou a uma melhor eficácia no grupo com prova

cruzada compatível. Todos os gatos neste estudo receberam transfusões de sangue de tipo específico, para que os anticorpos AB não fossem tidos em conta quanto a resultado positivo ou negativo da prova cruzada maior.

O antígeno Mik foi descrito em três felinos, dadores de sangue tipo A, que nunca tinham recebido uma transfusão, afirma Weinstein *et al.*, (2007). Transfusões inadvertidas de dadores Mik-positivos para recetores Mik-negativos resultaram numa reação transfusional aguda hemolítica, demonstrando a relevância clínica de antígenos e anticorpos não-AB. É também sugerido que a incompatibilidade de provas cruzadas seja devido a antígenos que não pertençam nem ao sistema AB nem ao grupo Mik (Weingart *et al.*, 2004). Tocci & Ewing afirmam que independentemente do tipo de sangue do paciente uma prova cruzada em adição à tipificação sanguínea é recomendada. As conclusões tiradas por Weinstein, *et al.*, 2007 e seus colegas apoiam a recomendação da realização de prova cruzada previamente a uma transfusão independentemente do tipo de sangue e da existência ou não de história passada de transfusões.

O *dms laboratories, inc*® têm à disposição conjuntos comerciais (figura 18), de prova cruzada maior (A) e menor (B), da marca *RapidVet®-H Companion Animal Crossmatch*. Tal oferece uma abordagem mais padronizada tanto para o procedimento em si como para a sua interpretação, no entanto, este requer material específico para a sua realização (necessária uma centrifuga específica) (dms laboratories Inc, 2012b; Weinstein & Sink, 2014).

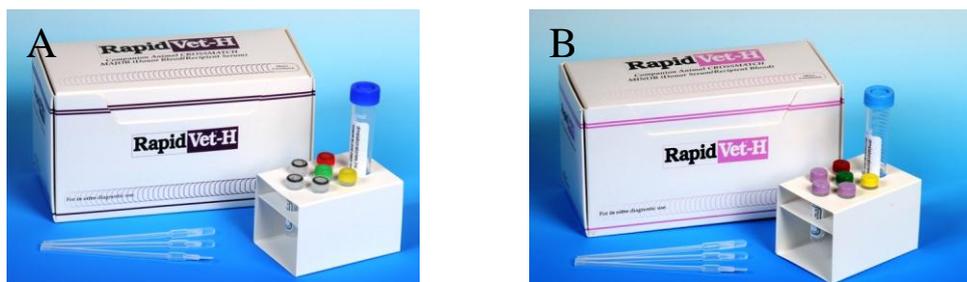


Figura 18: Conjuntos comerciais de prova cruzada maior (A) e menor (B) Retirado de (dms laboratories Inc, 2012b)

5. Colheita de sangue

Antes de se proceder à colheita de sangue, o animal deve ser submetido a vários exames a fim de confirmar que continua apto como dador. Em primeiro lugar deve ser pesado, para comprovar que continua com um peso mínimo aceitável. De seguida, deve ser recolhida uma história pregressa pormenorizada e ser feito um exame físico completo, com especial atenção ao sistema cardiovascular e respiratório, visto que, provavelmente irá ser sedado, ou mesmo anestesiado, para facilitar a recolha. Gatos com alterações relevantes no exame físico,

tais como, sopros cardíacos e ritmo de galope à auscultação, não devem ser utilizados (Griot-Wenk & Giger, 1995; Gibson, 2007; Barfield & Adamantos, 2011; Lucas *et al.*, 2015).

Após a confirmação, por parte do veterinário que realizou o exame físico, de que o animal está apto, deverá ser efetuado um hemograma para confirmar que o hematócrito e os leucócitos se encontram dentro dos parâmetros exigidos. A amostra de sangue, para este teste, deve ser obtida através da veia cefálica para assegurar um trauma mínimo às veias jugulares que serão utilizadas, posteriormente, na colheita de sangue. O hematócrito deve ser superior a, pelo menos, 30% (preferencialmente 35%) e a hemoglobina superior a dez g/dl para assegurar que o dador não se tornará anêmico após efetuar a dádiva. As proteínas totais também podem ser medidas, de forma a enquadrar o parâmetro anterior. Se o animal tiver acesso ao exterior, deve ser efetuado um teste para FIV e FeLV antes de cada recolha. Se algum dos parâmetros testados estiver alterado, o gato não deve ser utilizado na dádiva de sangue e deve proceder-se uma investigação de problemas subjacentes (Tasker, 2013; Yagi, 2013; Lucas *et al.*, 2015; The International Society of Feline Medicine., n.d.-b).

A colocação de um cateter venoso, de 20 a 22 gauges, poderá ser feita neste momento, antes da indução anestésica do felino, podendo optar-se, assim, por administrar os fármacos anestésicos por via intravenosa, a fim de reduzir o tempo de indução. Isto será possível, apenas, na presença de um animal dócil e que permita o manuseamento. Podendo, ainda, ser colocado, imediatamente, após o gato dador ser sedado (Tasker, 2013).

A colheita de sangue deve ser feita numa sala própria, numa zona tranquila, e que não seja local de passagem. Deve ter uma mesa de tamanho adequado, para manter os animais em decúbito lateral ou esternal aquando da recolha. O acesso a esta sala deve ser controlado, para que não haja interrupções durante o procedimento (Lucas *et al.*, 2015).

5.1. Sistemas de colheita

Antes de o dador ser trazido para a sala de colheita, já todo o material deve estar disposto de forma a ser utilizado. É necessária uma equipa com três/quatro pessoas, composta por um técnico responsável pela venipuntura, um técnico que mantenha o animal em decúbito lateral, esternal ou dorsal e que vigie a anestesia, e mais dois assistentes que poderão ajudar na manutenção da anestesia e na recolha do sangue (Lucas *et al.*, 2015).

O peso do gato dador é um fator importante em relação ao volume que pode ser recolhido em cada dádiva de sangue. O volume total de sangue de um gato é cerca de 66 ml/Kg, portanto um gato de quatro e cinco Kg tem, aproximadamente, 260 e 330 ml, respetivamente. É normalmente seguro fazer uma colheita de 15-20% do valor total de sangue (66 ml para um gato de cinco Kg), no entanto, posteriormente, é sempre necessário a administração de cristaloides IV para a prevenção de hipovolémia. Uma colheita inferior a 10% do volume, por norma, não requer terapia com cristaloides. É comum ser recolhido um volume de sangue compreendido entre 50 a 60 ml. Uma recolha superior a 20% pode causar uma hipovolémia com magnitude suficiente para comprometer a saúde do dador. Finalmente,

considerando que o volume total de sangue diz respeito à massa magra corporal do dador, não é aconselhada a realização de recolhas de grandes volumes em pacientes obesos (Abrams-Ogg, 2000; Helm & Knottenbelt, 2010b; Tasker, 2013; Spada *et al.*, 2015; The International Society of Feline Medicine., n.d.-b).

O procedimento de colheita de sangue nos gatos está associado a um maior risco de contaminação do que no cão ou no ser humano. Nestes animais, o volume de sangue e o diâmetro das agulhas utilizadas na sua recolha são reduzidos, obrigando a taxas de colheita pequenas que impossibilitam fluxos de sangue ideais, por gravidade, para o interior do saco de recolha. Não se podendo recorrer a um sistema fechado, utilizam-se sistemas abertos alternativos constituídos por uma seringa e por uma pequena extensão com torneira de três vias (Pennisi *et al.*, 2015). Um sistema aberto é, por definição, aquele que possui um ou mais locais adicionais por onde possa ocorrer contaminação bacteriana durante a colheita ou processamento, contrariamente a um sistema fechado, em que a única exposição do saco de colheita ao ar, antes da transfusão, acontece quando a tampa é retirada da agulha para punção venosa. Além disso, atualmente, sistemas fechados – pré-preparados “tudo em um” e esterilizados como tal – não estão disponíveis para gatos. Embora conjuntos comerciais de colheita de sangue para gatos possam ser adquiridos, o anticoagulante não é incluído previamente, não sendo, conseqüentemente, considerados verdadeiros sistemas fechados (Barfield & Adamantos, 2011). É crucial que cada fase do processo seja realizada sob condições de assepsia de forma a evitar contaminação de sacos de sangue. A presença de endotoxinas bacterianas pode ser causa de reações hipertérmicas imediatas ou mesmo de choque séptico potencialmente fatais para o gato recetor (Gibson, 2007; Pennisi *et al.*, 2015). Existem, também, sistemas de recolha semifechados que reúnem, num único conjunto, o material necessário para que o manuseamento de seringas e agulhas seja mínimo, prevenindo contaminações desnecessárias. Estes sistemas são compostos por uma agulha borboleta de 19 gauges, seringa de 60ml e saco de sangue de 60-100ml, ligados por um conector com válvula de três vias. Estes sistemas são designados apenas como semifechados, pois o risco de contaminação continua a ser maior comparativamente a um sistema fechado, devido à necessidade de introdução de anticoagulante na seringa (Yagi, 2013).

A colheita sanguínea deve ser realizada através de uma seringa de 50 ml acoplada a uma agulha borboleta, de 19 gauges ou uma agulha de 21 gauges, interligadas através de um tubo conector em T com uma válvula de três vias. Podem ainda ser usadas, em vez da seringa de 50 ml, seis seringas de dez, ou três de 20 ml, sendo preferível a primeira opção, visto que acarreta uma menor contaminação. Cada seringa deve já conter o anticoagulante necessário à recolha e devem encontrar-se devidamente fechadas, através de uma agulha, de forma a manter a assepsia (Helm & Knottenbelt, 2010b; The International Society of Feline Medicine., n.d.-b).

De referir que as soluções anticoagulantes mais utilizadas são o ACD, o CPD ou o citrato-fosfato-dextrose-adenina (CPDA-1). A maioria de sistemas fechados, comercialmente

vendidos, contem CPD ou CPDA-1, enquanto que o ACD é mais utilizado em sistemas abertos devido ao volume reduzido. O volume de anticoagulante utilizado e a duração de armazenamento do produto varia consoante a composição deste e do método de colheita. É utilizado 1 ml de ACD para cada 7 a 9 ml de sangue, enquanto o CPD e o CPDA-1 são tipicamente utilizados numa razão de 1ml de anticoagulante para 7 ml de sangue. A utilização de outros anticoagulantes, como por exemplo, citrato de sódio e heparina não são recomendados (Griot-Wenk & Giger, 1995; Gibson, 2007).

5.2. Sedação/anestesia

Devido aos problemas associados ao manuseamento e contenção do dador, e a importância da assepsia e da necessidade do trauma causado às suas veias, ser o mínimo possível, é necessário muitas vezes, recorrer à sedação do gato dador para colheita de sangue. Em vários bancos de sangue, muitos são mesmo anestesiados, visto que qualquer movimento brusco pode tornar o produto inútil. É conveniente que o dador seja submetido a um jejum de 12h antes de ser anestesiado (Couto *et al.*, 2005; Iazbik *et al.*, 2007; Killos *et al.*, 2010; Aubert *et al.*, 2011; Lucas *et al.*, 2015; Spada *et al.*, 2015).

Existe uma variedade de protocolos que podem ser utilizados, incluindo administrações parenterais, de combinações de quetamina/midazolam/butorfanol, diazepam/quetamina/butorfanol, tiletamina/zolazepam ou através de anestéticos voláteis como sevoflurano ou isoflurano através de máscaras, embora a utilização de anestesia volátil esteja associada a depressão cardiovascular (bradicardia e pressões arteriais baixas) (Barfield & Adamantos, 2011; Lucas *et al.*, 2015).

Em 2005, cinco protocolos anestésicos para aplicação em colheitas de sangue em gatos, foram comparados entre si, sendo eles: quetamina; midazolam e quetamina; medetomidina com o uso de atipamezole para reversão anestésica; acepromazina e butorfanol; e sevoflurano. É de enfatizar que todos demonstraram vantagens e desvantagens. O protocolo com acepromazina e butorfanol não provocou boa sedação, não sendo possível a conclusão da recolha de sangue (colheitas inferiores a 50 ml). A utilização de medetomidina, isoladamente, provocou bradicardia e vasoconstricção, o que dificultou a colheita e colocou o dador em risco, assim, foi necessária a adição de quetamina e atropina de forma a contrariar os efeitos secundários da medetomidina. A quetamina, utilizada *per se*, provocou boa sedação, sendo, no entanto, fraco analgésico, o que tornou os animais agressivos em colheitas posteriores. Estas são apenas algumas das desvantagens apresentadas. Após a avaliação dos diferentes protocolos, os autores consideram que a anestesia volátil com sevoflurano é a mais segura para imobilizar gatos dadores numa recolha de sangue, além da utilização de máscara para a sua administração não interferir com o procedimento de colheita. Além dos supracitados, embora não abordado especificamente neste estudo, a utilização de isoflurano em detrimento de sevoflurano, é considerada uma boa alternativa, tendo já sido utilizado, com sucesso, por dois dos autores em prática privada (Doutores Troyer e Feeman). Apesar dos períodos de

indução e recuperação serem mais longos em comparação com sevoflurano, a dose de indução e manutenção é menor (Couto *et al.*, 2005).

Em 2010, foram novamente, comparados dois protocolos anestésicos utilizados em colheitas sanguíneas em gatos, desta vez, quetamina/midazolam/butorfanol IM e sevoflurano e oxigênio. Foram comparadas as variáveis hemodinâmicas durante, e a qualidade de recuperação após, a anestesia. Os autores concluíram que ambos os protocolos demonstravam hipotensão durante a recolha. No entanto, devido ao protocolo com anestesia fixa ter sido associado a episódios de hipertermia (40% dos gatos incluídos neste protocolo) e o período de recuperação ter sido mais prolongado, estes autores recomendam o uso de sevoflurano como protocolo preferencial (Killos *et al.*, 2010).

Um estudo realizado em 2015, por Spada *et al.*, sobre o uso de tiletamina e zolazepam, para provocar sedação em gatos nas dádivas de sangue, afirma que esta combinação apresenta como vantagens o facto de ser pouco dispendioso, acessível e fácil de administrar (mesmo por via IM, os dadores demonstraram pouca reação à injeção). Em média, os animais demoraram menos de cinco minutos a atingir um nível apropriado de sedação, mesmo tendo sido administrada, por via IM, a doses baixas – 2,5 mg/Kg para ambos os fármacos – apresentando estes uma sedação adequada durante todo o procedimento. Os autores deste estudo concluíram que esta combinação anestésica é aparentemente segura e bem tolerada por dadores felinos (Spada *et al.*, 2015).

É sugerido que cada clínica/hospital desenvolva um protocolo seguro com o qual se sinta confortável e que funcione com os seus animais (Gibson, 2007).

5.3. Procedimentos de colheita

Tendo reunidas todas as condições e materiais necessários à colheita descritos anteriormente, pode então proceder-se à recolha. A assepsia deve estar sempre em primeiro lugar durante todo o procedimento. É escolhida a veia jugular esquerda ou direita, tendo em conta a veia utilizada na última recolha, e é preparada a região como se de uma cirurgia se tratasse, com tricotomia da área, um por um cm, e assepsia do local. Estando este passo concluído, o técnico responsável pela venipuntura executa uma lavagem de mãos como se fosse realizar uma cirurgia, sendo o uso de gorro e de luvas esterilizadas recomendado (Lucas *et al.*, 2015; Pennisi *et al.*, 2015).

A forma da colheita depende do decúbito escolhido para a realização da mesma. Esta pode ser realizada com o gato em decúbito esternal (Gibson, 2007; Barfield & Adamantos, 2011), lateral (Lucas *et al.*, 2015) ou dorsal (Tasker, 2013; The International Society of Feline Medicine., n.d.-b).

Estando o animal em decúbito esternal, o técnico responsável pela venipuntura retira a tampa da agulha, aplica pressão sobre a veia jugular, de forma a esta se tornar visível, e faz venipuntura, em sentido cranial. É função do assistente abrir a válvula de três vias antes da

veia ser puncionada e encher a seringa de sangue, até perfazer 50 a 60 ml, assim que possível. Durante e após a colheita é necessário que este faça movimentos de rotação com a seringa, misturando o sangue e o anticoagulante. Se forem usados sistemas com mais que uma seringa, a válvula de três vias deve ser devidamente fechada sempre que há troca de seringas e estas devem sempre ser fechadas o mais rapidamente possível, recorrendo ao uso de agulhas (Barfield & Adamantos, 2011; Tasker, 2013).

Em decúbito dorsal, enquanto o técnico, que irá realizar a venipuntura, mantém o pescoço do felino estendido, segurando-lhe a cabeça, é outro técnico que aplica pressão sobre a veia jugular e tanto neste decúbito, como em decúbito lateral, é usual, a agulha ser inserida em sentido caudal, apontado para a base do pescoço. Além das diferenças práticas apresentadas, alguns autores (Tasker, 2013; The International Society of Feline Medicine., n.d.-b) defendem que o decúbito dorsal é a posição ideal para a realização da recolha, pois permite uma boa visualização da veia jugular e boa assepsia. Após o volume necessário ser atingido, é retirada a pressão à veia jugular, fechada a válvula de três vias, ficando esta direcionada para a agulha, e aplicada pressão, por meio de uma gaze, no local de venipuntura. Após a aplicação destas medidas pode, então, ser retirada a agulha, mantendo pressão no local e a anestesia deve ser descontinuada (Lucas *et al.*, 2015).

Imediatamente após a colheita, o sangue terá de ser depositado num saco próprio, sem anticoagulante. Podem ser utilizados sacos de sangue próprios para felinos, de aproximadamente 50 ml, ou sacos de sangue humano, de 150 ml, de onde se tenha retirado, previamente, o anticoagulante (Helm & Knottenbelt, 2010b).

Uma vez terminada a recolha de sangue, o dador de sangue deve ser mantido sob observação até completa recuperação anestésica e os fluídos perdidos devem ser repostos para evitar hipovolémia. A fluidoterapia pode ser iniciada durante ou imediatamente após a recolha sanguínea e deve ser administrado, pelo menos, o dobro do volume retirado, num período de tempo que varia com os vários protocolos disponíveis. Um destes é administrar 90 ml de solução salina por via subcutânea imediatamente antes da colheita, e infundir, através do cateter colocado, 60 a 90 ml de cristaloides durante 15 a 20 minutos, podendo ser iniciado um pouco antes do final da recolha (equivalendo, este protocolo, a um volume duas a quatro vezes superior ao valor de sangue recolhido) (Helm & Knottenbelt, 2010b). Outros protocolos possíveis é a administração de solução isotónica (como por exemplo, lactato de ringer e NaCl 0,9%) a uma taxa de 60 ml/h, durante três horas ou de cerca de 100 ml durante as próximas, uma a duas horas (Barfield & Adamantos, 2011; The International Society of Feline Medicine., n.d.-b).

O dador deve ser monitorizado atentamente (temperatura, respiração e cor das mucosas a cada duas horas), e assim que tiver recuperado da anestesia deve ser alimentado. Pode ter alta ao fim de oito a doze horas. É necessário registar toda a informação relevante sobre a dádiva de sangue, como data, sedação, veia jugular utilizada, volume recolhido, qualidade e tempo de recuperação, sobre a colheita para futura referência (Tasker, 2013). O controlo das

pressões arteriais pode ser um cuidado adicional apesar de não ser obrigatório. Em 2007, um estudo levado a cabo por M. Cristina Lazbik e colegas, sobre os efeitos da colheita de sangue, para transfusão, na pressão arterial, frequência cardíaca, e hematócrito, concluiu que colheitas de uma unidade de sangue (mais ou menos 50 ml) em gatos adultos, com peso superior a cinco Kg, levam a diminuições nestes três parâmetros, mas aparentemente, sem significado clínico (Lazbik *et al.*, 2007).

O sangue recolhido pode ser administrado fresco, imediatamente após a colheita, ou seguir para armazenamento (Yagi, 2013).

6. Processamento em hemocomponentes e armazenamento

O sangue é constituído por vários componentes, como já referido, e a transfusão destes componentes específicos pode ter vantagens distintas (Helm & Knottenbelt, 2010a). O recurso à terapia com hemocomponentes, torna-se benéfico devido à capacidade de fornecer tratamento específico para várias doenças, eliminando riscos desnecessários de transfusão, tornando eficiente o uso de recursos biológicos limitados, visto que vários pacientes poderão receber tratamento a partir de uma única unidade de sangue. Há ainda uma diminuição do risco de hipervolemia para o animal, uma vez que o volume de um componente específico a administrar é sempre menor do que o de sangue inteiro, e aumento do tempo de vida útil de outros componentes, como por exemplo o plasma, que aumenta imenso o seu prazo de validade ao ser separado de um componente mais instável (eritrócitos) (Ferreira *et al.*, 2008a; Erhabor & Adias, 2011).

A separação de hemocomponentes deve ser considerada por qualquer estabelecimento que armazene sangue proveniente de dádivas. No entanto, este processo requer equipamento adicional e um investimento financeiro considerável. Não obstante, esta separação facilita o controlo logístico das reservas disponíveis e permite administrações direcionadas, nas quais apenas os componentes necessários são fornecidos ao animal (Yagi, 2013).

Apesar do potencial para salvar vidas, este procedimento acarreta alguns riscos. Para além da necessidade de fazer uma escolha apropriada, entre os vários produtos sanguíneos, vários passos têm de ser tomados para que o produto se encontre nas condições necessárias de administração ao paciente (Chiaramonte, 2004). A figura 19 demonstra algumas das etapas necessárias para serem obtidos os vários produtos sanguíneos.

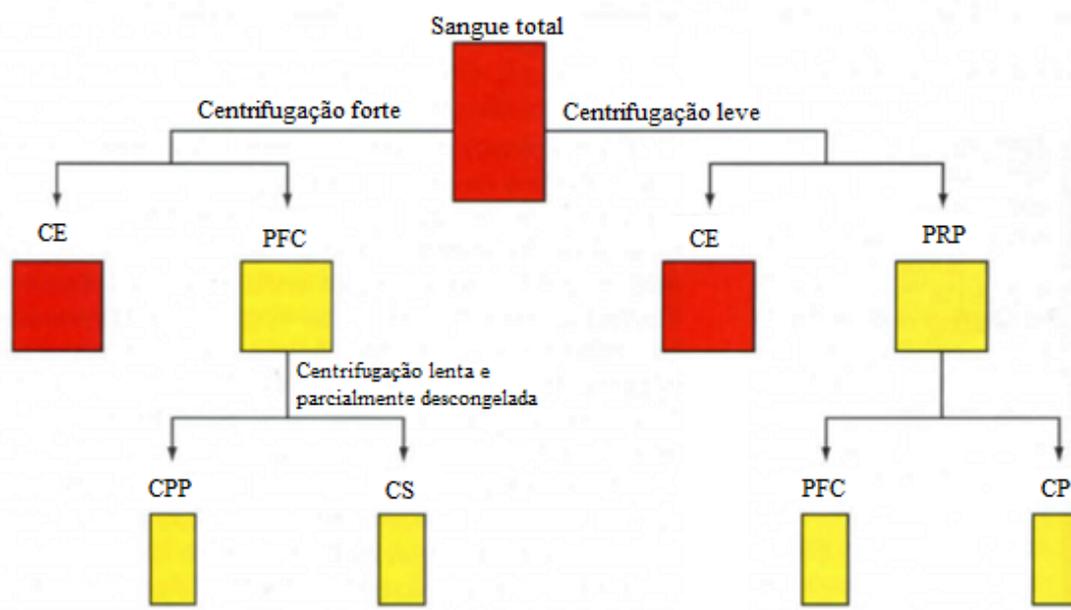


Figura 19: Separação de sangue total em hemocomponentes. CE – concentrado de eritrócitos; PFC – plasma fresco congelado; CPP – crioprecipitado; CS – criosobrenadante; PRP – plasma rico em plaquetas; CP – concentrado de plaquetas. – adaptado de (Gibson, 2007)

Apesar do sangue poder originar todos os componentes representados na figura 19, em gatos os mais utilizados são o sangue total (ST), concentrado de eritrócitos (CE), plasma fresco congelado (PFC) e plasma congelado (PC), sendo este acontecimento justificado pela dificuldade de obtenção dos restantes, devido a pequenos volumes de recolha (Castellanos *et al.*, 2004; Rozanski & Laforcade, 2004).

6.1. Sangue Total

O sangue total pode ser utilizado fresco (STF) ou após ter sido armazenado (STA). O sangue é considerado fresco quando administrado durante as primeiras quatro a seis horas, após a colheita, e contém eritrócitos, leucócitos, plaquetas e fatores de coagulação, incluindo os termolábeis. Após seis a oito horas, o produto é obrigatoriamente armazenado, sendo considerado STA, deixando de conter plaquetas viáveis – não sobrevivem à refrigeração –, leucócitos e fatores de coagulação termolábeis (Chiaramonte, 2004; Ferreira *et al.*, 2008a; Helm & Knottenbelt, 2010a; Kisielewicz & Self, 2014). Segundo alguns autores, o STF, pode ser administrado até 24 horas sem prejuízo da qualidade dos constituintes, excluindo-se os fatores de coagulação termolábeis, que se tornam inviáveis (Ferreira *et al.*, 2008a; Ferreira, 2015).

Desde que começou a ser possível armazenar o sangue recolhido, em 1915, com a descoberta de citrato de sódio, um grande progresso tem sido feito para melhorar a esterilidade, qualidade e tempo de vida deste produto (Obrador *et al.*, 2015). Se o sangue obtido de uma colheita não for utilizado nas primeiras seis a oito horas, deve ser armazenado a

uma temperatura compreendida entre 1 e 6 °C, durante 21 a 28 dias, se em CPDA-1, e até 30 dias se em ACD. Este produto não contém plaquetas viáveis, leucócitos ou fatores de coagulação termolábeis (fibrinogénio, fator VIII e fator *von Willbrand* (vWF), deixando de ser apropriado para tratar casos de doença de *von Willebrand* (vWD), hemofilia A e trombocitopénia (Chiaramonte, 2004; Gibson, 2007; Yagi, 2013; Kisielewicz & Self, 2014).

Nas *guidelines* da *Food and Drug Administration*, define-se tempo de vida de armazenamento como o número de dias após a colheita, em condições adequadas de armazenamento, que garantam que 24h após a transfusão ainda haja 75% de eritrócitos viáveis em circulação e se registre menos que 1% de hemólise. Existem cada vez mais evidências de que quanto maior o período de armazenamento, maior o comprometimento funcional dos eritrócitos no que toca ao transporte de oxigénio, originando um maior número de consequências clínicas para o recetor. (Castellanos *et al.*, 2004; Obrador *et al.*, 2015).

Os eritrócitos envelhecem mais rapidamente durante a refrigeração do que *in vivo*. Estes desenvolvem lesões de armazenamento, o que modifica a sua morfologia, enfraquece a membrana lipídica e a rigidez celular. Algumas substâncias, que desempenham funções importantes no transporte de oxigénio, sofrem um declínio acentuado ao fim de apenas uma semana de armazenamento. No entanto, o impacto clínico deste acontecimento tem sido difícil de comprovar, visto que, teoricamente, os níveis destas substâncias são rapidamente restaurados após a transfusão de sangue. Assim, não existe, neste contexto, uma vantagem real na transfusão de sangue fresco em relação ao sangue armazenado. (Abrams-Ogg & Schneider, 2010; Helm & Knottenbelt, 2010a).

O sangue deve ser armazenado num frigorífico dedicado a produtos sanguíneos, evitando contacto com material químico e biológico e diminuindo as flutuações de temperatura por aberturas desnecessárias (Ferreira, 2015). Para este efeito estão disponíveis câmaras frigoríficas com termómetros e alarme incorporados. Contudo, no caso da inexistência de alarme, o termómetro deve ser controlado diariamente. Os sacos devem ser colocados verticalmente, com espaço entre si, de forma a existir circulação de gases e frio. Como consequência desta posição, o ST sedimenta, separando-se nos seus componentes. Por isto é necessário que haja uma mistura regular – duas vezes por semana – da porção pobre em nutrientes (eritrócitos), com a porção rica (plasma), durante o armazenamento. A equipa encarregue pelo armazenamento sanguíneo, deve ser treinada e especializada para que a realização dos procedimentos seja no menor tempo possível (Vaught, 2006; Gibson, 2007; Yagi, 2013; Abrams-Ogg & Schneider, 2010).

6.2. Concentrado de eritrócitos

Este componente obtém-se recorrendo à centrifugação refrigerada de ST, a 4100 rpm, durante dez minutos, separando os eritrócitos do plasma (Chiaramonte, 2004; Ferreira *et al.*, 2008a). Por outro lado, Barfield & Adamantos, 2011 sugerem uma centrifugação a 3800 rpm, a 10°C, durante 12 minutos. No caso dos gatos, as unidades de sangue são pequenas em

relação ao tamanho padrão dos recipientes das centrífugas, acarretando alguma dificuldade na realização da técnica e requerendo a inserção de uma parte plástica e preenchimento adicional para assegurar uma melhor estabilidade. Por vezes recorre-se à fixação da unidade de sangue felina a um saco de sangue canino vazio (Lucas *et al.*, 2015).

Este concentrado é constituído por eritrócitos, leucócitos e um volume residual de plasma, chegando, o seu hematócrito a atingir valores de 65% para gatos (Ferreira *et al.*, 2008a; Ferreira, 2015). À semelhança de ST, este componente, pode permanecer armazenado durante 21 dias, de um a seis °C de temperatura, sendo possível acrescentar soluções nutritivas, como cloreto de sódio-adenina-glucose-manitol (SAG-M), *Adsol* (AS-5) ou *Optisol* (AS-1), que prolongam o tempo de armazenamento até 35 a 42 dias. A utilização deste componente após o tempo descrito pode resultar em reações transfusionais (Helm & Knottenbelt, 2010a; Kisielewicz & Self, 2014; Ferreira, 2015). As soluções nutritivas diminuem a hemólise *in vitro*, ao estabilizarem a membrana dos eritrócitos através da ação do manitol ou do citrato. Atuam também de forma a melhorar a taxa de transfusão, reduzindo o tempo de administração, ao diminuírem a viscosidade dos eritrócitos armazenados (Harris & Hillyer, 2007).

6.3. Plasma

Como já mencionado, o plasma é a parte líquida do sangue onde se encontram dissolvidas muitas substâncias. Recorrendo à centrifugação refrigerada a parte mais densa do sangue sedimenta, podendo ser separada do sobrenadante, designado plasma (Brooks, 2010). O saco deve ser retirado de dentro da centrífuga na posição vertical e deve ser notória a separação dos componentes, caso isto não se verifique, deve voltar a ser centrifugado. De seguida é colocado no separador de plasma e gentilmente comprimido, para que o plasma se desloque do saco de colheita para um saco satélite (figura 20). Todo o processo deve ser realizado com o máximo de assepsia possível, devendo o técnico lavar as mãos antes de manipular o material (Lucas *et al.*, 2015).



Figura 20: Extração do plasma para um saco satélite por meio de um separador de plasma
– Propriedade intelectual do HVP

Após realização da transferência do plasma, os tubos do saco de sangue são clampados recorrendo a anilhas de alumínio e a um instrumento de clampagem manual. Seladores térmicos, mais eficazes, substituem o mecanismo anterior, fundindo o plástico do tubo. Este último é muito dispendioso quando comparado com o primeiro, tornando-o numa opção menos viável (Yagi, 2013).

O plasma pode ser transfundido imediatamente como plasma fresco, mas é normalmente congelado e armazenado como PFC, para subsequente transfusão ou processamento adicional (Brooks, 2010). Dependendo do tempo de armazenamento o plasma é categorizado como PFC ou PC.

6.3.1. Plasma fresco congelado

Depois de devidamente separado e processado o plasma, é então armazenado. Deve ser refrigerado, no máximo, nas seis horas seguintes após a recolha, de forma a estar completamente congelado até um máximo de oito horas (Yagi, 2013). Se este período for cumprido, este hemocomponente é categorizado como PFC e é composto por albumina, globulinas e fatores de coagulação termoestáveis, dependentes da vitamina K (II, VII, IX, X) e termolábeis (V e VIII) (Ferreira, 2015). Tem validade de um ano armazenado, a uma temperatura inferior a -18°C (Brooks, 2010; Helm & Knottenbelt, 2010a; Lucas *et al.*, 2015), existindo autores que defendem a utilização de uma temperatura inferior a -20°C (Chiaramonte, 2004; Yagi, 2013).

6.3.2. Plasma congelado

Como mencionado anteriormente o PFC tem durabilidade de um ano, refrigerado a uma temperatura inferior a -18°C , nas seis horas seguintes à colheita. Aquando do término deste prazo o hemocomponente perde a maioria dos fatores de coagulação termolábeis – fator V e VIII – sendo designado de plasma congelado (Ferreira, 2015). Apesar deste facto, um estudo recente, em cães, levado a cabo por Urban *et al.*, 2013 identificou que, embora a atividade dos fatores VIII e X fosse menor no PC, após cinco anos de armazenamento, em relação ao PFC com apenas um ano, o produto mantinha-se hemostaticamente ativo, baseado nos achados tromboelastográficos (Urban *et al.*, 2013 citado por Kisielewicz & Self, 2014).

Embora tenha perdido estes fatores, o PC retém proteínas hemostáticas com atividade variável e continua a ser uma boa fonte de albumina e globulinas. Em adição ao ano que esteve congelado como PFC, pode permanecer refrigerado mais quatro anos, perfazendo um total de cinco. Também é considerado PC qualquer unidade de PFC que tenha sido descongelada para utilização e tenha permanecido em refrigeração, a cerca de quatro $^{\circ}\text{C}$, por mais de 24 horas antes da transfusão. Caso a unidade não tenha sido aberta e haja desistência da transfusão pode voltar a ser congelada, passando então a designar-se PC (Chiaramonte, 2004; Brooks, 2010).

Os produtos de PC devem ser manipulados com cuidado já que facilmente sofrem roturas. Se possível, é recomendado armazená-los em recipientes protetores, de forma a evitar lesão nos sacos de plasma. Os sacos podem ser armazenados verticalmente, sendo detetada facilmente alguma descongelação. Congeladores próprios são preferíveis, evitando a contaminação com produtos químicos e biológicos e flutuações de temperatura. É necessária especial atenção se as arcas frigoríficas utilizadas forem simples eletrodomésticos, visto que atingem apenas a temperatura mínima de congelação do plasma, podendo ainda ter ciclos de descongelação automáticos (Yagi, 2013; Ferreira, 2015).

6.4. Outros produtos sanguíneos

Como ilustrado na figura 19 além dos produtos sanguíneos anteriormente referidos existem outros hemocomponentes com menor importância na medicina transfusional felina. O plasma rico em plaquetas (PRP), de onde se obtém o concentrado de plaquetas (CP), o crioprecipitado (CPP) e o criossobrenadante (CS) são alguns destes componentes. Este facto deve-se à pouca disponibilidade destes produtos ou mesmo à sua inexistência, decorrentes da dificuldade de obtenção em volumes tão pequenos quanto aqueles recolhidos em gatos. Por este motivo não se procederá a uma descrição pormenorizada deste tema.

Raramente é preparado PRP felino devido à sua necessidade clínica limitada e também a dificuldades tecnológicas, como supra citado. É mais provável a administração de STF no caso de trombocitopenias ou trombopatias, em gatos com hemorragias severas. Contudo já foi descrita a preparação de PRP nesta espécie, com as plaquetas a exibirem boa eficácia *in vivo* após a transfusão (Cowles *et al.*, 1992; Holcomb *et al.*, 2008; Abrams-Ogg & Schneider, 2010).

Os CP têm sido preparados por centrifugação de unidades agrupadas de PRP em gatos (Callan *et al.*, 2000), no entanto não está documentado o armazenamento à temperatura ambiente ou criopreservação. Estes concentrados são ideais para transfusões profiláticas de plaquetas, tendo um volume pequeno comparativamente com o STF e PRP, podendo ser utilizados para aumentar rapidamente o número de plaquetas circulantes. (Abrams-Ogg, 2003).

O CPP é obtido através do descongelamento lento e centrifugação de PFC. Posteriormente, o sobrenadante é removido e o sedimento restante é uma forma de concentrado com fator de coagulação VIII, vWF e fibrinogénio. É finalmente congelado, podendo ser armazenado durante um ano a -30°C. Este produto é a escolha de primeira linha no tratamento profilático de hemorragias ativas em cães com hemofilia A e vWD. É recomendada a utilização de uma unidade de CPP para cada 10 Kg de peso corporal (Davidow, 2013). A utilização de produtos sanguíneos mais simples em detrimento de STF ou PFC minimiza os riscos de reações adversas e sobrecargas de volumes.

Ainda não se encontra disponível comercialmente soro de albumina felino liofilizado para uso terapêutico, no entanto está documentada a utilização de soro de albumina humano no gato (Mathews & Barry, 2005). A sua administração é uma boa alternativa às transfusões de

plasma, uma vez que nestas são necessários grandes volumes para aumentar a concentração de albumina sérica. No entanto, o seu elevado custo e o facto de se tratar de uma transfusão heteróloga com elevado risco de reações anafiláticas, colocam entraves ao seu uso (Ferreira *et al.*, 2008a).

7. Indicações para transfusão

7.1. Sangue inteiro e concentrado de eritrócitos

Como já mencionado anteriormente o STF, STA e CE são compostos por diferentes tipos de elementos, estando a sua utilização específica indicada para pacientes com diferentes tipos de necessidades. Deverá ser utilizado, STF, quando há hemorragias graves ativas associadas a coagulopatias ou inflamações severas, CID, síndrome de resposta inflamatória sistémica, trombocitopenia e trombotopatias, hemofilia, vWD, anemia não regenerativa, problemas financeiros que permitam apenas uma transfusão e em hemorragias severas com hipovolémia associada em que mais de 30% do total de sangue foi perdido – traumáticas, intra-cirúrgica, rotura de tumores ou intoxicações por dicumarínicos (Helm & Knottenbelt, 2010a; Kisielewicz & Self, 2014; Ferreira, 2015).

Durante o armazenamento, a concentração de fatores de coagulação V e VIII diminui, tornando-se assim a escolha de STA inapropriada para pacientes com vWD e/ou hemofilia A. As plaquetas não sobrevivem à refrigeração, portanto este produto também não é uma boa escolha no tratamento de pacientes com trombotopatias. Tendo em conta estas exceções, as indicações para STA são semelhantes a STF (Chiaramonte, 2004).

A infusão de CE vai aumentar a capacidade de oxigenação através do aumento do número de eritrócitos circulantes. Este contém, apenas, uma pequena percentagem de plasma, tendo um efeito mínimo na pressão oncótica (5 mmHg comparado com 20 mmHg em sangue inteiro) sendo uma opção mais segura em pacientes propensos a sobrecargas de volume, como por exemplo, disfunção renal e cardíaca. Apresenta, ainda, as vantagens de possuir menor concentração de citrato e menos proteínas com potencial antigénico, comparativamente a ST. Está indicado no uso de pacientes anémicos que estejam normovolémicos e não necessitem de fatores de coagulação (Chiaramonte, 2004; Ferreira *et al.*, 2008a; Helm & Knottenbelt, 2010a).

O volume de sangue a ser administrado depende do grau da anemia, estado clínico, e do peso do animal (Griot-Wenk & Giger, 1995), sendo maioritariamente utilizada a seguinte fórmula (Weingart *et al.*, 2004; Ferreira *et al.*, 2008a; Rothrock, 2015):

$$\text{Volume a ser administrado (ml)} = \text{Peso (Kg)} \times K \times \frac{(\text{Hct desejado\%} - \text{Hct do paciente\%})}{\text{Hct do dador\%}}$$

onde K é uma constante de 90 ml para cães e 66 ml para gatos e Hct designa hematócrito.

As publicações veterinárias existentes anteriormente a 2004, tal como Chiaramonte, 2004, referem que transfusões de 20ml/Kg de ST aumentam o hematócrito em cerca de 10% e transfusões de um ml/Kg de CE aumentam 1%.

Weingart *et al.*, em 2004 compararam, retrospectivamente, o aumento expectável do hematócrito com o seu aumento real em 91 gatos transfundidos com 163 transfusões de ST. Estes autores descobriram que em 22,6% das transfusões, o aumento real do hematócrito era menor do que o expectável, tendo em conta a dose administrada. Os autores afirmaram que teria de existir um aumento expectável de 1% por cada 2ml/Kg de sangue administrado, contrariamente ao afirmado pelas publicações prévias (Weingart *et al.*, 2004 citado por Weltman *et al.*, 2014).

Ainda em 2004, Castellanos *et al.* baseados nos resultados do seu estudo, afirmaram que a administração de, aproximadamente, 10 ml de ST aumentava 1,1% o hematócrito do recetor, enquanto que a administração do mesmo volume, de CE, aumentava 2,1%. Baseados nos dados limitados que possuíam, geraram duas fórmulas para calcular o volume de ST e CE a transfundir em gatos:

Volume de ST (ml) = aumento desejado no hematócrito (%) X peso (Kg) x 1,7

Volume de CE (ml) = aumento desejado no hematócrito (%) X peso (Kg)

Atualmente, como princípio básico temos que uma transfusão de dois ml/Kg, de ST, irá aumentar o hematócrito do recipiente em 1% e o nível de hemoglobina em 0.3 g/dl, assumindo um dador com 30% de hematócrito. Por outro lado, a transfusão de dois ml/Kg, de CE, aumenta 2% o hematócrito do recetor e o nível de hemoglobina em 0.6 g/dl (Helm & Knottenbelt, 2010a; Barfield & Adamantos, 2011).

Em 2014 foi publicada uma avaliação de cinco fórmulas utilizadas para prever o hematócrito após a transfusão em gatos anémicos. Estes autores concluíram que nenhuma foi identificada como sendo muito precisa nesta previsão. No geral, a fórmula 1 (volume transfundido = aumento desejado no hematócrito x 2 x Peso corporal do recetor) teve o melhor desempenho, com pouco desvio em todos os grupos, sendo ainda de fácil utilização. No entanto, o aumento real do hematócrito poderia ir até, mais ou menos, 8% mais do que o hematócrito esperado (Reed *et al.*, 2014).

Antes de iniciar uma transfusão sanguínea é necessário ter todo o material pronto a utilizar e terem sido tomadas todas as precauções descritas até então, como por exemplo, tipificação sanguínea e prova cruzada. Segundo Chiaramonte em 2004 os produtos sanguíneos refrigerados devem ser aquecidos, até atingirem a temperatura ambiente, antes de serem administrados. Deve, no entanto, evitar-se o aquecimento excessivo, visto que, precipita e desnatura proteínas, destruindo fatores de coagulação e diminui a capacidade das células vermelhas de transportarem oxigénio. Ainda assim, o aquecimento sanguíneo gera riscos por si só e não deve ser utilizado sem que as indicações clínicas o justifiquem (Iserson & Huestis, 1991).

Mais recentemente, Proulx e Waddell, 2012 afirmam que o aquecimento de unidades refrigeradas é necessário apenas em neonatos, pacientes hipotérmicos, ou recetores de grandes volumes de sangue, visto que, o aquecimento pode levar a danos membranares e hemólise, devendo ser evitado. Afirma ainda que, o sangue nunca deve exceder a temperatura

de 37°C, podendo ficar à temperatura ambiente durante dez a quinze minutos sem aquecimento ativo. No entanto, este tempo não deve ser excedido visto que de contrário pode resultar em crescimento bacteriano. Este autor elaborou um documento com a descrição, passo a passo, dos procedimentos necessários para a realização de uma transfusão, encontrando-se resumidos no quadro 2.

A transfusão de todos os produtos sanguíneos deve ser concluída no máximo de quatro horas, a fim de prevenir a proliferação bacteriana (Helm & Knottenbelt, 2010a).

Quadro 2 - Guia, passo a passo, para uma transfusão sanguínea - adaptado de (Chiaramonte, 2004; Helm & Knottenbelt, 2010b; Barfield & Adamantos, 2011; Proulx & Waddell, 2012; Ferreira, 2015)

Passo nº	Procedimento	Observações
0	Material necessário: unidade de sangue, sistema de transfusão, folha de monitorização do paciente, termómetro, aparelho de medição de pressões arteriais	Os sistemas de transfusão têm um filtro incorporado, normalmente, de 150 a 260 micrones. Existem filtros com poros de 18 microns, no entanto não são recomendados, pois provocam hemólise <i>in vitro</i> e facilmente obstruem. Quando o sangue é recolhido através de uma seringa, como é o caso dos gatos, há um aumento do risco de formação de microtrombos, tornando a utilização deste filtro é imprescindível (Helm & Knottenbelt, 2010b).
1	Fazer inspeção visual da unidade sanguínea. Aquecê-la, ou não, tendo em conta o que foi mencionado anteriormente	Verificar se a unidade é a correta a administrar e se tem cor e consistência normal. Não transfundir se apresentar uma cor escura, se tiver coágulos ou aparência anormal (Chiaramonte, 2004). Sangue com contaminação bacteriana normalmente tem uma aparência castanha ou púrpura, devido à desoxigenação, hemólise e formação de metahemoglobina.
2	Unir o sistema de transfusão à unidade de sangue, deixando o sangue correr para extrair o ar. Finalmente conectar o sistema com o cateter do paciente.	Idealmente, o sangue deve ser administrado pelas veias cefálica ou jugular (via central) através de um cateter. Em pacientes pediátricos ou severamente hipotensos, pode ser administrado na fossa trocantérica do fémur ou no grande tubérculo do úmero, utilizando um cateter intravenoso de 18 a 20 gauges como cateter intraósseo - 80-95% das células em circulação após cinco minutos. Poderá também ser utilizada a via intraperitoneal (50% em circulação após 24h e 70% após 48-72h), no entanto reduz o tempo de vida das células transfundidas (Helm & Knottenbelt, 2010b; Barfield & Adamantos, 2011; Ferreira, 2015).
3	Monitorizar o paciente através de folha própria	Monitorizar padrões fisiológicos e reações adversas, incluindo febre, hipotensão, urticária, prurido, pigmentúria, vômitos e tremores. Registar sinais vitais aos zero minutos (antes de começar), após 20 minutos com uma taxa menor, aumentar a taxa na inexistência de sinais de reação, e monitorizar após 1h, 2h e 3h do início da transfusão (ver a quadro 3 com informação sobre taxas de administração) (Ferreira, 2015).

4	Quando terminada a transfusão limpar o sistema com NaCl 0,9%, antes de ser iniciada outra infusão ou administração de fármacos.	O uso de outros produtos, que não cristaloides isotônicos, está desaconselhado. A utilização de soluções hipotônicas causa hemólise e soluções que contêm cálcio, tal como lactato de ringer, podem superar as propriedades anticoagulantes do citrato e levar a formações de coágulos. Idealmente, alimentação e fármacos estão suspensos durante a transfusão. Se houver grande necessidade de administração de fluidos ou medicação, durante a transfusão, deve ser utilizado outro acesso venoso.
5	Confirmar o hematócrito e as proteínas totais uma a seis horas após a transfusão.	Se não houver hemorragia ou hemólise é esperado que 70% das células se mantenham em circulação. Se se obtiver uma leitura demasiado cedo após a transfusão, o equilíbrio de fluidos compartimental pode estar incompleto, levando a leituras incorretas de hematócritos altos. Deve-se aguardar um período mínimo de 30 a 60 minutos após a transfusão.
6	Monitorizar o paciente após a transfusão	O paciente deve ser monitorizado atentamente durante pelo menos 60 minutos após a transfusão. O estado do animal em relação ao balanço de fluidos deve ser reavaliado, principalmente em pacientes com doença cardíaca instável. Deve-se voltar à fluidoterapia instituída anteriormente à transfusão ou iniciar uma de acordo com o estado do animal.

7.2. Plasma fresco congelado e plasma congelado

A transfusão de PFC fornece proteínas hemostáticas, minimizando o risco de sensibilização ou sobrecarga de volume em detrimento de ST (Chiaramonte, 2004). Está indicado em hemorragia por deficiência dos fatores de coagulação, deficiências em proteínas plasmáticas, CID e necrose pancreática severa (Davidow, 2013). Além das indicações supra mencionadas, Ferreira, 2015 afirma que também deve ser administrado PFC como meio de transmitir imunidade passiva, uma vez que este componente contém imunoglobulinas, podendo ser administrado a animais com panleucopénia, sépsis, parvovirose e hipoalbuminémia neonatais por défice de colostro.

A principal diferença entre o PFC e o PC é a deficiência em fatores de coagulação termolábeis (Brooks, 2010). No entanto, este produto contém os fatores de coagulação termoestáveis – dependentes da vitamina K – prontamente disponíveis, tornando-o o produto de eleição para o tratamento de coagulopatias secundárias a toxicoses por rodenticidas anticoagulantes de longa ação e hemofilia B. Do mesmo modo, pode ser utilizado como fonte de albumina. Apesar da hipoalbuminémia estar correlacionada com o aumento da mortalidade, tanto em animais como no ser humano, a indicação para transfusão de plasma, nestes casos, é controversa devido ao grande volume necessário e à pouca durabilidade da albumina transfundida em circulação (Chiaramonte, 2004; Davidow, 2013; Ferreira, 2015).

A via de eleição para a administração do plasma é a via endovenosa, visto que 100% dos componentes entram em circulação imediatamente. O cateter de 16 a 20 gauges deverá ser colocado no máximo até 24 horas antes da transfusão. Alternativamente em animais muito jovens ou pacientes com comprometimento circulatório, poderá utilizar-se a via intraperitoneal,

no entanto, o tempo até entrar em circulação é bastante superior. Existe, ainda, a possibilidade de ser utilizada a via intraóssea (Brooks, 2010; Ferreira, 2015).

Os sacos com plasma devem ser retirados do congelador com cuidado visto que este produto é quebradiço devido ao processo de congelamento (Brooks, 2010; Helm & Knottenbelt, 2010b). Deve ser rejeitado qualquer saco de plasma que, à inspeção, esteja danificado ou apresente artefactos. A pigmentação avermelhada deste não constitui risco para a sua administração, visto a quantidade de hemoglobina livre ser bastante baixa (Ferreira, 2015).

A transfusão de plasma segue, de uma forma semelhante, os passos apresentados anteriormente para o ST e CE. Algumas das diferenças estão infra mencionadas e são, por exemplo, relativas ao aquecimento ou à prova cruzada utilizada (prova cruzada menor, neste caso). Deve ser feita uma transfusão de plasma entre doadores e recetores com o mesmo tipo de sangue. Segundo Spada *et al.* em 2014 gatos com tipo de sangue AB são bons doadores de plasma, visto, não possuem anticorpos anti-A e anti-B.

Dependendo da urgência com que se necessita do plasma são utilizadas diferentes formas de descongelamento. Idealmente, o plasma é descongelado à temperatura ambiente, sendo esta a forma mais demorada. Se este for necessário de uma forma mais urgente, deve ser colocado dentro de outro saco, a fim de proteger o saco inicial e os locais de entrada deste, e então colocado em banho maria a uma temperatura sempre inferior a 37°C. Este método, geralmente, leva 25 a 35 minutos (Chiamonte, 2004; Helm & Knottenbelt, 2010b; Davidow, 2013). A temperatura deve ser comprovada por um termómetro. Finalmente, segundo Chiamonte, em 2004, aquando de uma emergência, pode ser considerado descongelar o plasma no micro-ondas. Esta afirmação é baseada no trabalho de Hurst, Turrentine e Johnson em 1987 sobre este assunto. Estes autores descobriram que a utilização do micro-ondas para descongelar plasma canino podia ser útil, no entanto este processo deteriorava os fatores de coagulação I (fibrinogénio), VIII, e/ou vWF, mantendo inalterado o tempo da protrombina e o tempo de tromboplastina parcialmente ativada. Pelo contrário, segundo Davidow, 2013, o micro-ondas não deve ser utilizado devido ao potencial dano das proteínas; Todos os produtos devem encontrar-se a temperatura ambiente antes de serem transfundidos – entre 21° e 37°C (Helm & Knottenbelt, 2010b).

O volume a transfundir de plasma para repor fatores de coagulação é de 10 a 20 ml/Kg (Ferreira *et al.*, 2008a; Helm & Knottenbelt, 2010b). Sendo utilizada a fórmula seguinte para o cálculo mais preciso do volume necessário de plasma para repor a albumina (Ferreira, 2015):

Volume de plasma (ml) = Peso do recetor x 4,5 x (Albumina desejada – Albumina atual g/l).

A taxa utilizada está descrita no quadro 3. Todas as transfusões de sangue, ou produtos sanguíneos, devem ficar completas no máximo de quatro horas a fim de evitar proliferação bacteriana (Ferreira *et al.*, 2008a; Barfield & Adamantos, 2011; Davidow, 2013). O anexo II ilustra as sugestões do Banco de Sangue Animal Lda para utilização apropriada de hemocomponentes perante situações específicas.

7.3. Xenotransfusões

A primeira xenotransfusão – transfusão realizada entre espécies diferentes – foi levada a cabo por Jean-Baptiste Denis em 1667 em que sangue de bezerro foi administrado a cães, sendo mais tarde, sangue de bezerro e borrego transfundido a pessoas (Roux *et al.*, 2007). Vários estudos envolvendo a transfusão de sangue de cães para gatos foram documentados em 1960 (Bovens & Gruffydd-Jones, 2013). Mais recentemente, em 2014, Weingram reportou um caso em que a xenotransfusão salvou a vida a um gatinho com um mês de idade. A decisão final em relação à utilização deste procedimento, como tratamento, foi tomada pelos donos do animal, uma vez que estes apresentavam restrições monetárias.

Numa primeira transfusão deste tipo não ocorrem reações adversas agudas, visto que, os felinos não possuem anticorpos naturais contra os antigénios específicos dos eritrócitos caninos. No entanto, dentro de quatro a sete dias, após a transfusão, são produzidos anticorpos contra estes antigénios, demonstrado por testes de aglutinação e hemólise *in vitro* (Kisielewicz & Self, 2014).

Segundo Bovens & Gruffydd-Jones 2013, a vida útil das células vermelhas transfundidas não atinge os quatro dias. Adicionalmente, a repetição deste tipo de transfusão, seis dias após a primeira, resultou em reações anafiláticas que se mostraram fatais em mais de 66% dos casos.

O risco de transmissão de agentes patogénicos associado com a xenotransfusão, usualmente de canídeos para felídeos, é teoricamente zero para FIV, FeLV e *haemoplasmas* felinos, podendo ter alguma relevância na transmissão de infeções vectoriais, visto que algumas são comuns às duas espécies (Pennisi *et al.*, 2015). A xenotransfusão de um dador canino para um recetor felino pode ser considerada numa emergência em que não exista mais nenhuma alternativa viável, como inexistência de sangue felino compatível ou soluções de hemoglobina, desde que o felino nunca tenha recebido sangue canino anteriormente. Este método pode proporcionar tempo crucial para a execução de procedimentos diagnósticos ou aquisição de produtos sanguíneos adequados (Kisielewicz & Self, 2014; Pennisi *et al.*, 2015).

7.4. Soluções de hemoglobina

Os produtos de sangue alternativos com base na hemoglobina têm sido utilizados em humanos desde de 1960 (Barfield & Adamantos, 2011) e têm o benefício em relação a outros produtos, tais como CE, por não acarretarem riscos de transmissão de doenças infecciosas (Chiaramonte, 2004). Pela razão descrita, existe o interesse em desenvolver estas soluções livres de células que se aproximam da capacidade da hemoglobina celular para transportar e fornecer oxigénio (Goodnough *et al.*, 1999; Winslow, 2007).

Esta solução resulta de hemoglobina ultrapurificada e polimerizada, obtida a partir de sangue de bovinos, ao qual são retirados os eritrócitos (Kisielewicz & Self, 2014). Comercialmente, está disponível como oxyglobin®, sendo dispendioso e a sua disponibilidade

intermitente, no mercado, nos últimos anos (Roux *et al.*, 2008). Apenas se encontra licenciado para utilização em cães apesar de a sua utilização em gatos estar documentada e já ser estudada há mais de dez a quinze anos (Helm & Knottenbelt, 2010a; Kisielewicz & Self, 2014).

Tem sido utilizada, em gatos, predominantemente para controlar a anemia em situações de emergência, obtendo um aumento eficiente da concentração de hemoglobina (Weingart & Kohn, 2008). O seu uso requer alguma precaução visto induzir um grande aumento da pressão oncótica intravascular que poderá facilmente originar sinais de hipervolemia, em particular, em animais desta espécie com doença cardiorrespiratória ou do sistema nervoso central, ou disfunção renal oligúrica (Ferreira *et al.*, 2008a; Helm & Knottenbelt, 2010a).

Tem, como principal vantagem, a melhoria temporária dos sinais clínicos de anemia, tendo outras vantagens como boa durabilidade e fácil armazenamento. Esta solução é armazenada em sacos de 125 ml e dura três anos à temperatura ambiente, porém uma vez aberta deve ser utilizada nas 24 horas seguintes devido à oxidação da hemoglobina em metahemoglobina. Tem ainda a vantagem de não ser necessária tipificação ou prova cruzada, e como já mencionado anteriormente, não acarreta risco de transmissão de infeções (Muir & Wellman, 2003; Roux *et al.*, 2008). Como a sua viscosidade é baixa proporciona um aumento da circulação microvascular, com uma libertação de oxigénio mais eficiente a nível tissular (Chiaramonte, 2004; Plunkett & Mans, 2013). No entanto, apresenta um tempo de ação inferior ao tempo de semi-vida dos eritrócitos, estando mais indicada nos casos de anemia aguda regenerativa (Ferreira *et al.*, 2008a). A transfusão desta solução é, ainda, uma forma de xenotransfusão (Kisielewicz & Self, 2014), podendo originar reações adversas devido ao seu potencial antigénico (Ferreira *et al.*, 2008a).

Devido à sua potente atividade vasoativa e risco de sobrecarga de volume em gatos pode causar edema pulmonar, sendo a dose inicial de administração relativamente mais baixa do que no cão, 5 ml/Kg. A taxa de administração depende assim do estado do animal, variando de 0,5 ml a 2 ml/Kg/h. A hemoglobina nos gatos atinge o valor normal entre 10 e 15 g/dl, podendo ser repetida a administração sob monitorização cuidadosa. Após a administração, esta solução causa descoloração das mucosas, da esclera e urina, tornando difícil a avaliação clínica (Chiaramonte, 2004; Helm & Knottenbelt, 2010a).

7.5. Autotransfusão

Este procedimento pode ser uma opção viável em caso de emergência e consiste na colheita, filtração e subsequente reinfusão de sangue do próprio gato (figura 21 e 22) (Barfield & Adamantos, 2011).

Este procedimento apenas está indicado quando há perda de sangue para uma das grandes cavidades – torácica ou abdominal – sem outra fonte de células vermelhas disponíveis ou sem tempo suficiente de as obter (Chiaramonte, 2004). No entanto, o sangue perdido para estas cavidades e a sua transfusão está contraindicada se se encontrar contaminado com urina, bactérias, bilis, e na presença de neoplasia difusa (Rozanski & Laforcade, 2004).

O sangue é colhido das cavidades, de forma estéril, através de material apropriado. De seguida, este é introduzido num recipiente estéril de soro ou num saco de colheita sanguínea, sendo retransfundido através de um sistema com filtro apropriado (Barfield & Adamantos, 2011; Henderson, 2015). Um anticoagulante, como por exemplo ACD, deve ser utilizado, num ratio de 1:7, com o intuito de prevenir fenómenos de coagulação (Barfield & Adamantos, 2011), no entanto, esta utilização pode não ser necessária se a efusão estiver presente há já várias horas (Rozanski & Laforcade, 2004). Após uma hora de contacto com as serosas, todos os fatores de coagulação foram ativados e já ocorreram fenómenos de fibrinólise, levando a uma redução em número e função das plaquetas e a uma desfibrinação total do sangue, que se torna incapaz de coagular. A utilização de anticoagulantes é, no entanto, recomendada sempre que haja uma hemorragia ativa (Abrams-Ogg, 2000).

Como qualquer outro procedimento, este apresenta vantagens e desvantagens. As suas vantagens incluem compatibilidade antigénica, visto que, obviamente, não há rejeição por parte do animal às próprias células, não existe risco de transmissão de doenças, o produto encontra-se normotérmico, há balanço do pH, está imediatamente disponível e é económico. Pelo contrário tem, como desvantagens, o potencial para hemólise, formação de coágulos, desenvolvimento de coagulopatias ou CID, e sepsis (Chiaramonte, 2004).

Devido ao crescimento recente dos bancos de sangue e ao melhoramento da disponibilidade de variados produtos sanguíneos, a necessidade por autotransusão teve um declínio nos últimos anos. No entanto, continua a ser uma alternativa em prática de emergência (Rozanski & Laforcade, 2004).



Figura 21 e 22 – Realização de uma autotransusão –
Propriedade intelectual do HVP

Quadro 3 - Terapia por componentes em gatos, adaptado de (Chiaramonte, 2004; Ferreira *et al.*, 2008a; Helm & Knottenbelt, 2010a; Davidow, 2013)

Sangue Total	Fresco	Contém: Eritrócitos, leucócitos, plaquetas e todos os fatores de coagulação
		<p>Indicações: Hemorragias graves ativas associadas a coagulopatias ou inflamações severas, CID, síndrome de resposta inflamatória sistêmica, trombocitopenia e trombopatias, hemofilia, vWD, anemia não regenerativa, problemas financeiros, conseguindo apenas realizar uma transfusão, e hemorragias severas (perdido > 30% do volume sanguíneo) com hipovolêmia associada</p> <p>Dose: $\text{Volume a administrar (ml)} = \text{Peso (kg)} \times 66 (\text{gato}) \times \frac{(\text{Hct desejado (\%)} - \text{Hct do paciente (\%)})}{\text{Hct do dador}}$ O hematócrito desejado é geralmente mais 10% do que o hematócrito do paciente; de uma forma geral, considera-se 15-20 % no gato</p> <p>Nota: Pode ainda ser calculado, sem muita precisão, como 12 a 20 ml/Kg</p>
		<p>Velocidade: Primeiros 20 minutos -----0,25 ml/Kg/h Normovolêmia -----5-10 ml/Kg/h Hipovolêmia -----até 22 ml/Kg/h (Não recomendada nos gatos) Risco de sobrevolêmia-----1-4 ml/Kg/h (insuficiência renal e/ou cardíaca; anemia não regenerativa)</p> <p>Segundo Rothrock (2015) em gatos com risco de sobrevolêmia foi sugerida a taxa de 2 ml/Kg/h e para outros gatos uma taxa máxima de 3 a 4 ml/Kg/h se tolerado.</p>
	Armazenado	Contém: Eritrócitos, leucócitos e fatores de coagulação termoestáveis
		<p>Indicações: Excetuando as patologias onde são necessários fatores de coagulação termolábeis e plaquetas, as indicações são semelhantes às anteriores</p> <p>Dose e velocidade: Igual à anterior</p>
	Concentrado de eritrócitos	<p>Contém: Eritrócitos, leucócitos e um volume residual de plasma</p> <p>Indicações: Anemias normovolêmicas, animais anêmicos com risco de sobrevolêmia, anemias hemolíticas, não regenerativas e hemorragias severas.</p> <p>Dose e velocidade: Igual à anterior</p>
Plasma	Fresco congelado	<p>Contém: Albumina, globulinas e todos os fatores de coagulação</p> <p>Indicações: déficit de fatores de coagulação termolábeis – hemofilia A (↓ fator VIII), vWD, fator V e CID. Acrescentam-se ainda todas as indicações, infra mencionadas, de plasma congelado</p> <p>Dose: 10 a 20 ml/Kg/dia – para fatores de coagulação Para repor albumina: $\text{Volume de plasma (ml)} = \text{Peso do recetor} \times 4,5 \times (\text{Albumina})$</p>

	<p><i>desejada – Albumina atual g/l).</i> <i>Nota: atenção à sobrecarga de volume em gatos</i></p>
	<p>Velocidade: 5-10 ml/Kg/h, sendo aconselhado não ultrapassar os 6 ml/Kg em gatos</p>
Congelado	<p>Contém: Albumina, globulinas e fatores de coagulação termoestáveis</p>
	<p>Indicações: Coagulopatias congénitas (hemofilia B e C), associadas a insuficiência hepática ou a intoxicação por dicumarínicos; expansão do volume circulatório, comprometimento da imunidade passiva e hipoalbuminémia (enteropatias, nefropatias, hepatopatias, ou queimaduras).</p> <p>Nota: não é adequado, a longo prazo, como fonte de proteína, limitando-se a reduzir possíveis edemas secundários a pressões oncóticas reduzidas.</p>
	<p>Dose e velocidade: Igual à anterior</p>
Solução de hemoglobina	<p>Contém: hemoglobina ultrapurificada e polimerizada, obtida a partir de sangue de bovinos</p>
	<p>Indicações: Qualquer tipo de anemia, principalmente quando mais nenhum hemocomponente está disponível</p>
	<p>Dose: 5 a 10 ml/Kg – podendo ser elevado até 30 ml/Kg em alguns casos, no entanto é necessário ter em atenção a possibilidade de sobrecarga</p>
	<p>Velocidade: 0,2 a 5 ml/Kg/h</p>
<p>Nota: As doses e velocidades de administração neste quadro são apenas um guia. A taxa de administração pode ser aumentada ou reduzida consoante as individualidades do paciente. Do mesmo modo a dose total pode ser alterada consoante as necessidades do paciente. A transfusão de todos os produtos sanguíneos deve ser concluída no máximo de quatro horas, a fim de prevenir a proliferação bacteriana.</p>	

8. Reações transfusionais

Estas dizem respeito a reações adversas que podem ocorrer durante ou após uma transfusão de sangue inteiro ou de qualquer outro produto sanguíneo. As reações transfusionais podem ser classificadas, quanto à sua origem, em imunomediadas ou não-imunomediadas e, quanto ao momento da sua ocorrência, em agudas ou retardadas. Como facilmente se depreende das suas denominações, as reações agudas podem manifestar-se segundos após o início da transfusão enquanto as retardadas se manifestam em períodos de tempo muito superiores, de horas a dias, depois do início da mesma (Rothrock, 2015). Estas reações e manifestações são alvo de maior atenção no quadro 4.

Quadro 4 – Categorização e descrição das diferentes reações transfusionais, adaptado de (Ferreira, et al/2008b)

Imunomediadas		
Reações	Imunogénio	Descrição
Agudas	Eritrócitos	Em gatos as reações hemolíticas agudas podem ocorrer logo na primeira transfusão, sendo especialmente graves nos casos de transfusão de sangue tipo A para gatos tipo B. Estas são mediadas por complexos anticorpo-antigénio e definem-se como reação de hipersensibilidade tipo II.
	Plaquetas e leucócitos	A incompatibilidade entre leucócitos e plaquetas do dador e do recetor requer a presença de anticorpos já formados no recetor, sensibilização esta devida a transfusões ou gestações prévias. A sua incidência pode ser reduzida através do uso de filtros leucorreductores.
	Proteínas plasmáticas	A maioria das reações agudas contra proteínas plasmáticas são reações anafiláticas de hipersensibilidade tipo I, ocorrendo através da interação de imunoglobulinas E e mastócitos. A complexidade e heterogeneidade do plasma torna possível uma grande variedade de reações adversas.
Retardadas	Eritrócitos	Nos gatos a reação hemolítica retardada mais comum é a isoeritrolise neonatal. A doença consiste na existência de uma resposta inflamatória à ingestão de anticorpos contra o tipo sanguíneo do neonato no colostro. Devido à ocorrência de anticorpos naturais, a doença pode ocorrer em mães primíparas. Os gatos tipo B têm anticorpos anti-A em grandes títulos; como tal, a doença ocorre principalmente em ninhadas tipo A ou AB, com mães tipo B.
	Plaquetas	Embora raro, está descrito o aparecimento de trombocitopenia aguda uma semana após a transfusão, denominada púrpura póstransfusional. Esta é acompanhada de trombocitopenia que pode persistir por 10 dias a 2 meses. Reação, normalmente, autolimitante.
Não imunomediadas		
Reações	Causas	Descrição
Agudas	Contaminação microbiana	A contaminação microbiana da unidade de sangue pode ocorrer por bacterémia subclínica do dador ou devido a processos inadequados de colheita, armazenamento ou administração do sangue. As bactérias mais frequentemente identificadas são a <i>Yersinia enterocolitica</i> , <i>Serratia spp.</i> e <i>Pseudomonas spp.</i> : estes agentes são gram negativos que usam o citrato como fonte de carbono para o seu crescimento a baixas temperaturas.
	Hipervolémia	Os produtos sanguíneos difundem-se lentamente do espaço intravascular para o extravascular, como tal, a administração rápida ou de grande volume de sangue pode levar a hipervolémia. Este risco é maior em gatos, animais jovens, geriátricos e pacientes com doença cardiopulmonar ou insuficiência renal.
	Toxicidade por citrato	Pode surgir após a administração de transfusões massivas (velocidade e/ou volume elevado) ou administração de unidades com volume de sangue inferior ao da capacidade da bolsa de armazenamento. Este anticoagulante atua como quelante do cálcio podendo levar a hipocalcémia. O risco de toxicidade é maior em pacientes com patologia hepática, visto diminuir a metabolização do citrato.
	Hipotermia	A hipotermia resulta da administração de sangue refrigerado a gatos, pacientes muito jovens, geriátricos ou de pequenas dimensões. No caso de transfusões massivas de sangue refrigerado ou transfusões a animais anestesiados, podendo também afetar animais adultos.

	Microembolismo pulmonar	O microembolismo pulmonar pode surgir após a administração de sangue com mais de 7 dias de armazenamento, podendo ser provocado por microagregados de leucócitos, plaquetas ou fibrina. Estes podem passar através do filtro do sistema de transfusão e serem infundidos, alojando-se e obstruindo os vasos pulmonares.
Retardadas	Agentes infecciosos	A transmissão de doenças infecciosas poderá ocorrer caso os doadores não sejam corretamente testados contra os agentes infecciosos passíveis de transmissão por via sanguínea. A sintomatologia é retardada, estando sujeita ao período de incubação dos vários agentes.
	Hemocromatose	A hemocromatose é uma deposição excessiva de ferro nos tecidos sob a forma de hemossiderina. Os órgãos mais afetados são o fígado, pâncreas e miocárdio, comprometendo gradualmente as suas funções.
	Hiperamonémia	Apenas descrita em medicina humana. Esta resulta da formação de amónia durante o armazenamento dos eritrócitos e consequente administração ao recetor durante a transfusão. As complicações ocorrem em insuficientes hepáticos, visto a metabolização da amónia estar comprometida. Como tal, deve evitar-se a administração de sangue com mais de 2 semanas a estes pacientes.

9. Casos clínicos

9.1. Caso clínico – “Pinchie”

No presente caso clínico descreve-se uma recolha de sangue, realizada em âmbito de rotina do banco de sangue do HVP, a uma gata incluída na lista de dadores do mesmo. Esta dádiva de sangue foi realizada no dia 20 de Agosto de 2014, tendo sido a sétima colheita realizada neste animal desde o seu registo neste programa. O sangue foi recolhido com o objetivo de ser conservado e utilizado posteriormente, tendo sido armazenado sob a forma de sangue inteiro devido às informações relativas ao hematócrito do mesmo.

9.1.1. Identificação (Quadro 5)

Quadro 5 – Identificação da “Pinchie”

Nome	“Pinchie”	Nascimento	12/06/2009
Espécie	Felino	Sexo	Fêmea/ovariohisterectomia
Raça	Siamês	Tipo sanguíneo	A

9.1.2. Anamnese

A idade de cinco anos da “Pinchie” permite a esta ser dadora de sangue. Com o objetivo de confirmar se o animal detinha a vacinação e a desparasitação em dia, foi analisada a caderneta individual do animal, cedida pela proprietária. Todos os parâmetros se encontravam em conformidade, sendo a data da última desparasitação externa cinco de Agosto de 2014 e interna, quatro de Julho de 2014. - Faz **desparasitação interna** com milbemicina oxima e praziquantel (milbemax®) e **desparasitação externa** com imidaclopride (advantage®). - A sua última vacinação foi no dia dois de Agosto de 2014 referente à vacinação *core* e no dia sete de Janeiro de 2014 para a leucose felina.

Por fim, a proprietária afirmou que a sua gata se encontrava saudável, não lhe tendo detetado qualquer alteração comportamental nos últimos dias.

Tendo em conta que o animal preenchia todos os requisitos fundamentais para proceder à recolha de sangue, incluindo as análises anuais necessárias normais e dentro do período de validade exigido (realizadas pela última vez a 08/05/2014 – anexo I) realizou-se um exame físico completo (quadro 6).

9.1.3. Exame físico

Quadro 6 – Exame físico realizado à “Pinchie”

Peso	4,300Kg	FR	20 RPM**
Mucosas	Rosadas e húmidas	Hidratação	≥95%
TRC	≤ 2 Segundos	Auscultação torácica	Normal
FC e Pulso	184 bpm*; forte, simétrico e síncrono	Pressões arteriais***	¹ PS:122; ² PAM: 82; ³ PD: 60

Legenda: *bpm – batimentos por minuto; **RPM – respirações por minuto; ***Valores de referência: PS: 112-166; PAM: 72-126; PD: 52-102; ¹PS: Pressão sistólica; ²Pressão arterial média; ³Pressão diastólica

9.1.4. Preparação para recolha e análises

Encontrando-se todos os parâmetros do animal dentro dos valores fisiológicos, procedeu-se à colocação de cateter na veia cefálica esquerda e, ainda, à recolha de uma amostra sanguínea para realização de hemograma (tabela 28). Foi eleita a veia cefálica esquerda para cateterização, já que, na dádiva anterior, tinha sido utilizada a veia do membro anterior oposto.

Tabela 28 – Resultados relevantes do hemograma da “Pinchie”

Parâmetros	Valores	Valores de referência	Parâmetros	Valores	Valores de referência
Leucócitos ($\times 10^9/L$)	6,3	5,5 – 19,5	Plaquetas ($\times 10^9/L$)	154	100-514
Granulócitos ($\times 10^9/L$)	7	2,1 - 15	Hemoglobina (g/L)	151	93-153
Monócitos ($\times 10^9/L$)	0,2	0-1,9	Hematócrito (%)	48,8	28-49
Linfócitos ($\times 10^9/L$)	3,6	0,8-7	Eritrócitos ($\times 10^{12}/L$)	9,9	4,6 - 10

Após a obtenção dos resultados das análises e encontrando-se estes valores dentro dos intervalos fisiológicos, iniciou-se o processo de recolha.

O material necessário à colheita foi preparado antecipadamente, incluindo um sistema de colheita aberto com uma seringa de 50 ml, extensão pequena com válvula de três vias e uma agulha de 20 gauges. Esta seringa continha 7 ml de anticoagulante CPDA-1, introduzidos manualmente. Além deste sistema, foi preparada uma seringa com 60 ml de NaCl a 0,9%, aquecido, previamente numa estufa a 37°C, e ainda uma seringa contendo a sedação a administrar ao animal, como ilustrado na figura 23.



Figura 23: Material necessário para a colheita sanguínea. A- Seringa com 60 ml de cloreto de sódio; B – Sistema de recolha aberto com anticoagulante; C – seringa com fármacos para sedação - Propriedade intelectual do HVP

O protocolo de sedação utilizado no HVP para recolhas sanguíneas em banco de sangue é a combinação dos fármacos diazepam (valium®) e quetamina (imalgene®) ambos na dose de 0,5 mg/Kg. Foi administrado à “Pinchie”, metade do volume total, IV, sendo adicionados incrementos de 0,05 ml até se observar o efeito pretendido. A indução demorou cerca de dois a três minutos, encontrando-se um técnico a controlar os seus sinais vitais desde o início da administração destes fármacos. O local de punção foi preparado cirurgicamente, realizando-se tricotomia sobre a veia jugular direita, a igual distância do ângulo da mandíbula e do manúbrio, prosseguindo-se com a desinfecção do local utilizando clorhexidina e álcool. De seguida, o técnico posicionou o animal adequadamente para procedimento de colheita – decúbito esternal (figura 24). Com o intuito de garantir um procedimento asséptico, o técnico responsável pela venipuntura desinfetou as suas mãos, lavando-as três vezes com clorhexidina e passando álcool no final.

9.1.5. Recolha sanguínea



Figura 24: “Pinchie” em decúbito ventral e dorso-flexão cervical e já com a assepsia cirúrgica do local realizada - Propriedade intelectual do HVP

Uma vez reunidas as condições, foi então iniciada a recolha propriamente dita. O técnico responsável pela venipuntura identificou o trajeto da veia jugular através da realização de garrote, puncionando-a num único movimento preciso. O técnico auxiliar realizou a colheita por pressão negativa, puxando, de forma constante e sem interrupções, o êmbolo da seringa de 50 ml (figura 25). Foi colhido um volume de sangue de 43 ml, perfazendo na totalidade, sangue mais anticoagulante, os 50 ml necessários.

Uma vez obtido este volume, o técnico aplicou pressão na zona da venipuntura por meio de uma compressa embebida em água oxigenada e, finalmente, retirou a agulha mantendo a pressão durante cinco minutos. Com a válvula de três vias já fechada, a seringa foi agitada várias vezes, cuidadosamente, de forma a realizar uma boa mistura entre o sangue e o anticoagulante.



Figura 25: Dádiva de sangue da “Pinchie” -Propriedade intelectual do HVP

Finalmente, executou-se a passagem do conteúdo da seringa para um saco de 150 ml desprovido de anticoagulante. Procedeu-se também à completa selagem da unidade através de *clamps* de alumínio, após se ter garantido a ausência de ar, e posterior identificação do saco.

Enquanto a preparação da unidade era levada a cabo, o auxiliar iniciou a reposição de fluidos à “Pinchie”. Embora a descrição do conteúdo desta seringa já tenha sido mencionada, esta apenas foi preparada aquando da sua necessidade de forma a garantir os 37° C de temperatura do fluido. A “Pinchie” foi colocada em decúbito lateral e foram administrados 60 ml de NaCl 0,9%, num período de cerca de 20 minutos, através do cateter colocado inicialmente, como ilustrado na figura 26.



Figura 26: Reposição de fluidos após dádiva de sangue - propriedade intelectual do HVP

9.1.6. Pós colheita

Na hora seguinte à recolha, a “Pinchie” foi monitorizada cuidadosamente, apesar da reversão quase completa da sedação. Foi dada mais importância à temperatura e à cor das mucosas, tendo sido também controlada, com menor regularidade, a frequência cardíaca e respiratória. Todos estes parâmetros se mantiveram normais. Decorrida uma hora após o final da colheita, foi fornecido alimento à “Pinchie”, tendo esta recusado enquanto se manteve internada

É de referir que toda a informação relevante – peso, veia jugular e sedação utilizada, observações e ainda uma previsão da próxima dádiva – é registada no plano de doações, tendo este um carácter individual para cada dador.

9.1.7. Discussão

Esta dádiva de sangue foi realizada no dia 20 de Agosto de 2014, tendo sido a sétima colheita realizada neste animal desde que se encontra registada no programa de dadores de banco de sangue do HVP. Todas as colheitas são realizadas numa sala própria para este fim, localizada longe do internamento e não sendo local de passagem regular. Este facto permite uma colheita calma e sossegada, proporcionando um ambiente propício para os dadores felinos e caninos.

Apesar desta dadora ainda preencher os requisitos necessários para o ser, não se encontra incluída na categoria de dadora ideal, já que segundo Tasker, 2013 estes devem pesar mais de 5 Kg e terem idades máximas de cinco anos. De acordo com Barfield & Adamantos, 2011 é necessária a utilização de animais com um regime vacinal completo e é, ainda preferível, que seja aguardado um período mínimo de um mês, posterior a vacinações e outros procedimentos, para se proceder à recolha, o que não aconteceu neste caso, uma vez que o animal recebeu o reforço vacinal anual no dia dois de Agosto de 2014. Excetuando as condições supramencionadas, todo o resto se encontrava dentro das conformidades: idade, peso, análises anuais com bons resultados e dentro da validade, desparasitação interna e externa, vacinação e exame físico normal. Apesar da proprietária da “Pinchie” realizar a desparasitação interna e externa regularmente, de seis em seis meses, a desparasitação externa deveria ser realizada a cada mês, segundo o recomendado pelo fabricante do produto utilizado.

Apesar de não ser a forma recorrentemente descrita na bibliografia, no HVP o cateter é, por sistema, colocado sempre antes da administração de qualquer sedação. Isto é possível, uma vez que um dos pré-requisitos utilizados nesta instituição consiste no facto de o gato ser obrigatoriamente amigável ou, no mínimo, tolerar toda a manipulação necessária ao processo. Desta forma, é possível administrar a sedação por via IV, tornando a indução mais rápida e minimizando o stress do animal. Embora alguns estudos (Couto *et al.*, 2005; Killos *et al.*, 2010) elejam a anestesia volátil como a forma preferível de indução anestésica em animais para colheita de sangue, no HVP é utilizada anestesia fixa pela combinação de diazepam e quetamina. Segundo a experiência dos técnicos responsáveis pelo banco de sangue desta instituição, o protocolo anestésico utilizado é seguro e eficaz durante todo o procedimento de colheita, sendo sempre utilizado, neste contexto, para esta espécie animal. Gibson, 2007 sugere que cada clínica/hospital deve desenvolver um protocolo com estas características e com o qual se sintam confortáveis.

A unidade de sangue foi imediatamente preparada após a colheita, enquanto os auxiliares cuidavam da paciente em recuperação. Foi decidido que esta unidade iria ser

armazenada sem qualquer processamento, sendo, portanto, considerada uma unidade de sangue inteiro. Esta decisão foi tomada tendo por base o hematócrito apresentado pela "Pinchie", sendo este relativamente alto, 48,8%, e não permitindo a obtenção de um volume razoável de plasma.

Todas as normas foram cumpridas, tendo a colheita em si demorado apenas 10 a 15 minutos. Não ocorreu qualquer imprevisto em todo o processo descrito.

9.2. Caso clínico – “Simba”

9.2.1. Identificação (Quadro 7)

Quadro 7 – Identificação da “Simba”

Nome	“Simba”	Idade	Quatro anos
Espécie	Felino	Sexo	Macho, fértil
Raça	Europeu comum	Peso	3,5 Kg

9.2.2. Anamnese

O “Simba” deu entrada no HVP no dia 17 de Dezembro de 2014 com queixa de prostração e apresentando mínima resposta a estímulos.

Sem história de doença prévia, o animal não era vacinado nem desparasitado. Por ter acesso ao exterior, suspeitou-se de atropelamento, pese embora a inexistência de lesões visíveis. Segundo os proprietários, as manifestações clínicas do “Simba” foram repentinas, demonstrando esta normalidade comportamental e de bem-estar no dia anterior.

9.2.3. Abordagem primária

Dada a história de um possível trauma e face ao estado não ambulatório do “Simba”, procedeu-se de imediato a uma avaliação clínica do doente, seguindo a abordagem ABC:

A – Vias aéreas: vias aéreas desobstruídas mas presença de corrimento nasal mucoso. Iniciou-se imediata suplementação com O₂ através da colocação de uma máscara.

B – Respiração: presença de respiração autónoma. Frequência respiratória normal, sem ruídos à auscultação.

C – Sistema cardiovascular: aumento do tempo de repleção capilar (TRC) (superior a dois segundos), membranas mucosas pálidas e frias, taquicardia (frequência cardíaca superior a 200 batimentos por minuto), pulso fraco, extremidades frias e depressão. Procedeu-se à colocação de cateter intravenoso e à colheita de sangue para realização de hemograma e análises bioquímicas.

As alterações registadas através da avaliação clínica do paciente foram compatíveis com um estado de hipovolémia, que exigiu a execução de maneio de urgência do choque hipovolémico.

9.2.4. Tratamento inicial

Procedeu-se de imediato a uma abordagem ao choque hipovolémico através da administração do fluido isotónico lactato de Ringer, na taxa de choque para gatos, isto é, 55 mL/Kg/h, tendo-se administrado inicialmente um quarto deste volume, 13 ml/Kg, em 20 minutos, findo os quais se procedeu à reavaliação dos parâmetros de perfusão, que permaneceram inalterados. Deste modo, administrou-se novo bólus de fluídos, de igual

volume, sem obtenção de resposta. Iniciou-se nova abordagem, desta vez com um bólus de coloides, a 2,5 ml/Kg, em 15 minutos, obtendo-se uma ligeira resposta. Assim, procedeu-se a administração de mais um bólus de coloides esperando permanência de resposta mais favorável.

9.2.5. Abordagem secundária

A administração dos bólus de coloides permitiu a reversão de choque hipovolémico e a estabilização clínica do animal. Procedeu-se a um exame clínico mais detalhado enquanto se aguardava pelos resultados das análises clínicas. Os achados do exame clínico encontram-se descritos no quadro 8.

Quadro 8: Exame físico como avaliação secundária realizado ao “Simba”

Inspeção visual	Sem lesões aparentes. Região perianal conspurcada, com presença de terra, palha e uma substância ressequida, provavelmente diarreia.
Temperatura	36.0° C – Com sinal de termómetro
Desidratação	Entre 7 e 8%
Glicose	32 mg/dl – através de glicómetro veterinário
Pressões arteriais*	PS: 109; PAM: 71; PD: 54
Sistema cardiovascular	No que se refere, aos parâmetros de perfusão, foram avaliados de forma contínua e persistente, tendo-se observado melhorias com os bólus de fluidos e tratamento subsequente. A auscultação cardíaca revelou melhorias a nível de frequência, tendo começado a reduzir após o primeiro bólus de coloides – 180 bpm. Avaliou-se ainda o traçado eletrocardiográfico do paciente, que se encontrava com ritmo regular e sinusal.
Palpação abdominal	Mostrava desconforto à palpação e demonstrava aumento da motilidade intestinal.

Nota: Eram várias as pessoas que se encontravam a tratar deste animal, não sendo a ordem descrita necessariamente a ordem pela qual o exame foi conduzido. Alguns dos parâmetros foram tratados de imediato consoante a sua gravidade, como por exemplo, a medição da temperatura e da glicose sanguínea.

Legenda: *Valores de referência: PS: 112-166; PAM: 72-126; PD: 52-102

Entretanto, obtiveram-se os resultados do hemograma, das análises bioquímicas gerais e do ionograma, cujos resultados se encontram na tabela 29, com as devidas alterações assinaladas.

Tabela 29 – Primeiros resultados do hemograma, análises bioquímicas e ionograma realizados ao “Simba”

Parâmetros	Valores	Valores de referência	Parâmetros	Valores	Valores de referência
Leucócitos ($\times 10^9/L$)	2.0 ↓	5.5 - 19.5	Hemoglobina (g/L)	158 ↑	93 - 153
Linfócitos ($\times 10^9/L$)	1.5	0.8 - 7.0	Hematócrito (%)	54.1 ↑	28 - 49
Monócitos ($\times 10^9/L$)	0.1	0 - 1.9	Volume corpuscular médio (fL)	45.6	39 - 52
Granulócitos ($\times 10^9/L$)	0.4 ↓	2.1 - 15	Hemoglobina corpuscular média (pg)	14.1	13 - 21
Linfócitos (%)	73.1	12 - 45	Concentração de hemoglobina corpuscular média (g/L)	310	300 - 380
Monócitos (%)	6.9	2 - 9	RDW (%)	14.7	14 - 18
Granulócitos (%)	20.0 ↓	35 - 85	Plaquetas ($\times 10^9/L$)	95 ↓	100 - 514
Eritrócitos ($\times 10^{12}/L$)	11.88 ↑	4.6 - 10			

Análises bioquímicas

Ionograma

Parâmetros	Valores	Valores de referência	Parâmetros	Valores	Valores de referência
ALT (U/L)	64	22-84	Sódio (Na) (mEq/L)	144 ↓	147-156
ALP (U/L)	59	38-165	Potássio (K) (mEq/L)	3.0 ↓	3.4-4.6
Creatina (mg/dl)	1.5	0.8-1.8	Cloro (Cl) (mEq/L)	110	107-120
Ureia (mg/dl)	19.1	17.6-32.8			
Proteínas totais (g/dl)	7.0	5.7-7.8			
Albumina (g/dl)	2.3	2.3-3.5			

Finda a avaliação clínica detalhada do “Simba”, foi possível constatar a presença de alterações em vários parâmetros, sendo os mais graves a hipoglicemia e a hipotermia. Em relação aos parâmetros analíticos, a leucopenia severa destaca-se como alteração mais preocupante, embora a diminuição do potássio também exigisse suplementação para correção da hipocalcemia. Devido a todos os sinais clínicos, à anamnese e à evidência de diarreia, a principal suspeita recaiu sobre um quadro de panleucopenia, pelo que se iniciou tratamento de suporte adequado.

9.2.6. Tratamento

Em primeiro lugar, procedeu-se ao aquecimento do animal colocando mantas e botijas de água quente em seu redor. Uma vez que se encontrava a receber fluidoterapia, esta foi também aquecida a uma temperatura de +/- 37°C.

Em segundo lugar, foi administrado um bólus de glicose na dose de 0,5 g/Kg por via intravenosa. Para este fim, diluiu-se 5,8 ml de glicose a 30% em 24 ml de NaCl a 0,9%, tendo sido o produto resultante administrado em aproximadamente quinze minutos, com uma resposta positiva por parte do animal e melhorias do seu estado mental.

Foi acrescentado ao tratamento ampicilina (hiperbiótico®) a 22 mg/Kg a cada 8 horas, metronidazol (metronidazol®) 10 mg/Kg, a cada 12 horas, ambos por via IV e enrofloxacina (alsir®) a 5 mg/Kg, SC, uma vez por dia.

Empiricamente foi ainda acrescentado um protetor gástrico, ranitidina (zantac ®) 2,5 mg/Kg IV, diluído e lento, a cada 12 horas, e um antiemético pro-cinético, metoclopramida (primperam ®) 0,5 mg/Kg IV, diluído e lento, a cada 8 horas.

9.2.7. Evolução

Dia 1 – 17/12/2014

Após a instituição do tratamento referido, o animal apresentou melhorias de estado mental e na resposta à maioria dos estímulos externos, mas manteve a depressão do estado mental.

A temperatura subiu lentamente, encontrando-se ao fim de três horas na ordem dos 40°C. Para contrariar esta subida, retiraram-se todas as mantas da jaula, mantendo-se apenas um resguardo. A temperatura foi monitorizada regularmente durante o resto do dia, mantendo-se sempre superior a 39,6°.

A glicémia foi mensurada após a administração do bólus, encontrando-se a 231 mg/dl. Esta, assim como a temperatura e as pressões arteriais, foi monitorizada regularmente e manteve-se sempre a níveis normais. Como medida de urgência, estava indicado novo bólus de glicose se a glicémia atingisse valores menores que 50 mg/dl e novo bólus de coloides se a PAM atingisse valores menores que 60.

Uma vez estabilizado, o animal foi colocado numa jaula e submetido a fluidoterapia de manutenção. Esta consistiu em cristaloides isotónicos (lactato de ringer) com adição de 30 mEq/L de cloreto de potássio para correção da hipocalémia e 2,5% de glicose, para manutenção da glicémia. Devido às baixas pressões arteriais, opou-se também por manter os coloides em taxa de manutenção. A taxa de manutenção dos cristaloides foi calculada tendo em conta os fluidos necessários para manutenção em 24 horas e para correção da desidratação. A este valor subtraiu-se a taxa de manutenção de coloides, ficando o animal a receber cristaloides a uma velocidade de 15,1 ml/h e coloides a uma velocidade de 2,9 ml/h (dose de 20 ml/Kg/dia).

Visto que o animal não apresentava vômitos, até à data, e não demonstrava interesse pela comida, foi prescrito alimentação forçada por meio de uma seringa. Foram calculadas as suas necessidades energéticas de manutenção através da fórmula: $30 \times \text{peso do animal} + 70 = 175$ Kcal. Este resultado foi por sua vez multiplicado por um fator de correção denominado

illness energy requirement (IER) de valor 1,28. Obtendo-se um resultado de 224 Kcal diárias, que por sua vez teriam de ser convertidas em gramas de ração húmida a administrar. Esta quantidade foi dividida por cinco tomas diárias, sendo no primeiro dia administrado apenas um terço das necessidades e no segundo dois terços. Pelo terceiro dia já eram administradas a totalidade das necessidades diárias, correspondendo estas a 38g por toma.

Após quatro a cinco horas do início do tratamento foi realizado novo hemograma para reavaliação dos parâmetros, já com redistribuição de fluidos, encontrando-se os resultados descritos na tabela 30.

Tabela 30 – Resultados do hemograma do “Simba” após quatro a cinco horas do início do tratamento (apenas parâmetros gravemente alterados)

Parâmetros	Valores	Valores de referência	Parâmetros	Valores	Valores de referência
Leucócitos ($\times 10^9/L$)	1.5 ↓↓	5.5 - 19.5	Granulócitos ($\times 10^9/L$)	0.5 ↓↓	2.1 - 15

A albumina foi também mensurada tendo descido o seu nível para 1,5 g/dl.

Perante este hemograma, com diminuição acentuada de leucócitos, e esta albumina, foi aconselhado aos proprietários uma transfusão de plasma (figura 27), tendo esta sido realizada imediatamente após o consentimento dos mesmos.

Foi calculado um volume mínimo necessário de 35 ml, tendo em conta a dose de 10 a 20 ml/Kg, sendo a unidade máxima de plasma existente de 30 ml. Foi administrada apenas uma

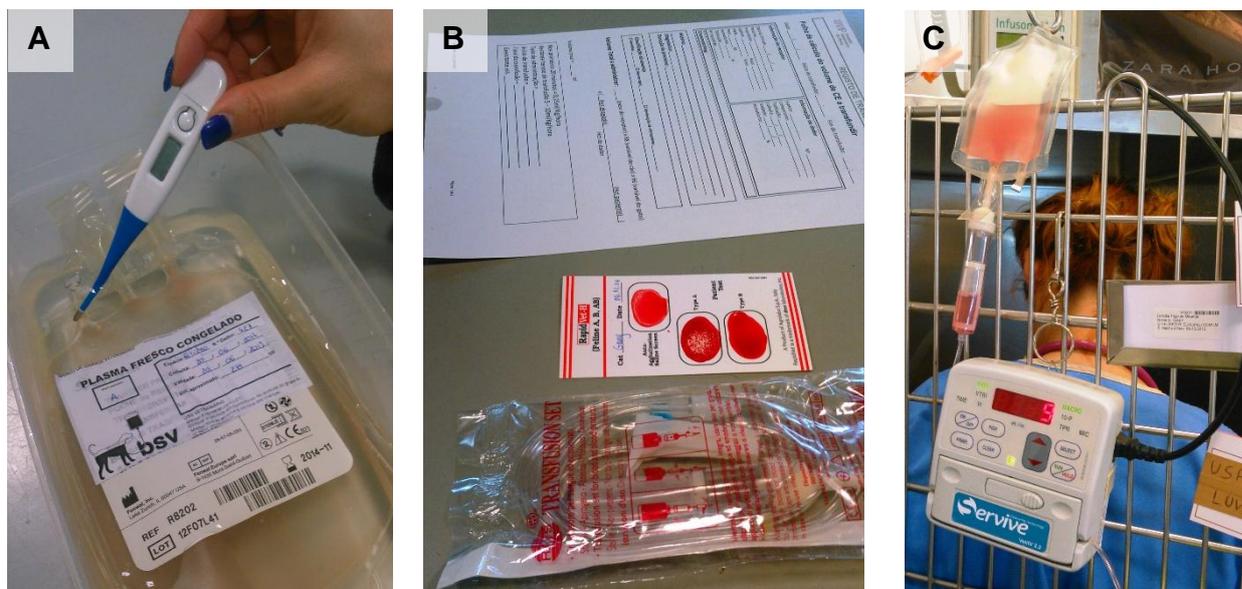


Figura 27: Preparação do material necessário e subsequente transfusão de plasma. A – descongelamento do plasma; B – Tipificação sanguínea, folha de monitorização de transfusão, sistema de transfusão com filtro próprio; C – Transfusão de plasma – propriedade intelectual do HVP.

unidade de plasma, pelas razões explanadas na discussão. A transfusão demorou duas horas e meia a três, tendo sido aplicada uma taxa menor nos primeiros vinte minutos e, posteriormente, ter continuado a 18 ml/h (velocidade de 5 a 6 ml/Kg/h). Optou-se por realizar o hemograma de controlo apenas no dia seguinte devido à existência de limite orçamental e tendo em conta que o animal se encontrava estável.

Dia 2 – 18/12/2014

Durante a madrugada, o animal teve um episódio de diarreia com muco e sangue e um vômito acastanhado. De forma a controlar os vômitos, foi acrescentado maropitant (cerenia®) na dose de 1 mg/Kg, por via SC, a cada 24 horas, e manteve-se um período de jejum de quatro horas, tendo-se repetido esta abordagem sempre que o animal apresentou novos episódios de vômito.

O animal foi avaliado diariamente, às nove da manhã, com realização de exame físico e mudança de penso de cateter. Encontrava-se deprimido, com as mucosas rosadas e húmidas e TRC normal. Apresentava taquicardia (>200 bpm), hipertermia (39,5°C) e taquipneia (80 RPM) apesar de apresentar uma auscultação torácica normal. Mantinha dor abdominal à palpação. Durante este dia fez mais duas vezes diarreia com sangue, não tendo tido vômitos possibilitando assim a administração de comida.

Foi realizado hemograma e albumina de controlo, encontrando-se os valores relevantes representados na tabela 31.

Tabela 31 – Resultados relevantes do hemograma de controlo do “Simba”

Parâmetros	Valores	Valores de referência	Parâmetros	Valores	Valores de referência
Leucócitos ($\times 10^9/L$)	6.6	5.5 - 19.5	Granulócitos ($\times 10^9/L$)	2.5	2.1 - 15
Albumina	2.5	2.3-3.5			

Dia 3 – 19/12/2014

Mantinha-se deprimido tendo, no entanto, melhorado o seu estado geral. Encontrava-se normotérmico (37,5°C) com 170 bpm e 50 RPM de frequência cardíaca e respiratória, respetivamente. Mantinha desconforto à palpação abdominal e o seu peso era agora de 3,250 Kg.

Apresentava-se hidratado, tendo sido, neste dia, reavaliada a taxa de manutenção de cristaloides e reajustada de forma a incluir as perdas (vômitos e diarreias), passando para uma velocidade de 16,5 ml/h. O paciente continuava com diarreia sanguinolenta. As pressões arteriais eram controladas cerca de cinco vezes por dia tendo sido a PAM mais baixa registada de 70.

Devido à medicação prolongada, aos vômitos e ao facto de se introduzir maior quantidade comida, foi acrescentadoesomeprazol (nexium®), na dose de 7 mg/Kg, IV, a cada 24 horas.

Neste dia procedeu-se a novo hemograma e mensuração da albumina de controlo encontrando-se os parâmetros de interesse na tabela 32.

Tabela 32: Resultados relevantes do hemograma de controlo – dia 3

Parâmetros	Valores	Valores de referência	Parâmetros	Valores	Valores de referência
Leucócitos ($\times 10^9/L$)	11.2	5.5 - 19.5	Hemoglobina (g/L)	75 ↓	93 - 153
Granulócitos ($\times 10^9/L$)	9.0	2.1 - 15	Hematócrito (%)	20.1 ↓	28 - 49
Plaquetas ($\times 10^9/L$)	68 ↓	100 - 514	Albumina	1.3 ↓↓	2.3-3.5

Apesar dos valores diminuídos, o estado clínico do animal era favorável, não se tendo tomado quaisquer medidas adicionais, à exceção da alimentação forçada regular.

Dia 4 – 20/12/2014

Neste dia as melhoras clínicas foram notórias. Ao exame físico todos os parâmetros se encontravam dentro da normalidade, incluindo o estado mental. Apesar de continuar com diarreia, esta já não continha vestígios de sangue e mostrava-se menos líquida.

Dia 5 – 21/12/2014

Começou a comer sozinho com bastante apetite e estava aparentemente confortável. Foi realizado hemograma de controlo e albumina (tabela 33).

Tabela 33: Resultados relevantes do hemograma de controlo – dia 5

Parâmetros	Valores	Valores de referência	Parâmetros	Valores	Valores de referência
Leucócitos ($\times 10^9/L$)	9.7	5.5 - 19.5	Hemoglobina (g/L)	80 ↓	93 - 153
Granulócitos ($\times 10^9/L$)	7.6	2.1 - 15	Hematócrito (%)	21 ↓	28 - 49
Plaquetas ($\times 10^9/L$)	70 ↓	100 - 514	Albumina	1.9 ↓	2.3-3.5

Apesar de estar bastante melhor foi decidido não dar alta ao “Simba” devido aos valores relativamente baixos de alguns parâmetros. No entanto, ficou decidido que se o animal se mantivesse clinicamente estável e confortável, teria alta condicionada no dia seguinte.

Dia 6 – 22/12/2014

O animal manteve-se clinicamente estável com episódios esporádicos de fezes pastosas, tendo sido tomada a decisão de lhe dar alta. Foi prescrita enrofloxacina, PO com a mesma posologia, durante mais quatro dias, tendo o resto da medicação sido descontinuada.

9.2.8. Discussão

Quando o “Simba” deu entrada no HVP a principal suspeita dos proprietários recaía na ocorrência de um atropelamento. Foi então tomada como primeira abordagem o método ABC, que permite de forma sistematizada avaliar as vias aéreas, a respiração e o sistema cardiovascular. É de extrema importância que o paciente seja avaliado rapidamente e por uma equipa especializada de forma a ser possível salvar-lhe a vida (Crowe, 2006).

Esta avaliação permitiu identificar que o animal se encontrava em choque hipovolémico, no entanto a identificação de gatos em choque pode ser um verdadeiro desafio, havendo diferenças importantes comparativamente ao cão. Um cão em choque hipovolémico estaria taquicárdico até entrar em fase descompensada e terminal. Pelo contrário, os gatos são mais comumente encontrados com bradicardia ou com frequência normal, podendo esta última ser considerada uma ligeira bradicardia em animais com pressões arteriais baixas. A hipotermia é comum em gatos com esta síndrome. Esta impossibilita uma boa resposta adrenérgica, impossibilitando por sua vez uma vasoconstrição compensatória à hipovolemia. Deste modo, há um aumento do risco de sobrecarga de volume em pacientes em que a ressuscitação por fluidos é feita sem resolução prévia da hipotermia (Murphy & Hibbert, 2013a). Mesmo assim, o “Simba” apresentava sinais clínicos clássicos de choque e a hipotermia era ligeira tendo sido um dos primeiros parâmetros abordados.

O principal objetivo do tratamento do choque consiste na administração de oxigénio e nutrientes para as células que se encontram metabolicamente ativas. A administração endovenosa de fluidos é essencial na recuperação de animais que estejam em choque hipovolémico ou distributivo (Balakrishnan & Silverstein, 2014), sendo as soluções cristaloides isotónicas, como o lactato de ringer que foi administrado, considerado o tipo de fluido de eleição para o efeito (Davis *et al.*, 2013).

O protocolo de fluidoterapia utilizado neste caso para resolução de choque e posterior manutenção é o mais aceitável, em gatos, segundo os estudos e as *guidelines* mais recentes. Davis *et al.*, em 2013 afirma que a taxa padrão de cristaloides isotónicos para choque é essencialmente uma dose corresponde ao volume corporal completo de sangue, sendo no caso dos gatos 50 a 55 ml/Kg. Deve começar-se por administrar 25% da dose anterior em vinte minutos, reavaliando, posteriormente, a necessidade de administração de novo incremento de igual percentagem. Em geral, se após a administração de 50% do volume de cristaloides isotónicos não originar melhorias significativas, é necessário considerar a troca ou a adição de coloides. Tendo em conta o intervalo da dose no gato, 10 a 20 ml/Kg/dia, é tipicamente utilizada a dose 10 ml/Kg em bólus de 2,5 a 3 ml/Kg durante 10 a 15 minutos. Posteriormente pode ser necessário ser mantido tanto coloides como cristaloides em taxas de manutenção.

A glicémia foi mensurada através de um glicómetro de forma a obtermos um resultado rapidamente evitando o tempo necessário para ser obtida juntamente com as restantes análises. Apesar de estar descrita apenas na segunda abordagem, foi medida assim que

possível encontrando-se bastante diminuída. Esta hipoglicémia poderia ser indicativa de sépsis, sendo o mais provável dentro deste quadro. Deve ser administrado um bólus, IV, de glucose na dose de 0,5 g/Kg e posteriormente continuar em infusão contínua a 2,5% em cristaloides (Murphy & Hibbert, 2013b).

Numa abordagem secundária, uma vez que o animal se encontrava estabilizado, procedeu-se a um exame clínico mais detalhado, recorrendo-se também a meios complementares de diagnóstico, de modo a detetar alterações. As alterações detetadas e a evidência de diarreia em conjunto com a história do animal – não vacinado com acesso ao exterior – levou a um diagnóstico presuntivo de panleucopénia.

O sinal clínico mais relevante da infeção por panleucopénia é a diarreia. Esta tem origem numa diminuição das vilosidades intestinais devida a uma perda, por vezes completa, de células epiteliais. O vírus replica-se nas células de divisão rápida das criptas de *Lieberkühn*, prejudicando a regeneração do epitélio intestinal. A severidade destas lesões correlaciona-se com a taxa de renovação destas células e é agravada pela presença de coinfeções com vírus intestinais, tais como *coronavirus* (Truyen *et al.*, 2009).

Os animais diagnosticados com esta doença devem ser mantidos em isolamento e ser submetidos a tratamento de suporte. O tratamento desta doença segundo as *guidelines* do *European Advisor Board on Cat Diseases* (Truyen *et al.*, 2009) inclui a reposição de líquidos, antibioterapia de largo espectro com eficácia provada para gram-negativos e anaeróbios, dieta altamente digestível, antieméticos e protetores gástricos, vitaminas de complexo B para deficiência em tiamina, transfusões de ST ou plasma, alimentação parenteral parcial ou completa e controlo de CID, caso esteja presente.

A antibioterapia de largo espectro utilizada é recomendada visto que a barreira intestinal é normalmente destruída em quadros de panleucopénia, podendo as bactérias intestinais invadir a corrente sanguínea. A bacterémia em combinação com a neutropénia existente pode levar a choque endotóxico. (Truyen *et al.*, 2009).

Outro aspeto digno de nota é a nutrição entérica precoce, que foi assegurada. Truyen *et al.* (2009) afirma que a restrição de água e comida só deve ser aplicada se houver persistência de vômito, portanto, a alimentação deve ser continuada ou recomeçada sempre que possível. Esta ideia é apoiada por um estudo sobre os efeitos benéficos da alimentação entérica precoce em parvovirose canina (Mohr *et al.*, 2003). Uma alimentação com elevada digestibilidade é preferível, no entanto, qualquer tipo de alimento é preferível a nenhum alimento (Truyen *et al.*, 2009).

A transfusão de plasma efetuada está recomendada e acarreta benefícios para vários aspetos da doença. Um dos benefícios imediatos é o aumento da pressão oncótica em animais com hipoproteinémia severas. No entanto, uma vez que a quantidade proteica de uma única unidade de PFC é baixa, estas não devem ser utilizadas para elevar a concentração de albumina (pouca durabilidade em circulação após transfusão) ou de outras proteínas, nem para manter a pressão arterial nestes pacientes. A transfusão de plasma deve ser realizada em

pacientes que exibam sinais de coagulopatias e de CID. Finalmente, esta transfusão está também recomendada, com o intuito de fornecer imunoglobulinas e inibidores de proteases séricas (Buriko & Otto, 2007; Truyen et al., 2009; Helm & Knottenbelt, 2010a; Ferreira, 2015). Visto que o sangue é obtido de doadores vacinados, o plasma destes animais possui, ainda, imunoglobulinas neutralizadoras do vírus, ajudando no combate da virémia (Pennisi *et al.*, 2015). A decisão de transfusão de plasma, ao “Simba” baseou-se na descida abrupta dos leucócitos, necessitando estes de uma suplementação, beneficiando ainda de uma elevação momentânea da albumina e consequente pressão oncótica. O plasma deve ser administrado numa dose de 10 a 20 ml/Kg/dia podendo ser administrado a cada oito a doze horas, a uma velocidade de 5 a 6 ml/Kg/h não excedendo a dose diária. Poderia ter sido utilizado em alternativa ST (Buriko & Otto, 2007). Depois de calculado o volume necessário foi sugerido aos proprietários a transfusão de duas unidades de plasma, não tendo sido possível devido a limite orçamental.

Apesar de apenas ter sido administrado uma unidade de plasma as melhorias do “Simba” foram notórias tendo os leucócitos aumentado até um nível normal, no decorrer de apenas 24 horas. O seu prognóstico era reservado quando deu entrada neste hospital, tendo melhorado com a evolução do tratamento e podendo afirmar-se que ao quarto dia de internamento já apresentava bom prognóstico.

Esta doença afeta gatos de todas as idades apesar dos gatos muito jovens serem mais suscetíveis. É, ainda, responsável por uma taxa de mortalidade elevada – mais de 90% em gatos muito jovens - e mesmo por danos irreversíveis no sistema gastrointestinal. Tem uma maior incidência em gatos com acesso ao exterior visto que, gatos com este estilo de vida estão mais expostos a doenças parasitárias e infecciosas, assim como outros perigos - lutas, lesões, toxinas e perderem-se ou ficarem presos. Devem ser implementadas medidas preventivas, principalmente neste tipo de gatos, para redução de risco de doenças transmissíveis. Uma boa prevenção inclui a vacinação e desparasitação apropriada. Deve ser administrada a primeira dose às oito/nove semanas com posterior reforço, três a quatro semanas mais tarde. Pode ser administrado um terceiro reforço a gatinhos que vivam num ambiente com altas incidências desta doença, como abrigos e gatis. Finalmente, o seguinte deve ser administrado passado um ano podendo os seguintes reforços serem administrados com intervalos de três ou mais anos (Truyen *et al.*, 2009; Datz, 2013).

Tendo em conta este caso clínico pode verificar-se que a transfusão de plasma é uma arma poderosa no combate desta doença e pode ser a diferença entre o sucesso e o insucesso do tratamento.

III. Considerações finais

A abordagem ao tema “medicina transfusional felina” reflete o interesse da autora na área da medicina felina e no tema em questão. Como inumeramente referido, enquanto espécie, o gato não deve ser tratado de forma idêntica a um cão de pequeno porte, sendo necessário conhecer bem as suas particularidades fisiológicas e os pormenores que fazem a diferença nas diversas abordagens médicas. Este trabalho descreve assim cuidados e procedimentos específicos para a espécie felina, particularmente em relação à colheita e processamento sanguíneo.

Vulgarmente o gato não demonstra sinais clínicos de anemias ligeiras a moderadas, sendo que quando se apresenta à consulta por este motivo, a sintomatologia é geralmente muito grave e exige transfusões sanguíneas de emergência. Esta particularidade justifica a importância do desenvolvimento do tema, uma vez que a rapidez de obtenção de produtos sanguíneos e o conhecimento sobre como, quando e o que utilizar em cada situação, pode determinar a eficácia da abordagem.

Após os seis meses de estágio curricular, é seguro afirmar que o HVP proporcionou uma importante experiência a nível profissional que contribuiu para um aumento significativo do leque de conhecimentos da autora, que serão fundamentais no futuro.

Além de permitir uma consolidação de conhecimentos prévios e o adquirir de destreza prática através do contacto diário com variadas patologias a nível de internamento, consultas e cirurgia, possibilitou ainda o contacto com diversas áreas nunca antes experienciadas, como fisioterapia, cirurgia minimamente invasiva e meios de diagnóstico imagiológico como a fluoroscopia e TAC. Por fim, o contacto com um banco de sangue moderno e eficaz tornou possível à autora seguir de perto a gestão e os demais processos técnicos e burocráticos essenciais ao funcionamento de banco de sangue, fomentando ainda mais o interesse existente e permitindo um desenvolvimento desta revisão bibliográfica com conhecimentos de causa.

IV. Bibliografia

- Abrams-Ogg A. (2000). Practical Blood transfusion. In *BSAVA Manual of Canine and Feline Haematology and Transfusion Medicine* ed. Day, M., Mackin, A. & Littlewood, J., 1st edition, British Small Animal Veterinary Association, UK. ISBN: 0-905214-39-0 pp. 263–303
- Abrams-Ogg A. (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:10.1016/S0195-5616(03)00095-0
- Abrams-Ogg A. & Schneider A. (2010). Principles of canine and feline blood collection, processing, and storage. In *Schalm's Veterinary Hematology* ed. Weiss, D. J. & Wardrop, K. J., 6th edition, Wiley-blackwell, Iowa, USA. ISBN: 978-0-8138-1798-9 pp. 731–737
- Acierno M. J. (2015). Diseases and disorders - Leptospirosis. In *Clinical Veterinary Advisor: Dogs and Cats* ed. Côté, E., 3rd edition, Elsevier Mosby, St. Louis, Missouri. ISBN: 978-0-323-17292-9, pp. 589 – 591
- Addie D., Belák S., Boucraut-Baralon C., Egberink H., Frymus T., Gruffydd-Jones T., Hartmann K., Hosie M. J., Lloret A & Lutz H. (2009). Feline infectious peritonitis. ABCD guidelines on prevention and management. *Journal of Feline Medicine & Surgery*, **11**(7): 594–604. doi:10.1016/j.jfms.2009.05.008
- Animal Blood Resources Internacional (2015). Alvedia Feline Quick Test A+B. www.drugs.com. Acedido a 15.04.2015
- Aubert I., Abrams-Ogg A. C. G., Sylvestre A. M., Dyson D. H., Allen D. G., & Johnstone I. B. (2011). The use of vascular access ports for blood collection in feline blood donors. *Canadian Journal of Veterinary Research = Revue Canadienne de Recherche Vétérinaire*, **75**(1): 25–34
- Balakrishnan, A., & Silverstein, D. C. (2014). Shock fluids and fluid challenge. In *Small animal Critical care medicine* ed. Silverstein, D. C. & Hopper, K. 2nd edition, Elsevier Saunders, St. Louis, Missouri. ISBN: 978-1-4557-0306-7, pp. 321–327
- 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
- Behrend E. N. (2015). Canine Hyperadrenocorticism. In *Canine and Feline Endocrinology*, ed. Feldman, E. C., Nelson, R. W., Reusch, C. E. & Scott-Moncrieff, J. C. R., 4th edition, Elsevier Saunders, St. Louis, Missouri. ISBN: 9781455744565, pp. 377–451
- Behrend E. N., & Greco D. S. (2011). Hyperadrenocorticism (Cushing's Disease) - Dogs. In *Blackwell's Five-Minute Veterinary Consult Canine and Feline* ed. Tilley, L. P. & Smith, F. W. K., 5th edition, Wiley-blackwell. ISBN: 978-0-8138-0763-8, pp. 601–604
- Boulton F. (2015). Blood transfusion and the World Wars. *Medicine, Conflict and Survival*, **31**(1): 57–68. doi:10.1080/13623699.2015.1023684

- Bovens C. & Gruffydd-Jones T. (2013). 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
- Brooks M. B. (2010). Transfusion of plasma products. In *Schalm's Veterinary Hematology*, ed. Weiss, D. J. & Wardrop K. J., 6th edition, Wiley-blackwell, Iowa, USA. ISBN: 978-0-8138-1798-9, pp. 744–750
- Buchanan J. W. (2015). Diseases and disorders - Patent Ductus Arteriosus. In *Clinical Veterinary Advisor: Dogs and Cats* ed. Côté, E., 3rd edition, Elsevier Mosby, St. Louis, Missouri. ISBN: 978-0-323-17292-9, p. 780
- Buriko Y. & Otto C. M. (2007). Parvoviral Enteritis. *Clinician's Brief*, **February**: pp. 33–35. www.cliniciansbrief.com
- Callan M. B., Griot-Wenk M. E., Hackner S. G. & Giger U. (2000). Persistent Thrombopathy Causing Bleeding in 2 Domestic Shorthaired Cats. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, **14**(2): 217–220. doi:10.1111/j.1939-1676.2000.tb02241.x
- Castellanos I., Couto C. G. & Gray T. L. (2004). Clinical Use of Blood Products in Cats: A Retrospective Study (1997-2000). *Journal of Veterinary Internal Medicine*, **18**(4): 529–532. doi:10.1111/j.1939-1676.2004.tb02579.x
- 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
- Cobb M. A., Edwards H. J., Jagger T. D., Marshall J. & Bowker K. E. (2005). Topical fusidic acid/betamethasone-containing gel compared to systemic therapy in the treatment of canine acute moist dermatitis. *The Veterinary Journal*, **169**(2): 276–280. doi:10.1016/j.tvjl.2004.01.017
- Cook A. K. (2015). Diseases and disorders - hemorrhagic gastroenteritis. In *Clinical Veterinary Advisor: Dogs and Cats* ed. Côté, E., 3rd edition, Elsevier Mosby, St. Louis, Missouri. ISBN: 978-0-323-17292-9, pp. 452–454
- Couto C. G., Troyer H. L., Gray T. L. & Feeman W. E. (2005). Comparing chemical restraint and anesthetic protocols used for blood donations in cats: One teaching hospital's experience. <http://veterinarymedicine.dvm360.com/vetmed/article/article>. Acedido 28.07.2015
- Cowles B. E., Meyers K. M., Wardrop K. J., Menard M. & Sylvester D. (1992). Prolonged bleeding time of Chediak-Higashi cats corrected by platelet transfusion. *Thrombosis and Haemostasis*, **67**(6): 708–712
- Crowe D. T. (2006). Assessment and management of the severely polytraumatized small animal patient. *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care*, **16**(4): 264–275. doi:10.1111/j.1476-4431.2006.00187.x

- Culp W. T. N., Weisse C., Kellogg M. E., Gordon I. K., Clarke D. L., May L. R., & Drobatz K. J. (2010). Spontaneous hemoperitoneum in cats: 65 cases (1994–2006). *Journal of the American Veterinary Medical Association*, **236**(9): 978–982. doi:10.2460/javma.236.9.978
- Datz C. (2013). Preventive Care for Outdoor Cats. *Clinician's Brief*, **February**: 67–69. www.cliniciansbrief.com
- 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
- Davis H., Jensen T., Johnson A., Knowles P., Meyer R., Rucinsky R. & Shafford H. (2013). 2013 AAHA/AAFP Fluid Therapy Guidelines for Dogs and Cats*. *Journal of the American Animal Hospital Association*, **49**(3): 149–159. doi:10.5326/JAAHA-MS-5868
- Day M. J., Horzinek M. C. & Schultz R. D. (2010). Guidelines for the vaccination of dogs and cats. Compiled by the vaccination guidelines group (VGG) of the World Small Animal Veterinary Association (WSAVA). www.wsava.org. Acedido a 26.07.2015
- Decreto-Lei nº 313/2003 de 17 de Dezembro. Diário da República nº 290/03 – I Série A. Ministério da Agricultura, Desenvolvimento Rural e Pescas. Lisboa
- Decreto-Lei nº 314/2003 de 17 de Dezembro. Diário da República nº 290/03 – I Série A. Ministério da Agricultura, Desenvolvimento Rural e Pescas. Lisboa
- dms laboratories Inc. (2012a). Rapid Vet®-H Feline blood typing. www.rapidvet.com. Acedido a 10.07.2015
- dms laboratories Inc. (2012b). Rapid Vet®-H, companion Animal Major Crossmatch. www.rapidvet.com. Acedido a 10.07.2015
- dms laboratories Inc. (2015). RapidVet®-H IC Feline. www.rapidvet.com. Acedido a 14.07.2015
- Dobson J. M. (2011). Tumours of the spleen. In *BSAVA Manual of Canine and Feline Oncology* ed. Dobson J. M. & Lascelles B. D. X., 3rd edition, British Small Animal Veterinary Association, UK. ISBN: 978-1-905319-21-3, pp. 304–308
- Egberink H., Addie D., Belák S., Boucraut-Baralon C., Frymus T., Gruffydd-Jones T., Hartmann K., Hosie M. J., Lloret A & Lutz H. (2009). Bordetella bronchiseptica infection in cats. ABCD guidelines on prevention and management. *Journal of Feline Medicine & Surgery*, **11**(7): 610–614. doi:10.1016/j.jfms.2009.05.010
- Erhabor O. & Adias T. C. (2011). From whole blood to component therapy: The economic, supply/demand need for implementation of component therapy in sub-Saharan Africa. *Transfusion Clinique et Biologique*, **18**(5-6): 516–526. doi:10.1016/j.tracli.2011.06.001
- Ferreira R. (2015). Manual de hemoterapia, 2º edição, Banco de Sangue Animal Lda, Porto, Portugal, pp. 29
- Ferreira R., Lobo L., Guimarães A. & Matos A. J. F. M. (2008a). Transfusões sanguíneas em animais de companhia. *Veterinary Medicine*, **Março/Abril**: 46–53

- Ferreira, R., Lobo, L., Guimarães, A., & Matos, A. J. F. de M. (2008b). Transfusões sanguíneas em animais de companhia: reacções transfusionais. *Veterinary Medicine*, **Maio/Junho**: 57–64
- Fossum T. W., & Caplan E. R. (2013). Surgery of the Hemolymphatic System. In *Small animal surgery* ed. Fossum, T. W., Dewey, C. W., Horn, C. V., Johnson, A. L., Radlinsky, M. G., Schulz, K. S., MacPhail, C. M. & Willard, M. D., 4th edition, Elsevier Mosby, St. Louis, Missouri. ISBN: 978-0-323-10079-3, pp. 685–705
- Fraga T. R., Carvalho E., Isaac L., & Barbosa A. S. (2015). Leptospira and Leptospirosis. In *Molecular Medical Microbiology*; ed. Tang, Y.W., Sussman, M., Liu, D., Poxton, I., & Schwartzman, J., 2nd edition, Elsevier, St. Louis, Missouri. ISBN: 978-0-12-397169-2, pp. 1973–1990
- Frymus T., Addie D., Belák S., Boucraut-Baralon C., Egberink H., Gruffydd-Jones T., Hartmann, K. Hosie, M. J. Lloret, A. & Lutz, H. (2009). Feline rabies. ABCD guidelines on prevention and management. *Journal of Feline Medicine & Surgery*, **11**(7): 585–593.
doi:10.1016/j.jfms.2009.05.007
- Gallagher A. (2014). Hyperadrenocorticism in dogs. *Clinician's Brief*, **November**: 59–63.
www.cliniciansbrief.com
- German A. J. (2005). Diseases of the small intestine. In *BSAVA Manual of Canine and Feline Gastroenterology*; ed. Hall, E. J., Simpson, J. W. & Williams, D. A., 2nd edition, British Small Animal Veterinary Association, UK. ISBN: 0-905214-73-0 pp. 176–202)
- Gibson G. (2007). Transfusion medicine. In *BSAVA Manual of canine and feline Emergency and critical care*; ed. King, L. & Boag, A., 2nd edition, British Small Animal Veterinary Association, UK. ISBN: 978-0-905214-99-3, pp. 215–227
- Godinho-Cunha L. F., Ferreira R. M. R. F. & Silvestre-Ferreira A. C. (2011). Whole blood transfusion in small animals: indications and effects. *Annals of the Brazilian Academy of Sciences*, **83**(2): 611–617. doi:10.1590/S0001-37652011000200020
- Goodnough L. T., Brecher M. E., Kanter M. H., & AuBuchon J. P. (1999). Transfusion Medicine — Blood Conservation. *New England Journal of Medicine*, **340**(7): 525–533.
doi:10.1056/NEJM199902183400706
- Görütz M., Müller K., Krastel D., Staudacher G., Schmidt P., Kühn M., Nickel R & Schoon H. A. (2013). Canine Splenic Haemangiosarcoma: Influence of Metastases, Chemotherapy and Growth Pattern on Post-splenectomy Survival and Expression of Angiogenic Factors. *Journal of Comparative Pathology*, **149**(1): 30–39. doi:10.1016/j.jcpa.2012.11.234
- Gournay V. (2011). The ductus arteriosus: Physiology, regulation, and functional and congenital anomalies. *Archives of Cardiovascular Diseases*, **104**(11): 578–585.
doi:10.1016/j.acvd.2010.06.006
- Griot-Wenk M. E. & Giger U. (1995). Feline Transfusion Medicine: Blood Types and their Clinical Importance. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, **25**(6): 1305–1322. doi:10.1016/S0195-5616(95)50156-1

- Gross T. L., Ihrke P. J., Walder E. J. & Affolter V. K. (2005). Ulcerative and crusting diseases of the epidermis. In *Skin Diseases of the Dog and Cat: Clinical and Histopathologic Diagnosis* Blackwell, 2nd edition, Science Ltd, Oxford, UK. ISBN: 0-632-06452-8, pp. 116–135
- Gruffydd-Jones T., Addie D., Belák S., Boucraut-Baralon C., Egberink H., Frymus T., Hartmann K., Hosie M. J., Lloret A. & Lutz H. (2009). Chlamydophila felis infection. ABCD guidelines on prevention and management. *Journal of Feline Medicine & Surgery*, **11**(7): 605–609. doi:10.1016/j.jfms.2009.05.009
- Gurkan M., Arikan Ş., Ozaytekin E., & Dodurka T. (2005). Titres of alloantibodies against A and B blood types in non-pedigree domestic cats in Turkey: Assessing the transfusion reaction risk. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, **7**(5): 301–305. doi:10.1016/j.jfms.2005.03.003
- Harris S. B., & Hillyer C. D. (2007). Blood Manufacturing: Component Preparation, Storage, and Transportantion. In *Blood Banking and Transfusion Medicine: Basic Principles and Practice*; ed. Hillyer, C. D. M., Silberstein, L. E. M., Ness, P. M. M., Anderson, K. C. M. & Roback, J. D. M. P., 2nd edition, Churchill Livingstone Elsevier, Philadelphia PA, USA. ISBN: 0-443-06981-6, pp. 183–204
- Helm J. & Knottenbelt C. (2010a). Blood transfusions in dogs and cats 1. Indications. *In Practice*, **32**(5): 184–189. doi:10.1136/inp.c2226
- Helm J. & Knottenbelt C. (2010b). Blood transfusions in dogs and cats 2. Practicalities of blood collection and administration. *In Practice*, **32**(6): 231–237. doi:10.1136/inpract.32.6.231
- Henderson A. K. (2015). Diseases and disorders - Anemia due to blood loss. In *Clinical Veterinary Advisor: Dogs and Cats*; ed. Côté, E., 3rd edition, Elsevier Mosby, St. Louis, Missouri. ISBN: 978-0-323-17292-9, pp. 63–64
- Herrtage M. E. (2004). Canine Hyperadrenocorticism. In *BSAVA Manual of Canine and Feline Endocrinology*; ed. Mooney, C. T. & Peterson, M. E., 3rd edition, British Small Animal Veterinary Association, England, UK. ISBN: 0-905214-72-2, pp. 150–171
- Hohenhaus A. E. (2004). Importance of Blood Groups and Blood Group Antibodies in Companion Animals. *Transfusion Medicine Reviews*, **18**(2): 117–126. doi:10.1016/j.tmr.2003.12.003
- Holcomb J. B., Wade C. E., Michalek J. E., Chisholm G. B., Zarzabal L. A., Schreiber M. A., Gonzalez E. A., Pomper G. J., Perkins J. G., Spinella P. C., Williams K. L. & Park M. S. (2008). Increased Plasma and Platelet to Red Blood Cell Ratios Improves Outcome in 466 Massively Transfused Civilian Trauma Patients. *Annals of surgery*, **126**(3): 97–108. doi:10.1097/SLA.0b013e318185a9ad
- Hosie M. J., Addie D., Belák S., Boucraut-Baralon C., Egberink H., Frymus T., Gruffydd-Jones T., Hartmann K., Lloret A. & Lutz H. (2009). Feline immunodeficiency. ABCD guidelines on prevention and management. *Journal of Feline Medicine & Surgery*, **11**(7): 575–584. doi:10.1016/j.jfms.2009.05.006

- Hourani L., Weingart C., & Kohn B. (2014). Evaluation of a novel feline AB blood typing device. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, **16**(10): 826–831. doi:10.1177/1098612X14522052
- Hurst T., Turrentine M. & Johnson G. (1987). Evaluation of microwave-thawed canine plasma for transfusion. *J Am Vet Med Assoc*, **190**(7), 863–865.
- Iazbik M. C., Ochoa P. G., Westendorf N., Charske J. & Couto C. G. (2007). Effects of Blood Collection for Transfusion on Arterial Blood Pressure, Heart Rate, and PCV in Cats. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, **21**(6): 1181–1184. doi:10.1111/j.1939-1676.2007.tb01935.x
- Iserson K. & Huestis D. (1991). Blood warming: current applications and techniques. *Transfusion*, **31**(6): 558–571. doi:10.1046/j.1537-2995.1991.31691306256.x
- Janatpour K. & Holland P. (2007). A brief history of blood transfusion. In *Blood Banking and Transfusion Medicine: Basic Principles and Practice*; ed. Hillyer, C. D. M., Silberstein, L. E. M., Ness, P. M. M., Anderson, K. C. M. & Roback, J. D. M. P., 2nd edition, Churchill Livingstone Elsevier, Philadelphia PA, USA ISBN: 0-443-06981-6, pp. 3–11
- 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
- Kirschvink N., Leemans J., Delvaux F., Snaps F., Jaspard S., Evrard B., Delattre L., Cambier C., Cercx C., Gustin P. (2006). Inhaled fluticasone reduces bronchial responsiveness and airway inflammation in cats with mild chronic bronchitis. *Journal of Feline Medicine & Surgery*, **8**(1): 45–54. doi:10.1016/j.jfms.2005.07.001
- 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
- Knottenbelt C. M. (2002). The feline AB blood group system and its importance in transfusion medicine. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, **4**: 69–76. doi:10.1053/jfms.2001.0162
- Lucas R. L., Lentz K. D. & Hale A. S. (2015). Collection and preparation of blood products. *Clinical Techniques in Small Animal Practice*, **19**(2): 55–62. doi:10.1053/j.ctsap.2004.01.007
- Lutz H., Addie D., Belák S., Boucraut-Baralon C., Egberink H., Frymus T., Gruffydd-Jones T., Hartmann K., Hosie M. J., Lloret A., Marsilio F., Pennisi M., Radford A. D., Thiry E., Truyen U. Horzinek, M. C. (2009). Feline Leukaemia: ABCD Guidelines on Prevention and Management . *Journal of Feline Medicine and Surgery*, **11**(7): 565–574. doi:10.1016/j.jfms.2009.05.005
- MacPhail C. M. (2013). Surgery of the cardiovascular system - Patent ductus arteriosus. In *Small animal surgery* ed. Fossum, T. W., Dewey, C. W., Horn, C. V., Johnson, A. L., Radlinsky, M. G., Schulz, K. S., MacPhail, C. M. & Willard, M. D., 4th edition, Mosby, Elsevier, St. Louis, Missouri. ISBN: 978-0-323-10079-3, pp. 871–876

- Marques C., Ferreira M., Gomes J. F., Leitão N., Costa M., Serra P., Correia J. H. D. & Pomba C. F. (2011). Frequency of blood type A, B, and AB in 515 domestic shorthair cats from the Lisbon area. *Veterinary Clinical Pathology*, **40**: 185–187. doi:10.1111/j.1939-165X.2011.00303.x
- Mathews K. A., & Barry M. (2005). The use of 25% human serum albumin: outcome and efficacy in raising serum albumin and systemic blood pressure in critically ill dogs and cats. *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care*, **15**(2): 110–118. doi:10.1111/j.1476-4431.2005.00141.x
- McVey S. & Shi J. (2010). Vaccines in Veterinary Medicine: A Brief Review of History and Technology. *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice*, **40**(3): 381–392. doi:10.1016/j.cvsm.2010.02.001
- Miller C. J. (2011). Asthma, Bronchitis-Cats. In *Blackwell's Five-Minute Veterinary Consult Canine and Feline* ed. Tilley, L. P. & Smith, F. W. K., 5th edition, Wiley-blackwell. ISBN: 978-0-8138-0763-8, pp. 73-76
- Mohammed A. D. (2012). What is the blood volume. <http://photoplethysmography.blogspot.pt>. Acedido 17.08.2015
- Mohr A. J., Leisewitz A. L., Jacobson L. S., Steiner J. M., Ruaux C. G., & Williams D. A. (2003). Effect of Early Enteral Nutrition on Intestinal Permeability, Intestinal Protein Loss, and Outcome in Dogs with Severe Parvoviral Enteritis. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, **17**(6): 791–798. doi:10.1111/j.1939-1676.2003.tb02516.x
- Muir W. W. & Wellman M. L. (2003). Hemoglobin Solutions and Tissue Oxygenation. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, **17**(2): 127–135. doi:10.1111/j.1939-1676.2003.tb02423.x
- Murphy K. & Hibbert A. (2013a). The Flat Cat: 1. A logical and practical approach to management of this challenging presentation. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, **15**(3): 175–188. doi:10.1177/1098612X13477538
- Murphy K. & Hibbert A. (2013b). The Flat Cat: 2. The emergency database and management of common metabolic abnormalities. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, **15**(3): 189–199. doi:10.1177/1098612X13477539
- Nafe L. A. & Reinero C. (2015). Diseases and Disorders - Asthma. In *Clinical Veterinary Advisor: Dogs and Cats* ed. Côté, E., 3rd edition, Elsevier Mosby, St. Louis, Missouri. ISBN: 978-0-323-17292-9, pp. 90–91
- Nemzek J. A., Lester P. A., Wolfe A. M., Dysko R. C. & Myers D. D. (2015). Biology and Diseases of Dogs. In *Laboratory Animal Medicine*; ed. Fox, J. G., Anderson, L. C., Otto, G., Ritchett-Corning, K. R. & Whary, M. T., 3rd edition, Elsevier, St. Louis, Missouri. ISBN: 9780124095274 pp. 511–554. doi:10.1016/B978-0-12-409527-4.00012-2
- Obrador R., Musulin S. & Hansen B. (2015). Red blood cell storage lesion. *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care (San Antonio, Tex.: 2001)*, **25**(2): 187–99. doi:10.1111/vec.12252

- Padrid P. R. D. (2005). Feline Asthma and bronchitis. *Consultant on Call - Clinician's Brief*, **October**: 37–40. www.cliniciansbrief.com
- Pennisi M. G., Hartmann K., Addie D. D., Lutz H., Gruffydd-Jones T., Boucraut-Baralon C., 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
- Pereira I. M. & Buzin E. J. W. K. (2012). Realização de colheita de sangue em felinos domésticos: dificuldade e soluções. *Enciclopédia Biosfera, Em Centro Científico Do Saber*, **8**(14): 2168–2173.
- Plunkett S. J. & Mans C. (2013). Suportive therapy - Fluid therapy. In *Emergency Procedures for the Small Animal Veterinarian*, 3rd edition, Elsevier Saunders, Edinburgh, UK. ISBN: 978-0-7020 2768-0 pp. 16–28
- Portaria nº421/2004 de 24 de Abril. *Diário da República nº 97— I Série-B*. Ministérios das finanças, da administração interna, da agricultura, desenvolvimento rural e pescas e das cidades, ordenamento do território e ambiente. Lisboa.
- Proulx A. & Waddell L. S. (2012). Blood transfusion Basics. *Clinician's Brief*, **March**: 66–69. www.cliniciansbrief.com
- Radford A. D., Addie D., Belák S., Boucraut-Baralon C., Egberink H., Frymus T., Gruffydd-Jones T., Hartmann K., Hosie M. J. & Lloret, A. (2009). Feline calicivirus infection. ABCD guidelines on prevention and management. *Journal of Feline Medicine & Surgery*, **11**(7): 556–564. doi:10.1016/j.jfms.2009.05.004
- Rastogi S. (2007). Body fluids. In *Essentials of animal physiology*, 4th edition, New age international publisher, New Delhi, India. ISBN: 978-81-224-2429-4, p. 220-243
- Reece W. O. (2009). Blood and its functions. In *Functional Anatomy and Physiology of Domestic Animals*, 4th edition, Wiley-Blackwell, Iowa, USA. ISBN: 978-0-8138-1451-3 pp. 45–83
- Reed N., Espadas I., Lalor S. M. & Kisielewicz C. (2014). Assessment of five formulae to predict post-transfusion packed cell volume in cats. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, **16**(8): 651–656. doi:10.1177/1098612X13517254
- Reed U. C. (n.d.). Neurologia: noções básicas sobre a especialidade. www2.fm.usp.br. Acedido a 02.09.2015
- Rothrock K. (2015). Blood Transfusion Reactions. www.vin.com. Acedido a 13.08.2015
- Roux F. A., Deschamps J. Y., Blais M. C., Welsh D. M., Delaforcade-Buress A. M. & Rozanski E. A. (2008). Multiple red cell transfusions in 27 cats (2003–2006): Indications, complications and outcomes. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, **10**(3): 213–218. doi:10.1016/j.jfms.2007.09.005

- 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
- Schuller S., Francey T., Hartmann K., Hugonnard M., Kohn B., Nally J. E. & Sykes J. (2015). European consensus statement on leptospirosis in dogs and cats. *Journal of Small Animal Practice*, **56**(3): 159–179. doi:10.1111/jsap.12328
- Schulz B. S., Richter P., Weber K., Mueller R. S., Wess G., Zenker I. & Hartmann K. (2014). Detection of feline Mycoplasma species in cats with feline asthma and chronic bronchitis. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, **16**(12): 943–949. doi:10.1177/1098612X14524969
- Seth M., Jackson K. V. & Giger U. (2011). Comparison of five blood-typing methods for the feline AB blood group system. *American Journal of Veterinary Research*, **72**(2): 203–209. doi:10.2460/ajvr.72.2.203
- Simpson K. (2013). Anemic cats...How to perform blood transfusions and bone marrow aspirates. In *IX Congresso Hospital Veterinário Montenegro em Santa Maria da Feira*
- Spada E., Miglio A., Proverbio D., Antognoni M. T., Bagnagatti De Giorgi G., Ferro E. & Mangili V. (2014). Signalment and blood types in cats being evaluated as blood donors at two Italian university blood banks. *Veterinary Medicine International*, **2014**: pp.1-3. doi:10.1155/2014/704836
- Spada E., Proverbio D., Bagnagatti De Giorgi G., Perego R., Valena E., Della Pepa A. & Baggiani L. (2015). Clinical and haematological responses of feline blood donors anaesthetised with a tiletamine and zolazepam combination. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, **17**(4): 338–341. doi:10.1177/1098612X14542452
- Sykes J. E., Hartmann K., Lunn K. F., Moore G. E., Stoddard R. A. & Goldstein R. E. (2011). 2010 ACVIM Small Animal Consensus Statement on Leptospirosis: Diagnosis, Epidemiology, Treatment, and Prevention. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, **25**(1): 1–13. doi:10.1111/j.1939-1676.2010.0654.x
- Tasker, S. (2013). Management of haematological disorders. In *Manual of Feline Practice: A Foundation Manual*, ed. Harvey, A. & Tasker, S., 1st edition, British Small Animal Veterinary Association, UK. ISBN: 978-1-905319-39-8, pp. 452–460
- The International Society of Feline Medicine. (n.d.-a). Blood donor cat. www.icatcare.org. Acedido a 16.07.2015
- The International Society of Feline Medicine. (n.d.-b). Feline blood transfusions, practical guidelines for vets. www.icatcare.org. Acedido a 16.07.2015
- The World Small Animal Veterinary Association. (n.d.). Blood transfusion in cats. www.icatcare.org. Acedido a 12.05.2015

- Thiry E., Addie D., Belák S., Boucraut-Baralon C., Egberink H., Frymus T., Gruffydd-Jones T., Hartmann K., Hosie M. J. & Lloret A. (2009). Feline herpesvirus infection. ABCD guidelines on prevention and management. *Journal of Feline Medicine & Surgery*, **11**(7): 547–555. doi:10.1016/j.jfms.2009.05.003
- Tocci L. J. & Ewing P. J. (2009). Increasing patient safety in veterinary transfusion medicine: an overview of pretransfusion testing. *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care*, **19**(1): 66–73. doi:10.1111/j.1476-4431.2009.00387.x
- Truyen U., Addie D., Belák S., Boucraut-Baralon C., Egberink H., Frymus T., Gruffydd-Jones T., Hartmann K., Hosie M. J. & Horzinek, M. C. (2009). Feline Panleukopenia: ABCD Guidelines on Prevention and Management . *Journal of Feline Medicine and Surgery*, **11**(7): 538–546. doi:10.1016/j.jfms.2009.05.002
- Unterer S., Strohmeyer K., Kruse B. D., Sauter-Louis C., & Hartmann K. (2011). Treatment of Aseptic Dogs with Hemorrhagic Gastroenteritis with Amoxicillin/Clavulanic Acid: A Prospective Blinded Study. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, **25**(5): 973–979. doi:10.1111/j.1939-1676.2011.00765.x
- Urban R., Guillermo Couto C. & Cristina Iazbik M. (2013). Evaluation of Hemostatic Activity of Canine Frozen Plasma for Transfusion by Thromboelastography. *Journal of Veterinary Internal Medicine*, **27**(4): 964–969. doi:10.1111/jvim.12097
- Vaught J. B. (2006). Blood Collection, Shipment, Processing, and Storage. *Cancer Epidemiology Biomarkers & Prevention*, **15**(9): 1582–1584. doi:10.1158/1055-9965.EPI-06-0630
- Venema C. M. & Patterson C. C. (2010). Feline asthmaWhat's new and where might clinical practice be heading? *Journal of Feline Medicine & Surgery*, **12**(9): 681–692. doi:10.1016/j.jfms.2010.07.012
- Vilhena H., Martinez-Díaz V. L., Cardoso L., Vieira L., Altet L., Francino O., Pastor J. & Silvestre-Ferreira A. C. (2013). Feline vector-borne pathogens in the north and centre of Portugal. *Parasites & Vectors*, **6**(1): 99-107. doi:10.1186/1756-3305-6-99
- 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
- Weingart C., Giger U. & Kohn B. (2004). Whole blood transfusions in 91 cats: a clinical evaluation. *Journal of Feline Medicine & Surgery*, **6**(3): 139–148. doi:10.1016/j.jfms.2004.01.005
- Weingart C. & Kohn B. (2008) Clinical use of a haemoglobin-based oxygen carrying solution (Oxyglobin®) in 48 cats (2002–2006). *Journal of Feline Medicine and Surgery*, **10**(5): 431–438. doi:10.1016/j.jfms.2007.10.012
- Weingram T. (2014). Xenotransfusion of Canine Blood to a Cat. *Israel Journal of Veterinary Medicine*, **69**(1): 50–52.

- Weinstein N.M., Blais M.C., Harris K., Oakley D.A., Aronson L.R. & Giger U. (2007) A Newly Recognized Blood Group in Domestic Shorthair Cats: The Mik Red Cell Antigen. *Journal of Veterinary Internal Medicine / American College of Veterinary Internal Medicine*, **21**(2): 287–292
- Weinstein N. M. & Sink C. A. (2012). Blood Typing and Cross-Matching. In *Advanced Monitoring and Procedures for Small Animal Emergency and Critical Care*, ed. Creedon, J. M. B. & Davis, H., 1st edition, John Wiley & Sons, Ltd of Wiley-Blackwell publishers, Chichester, UK. ISBN: 978-0-8138-1337-0, pp. 682–692
- Welborn L., DeVries J. G., Ford R., Franklin R. T., Hurley K. F., McClure K. D., Paul M. A. & Schultz R. D. (2011). 2011 AAHA Canine Vaccination Guidelines*. *JAAHA*, **47**(5): 1–42
- Wellington J. (2015). Diseases and disorders - Acute Moist Dermatitis. In *Clinical Veterinary Advisor: Dogs and Cats*, ed. Côté, E., 3rd edition, Elsevier Mosby, St. Louis, Missouri. ISBN: 978-0-323-17292-9 pp. 26–27
- Weltman J. G., Fletcher D. J. & Rogers C. (2014). Influence of cross-match on posttransfusion packed cell volume in feline packed red blood cell transfusion. *Journal of Veterinary Emergency and Critical Care*, **24**(4): 429–436. doi:10.1111/vec.12204
- Wendelburg K. M., Price L. L., Burgess K. E., Lyons J. A., Lew F. H., & Berg J. (2015). Survival time of dogs with splenic hemangiosarcoma treated by splenectomy with or without adjuvant chemotherapy: 208 cases (2001–2012). *Journal of the American Veterinary Medical Association*, **247**(4): 393–403. doi:10.2460/javma.247.4.393
- Willard M. D. (2014). Disorders of the stomach. In *Small animal internal medicine*; ed. Nelson R. W. & Couto C. G., 5th edition, Elsevier Mosby, St. Louis, Missouri. ISBN: 978-0-323-08682-0, pp. 442–454
- Winslow R. M. (2007). Blood substitutes: basic principles and practical aspects. In *Blood Banking and Transfusion Medicine: Basic Principles and Practice*; ed. Hillyer, C. D. M., Silberstein, L. E. M., Ness, P. M. M., Anderson, K. C. M. & Roback, J. D. M. P., 2nd edition, Churchill Livingstone Elsevier, Philadelphia PA, USA. ISBN: 0-443-06981-6, pp. 435-444
- Yagi K. (2013). Practical Blood Bank: ACVC 2013. In *Wild West Veterinary Conference 2013* in Animal Hospital/Foothill College, Los Altos, CA, USA. www.vin.com. Acedido a 16.07.2015
- Yarrabolu T. R., Simpson L., Virani S. S., Arora H., Navarijo J., & Stainback R. F. (2007). Cor Triatriatum Dexter. *Texas Heart Institute Journal*, **34**(3): 383–385

V. Anexos

1. Anexo I: Análises anuais da “Pinchie” - Propriedade do HVP

Hematologia

Análises	Resultados / Unidades	Val. Referência	
HEMOGRAMA			
LEUCOGRAMA			
Leucócitos totais (WBC)	9.60 x10 ³ /uL	5.5 - 19.5	
Neutrófilos	46.90 %	35.0 - 78.0	
Linfócitos	49.60 %	20.0 - 55.0	
Monócitos	0.50 %	0.0 - 14.0	
Eosinófilos	2.90 %	2.0 - 12.0	
Basófilos	0.10 %	0.0 - 2.5	
Neutrófilos	4.50 x10 ³ /uL	2.5 - 12.8	
Linfócitos	4.76 x10 ³ /uL	1.5 - 7.0	
Monócitos	0.05 x10 ³ /uL	0.0 - 1.4	
Eosinófilos	0.28 x10 ³ /uL	0.0 - 1.5	
Basófilos	0.01 x10 ³ /uL	0.0 - 0.5	
ERITROGRAMA			
Eritrócitos totais (RBC)	9.83 x10 ⁶ /uL	5.00 - 11.00	
Hemoglobina	13.7 g/dL	8.0 - 15.0	
Hematócrito	40.4 %	24.0 - 45.0	
MCV	41.1 fL	39.0 - 52.0	
MCH	13.9 pg	12.5 - 17.5	
MCHC	33.9 g/dL	30.0 - 37.0	
RDW	24.3 ↑ %	17.0 - 23.0	
Plaquetas totais (PLT)	397 x10 ³ /uL	150 - 500	

Hematologia

Análises	Resultados / Unidades	Val. Referência
ESFREGAÇÃO		
Leucócitos	Sem alterações morfológicas assinaláveis.	
Eritrócitos	Sem alterações morfológicas assinaláveis.	
Plaquetas	Sem alterações morfológicas assinaláveis.	
Pesquisa de hemoparasitas	Negativa, o que não exclui o diagnóstico.	
Considerações	Esfregaço sanguíneo sem alterações morfológicas assinaláveis.	

Bioquímica

Análisis	Resultados / Unidades	Val. Referencia
Proteínas totales (TPOT)	6.88 g/dL	6.0 - 7.9
Glucose (GLU)	102.5 mg/dL	60.0 - 120.0
Urea (UREA)	52.7 mg/dL	22.0 - 64.0
Fosfatasa alcalina (ALP)	7.2 U/L	0.0 - 45.0
Alanina aminotransferase (ALAT)	42.6 U/L	25.0 - 97.0

Imunología

Análisis	Resultados / Unidades	Val. Referencia
FeLV (Ag)	Negativo	
FIV (Ac)	Negativo	

Biología Molecular

Análisis	Resultados / Unidades	Val. Referencia
MYCOPLASMAS HEMOTRÓPICOS		
Mycoplasma haemofelis (DNA)	Negativo	
Candidatus M. haemominutum (DNA)	Negativo	

2. Anexo II: Componente de primeira escolha e componentes alternativos a utilizar em situações específicas, adaptado de Ferreira, 2015.

	Sangue inteiro	Concentrado de eritrócitos	Plasma fresco congelado	Plasma Congelado/Criossob renadante	Criopressipitado	Colóides	Concentrado de plaquetas
Anemia		⊙					
Anemia com hipoproteinémia	•	⊙	⊙	⊙		•	
Anemia hemorrágica (>30% volume total de sangue)	•	⊙	⊙				
Anemia com coagulopatia	•	⊙	⊙				⊙
Pancitopénia	•	⊙					⊙
Intoxicação por dicumarínicos			⊙	⊙			
CID		•	•		⊙		
Hemofilia A (fator VIII)			•		⊙		
Hemofilia B (fator IX)			•	⊙			
Hemofilia C			•	⊙			
Doença de von Willebrand			•		⊙		
Intoxicação por warfarina			•	⊙			
Trombocitopénia/trombopatia	•						⊙
Hipoproteinémia			⊙	⊙		•	
Deficiência de protrombina			•		⊙		
Deficiência em fibrinogénio			•		⊙		
Sépsis			•	⊙			
Hipoglobulinémia (parvovirose)			•	⊙			
Hepatopatia com coagulopatia			⊙				
Hepatopatia com anemia		⊙	⊙				
Pancreatite			⊙				
Isoeritrólise neonatal		⊙					

Legenda: ⊙ Componente de primeira escolha; • componente alternativo