

## I – INTRODUÇÃO

O presente relatório foi realizado no âmbito do estágio de domínio fundamental do Mestrado Integrado de Medicina Veterinária da Universidade de Évora, na área de clínica e cirurgia de animais de companhia. O estágio curricular decorreu no Hospital Veterinário Central (HVC), na Charneca da Caparica, sob a orientação da Professora Cristina Queiroga, e coorientação do Dr. Nuno Paixão. O estágio teve início no dia 01 de outubro de 2012 e término no dia 02 de fevereiro de 2013, com uma carga horária total de 907 horas.

O estágio permitiu a consolidação de conhecimentos académicos de clínica de pequenos animais em várias áreas, nomeadamente em medicina interna, em medicina cirúrgica e em medicina de urgência.

Este relatório é constituído por três partes distintas:

- A primeira parte deste documento consiste numa breve abordagem estatística onde são relatadas as atividades desenvolvidas durante o estágio curricular, abrangendo várias áreas de especialidade clínica divididas em patologia preventiva, patologia médica, patologia cirúrgica e medicina de urgência;

- A segunda parte do documento consiste numa revisão bibliográfica sobre “Transfusões sanguíneas: indicações e reações transfusionais”, onde são abordados vários pontos, como os tipos sanguíneos caninos e felinos, seleção de dadores de sangue, métodos de tipificação sanguínea, produtos sanguíneos, reações transfusionais adversas, entre outros;

- Por último, na terceira secção, é feito um estudo retrospectivo, que permite uma aplicação prática dos conceitos referidos no ponto anterior, sobre as transfusões sanguíneas realizadas no HVC, durante o período de 1 de janeiro de 2012 a 28 de fevereiro de 2013. Com a realização do presente estudo, pretendeu-se efetuar uma caracterização da população de animais recetores, consoante a indicação para a realização de transfusão sanguínea (anemia por perda de sangue, anemia por hemólise e anemia não regenerativa), a severidade da anemia (ligeira, moderada, severa e muito severa), e o valor do hematócrito antes da transfusão. O estudo apresentou também como objetivo a caracterização das condições da transfusão, através da determinação do valor médio do hematócrito e do volume do sangue administrado, da duração média da transfusão, e do número de transfusões realizadas. Pretendeu-se também avaliar a

eficácia das transfusões realizadas em cães e gatos anêmicos, através da monitorização de parâmetros vitais. Para isso, foi avaliada a variação do hematócrito (hct), antes, no fim e 24 horas após a realização da transfusão de sangue, e a variação da frequência cardíaca (FC), frequência respiratória (FR), coloração das mucosas, temperatura retal (TR), pressões sanguíneas e atitude, antes da transfusão, durante (aos cinco minutos, quinze minutos, uma hora e duas horas), no final, e 24 horas após a sua realização. O estudo teve também como objetivo, a descrição das consequências da administração da transfusão, nomeadamente a prevalência de reações transfusionais adversas e a taxa de sobrevivência. Pretendeu-se também avaliar se existe associação entre as várias variáveis em estudo, através de testes estatísticos adequados, como o coeficiente de correlação *Ró de Spearman*, que foi utilizado para comparar a sobrevivência com o número de transfusões realizadas (uma, duas ou três), a sobrevivência com a causa da anemia, e a sobrevivência com a severidade da anemia, e o coeficiente de correlação *R de Pearson*, para associar o hct antes da transfusão com os dias de internamento e com a taxa de sobrevivência.

A escolha deste tema está relacionada com o facto de nas últimas décadas a transfusão sanguínea ter ganho notoriedade como medida de terapia emergencial na clínica de pequenos animais, encontrando-se o avanço da técnica de hemoterapia e a maior segurança na sua utilização, relacionada com um maior conhecimento dos tipos sanguíneos, tipificação sanguínea e teste de compatibilidade.

## II – ATIVIDADES DESENVOLVIDAS DURANTE O ESTÁGIO CURRICULAR

Durante o estágio curricular, foi possível participar ativamente nos diversos serviços oferecidos pelo HVC, como no acompanhamento de consultas de medicina profilática e de patologia médica, realização ou auxílio na execução de exames complementares de diagnóstico, e interpretação dos seus resultados, participação em todas as etapas cirúrgicas, nomeadamente na preparação pré-cirúrgica dos pacientes, na administração da medicação anestésica e monitorização do paciente, e também no auxílio nos procedimentos cirúrgicos, como anestesista ou ajudante de cirurgião. Foi também possível acompanhar todos os animais hospitalizados e proceder à sua monitorização clínica, através de exames físicos e meios complementares de diagnóstico, administração de medicação, ou outros procedimentos, sempre que necessário.

O HVC, presta um serviço de urgência disponível todos os dias, 24 horas por dia, para além disso, presta um serviço de atendimento de 2<sup>a</sup> a 6<sup>a</sup> feira das 10h às 22h e sábados das 10h às 20h. Os horários cumpridos pelos estagiários são de oito, nove ou doze horas diárias, cinco dias por semana, com dois dias de folga rotativos.

As atividades desempenhadas pelos estagiários são divididas em três áreas clínicas distintas: consultas, internamento/urgência e anestesia/cirurgia. Assim, durante o decorrer do estágio, tivemos a oportunidade de participar nos diversos serviços que compõem o hospital, nomeadamente nas consultas, onde foram realizadas 40 horas da carga horária total, no serviço de internamento e urgência, com 732 horas despendidas, e na cirurgia e anestesia, com 135 horas da carga horária total (Tabela I).

**Tabela I** – Total de horas despendidas por serviço durante a realização do estágio.

Serviço	Total de horas
Consultas	40
Internamento/urgência	732
Anestesia/cirurgia	135
<b>Total de horas</b>	<b>907</b>

No serviço das consultas, o aluno estagiário tem a oportunidade de assistir e participar em consultas com vários profissionais, no decorrer das quais auxilia o Médico Veterinário no exame físico completo do animal, colheita de sangue, vacinações,

desparasitações, realização de exames complementares, como raio-x, ecografias, eletrocardiogramas, entre outros, presta qualquer apoio que lhe seja solicitado durante o decorrer da consulta, e acompanha o paciente ao longo do processo de internamento, se for caso disso. Posteriormente são discutidos os diagnósticos diferenciais e a melhor terapêutica a instituir em cada caso.

Uma grande parte das consultas consiste em primovacinações ou reforços vacinais anuais de cães e gatos, cujos protocolos utilizados no HVC, se encontram detalhados mais à frente. Para além das consultas de carácter geral, foi possível assistir a consultas de cardiologia, oftalmologia, neurologia, dermatologia, consultas de animais exóticos, entre outras.

No serviço de imagiologia tivemos oportunidade de participar na realização de radiografias sobretudo abdominais, torácicas e dos membros, principalmente em situações de claudicações, parésias e de suspeita de fraturas, ecografias abdominais, ecocardiografias, eletrocardiogramas e mielografias.

No serviço de internamento e urgência são realizados turnos de dia de nove horas, de tarde de oito horas e de noite de doze horas, nos quais é efetuado todo o maneio dos animais, e realizados exames físicos, onde é avaliada a atitude do animal, FC e FR, hidratação, coloração das mucosas, tempo de repleção capilar (TRC), TR e pressões sanguíneas. Todos os animais internados no HVC, estão sob constante monitorização, sobretudo aqueles que inspiram mais cuidados, e que por isso se encontram na sala de cuidados intensivos e sobre os quais recai um maior número de exames físicos por dia. Aos animais do internamento, é também colhido sangue, praticamente todos os dias para a realização de micro-hematócrito ( $\mu$ hct) e doseamento de proteínas totais (PT), e, também dependendo do caso, para hemograma, perfil renal, hepático, provas de coagulação, entre outras análises clínicas. No internamento procedemos também à administração de medicação, à alimentação, e aos cuidados de higiene dos animais hospitalizados.

Por último, no serviço de cirurgia, as tarefas do estagiário consistem no auxílio da preparação do paciente, ou seja, colocação de catéter periférico e administração de fluidoterapia, realização de  $\mu$ hct, doseamento de PT e glucose e, eventualmente, outras

análises clínicas, administração da medicação pré-anestésica, indução anestésica, intubação e preparação do campo operatório.

No centro cirúrgico, é permitido ao aluno estagiário desempenhar a função de ajudante de cirurgião, prestando todo o apoio necessário ao cirurgião durante a cirurgia, ou na monitorização da anestesia, com avaliação constante da FC, FR, pressão arterial sistólica, média e diastólica e saturação do oxigénio. No final da cirurgia, é também da responsabilidade do estagiário, o acompanhamento do animal durante a recuperação anestésica, extubação, monitorização cardíaca, respiratória e das pressões sanguíneas, e também o aquecimento do animal, para que a sua temperatura corporal atinja rapidamente os valores normais.

Durante o estágio foram acompanhadas várias cirurgias, divididas pelas áreas de ortopedia e traumatologia, e de cirurgia geral e tecidos moles, cuja casuística se encontra detalhada mais á frente.

### 1. Casuística

A casuística descrita na primeira parte deste relatório, refere-se aos casos clínicos acompanhados durante o período de estágio, e não à totalidade dos casos que existiram no HVC durante os quatro meses em que decorreu o estágio.

Os dados foram divididos pelas áreas de medicina preventiva, patologia médica, patologia cirúrgica e medicina de urgência (Tabela II). A casuística foi apresentada em frequência absoluta (Fa) e frequência relativa (Fr), sendo a Fa o número total de casos assistidos, e a Fr uma comparação dos casos assistidos com o universo total, calculada segundo a fórmula  $Fr = (Fa \text{ da área em causa} / Fa \text{ total}) \times 100$ .

**Tabela II** – Frequência absoluta (Fa) e frequência relativa (Fr) das ocorrências observadas nas diferentes áreas clínicas.

Área clínica	Canídeos		Felídeos		Exóticos		Total	
	Fa	Fr	Fa	Fr	Fa	Fr	Fa	Fr
Medicina profilática	10	2,4%	9	2,1%	3	0,7%	22	5,1%
Patologia médica	168	38,6%	129	29,7%	16	3,7%	313	72,4%
Patologia cirúrgica	21	4,9%	17	4,0%	0	0,0%	38	8,8%
Medicina de urgências	31	7,3%	24	5,6%	4	0,9%	59	13,7%
<b>Total</b>	<b>230</b>	<b>52,9%</b>	<b>179</b>	<b>41,7%</b>	<b>23</b>	<b>5,4%</b>	<b>432</b>	<b>100%</b>

Pela observação da tabela II, verifica-se que a maior expressão estatística recai sobre a área da patologia médica (72,4%), tanto na espécie canina como na felina, seguindo-se da medicina de urgências (13,7%) em cães e gatos, e da patologia cirúrgica (8,8%). É também de salientar que nas três áreas, a casuística na espécie canina apresentou sempre a maior prevalência, quando em comparação com a espécie felina e espécies exóticas.

### 1.1 Medicina Preventiva

A medicina preventiva corresponde a uma área bastante importante para a manutenção da saúde animal e também da saúde pública, já que esta área engloba as consultas de vacinação, desparasitação, colocação de *microchip*, ou identificação eletrónica, e consultas de avaliação do estado de saúde do paciente, embora a avaliação do estado geral deva ser feita em todas as consultas, de forma sistemática. Da observação da tabela III, constata-se que dentro da medicina preventiva, as consultas mais frequentes foram as vacinações (72,7%) e depois as desparasitações (27,3%). A baixa percentagem de desparasitações, deve-se ao facto de os desparasitantes, quer externos, quer internos, serem cada vez mais administrados em casa pelo proprietário, sem recurso ao Médico Veterinário.

De todos dos atos profiláticos integrantes desta área, a colocação de *microchip* não foi contabilizada, por geralmente não ser motivo direto de consulta do animal.

**Tabela III** – Frequência absoluta (Fa) e frequência relativa (Fr) das ocorrências observadas na área de medicina profilática.

Área clínica	Canídeos		Felídeos		Exóticos		Total	
	Fa	Fr	Fa	Fr	Fa	Fr	Fa	Fr
Vacinação	6	27,3%	7	31,8%	3	13,6%	16	72,7%
Desparasitação	3	13,6%	3	13,6%	0	0,0%	6	27,3%
<b>Total</b>	9	40,9%	10	45,5%	3	13,6%	22	100%

Como se verifica na tabela III, a espécie felina apresentou maior expressividade com 45,5%, seguida da espécie canina com 40,9% e com menor expressividade os exóticos com 13,6%. Em relação aos animais exóticos, os procedimentos assistidos referem-se exclusivamente à vacinação de coelhos.

### 1.1.1 Vacinação

Apesar de ser aconselhado o início do plano profilático dos cachorros às 6 semanas de idade, a maioria dos animais apresenta-se para início do seu plano profilático às 8 semanas, altura em que são separados da mãe e geralmente adquirem um novo proprietário.

O protocolo vacinal utilizado no HVC, no caso dos cães, iniciado às seis semanas de idade, é o seguinte.

- Seis semanas: vacina bivalente contra a esgana e parvovirose (Puppy 2B<sup>®</sup>);
- Oito semanas: vacina polivalente contra a esgana, adenovirose, parvovirose, leptospirose e infeções respiratórias por vírus parainfluenza tipo 2 (Eurican<sup>®</sup> CHPPi2 - L);
- Doze semanas: reforço vacinal com a mesma vacina aplicada às oito semanas (Eurican<sup>®</sup> CHPPi2 - L);
- Dezassex semanas: reforço vacinal com a mesma vacina aplicada às oito e às doze semanas, e vacinação antirrábica (Eurican<sup>®</sup> CHPPi2 – L e Rabdomune<sup>®</sup>, respetivamente);
- Seis meses: vacina monovalente contra a leishmaniose canina (CaniLeish<sup>®</sup>), após resultado negativo no teste de pesquisa de anticorpos (Ac) do protozoário *Leishmania infantum*. O plano vacinal para esta doença está apenas completo após dois reforços, espaçados por três semanas.

Os cães são depois vacinados anualmente contra a esgana, adenovirose, parvovirose e infeções respiratórias por vírus parainfluenza tipo 2, e leptospirose (Eurican<sup>®</sup> CHPPi2 - L) e contra a raiva (Rabdomune<sup>®</sup>).

A vacinação contra a tosse do canil (rinotraqueíte infecciosa canina) é aconselhada aos animais cuja situação a justifique, como a permanência em locais de elevada densidade animal, como escolas de treino, exposições, hotéis caninos e canis. Assim, esta vacina (Pneumodog<sup>®</sup>) deve ser administrada, no mínimo, setes dias antes de qualquer contacto com uma coletividade canina.

No caso dos gatos, o plano profilático inicia-se às oito semanas e obedece, no HVC, ao seguinte protocolo:

- Oito semanas: vacina trivalente contra a rinotraqueíte viral felina, a panleucopénia felina e infeções por calicivírus (RCP<sup>®</sup>);

- Doze semanas: reforço vacinal com a mesma vacina aplicada às oito semanas;
- Dezasseis semanas: vacina monovalente contra a leucemia felina (FeLV) (Leucogen<sup>®</sup>) após resultado negativo no teste de pesquisa de antígeno (Ag) do vírus da leucemia felina;
- Vinte semanas: reforço vacinal contra a leucemia felina (Leucogen<sup>®</sup>).

Após a primovacinação, os gatos devem ser vacinados anualmente contra a rinotraqueíte viral felina, a panleucopénia felina e infecções por calicivírus (RCP<sup>®</sup>), e contra a leucemia felina (Leucogen<sup>®</sup>).

Os leporídeos são vacinados contra a mixomatose (Mixohipra FSA<sup>®</sup>), às oito semanas, e contra a doença vírica hemorrágica (Cylap HVD<sup>®</sup>), às dez semanas. O reforço da vacina contra a mixomatose é efetuado de seis em seis meses, e o reforço da doença vírica hemorrágica anualmente.

### 1.1 .2 Desparasitação

Todos os cães e gatos devem seguir um plano de desparasitação externa e interna, que pode ser variável consoante a época do ano, as condições do seu habitat, e também as condições financeiras do proprietário.

Existem atualmente vários desparasitantes no mercado que podem ser utilizados, devendo no entanto, o proprietário, aconselhar-se com o Médico Veterinário e respeitar os períodos de desparasitação indicados pelo mesmo.

Em relação à desparasitação interna, deve ser feita a partir da terceira semana de vida, a cada 21 dias, até aproximadamente aos três meses de idade, e a partir daí de quatro em quatro meses, ou com menor tempo de intervalo, caso exista algum familiar dentro dos considerados grupos de risco (crianças, idosos e grávidas). A desparasitação interna no HVC, geralmente é feita com milbemicina e praziquantel (Milbemax C<sup>®</sup>, nos cães e Milbemax G<sup>®</sup>, nos gatos).

A desparasitação externa nos canídeos é feita a maioria das vezes com selamectina (Strongold<sup>®</sup>), a partir das seis semanas de idade, e com imidacloprid e permetrinas (Advantix<sup>®</sup>), a partir dos dois meses, de três em três semanas. É sempre recomendado aos proprietários a utilização, associada à colocação do desparasitante externo, de uma coleira com deltametrinas (Scalibor<sup>®</sup>), sobretudo para prevenção da

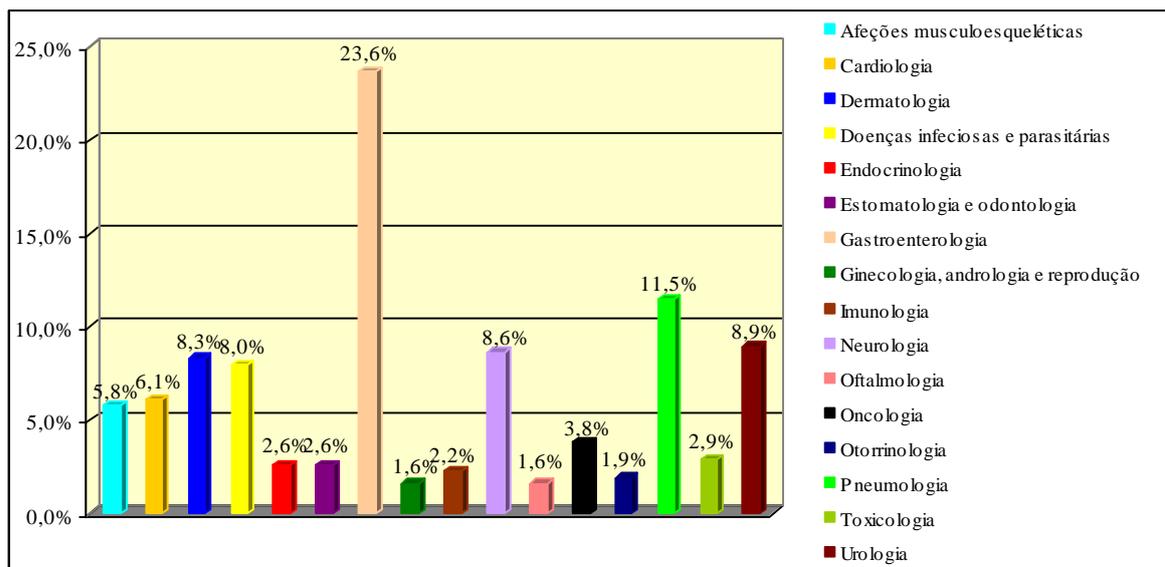
picada do flebótomo transmissor da *Leishmania*. Em gatos, utiliza-se principalmente como desparasitante externo o imidacloprid (Advantage®).

## 1.2 Patologia médica

Na área da patologia médica, a casuística será apresentada segundo o sistema orgânico afetado ou área clínica (quando abrange múltiplos sistemas). O gráfico 1 refere-se às frequências relativas das observações na área de patologia médica.

Como podemos analisar, o maior número de ocorrências foi observado na especialidade de gastroenterologia (23,6%), seguida da pneumologia (11,5%), da urologia (8,9%) e da neurologia (8,6%).

**Gráfico 1** – Frequência relativa (Fr) das ocorrências observadas em patologia médica (n=313), por área de especialidade.



Segue-se posteriormente, a enumeração das afeções observadas em cada área da patologia médica, em pacientes caninos e felinos, sendo feita referência às espécies exóticas apenas caso se tenha observado alguma ocorrência.

### 1.2.1 Afeções musculoesqueléticas

Relativamente às alterações musculoesqueléticas observadas, podemos verificar na tabela IV que o trauma muscular corresponde à ocorrência com maior representatividade, com 22,2%, considerando a espécie canina e felina.

As fraturas de úmero e de fêmur apresentaram também uma percentagem significativa, de 16,7% e de 11,1%, respetivamente. As fraturas de membros acompanhadas no HVC, durante o período de estágio, estiveram na sua maioria, associadas a atropelamento e queda de edifícios (Figura 1).

Os casos de espondilose apresentaram também uma frequência relativa de 11,1%, tendo sido observados apenas em cães.



**Figura 1** – Raio-x de fratura cominutiva de fêmur, em gato devido a queda de um edifício. HVC.

**Tabela IV** - Frequência absoluta (Fa) e frequência relativa (Fr) das ocorrências observadas na área da patologia musculoesquelética.

Área clínica	Canídeos	Felídeos	Fa	Fr (%)
Displasia da anca	1	0	1	5,6
Espondilose	2	0	2	11,1
Fratura do fêmur	1	1	2	11,1
Fratura de rádio e ulna	1	0	1	5,6
Fratura da tíbia	0	1	1	5,6
Fratura do úmero	2	1	3	16,7
Hérnia inguinal	1	0	1	5,6
Hérnia perineal	1	0	1	5,6
Luxação da rótula	1	0	1	5,6
Rutura ligamento cruzado cranial	1	0	1	5,6
Trauma muscular	3	1	4	22,2
<b>Total</b>	14	4	18	100

### 1.2.2 Cardiologia

Para o diagnóstico de afeções cardiovasculares, é de extrema importância a realização de uma anamnese detalhada e um exame físico rigoroso, sobretudo através da auscultação cardíaca e torácica, medição da pressão arterial média e realização de

exames complementares de diagnóstico. Assim, a monitorização contínua dos pacientes com cardiopatias, através da eletrocardiografia, radiologia torácica e ecocardiografia, é um dos principais fatores necessários ao diagnóstico preciso, ao acompanhamento e ao prognóstico destas afeções.

Na tabela V, verifica-se que na espécie canina a afeção com maior casuística foi a cardiomiopatia dilatada, sobretudo em raças grandes e gigantes, e na espécie felina foi a cardiomiopatia hipertrófica.

**Tabela V** - Frequência absoluta (Fa) e frequência relativa (Fr) das ocorrências observadas na área de cardiologia.

Área clínica	Canídeos	Felídeos	Fa	Fr (%)
Cardiomiopatia dilatada	6	0	6	31,6
Cardiomiopatia hipertrófica	0	3	3	15,8
Efusão pericárdica	3	2	5	26,3
Insuficiência cardíaca congestiva	3	0	3	15,8
Insuficiência valvular	2	0	2	10,5
<b>Total</b>	14	5	19	100

### 1.2.3 Dermatologia

As afeções dermatológicas com maior expressão foram as lacerações cutâneas traumáticas (23,1%), causadas sobretudo por agressões/lutas com outros animais ou acidentes rodoviários e, ainda, os abscessos cutâneos e subcutâneos, e a dermatite alérgica à picada da pulga (DAPP), ambas com 15,4% das ocorrências observadas (Tabela VI). A espécie com maior número de ocorrências observadas foi a canina, comparativamente com a espécie felina e as espécies exóticas.

As doenças dermatológicas requerem empenho e dedicação por parte dos proprietários, uma vez que o sucesso do tratamento depende de um completo seguimento da prescrição médica, muitas vezes não cumprido, o que não permite o aparecimento de sinais de melhoria. No entanto, as alterações dermatológicas nem sempre são facilmente diagnosticadas, pelo que o recurso a exames complementares de diagnóstico, tais como tricograma, teste da fita adesiva, raspagem cutânea, análise citológica, cultivo fúngico, provas intradérmicas, pesquisa de IgE específicas e análise histopatológica, torna-se fundamental para um diagnóstico etiológico e, consequentemente, para um tratamento eficaz.

**Tabela VI** - Frequência absoluta (Fa) e frequência relativa (Fr) das ocorrências observadas na área de dermatologia.

Área clínica	Canídeos	Felídeos	Exóticos	Fa	Fr (%)
Abcessos cutâneos e subcutâneos	2	1	1	4	15,4
Dermatite psicogénica	1	2	0	3	11,5
Dermatite alérgica à picada da pulga	1	3	0	4	15,4
Dermatite alérgica alimentar	1	0	0	1	3,8
Dermatite atópica	1	0	0	1	3,8
Dermatofitose	0	2	0	2	7,7
Lacerações cutâneas de leishmaniose	2	0	0	2	7,7
Lacerações cutâneas traumáticas	5	1	0	6	23,1
Piodermatite superficial e profunda	1	1	1	3	11,5
<b>Total</b>	14	10	2	26	100

### 1.2.4 Doenças infecciosas e parasitárias

O caráter zoonótico de algumas das doenças infecciosas e parasitárias, leva a que seja uma área com especial destaque na atuação médico-veterinária, não só no seu tratamento como também na sua prevenção, através da medicina profilática e educação da população. A casuística das doenças de origem infecciosa ou parasitária, acompanhadas durante o estágio, encontra-se na tabela VII.

**Tabela VII** - Frequência absoluta (Fa) e frequência relativa (Fr) das ocorrências observadas na área da patologia infecciosa e parasitária.

Área clínica	Canídeos	Felídeos	Fa	Fr (%)
Babesiose	1	0	1	4,0
Dirofilariose	1	0	1	4,0
Erliquiose	2	0	2	8,0
Leishmaniose	3	0	3	12,0
Leptospirose	1	0	1	4,0
Leucemia felina	0	6	6	24,0
Micoplasmose	0	3	3	12,0
Peritonite infecciosa felina	0	3	3	12,0
Síndrome da imunodeficiência felina	0	5	5	20,0
<b>Total</b>	8	17	25	100

A doença infecciosa mais frequente nos canídeos foi a leishmaniose, com uma frequência relativa de 12,0%, enquanto que nos felídeos foi a leucemia felina, com uma frequência relativa de 24,0%.

### 1.2.5 Endocrinologia

O número de doenças endócrinas observadas foi baixo, porém há que referir que o sistema endócrino participa na regulação de diversos sistemas orgânicos e, como tal, muitas vezes as endocrinopatias são subdiagnosticadas por mimetismo com outras afeções.

Como se pode verificar pela tabela VIII, a diabetes mellitus revelou-se a endocrinopatia com maior número de ocorrências observadas (37,5%).

**Tabela VIII** - Frequência absoluta (Fa) e frequência relativa (Fr) das ocorrências observadas na área de endocrinologia.

Área clínica	Canídeos	Felídeos	Fa	Fr (%)
Cetoacidose diabética	2	0	2	25,0
Diabetes mellitus	2	1	3	37,5
Hiperadrenocorticismo	2	0	2	25,0
Hipotiroidismo	1	0	1	12,5
<b>Total</b>	7	1	8	100

### 1.2.6 Estomatologia e odontologia

A saúde oral dos animais é muitas vezes menosprezada, embora os proprietários tenham atualmente um maior conhecimento em relação à importância de realizar uma boa higiene dentária, de forma a evitar dor e desconforto ao animal, queda prematura de dentes, infeções das gengivas, mau hálito, fraturas espontâneas da mandíbula, doenças cardíacas, renais, hepáticas ou respiratórias.

Na tabela IX, é possível observar os dados estatísticos em relação à área de estomatologia e odontologia, sendo a doença periodontal a afeção com maior incidência, (50,0%). Apesar do número de casos assistidos na área de estomatologia e odontologia ser baixo, é possível verificar que a maioria das ocorrências nesta área são detetadas na espécie canina.

**Tabela IX-** Frequência absoluta (Fa) e frequência relativa (Fr) das ocorrências observadas na área de estomatologia e odontologia.

Área clínica	Canídeos	Felídeos	Fa	Fr (%)
Abcesso do carnicheiro	1	0	1	12,5
Doença periodontal	4	0	4	50,0
Estomatite ulcerativa	1	1	2	25,0
Necrose da língua por proçessionária	1	0	1	12,5
<b>Total</b>	<b>7</b>	<b>1</b>	<b>8</b>	<b>100</b>

### 1.2.7 Gastroenterologia

Para um diagnóstico definitivo na área da gastroenterologia, é importante não só uma anamnese detalhada, como também a realização, na maioria dos casos, de exames complementares de diagnóstico, tais como as análises sanguíneas, o exame radiológico e o exame ecográfico.

Como já foi referido, a gastroenterologia foi a área com maior número de ocorrências observadas durante o período de estágio (Tabela X).

**Tabela X –** Frequência absoluta (Fa) e frequência relativa (Fr) das ocorrências observadas na área de gastroenterologia.

Área clínica	Canídeos	Felídeos	Fa	Fr (%)
Colite	3	0	3	4,1
Corpo estranho gástrico	3	3	6	8,1
Corpo estranho intestinal	2	2	4	5,4
Dilatação/torção gástrica	4	0	4	5,4
Fecaloma	3	4	7	9,5
Gastroenterite alimentar	9	4	13	17,6
Gastroenterite hemorrágica	8	1	9	12,2
Gastroenterite parasitária	3	2	5	6,8
Insuficiência hepática	8	4	12	16,2
Lipidose hepática	0	3	3	4,1
Mucocélio	2	0	2	2,7
Pancreatite aguda	2	3	5	6,8
Rutura de baço	1	0	1	1,4
<b>Total</b>	<b>48</b>	<b>26</b>	<b>74</b>	<b>100</b>

Nesta área, as três patologias com maior frequência foram a gastroenterite alimentar, com 17,6%, seguida da insuficiência hepática, com 16,2% e da gastroenterite hemorrágica, com 12,2%.

Uma das afeições mais importantes na área da gastroenterologia, pelo seu caráter emergencial, é a dilatação-torção gástrica, tendo sido acompanhados quatro casos desta síndrome, em cães (Figura 2).



**Figura 2** – Dilatação-torção gástrica, em cão. HVC.

### 1.2.8 Ginecologia, andrologia e reprodução

Na área da ginecologia, andrologia e reprodução, a casuística observada foi baixa, como se verifica na tabela XI. As ocorrências observadas, corresponderam a três casos de piómetra em cadelas, o que corresponde a uma frequência relativa de 60,0%, a uma caso de hiperplasia benigna da próstata em cão, e a um caso de mastite em gata, ambas com uma frequência relativa de 20,0%.

**Tabela XI** – Frequência absoluta (Fa) e frequência relativa (Fr) das ocorrências observadas na área de ginecologia, andrologia e reprodução.

Área clínica	Canídeos	Felídeos	Fa	Fr (%)
Hiperplasia benigna prostática	1	0	1	20,0
Mastite	0	1	1	20,0
Piômetra	3	0	3	60,0
<b>Total</b>	4	1	5	100

### 1.2.9 Imunologia

Na área de imunologia verificaram-se oito casos, que corresponderam a seis reações de hipersensibilidade de tipo I, uma reação de hipersensibilidade de tipo II e uma reação febril não hemolítica (Tabela XII). As reações de hipersensibilidade de tipo I, geralmente alcançam o seu efeito máximo aos 30 minutos após exposição ao alérgico. A reação pode envolver apenas a pele, com desenvolvimento de prurido intenso e pápulas, ou levar a um quadro sistêmico de choque anafilático, que pode ter consequências fatais se não for tratado rapidamente (Nelson & Couto, 2010). Três dos casos de hipersensibilidade de tipo I, ocorreram após a vacinação dos animais, com

desenvolvimento de prurido e edema facial em dois dos casos, e broncoconstrição e dispneia no terceiro caso. Os três restantes casos de hipersensibilidade de tipo I corresponderam provavelmente a casos de hipersensibilidade alérgica ou aguda, após transfusão sanguínea, por exposição a uma determinada substância, geralmente uma proteína presente no plasma do dador. Nestes casos, dois dos animais manifestaram vômito, e o terceiro edema facial. A hipersensibilidade de tipo II foi observada num cão após transfusão de sangue com desenvolvimento de vômito, hemólise, tremores e hipotensão, associada a uma reação hemolítica aguda, mediada por Ig G ou Ig M (Bracker & Drellich, 2005).

**Tabela XII**– Frequência absoluta (Fa) e frequência relativa (Fr) das ocorrências observadas na área de imunologia.

Área clínica	Canídeos	Felídeos	Fa	Fr (%)
Reação de hipersensibilidade tipo I	5	1	6	75,0
Reação de hipersensibilidade tipo II	1	0	1	12,5
Reação febril não hemolítica	0	1	1	12,5
<b>Total</b>	6	2	8	100

### 1.2.10 Neurologia

Na área da neurologia, é bastante importante a realização de um exame neurológico minucioso e sistemático, e um conhecimento base do funcionamento do sistema neurológico, de modo a localizar a lesão e a obter-se um diagnóstico definitivo, com o auxílio de exames complementares de diagnóstico.

A afeção neurológica mais frequente foi a epilepsia, com uma frequência relativa de 18,5%, seguida da hérnia discal, com uma frequência relativa de 14,8%, ambas em pacientes caninos (Tabela XIII).

**Tabela XIII** – Frequência absoluta (Fa) e frequência relativa (Fr) das ocorrências observadas na área de neurologia.

Área clínica	Canídeos	Felídeos	Fa	Fr (%)
Avulsão do plexo braquial	1	1	2	7,4
Estenose lombo-sagrada	2	0	2	7,4
Discoespondilite	1	1	2	7,4
Epilepsia	5	0	5	18,5
Fratura da coluna	1	0	1	3,7

Área clínica	Canídeos	Felídeos	Fa	Fr (%)
Hérnia discal	4	0	4	14,8
Síndrome vestibular paradoxal	2	0	2	7,4
Síndrome vestibular periférico	3	0	3	11,1
Paralisia do nervo facial	1	0	1	3,7
Trauma craniano	3	0	3	11,1
Poliradiculoneurite	2	0	2	7,4
<b>Total</b>	25	2	27	100

### 1.2.11 Oftalmologia

Na área da oftalmologia, as lesões oculares são detetadas e diagnosticadas através do exame direto do olho, sobretudo através da oftalmoscopia, e do recurso a testes oftálmicos como o teste de fluoresceína, que avalia a integridade do epitélio da córnea, e o teste de *Schirmer*, que mede a produção de lágrimas.

A afeição com maior expressividade na área da oftalmologia foi a conjuntivite (Figura 3), com 60% de frequência relativa, seguida da úlcera da córnea, e do prolapso do globo ocular, ambas em cães e com uma frequência relativa de 20%. As três conjuntivites observadas foram em felinos, associadas a coriza felina (Tabela XIV).



**Figura 3** – Conjuntivite em gato. HVC.

**Tabela XIV** – Frequência absoluta (Fa) e frequência relativa (Fr) das ocorrências observadas na área de oftalmologia.

Área clínica	Canídeos	Felídeos	Fa	Fr (%)
Conjuntivite	0	3	3	60,0
Prolapso do globo ocular	1	1	1	20,0
Úlcera da córnea	1	0	1	20,0
<b>Total</b>	2	3	5	100

### 1.2.12 Oncologia

O conhecimento sobre a área da oncologia tem vindo a aumentar, à medida que também aumenta a esperança média de vida dos animais, uma vez que os pacientes oncológicos são na maioria dos casos pacientes geriátricos.

Na tabela XV, quatro das neoplasias estão registadas de acordo com a sua localização e não de acordo com o seu tipo, devido a não se ter realizado análise histopatológica, por razões económicas dos proprietários.

As neoplasias mais frequentes na espécie canina, foram o adenoma das glândulas hepatóides e a neoplasia cerebral, ambas com 16,7%, e na espécie felina, foi o carcinoma das células escamosas e a neoplasia mamária, também com 16,7%.

**Tabela XV** – Frequência absoluta (Fa) e frequência relativa (Fr) das ocorrências observadas na área de oncologia.

Área clínica	Canídeos	Felídeos	Fa	Fr (%)
Adenoma das glândulas hepatóides	2	0	2	16,7
Adenocarcinoma dos sacos anais	1	0	1	8,3
Carcinoma das células escamosas	0	2	2	16,7
Hemangiosarcoma esplénico	1	0	1	8,3
Linfoma	1	0	1	8,3
Neoplasia cerebral	2	0	2	16,7
Neoplasia mamária	0	2	2	16,7
Osteosarcoma	1	0	1	8,3
<b>Total</b>	8	4	12	100

### 1.2.13 Otorrinologia

As afeções na área da otorrinologia são na maioria das vezes diagnosticadas pelo exame otoscópico, associado a exame citológico, que permite a distinção das causas de otite, sendo esta uma afeção muito frequente, nesta área, em clínica de animais de companhia. O otohematoma foi a afeção com maior casuística, apresentando uma frequência relativa de 33,3%, seguindo-se da otite bacteriana, otite por *Malassezia* spp. e otite por corpo estranho, com uma percentagem de 11,1% (Tabela XVI).

**Tabela XVI** – Frequência absoluta (Fa) e frequência relativa (Fr) das ocorrências observadas na área de otorrinologia.

Área clínica	Canídeos	Felídeos	Fa	Fr (%)
Otite bacteriana	0	1	1	16,7
Otite por <i>Malassezia</i> spp.	1	0	1	16,7
Otite por corpo estranho	1	0	1	16,7
Otohematoma	3	0	3	33,3
<b>Total</b>	5	1	6	100

## 2.14 Pneumologia

Na área da pneumologia, verificou-se um maior número de ocorrências em felinos, sobretudo da síndrome coriza (19,4%). A ocorrência com maior casuística nos pacientes canídeos foi a broncopneumonia, com uma frequência relativa de 13,9 %, correspondente a cinco casos clínicos. Considerando a totalidade dos animais, a alteração respiratória mais frequente foi a efusão pleural (25,0%) (Tabela XVII).

**Tabela XVII** – Frequência absoluta (Fa) e frequência relativa (Fr) das ocorrências observadas na área de pneumologia.

Área clínica	Canídeos	Felídeos	Fa	Fr (%)
Asma felina	0	4	4	11,1
Broncopneumonia	5	2	7	19,4
Coriza felina	0	7	7	19,4
Edema pulmonar	4	2	6	16,7
Efusão pleural	4	5	9	25,0
Hemotórax	1	1	2	5,6
Síndrome respiratória dos braquicéfalos	1	0	1	2,8
<b>Total</b>	15	21	36	100

## 1.2.15 Toxicologia

Os casos de intoxicações observados durante o período de estágio, foram sobretudo intoxicações por permetrinas em gatos (22,2%), e intoxicações por dicumarínicos e organoclorados/organofosforados em cães, ambas com uma frequência relativa de 33,3% (Tabela XVIII).

**Tabela XVIII** – Frequência absoluta (Fa) e frequência relativa (Fr) das ocorrências observadas na área de toxicologia.

Área clínica	Canídeos	Felídeos	Fa	Fr (%)
Intoxicação por dicumarínicos	3	0	3	33,3
Intoxicação por permetrinas	0	2	2	22,2
Intoxicação por organoclorados/fosforados	3	0	3	33,3
Intoxicação indeterminada	1	0	1	11,1
<b>Total</b>	7	2	9	100

Em nenhum dos casos foi feita a identificação toxicológica do veneno, mas a história clínica descrita pelo proprietário, nomeadamente a visualização da ingestão do veneno, e posteriormente a sua identificação, ou a desparasitação acidental em gatos com produtos constituídos por permetrinas e de uso exclusivamente canino, permitiu o seu diagnóstico.

### 1.2.16 Urologia

Na área da urologia é também essencial, além da anamnese e exame físico, a realização de exames complementares de diagnóstico, tais como o hemograma, análises bioquímicas, urianálise, ecografia e radiografia. Na tabela XIX, pode verificar-se que a afeção mais frequente foi a insuficiência renal crónica, tanto em cães como em gatos (35,7%), seguida da insuficiência renal aguda (17,9%).

**Tabela XIX** – Frequência absoluta (Fa) e frequência relativa (Fr) das ocorrências observadas na área de urologia.

Área clínica	Canídeos	Felídeos	Fa	Fr (%)
Cistite idiopática	0	3	3	10,7
Infeção do trato urinário	1	3	4	14,3
Insuficiência renal aguda	3	2	5	17,9
Insuficiência renal crónica	4	6	10	35,7
Síndrome urológica felino (FUS)	0	2	2	7,1
Urolitíase	2	2	4	14,3
<b>Total</b>	10	18	28	100

### 1.3 Patologia cirúrgica

Na área da patologia cirúrgica, a casuística é apresentada segundo o tipo de intervenção praticada. Como tal, são apresentados dois grupos: o primeiro, referente a ortopedia e traumatologia e o segundo, referente a cirurgia geral e de tecidos moles.

Através da análise da tabela XX e do gráfico 2, podemos verificar que o grupo referente à cirurgia geral e tecidos moles foi aquele em que se verificou maior número de ocorrências, com uma frequência relativa de 89,5%.



**Figura 4** – Orquiectomia em cão. HVC.

As cirurgias observadas com maior frequência foram as orquiectomias (15,8%) (Figura 4), sobretudo de gatos, mas também de cães, ovariohisterectomias (OVH) eletivas (10,5%), destartarizações e extração de dentes (10,5%) e exerése de nódulos cutâneos (10,5%).

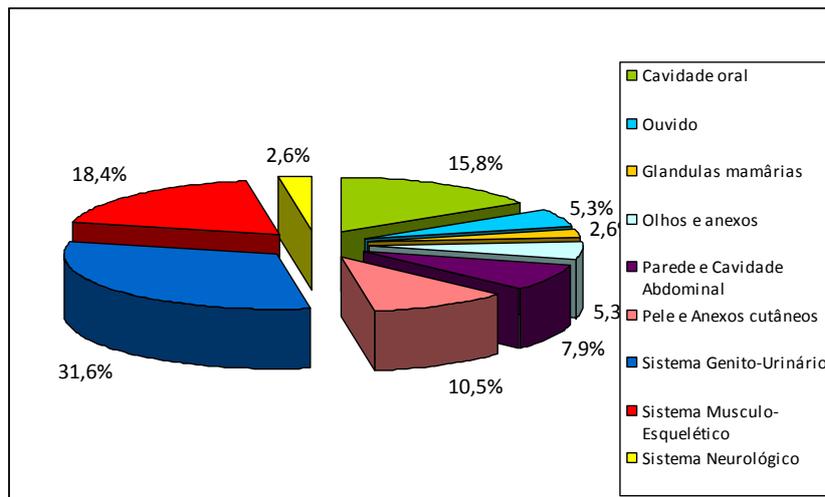
**Tabela XX** – Frequência absoluta (Fa) e frequência relativa (Fr) das cirurgias observadas, durante o período de estágio.

<b>Tipo de Cirurgia</b>	<b>Fa</b>	<b>Fr (%)</b>
<b>Ortopedia e traumatologia</b>		
Resolução de fratura da tíbia	2	5,3
Resolução de fratura do fémur	1	2,6
Resolução de rutura do ligamento cruzado cranial	1	2,6
<b>Cirurgia geral e de tecidos moles</b>		
Cesariana	1	2,6
Deiscência de sutura após hemimaxilectomia	1	2,6
Destartarização e extração dentária	4	10,5
Enucleação do globo ocular	1	2,6
Exerése de melanoma oral (Hemimaxilectomia)	1	2,6
Exerése de nódulos cutâneos ou subcutâneos	4	10,5
Gastrotomia	1	2,6
Hemilaminectomia	1	2,6
Herniorafia perineal	1	2,6
Laparotomia exploratória	1	2,6
Mastectomia	1	2,6
Orquiectomia	6	15,8
Ovariohisterectomia	4	10,5
Remoção de cálculos urinários por cistotomia	1	2,6
Resolução de otohematoma	2	5,3
Resolução de prolapso ocular	1	2,6
Sutura cirúrgica de lacerações cutâneas	3	7,9
<b>Total de cirurgias acompanhadas</b>	<b>38</b>	<b>100</b>

Esta área permite ao estagiário participar em todas as etapas cirúrgicas, desde a preparação pré-cirúrgica do animal até à sua monitorização pós-cirúrgica. O pós-operatório também inclui as consultas de seguimento da cirurgia, nas quais se observa a evolução da cicatrização, e se procede à limpeza da sutura, realização de pensos e

remoção de pontos externos. Nalguns casos, o acompanhamento pós-cirúrgico também inclui a realização de fisioterapia, sobretudo nos animais sujeitos a cirurgias de neurologia, como é o caso de hemilaminectomias.

O aluno estagiário, escalado para o serviço de cirurgia, participa também em todo o processo de preparação dos animais com indicação para a realização de exames imagiológicos que exigem anestesia, como é o caso das mielografias.



**Gráfico 2** – Frequência relativa (Fr) das ocorrências observadas na área de patologia cirúrgica (n=38), por área de especialidade.

#### 1.4 Medicina de urgências

O HVC possui um serviço de urgências 24 horas por dia, permitindo receber a qualquer altura, animais em situações de emergência médica, estando toda a equipa preparada e formada para intervir e resolver as mais diversas situações, e existindo nas instalações equipamento e material capaz de auxiliar à estabilização de todos os pacientes. A urgência é identificada através de uma triagem rápida e eficaz, seguindo-se uma abordagem primária, para estabilizar o paciente, depois da qual se realiza uma abordagem secundária e exames complementares de diagnóstico.

O sistema de triagem utilizado no HVC é o *Canadian Triage and Acuity Scale*, constituído por uma escala com 5 categorias de urgência, às quais são atribuídos tempos máximos de espera, sob o risco de agravamento do estado físico do paciente (Tabela XXI). Este sistema de triagem encontra-se implementado no Canadá, em alguns hospitais dos EUA e noutros países (Bullard et al., 2008).

**Tabela XXI** – Sistema de triagem de urgências utilizado no HVC - *Canadian Triage and Acuity Scale*. (Bullard et al., 2008).

Nível	Nomenclatura	Tempo máximo de espera (minutos)
1	Ressuscitação	0
2	Emergência	15
3	Urgente	30
4	Menos urgente	60
5	Não urgente	120

A abordagem primária é realizada através da mnemónica ABCDE, em que A se refere a *Airway* (via aérea), B a *Breathing* (respiração), C a *Circulation* (circulação), D a *Disability* (nível de consciência e capacidade de se mover e/ou responder a estímulos nos quatro membros) e E a *External Assessment* (exame físico externo). A abordagem ao paciente deve ser feita nesta ordem, de forma a garantir que nenhum dos parâmetros é descurado (Crowe, 2009).

A abordagem secundária consiste num exame mais aprofundado realizado após a abordagem primária e estabilização do paciente, seguindo a mnemónica ACRASHPLAN, em que A significa *Airway*, *Breathing* e *Bleeding* (via aérea, respiração e hemorragias), C refere-se a *Circulation* e *Cardiovascular* (circulação e cardiovascular), R a *Respiration* (respiração), A a *Abdomen* e *Analgesics* (abdómen e analgésicos), S a *Spine*, *Skin* e *Scrotum* (coluna vertebral, pele e escroto), H a *Head*, *Hydration* e *Hypo/Hiperthermia* (cabeça, hidratação e hipo/hipertermia), P a *Pelvis*, *Perineum*, *Penis*, *Prostate* e *Pain* (pélvis, períneo, pênis, próstata e dor), L a *Limbs* (membros), A a *Arteries/Veins* (artérias/veias) e N a *Nerves/Neurologic*, *Neck* e *Nutritional status* (nervos/neurológico, pescoço e estado nutricional) (Barsenas, 2006; Kirby & Rivera, 2008).

As causas mais comuns de emergência durante o período de estágio foram situações de trauma, intoxicação, convulsões e dispneia.

### III – TRANSFUSÕES SANGUÍNEAS: INDICAÇÕES E REAÇÕES TRANSFUSIONAIS - REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

#### 1. Introdução

O relacionamento entre o ser humano e os seus animais de estimação, tem vindo a despertar o interesse de pesquisadores, veterinários, psicólogos, sociólogos e do público em geral, e o aumento do número destes animais nos lares humanos impulsiona o mercado de produtos e serviços e é ponto de partida para estudos de diversas naturezas, sempre na tentativa de melhorar a qualidade de vida dos nossos animais (Castilho & Cortez, 2008).

O aumento do número de transfusões realizadas na clínica de animais de companhia, bem como do número de bancos de sangue veterinários comerciais, o conhecimento sobre esta área tem vindo a desenvolver-se cada vez mais. Por isso mesmo, muitos dos hospitais veterinários, incluem na sua rotina programas de colheita de sangue de cães e gatos saudáveis, para acompanhar a procura nos hospitais e clínicas veterinárias (Hansen, 2006; Tocci & Ewing, 2009; Callan, 2010).

A terapia transfusional oferece aos animais criticamente doentes o aumento da capacidade de transporte de oxigénio, melhoria na homeostasia, correção da hipovolémia, e reposição da imunidade passiva em neonatos que não receberam colostro, sendo indicada para pacientes com diferentes condições de saúde, incluindo anemia, hemorragia, coagulopatia e hipoproteinémia (Kristensen & Feldman, 1995).

Após ser colhido do animal dador, o sangue total (ST) pode ser imediatamente transfundido num animal recetor, pode ser armazenado, ou pode ser fracionado em hemocomponentes. No entanto, a utilização segura do sangue ou dos componentes sanguíneos requer o conhecimento dos grupos sanguíneos e dos meios para minimizar o risco de reações transfusionais, incluindo o teste de compatibilidade e tipificação de cães e gatos dadores saudáveis (Lanevski & Wardrop, 2001; Lacerda, 2008).

Os animais não devem ser submetidos a transfusão sanguínea sem antes realizarem tipificação e/ou teste de compatibilidade sanguínea entre o recetor e o dador, pois os riscos de reações transfusionais existem e podem colocar em risco a vida do paciente, sendo que mesmo com a realização de testes de compatibilidade e tipificação sanguínea, podem ocorrer reações transfusionais adversas (Hohenhaus, 2000; Brown & Vap, 2006).

## **2. Conceitos de transfusão**

A transfusão sanguínea é considerada uma forma de transplante, onde o sangue é transplantado do dador para o recetor, com intuito de aumentar a capacidade de oxigenação e de restabelecer os valores normais de proteínas e plaquetas de coagulação (Kristensen & Feldman, 1995).

A transfusão é também definida como uma terapia endovenosa com ST ou produtos sanguíneos, sendo que o ST corresponde ao sangue não fracionado, e os produtos sanguíneos, incluem os componentes sanguíneos, que são produtos do sangue obtidos por centrifugação ou, menos comumente, por aferése, e os derivados sanguíneos, que são os produtos proteicos preparados por métodos bioquímicos para processar grandes quantidades de plasma. Os componentes sanguíneos mais utilizados são os concentrados de eritrócitos (CE) e o plasma. Os derivados do sangue, incluem soluções de albumina, imunoglobulinas (Igs) intravenosas e fatores de coagulação, mas têm uma utilização relativamente limitada em comparação com os componentes do sangue (Abrams-Ogg, 2000).

A transfusão pode ser mais amplamente definida, para incluir a terapia com substitutos do sangue, que são produzidos usando métodos biotecnológicos, e incluem coloides artificiais, transportadores de oxigénio, substitutos de plaquetas e proteínas da coagulação humana, produzidas pela tecnologia de DNA recombinante, sendo que os dois primeiros têm tido utilização em Medicina Veterinária (Abrams-Ogg, 2000).

## **3. Grupos sanguíneos**

Os grupos sanguíneos são definidos por Ags localizados na superfície dos eritrócitos, sendo importantes na medicina transfusional devido ao risco de reações hemolíticas. Tais reações ocorrem quando há um anticorpo dirigido contra um antigénio do grupo sanguíneo. A severidade de uma reação hemolítica depende de vários fatores, sendo os mais importantes o tipo e o título de Ac presentes. Assim, para um dado tipo de Ac, geralmente quanto maior for o título pior a reação, em segundo lugar, as reações mediadas por Acs IgM tendem a ser mais graves do que as reações mediadas por IgG, devido à superior fixação do complemento por IgM (Abrams-Ogg, 2000).

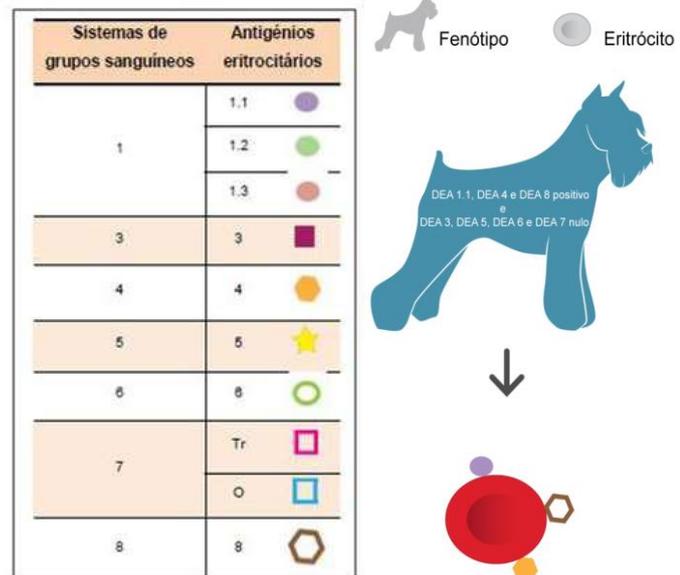
### 3.1 Grupos sanguíneos do cão

A classificação dos grupos ou tipos sanguíneos está relacionada com os Ags espécie-específicos presentes na superfície dos eritrócitos (Thrall, 2007).

O cão possui sete grupos sanguíneos diferentes, identificados como antígenos eritrocitários caninos (*Dog erythrocyte antigen* (DEA)), sendo eles DEA 1, DEA 3, DEA 4, DEA 5, DEA 6, DEA 7 e DEA 8, com o grupo DEA 1 subdividido em DEA 1.1, DEA 1.2 e DEA 1.3. Foi identificado e descrito um novo grupo sanguíneo nos cães independente do sistema DEA, caracterizado pela presença de um Ag eritrocitário denominado Dal (Blais et al., 2007; Tocci, 2010).

Dentro destes grupos sanguíneos, apenas existe soro para tipificação de DEA 1.1, 1.2, 3, 4, 5, e 7 (Gordon & Penedo, 2010).

A transmissão genética dos diferentes sistemas de grupos sanguíneos dos canídeos é geneticamente independente entre si e por conseguinte, um indivíduo expressará um fenótipo para cada um deles. Assim, um canídeo poderá ser caracterizado como DEA 1.1, DEA 4 e DEA 8 positivo e DEA 3, DEA 5, DEA 6 e DEA 7 nulo (Figura 5) (Marques, 2010).



**Figura 5** – Representação simbólica dos antígenos eritrocitários de canídeos (à esquerda); representação ilustrativa de um fenótipo exemplificativo (à direita). (Marques, 2010).

#### 3.1.1 *Dog Erythrocyte Antigen* – DEA 1

O grupo DEA 1 é composto por três alelos, sendo eles DEA 1.1, 1.2 e 1.3, e quatro fenótipos possíveis, de acordo com o alelo presente, nomeadamente DEA 1.1, DEA 1.2 ou DEA 1.3 positivo, quando apresentam um dos três Ags, ou o tipo DEA 1 nulo ou negativo, quando não apresentam nenhum Ag. Aparentemente, a transmissão genética é autossômica dominante, sendo o alelo DEA 1.1 o de maior dominância, seguido do DEA 1.2, DEA 1.3 e o nulo (Symons & Bell, 1991).

Os Ags DEA 1.1 e 1.2 são os alelos clinicamente mais importantes, podendo um cão ser negativo para ambos os Ags ou positivo para apenas um deles. *Golden Retriever* e *Rottweiler* são raças que tendem a ser DEA 1.1 ou 1.2 positivos, enquanto que os Galgos e Pastores Alemães tendem a ser DEA 1.1 e 1.2 negativos (Abrams-Ogg, 2000).

Os Ags eritrocitários DEA 1 são descritos como subtipos de uma série linear que induzem a produção de antissoro responsável por provocar diferentes graus de reação cruzada com os Ags da mesma série linear. Dessa forma, um cão negativo para DEA 1 que foi sensibilizado (ou seja, recebeu uma transfusão de qualquer tipo de sangue DEA 1) irá produzir o antissoro Anti-DEA 1. Caso esse animal receba uma nova transfusão com sangue DEA 1.1, os eritrócitos recebidos sofrerão aglutinação intensa e hemólise, se o sangue transfundido for do tipo DEA 1.2 ou 1.3, poderá ocorrer aglutinação variável (Symons & Bell, 1991; Hale, 1995).

Por outro lado, se um cão com o tipo sanguíneo DEA 1.2 receber sangue DEA 1.1 irá produzir Acs exclusivamente anti-DEA 1.1, sugerindo que Acs anti-DEA 1.1 desencadeiam uma resposta imune exacerbada, pois mesmo sendo do mesmo grupo (DEA 1) o DEA 1.1 induz reação transfusional no DEA 1.2 (Hale, 1995).

A ocorrência de Acs naturais, denominados aloanticorpos, desses grupos não foi identificada, e portanto se um cão DEA 1.1 negativo receber uma transfusão de um cão DEA 1.1 positivo, a formação de Acs anti-DEA 1.1 causará uma hemólise retardada, uma a duas semanas depois. Entretanto, se uma segunda transfusão com sangue DEA 1.1 positivo for administrada num cão DEA 1.1 negativo, uma reação imunomediada hemolítica aguda poderá destruir todos os eritrócitos transfundidos em menos de 12 horas, por o número de Ac ser já elevado. A reação pode ser clinicamente moderada a severa, mas é improvável que seja fatal. A situação é semelhante para a sensibilização para DEA 1.2, exceto que a reação é menos grave, com destruição dos eritrócitos transfundidos em 24 horas (Giger et al., 1995; Cotter & Rentko, 1996; Gomes, 2008).

Cães DEA 1.3 positivos, são negativos para DEA 1.1 e 1.2. A transfusão de sangue DEA 1.3 positivo para animais DEA 1.1, 1.2 e 1.3 negativos, irá resultar na produção de Acs, que irão reagir com os Ags 1.1, 1.2 e 1.3 (Symons & Bell, 1991; Abrams-Ogg, 2000).

Desta forma, procura-se tipificar dadores e recetores para que pacientes DEA 1.1 negativos recebam produtos DEA 1.1 negativos, e pacientes DEA 1.1 positivos recebam

produtos DEA 1.1 positivos, pelo que o Ag DEA 1.1 é o Ag testado por rotina (Bracker & Drellich, 2005).

A frequência do Ag DEA 1.1 na população é geralmente elevada, dependendo da raça e localização geográfica. Em Portugal, foi recentemente realizado um estudo que demonstrou uma prevalência do Ag DEA 1.1 de 56.9% dos animais, em contraste com uma percentagem de cães DEA 1.1 negativos de 43.1%, em cães de raça, enquanto que a prevalência do Ag DEA 1.1 em cães de raça indeterminada, foi de 61.4% (Ferreira et al., 2011).

### **3.1.2 Dog Erythrocyte Antigen – DEA 3 e DEA 5**

Os tipos sanguíneos DEA 3 e DEA 5 podem codificar apenas para os fenótipos DEA 3 e DEA 5 positivos (dominantes) ou DEA 3 e DEA 5 negativos (Andrews & Penedo, 2010). Estes tipos sanguíneos possuem menor significado clínico devido à sua baixa frequência de ocorrência, sendo por esse motivo pouco estudados. Nos EUA a prevalência do Ag DEA 3 é de apenas 6% e do DEA 5 é de 23% na população canina, no entanto existem variações consoante a raça e a localização geográfica. As reações transfusionais causadas por incompatibilidade para esses tipos sanguíneos são do tipo imunomediadas tardias, caracterizadas por hemólise extravascular causada pela remoção dos eritrócitos incompatíveis da circulação, até cinco dias após a transfusão (Ejima et al., 1994; Hale, 1995).

Ao contrário dos animais DEA 1 negativos, que não apresentam Acs naturais anti-DEA 1, nos EUA, aproximadamente 20% dos cães negativos para DEA 3 e 10% dos cães negativos para DEA 5 apresentam Acs naturais anti-DEA 3 e anti-DEA 5, respetivamente. Por isso, cães positivos para estes dois tipos sanguíneos não devem ser utilizados como potenciais dadores sanguíneos (Hale, 1995).

### **3.1.3 Dog Erythrocyte Antigen – DEA 4**

O tipo sanguíneo DEA 4, à semelhança dos tipos sanguíneos DEA 3 e DEA 5, não possui subtipos e apresenta unicamente dois fenótipos possíveis, DEA 4 positivo ou DEA 4 nulo. O Ag DEA 4 apresenta a maior prevalência entre os tipos sanguíneos, variando a sua frequência em cães de raça indeterminada entre 56%, na Holanda, e 98,4%, nos Estados Unidos da América. Um estudo realizado pela Universidade do

Estado do Michigan, revelou que 29% dos animais testados demonstraram ser positivos apenas para o Ag DEA 4 (Hale, 1995; Marques, 2010).

Por outro lado, o Ag DEA 4 não confere alta antigenicidade, o que significa que mesmo cães negativos sensibilizados com eritrócitos positivos parecem não apresentar hemólise ou remoção precoce dos eritrócitos transfundidos, ocorrendo a produção de Acs entre quatro e quarenta dias após a transfusão. Parecem não existir Acs naturais para esse Ag. Sendo assim, cães positivos exclusivamente para DEA 4 poderiam, aparentemente, ser considerados dadores universais (Hale, 1995; Lanevski & Wardrop, 2001; Hohenhaus, 2004; Novais et al., 2004; Gibson, 2007). Contudo, o relato de um cão DEA 4 negativo, sensibilizado por transfusão prévia, que desenvolveu uma reação hemolítica aguda após nova transfusão de sangue DEA 4 positivo, revelou que os conceitos acerca da antigenicidade deste grupo, bem como a importância clínica das reações transfusionais após transfusões DEA 4 incompatíveis, devem ser revistos (Melzer et al., 2003).

#### **3.1.4 Dog Erythrocyte Antigen DEA 6 e DEA 8**

Os grupos DEA 6 e DEA 8, não estão muito estudados devido à incapacidade de reprodução de Acs policlonais anti-DEA 6 e anti-DEA 8. Desta forma, a tipificação desses grupos sanguíneos não está disponível, o que impossibilita a sua detecção na membrana eritrocitária (Hale, 1995; Giger, 2005).

#### **3.1.5 Dog Erythrocyte Antigen DEA 7**

O sistema DEA 7, pode expressar três fenótipos, o DEA Tr positivo e o DEA O positivo, que apresentam os respectivos Ags Tr e O na membrana, e o DEA 7 negativo, que não apresenta nenhum dos dois Ags na membrana eritrocitária. De forma semelhante ao que ocorre no Sistema DEA 1, apenas um dos Ags pode ser expresso no mesmo animal, com o DEA Tr positivo mais dominante, seguido do DEA O e, por fim, o DEA 7 negativo (Colling & Saison, 1980).

A ocorrência de Acs naturais ainda não está totalmente estabelecida, uma vez que seriam caracterizados por crioaglutininas, que só reagem em baixas temperaturas. Devido à controvérsia existente, é prudente que cães com fenótipo DEA 7 não sejam utilizados como dadores (Hale, 1995, Lanevski & Wardrop, 2001).

De forma semelhante ao que ocorre em cães DEA 3 e DEA 5 negativos e sensibilizados, cães DEA 7 negativos sensibilizados, quando recebem transfusão de sangue incompatível, podem produzir uma reação imune tardia pela produção de Acs, o que leva a sequestro dos eritrócitos incompatíveis pelo sistema monocítico fagocitário, seguida de hemólise extravascular até três dias (Hale, 1995).

### **3.1.6 Dal**

Inicialmente, este tipo sanguíneo foi identificado pela presença de aloanticorpos específicos da família das IgG em alguns cães da raça Dálmata, que haviam sido previamente sensibilizados por transfusões sanguíneas incompatíveis. Blais et al. (2007) encontraram uma frequência de 16% para esse Ag, na raça Dálmata. Acs naturais não foram encontrados em cães negativos que nunca receberam transfusão e a reação transfusional relacionada a este tipo sanguíneo é do tipo hemolítica aguda. Todos os cães da raça Dálmata que já receberam transfusão sanguínea, devem receber apenas sangue compatível testado em prova de compatibilidade maior e menor (Blais et al., 2007). A prova maior testa Acs do soro do recetor contra os eritrócitos do dador, e a prova menor testa Acs do soro do dador contra os eritrócitos do recetor, sendo que um resultado de incompatibilidade na prova maior pode resultar numa reação transfusional hemolítica aguda quando os eritrócitos do dador são destruídos por anticorpos do plasma do recetor (Gruffydd-Jones, 2010a).

### **3.2 Grupos sanguíneos do gato**

Tal como para os cães, para os gatos os grupos sanguíneos estão relacionados com a presença na membrana dos eritrócitos, de Ags polimórficos e espécie-específicos que são detetados em reações “*in vitro*” que utilizam Acs (Reid & Westhoff, 2007).

Existe apenas um sistema sanguíneo internacionalmente reconhecido em gatos, o AB, não existindo dador universal devido à presença de aloanticorpos. O sistema de grupos sanguíneos em felinos possui três tipos: A, B e AB, sendo este último muito raro. O tipo A é dominante sobre B (na maior parte dos casos); gatos tipo A podem ser homozigotos “aa” ou heterozigotos “ab”. Os animais tipo B são sempre homozigotos “bb”. A exceção à regra é o grupo AB que é muito raro, mas no qual parece que A e B expressam codominância (Andrews et al., 1992; Abrams-Ogg, 2000; Bighignoli et al.

2007, citado por Silvestre-Ferreira & Pastor, 2010). No entanto Giger (2009) descreve a existência de um alelo recessivo em relação a “a” e codominante em relação a “b” o que dá origem ao raro tipo sanguíneo AB.

Devido aos relatos da ocorrência de reações transfusionais em animais que receberam sangue compatível com o tipo AB, é possível que os gatos tenham outros tipos sanguíneos diferentes que não os do sistema AB. De facto, um novo tipo sanguíneo, denominado Mik, foi detetado em felinos com relato de reações hemolíticas graves após transfusões que apesar de compatíveis para o sistema AB, eram incompatíveis para esse tipo sanguíneo (Weigart et al., 2004; Weinstein et al., 2007).

Os felinos apresentam Acs de ocorrência natural, que se desenvolvem entre as seis e dez semanas de idade, contra o Ag do tipo sanguíneo que não possuem, tornando-se o teste de compatibilidade e a tipificação sanguínea muito importantes na prevenção de reações transfusionais na prática da clínica veterinária (Andrews, 2000).

As duas reações potencialmente fatais, resultantes de incompatibilidade sanguínea, são a reação hemolítica aguda e a isoeritrólise neonatal.

A reação hemolítica transfusional ocorre especialmente quando um gato tipo B recebe sangue tipo A. A meia-vida dos eritrócitos transfundidos entre gatos compatíveis (tipo A para tipo A ou tipo B para tipo B) é de 30-38 dias. A transfusão de sangue tipo A num gato tipo B resulta numa rápida destruição dos eritrócitos do dador pelas aglutininas e hemolisinas anti-A presentes em gatos tipo B, o que pode resultar em hemólise intra ou extravascular. Neste caso, os eritrócitos apresentam uma meia-vida de uma a duas horas devido ao elevado título de Acs anti-A, presente num gato tipo B, com severos sinais clínicos, como hipotensão, bradicardia, vômitos, hemoglobinémia, convulsões, depressão neurológica e até a morte. A transfusão de sangue tipo B num gato tipo A produz sinais clínicos leves, pelo título de aloanticorpos anti-B em gatos tipo A serem geralmente baixos, sendo a meia-vida dos eritrócitos transfundidos de dois dias, resultante de hemólise extravascular, correspondendo a uma reação hemolítica retardada. Devido à presença destes Acs de ocorrência natural, a prova de compatibilidade sanguínea deve ser realizada antes da primeira transfusão, especialmente nas raças com alta incidência dos tipos sanguíneos B e AB (Knottenbelt et al., 1999b; Gruffydd-Jones, 2010a; Brown & Vap, 2012).

Os gatos tipo AB devem receber preferencialmente sangue do mesmo grupo sanguíneo, mas devido à baixa prevalência deste tipo de sangue a probabilidade de encontrar um dador AB é baixa. Assim, podem ser transfundidos com sangue tipo A, porque o baixo título de Acs anti-B, presente no sangue tipo A, é improvável que seja nocivo. Por outro lado, não devem receber sangue tipo B, já que este tipo de sangue tende a apresentar elevados títulos de Acs anti-A (Abrams-Ogg, 2000).

Em relação à segunda reação de incompatibilidade com maior significado clínico, a isoeritrólise neonatal felina, ocorre durante a fase de amamentação de crias tipo A ou AB, nascidas de uma fêmea tipo B. A reação de incompatibilidade é causada pelos aloanticorpos anti-A da fêmea que são transferidos às crias pelo colostro ou pelo leite durante o primeiro dia de vida e que destroem os eritrócitos tipo A ou AB, podendo as crias morrer em poucos dias (Giger, 2009).

Em relação à prevalência dos tipos sanguíneos felinos, estudos realizados revelam que o tipo A é o tipo sanguíneo mais comum, sendo os gatos testados nos Estados Unidos quase exclusivamente do tipo A (99,6%), embora ocorram variações na prevalência dos diferentes tipos sanguíneos de acordo com a região geográfica (quer entre países, quer entre as diferentes regiões geográficas do mesmo país) e entre raças (Giger et al., 1989; Silvestre-Ferreira, et al., 2004).

A proporção dos gatos tipo B varia desde 2,1% em gatos de pelo curto (*domestic shorthair* (DSH)) em Portugal, até um valor de 40,1% em gatos com *pedigree*, em Inglaterra. As raças nas quais 15% a 30% dos gatos são do tipo B incluem Abissínios, Birmaneses, Himalaios, Persas, *Scottish Fold* e *Somali*; raças nas quais mais de 30% dos gatos são do tipo B incluem *British Shorthair* e *Devon Rex* (Nelson & Couto, 2010).

O tipo sanguíneo AB, apesar de raro, foi descrito nalguns animais pertencentes a raças cuja percentagem de gatos tipo B, é consideravelmente elevada (superior a 30%) (Giger, 2009; Gordon & Penedo, 2010).

Em Portugal já foram publicados dois estudos sobre a frequência dos Ags eritrocitários felinos. Silvestre-Ferreira et al., em 2004, obtiveram uma frequência de 89,3% de gatos tipo A, 4,4% de gatos tipo B e 6,3% de gatos tipo AB, estudo este realizado em gatos sem pedigree. Marques et al., em 2011, realizaram um outro estudo sobre a frequência dos tipos sanguíneos felinos em gatos DSH, na zona de Lisboa,

obtendo uma percentagem de 97,5% de gatos tipo A, 2,1% de gatos tipo B e 0,4% de gatos tipo AB (Tabela XXII).

**Tabela XXII** – Frequência dos tipos sanguíneos do sistema AB da população geral de gatos, em diferentes países. (Graça, 2012).

País	Amostra	Tipo A	Tipo B	Tipo AB
Inglaterra (Norte de Inglaterra e Escócia)	139 gatos sem <i>pedigree</i>	87,1%	7,9%	5%
	207 gatos com <i>pedigree</i>	54,6%	40,1%	5,3%
Inglaterra (Sudeste)	105 gatos sem <i>pedigree</i>	67,6%	30,5%	1,9%
	51 gatos com <i>pedigree</i>	82,4%	13,7%	3,9%
Irlanda ( <i>Dublin</i> )	137 gatos sem <i>pedigree</i>	84,7%	14,6%	0,7%
	39 gatos com <i>pedigree</i>	97,4%	2,6%	0%
Espanha (Barcelona)	100 gatos sem <i>pedigree</i> (DSH + DLH)	94%	5%	1%
Espanha (Grande-Canária)	97 gatos sem <i>pedigree</i> (DSH + DLH)	88,7%	7,2%	4,1%
Portugal (Lisboa)	515 gatos DSH	97,5%	2,1%	0,4%
Portugal (Norte)	159 gatos sem <i>pedigree</i>	89,3%	4,4%	6,3%

Legenda: DLH - *Domestic LongHair* (gato de pelo longo); DSH - *Domestic ShortHair* (gato e pelo curto).

O conhecimento da distribuição dos grupos sanguíneos na população local de felinos pode auxiliar na determinação do risco da ocorrência de reações transfusionais, enquanto que o conhecimento dos títulos de aloanticorpos pode auxiliar na determinação da severidade destas reações. É essencial que se faça um teste de compatibilidade entre dador e recetor antes da primeira transfusão em felinos. Os métodos mais indicados para se assegurar da compatibilidade entre dador e recetor são a prova cruzada (teste de compatibilidade sanguínea) e a tipificação sanguínea.

#### **4. Seleção de dadores**

Com o aumento do número de transfusões realizadas na clínica de animais de companhia, bem como do número de bancos de sangue veterinários comerciais, o conhecimento sobre esta área tem vindo a desenvolver-se cada vez mais.

Todos os bancos de sangue veterinários devem ter um programa de dadores. O sangue pode ser obtido através de cães e gatos residentes, ou voluntários pertencentes a clientes. Nalguns países, com os avanços dos conceitos de bioética, a utilização de animais residentes não é permitida. Cada clínica deve decidir sobre a fonte ideal para as suas necessidades e também os regulamentos locais sobre o uso de animais devem ser tidos em conta (Abrams-Ogg, 2000).

##### **4.1 Animais pertencentes à clínica**

A abordagem mais simples para garantir o acesso ao sangue é manter esses animais na clínica, dependendo o número de animais das necessidades previsíveis. Algumas preocupações éticas foram expressas sobre os estilos de vida dos animais dadores, pelo que esses animais devem ser mantidos em ambientes enriquecidos, sobretudo no caso dos gatos, e os cães devem ser exercitados no exterior regularmente, tendo sempre alimento e água disponível. Outra hipótese é manter esses animais na clínica, mas permitir a sua posterior adoção (Abrams-Ogg, 2000).

##### **4.2 Dadores voluntários**

Nos programas de doação, é doado o sangue de animais clientes da clínica, geralmente em troca de benefícios, como exames anuais gratuitos, vacinas e por vezes descontos na aquisição de alimentos para animais. Os proprietários dos animais podem ser chamados para doação em caso de necessidade ou os seus animais podem doar sangue regularmente. Os donos devem ser esclarecidos em relação à existência de riscos e possível ocorrência de reações adversas à colheita, sendo os riscos mais comuns em gatos, pelo maior nível de stress (Abrams-Ogg, 2000).

##### **4.3 Instalações de controlo de animais**

Podem ser utilizados como dadores animais que se encontram em canis, abrigos ou centros de acolhimento. Existem dois inconvenientes principais com o uso desses

dadores: em primeiro lugar, a história desconhecida, sobretudo no que concerne a doenças infecciosas e distúrbios metabólicas, o que portanto exige tempo e custo na avaliação desses animais, e em segundo lugar, o desenvolvimento de questões públicas e éticas (Abrams-Ogg, 2000).

#### **4.4 Dadores terminais**

Os dadores terminais são animais que serão eutanasiados, ou por conta de controle animal, ou são animais de pesquisa, ou ainda animais com problemas de comportamento ou desordens médicas que não afetam a qualidade do sangue doado. A vantagem de ter dadores terminais é o grande volume de sangue que pode ser coletado (Abrams-Ogg, 2000).

#### **4.5 Bancos comerciais de sangue**

Nalguns países, existem bancos comerciais de sangue de pequenos animais que fornecem produtos sanguíneos selecionados (Abrams-Ogg, 2000).

#### **4.6 Dador canino ideal**

Os cães dadores devem ser adultos saudáveis, com temperamento dócil, clinicamente normais, terem entre um e oito anos de idade, tamanho médio a grande, condição corporal normal, peso mínimo de 27 kg, veias facilmente acessíveis, e nunca submetidos a transfusão sanguínea. As fêmeas devem ser nulíparas e castradas, já que as fêmeas gestantes não devem ser usadas devido ao stress induzido, e porque fêmeas DEA 1.1 negativas podem desenvolver Ac anti-DEA 1.1 durante o parto, o que aumenta o risco de reações de incompatibilidade (Abrams-Ogg, 2000; Brown & Vap, 2006).

A vacinação e desparasitação devem estar atualizadas, e os animais devem estar livres de ectoparasitas. A vacinação deve ser feita pelo menos 10 a 14 dias antes da doação, devido ao potencial das vacinas vivas modificadas para alterar o número e a função das plaquetas. Além do exame físico antes da doação, deve investigar-se se o cão dador está livre de possíveis doenças transmitidas pelo sangue, devendo ser negativos para *Ehrlichia canis*, *Babesia canis*, *Dirofilaria immitis*, *Borrelia burgdorferi*, *Brucella canis* e *Leishmania* spp. (Abrams-Ogg, 2000). Exames de triagem recomendados para a

seleção de cães dadores estão descritos na tabela **XXIII**, dependendo da área geográfica nalgumas situações.

Os cães com doenças imunomediadas, neoplasias, falência de órgãos e outras doenças sistêmicas, não devem doar sangue por causa do stress indesejável causado e efeitos negativos na qualidade do sangue (Abrams-Ogg, 2000).

A realização de um hemograma completo com contagem de plaquetas deve ser feito a cada doação sanguínea. A determinação do hct é indispensável para garantir produtos sanguíneos com adequada concentração de eritrócitos para transfusão e para prevenir a ocorrência de anemia secundária à doação nos animais dadores (Wardrop et al., 2005).

**Tabela XXIII** – Exames de triagem recomendados para seleção de cães dadores de sangue. (Wardrop et al., 2005).

Doença	Agentes	Triagem	Teste
Babesiose	<i>B. canis</i> , <i>B. gibsoni</i> , <i>B. annae</i>	Recomendada	IF, PCR
Leishmaniose	<i>Leishmania donovani</i>	Recomendada	IF, PRC
Erliquiose	<i>E. canis</i> , <i>E. ewingii</i> , <i>E. chaffeensis</i>	Recomendada	IF, ELISA, PCR
Brucelose	<i>Brucella canis</i>	Condicional*	PCR
Anaplasmosose	<i>A. phagocytophilum</i> , <i>A. platys</i>	Recomendada	SAT, TAT
Rickettsiose	<i>N. risticii</i> , <i>N. helmintheca</i>	Condicional*	IF, PCR
Tripanossomíase	<i>Trypanossoma cruzi</i>	Condicional*	IF
Bartonelose	<i>Bartonella vinsonii</i>	Condicional*	IF

Legenda: IF – Imunofluorescência; PCR – Reação em cadeia da polimerase; ELISA – “*Enzyme linked immunoabsorbent assay*”; SAT – Soroaglutinação rápida em lâmina; TAT – Soroaglutinação em tubo.

\* Dependendo da incidência geográfica.

Os cães já habituados à doação podem ser contidos manualmente num ambiente tranquilo (Lacerda, 2008). Caso seja necessário recorrer à sedação, podem ser utilizados narcóticos, como a oximorfona na dose de 0,05-0,2 mg/Kg por via endovenosa (IV) ou por via intramuscular (IM), ou butorfanol na dose de 0,05-0,4 mg/Kg IV ou IM, podendo recorrer-se também ao diazepam (0,25-0,5 mg/Kg IV) ou a uma dose baixa de acepromazina (0,01-0,025 mg/Kg IV ou IM), embora esta possa afetar a função

plaquetária, não devendo ser utilizada quando se pretende utilizar o sangue em cães com trombocitopénia (Abrams-Ogg, 2000).

O volume de ST de um cão pode ser calculado pela seguinte fórmula: volume sanguíneo estimado (L) = 0,08 a 0,09 x peso (Kg). Como os cães podem doar cerca de 15 a 20% do seu volume sanguíneo, o máximo a ser doado é 16 a 18 mL/Kg. Os cães podem doar a cada três a quatro semanas, desde que recebam nutrição balanceada em quantidade adequada. Caso seja feita suplementação, o volume colhido pode ser aumentado para 22 mL/kg a cada três a quatro semanas. Os cães que doam grandes volumes sanguíneos regularmente devem ser suplementados com sulfato ferroso, devendo o nível de ferro ser avaliado pelo menos uma vez por ano. Se uma diminuição progressiva do volume globular (PCV) do dador é observada, este deve ficar sem doar até que a contagem e os índices de glóbulos vermelhos se normalizem (Abrams-Ogg, 2000; Gomes, 2008; Lacerda, 2008).

O volume padrão colhido é de 450 mL, que é referido como uma “unidade canina”, embora o volume máximo que pode ser retirado do animal dador dependa do seu peso. A quantidade de sangue geralmente colhida em citrato de sódio, fosfato e dextrose (CPD) ou em citrato, fosfato, dextrose e adenina (CPDA-1) a ser transfundido como ST, é 405 mL de sangue para 45 mL de anticoagulante. (Abrams-Ogg, 2000).

Atualmente, não existe um consenso em relação ao tipo sanguíneo que representa o dador universal canino. No entanto deve ser negativo para DEA 1.1, 1.2, 3, 5, 7. O requisito mínimo para prevenir uma reação hemolítica imunomediada aguda é que o dador seja negativo para DEA 1.1 e 1.2, e para evitar uma reação hemolítica moderada a severa, é que o dador seja negativo para DEA 1.1 (Abrams-Ogg, 2000).

Devido ao facto do teste para DEA 1.1 ser um procedimento prático, é prudente ter um dador DEA 1.1 positivo disponível para recetores DEA 1.1 positivos. Desta forma, cães DEA 1.1 negativos são ideais para transfusões pela primeira vez, independentemente do tipo de sangue do destinatário, em situações de urgência, e dadores DEA 1.1 positivos devem ser limitados a recetores DEA 1.1 positivos (Novais et al., 1999; Brown & Vap, 2012).

#### 4.7 Dador felino ideal

O dador felino ideal deve ter até oito anos de idade, pesar acima de 4 kg, ter uma condição corporal normal e viver em casa para evitar lutas e infecções. Os machos são mais procurados por serem maiores e as fêmeas gestantes não podem ser utilizadas como dadoras. O animal deve ser testado anualmente contra doenças infecciosas causadas pelo vírus da imunodeficiência felina (FIV) e vírus da leucemia felina, e deve ser negativo para peritonite infecciosa felina (PIF). Deve ser feito o exame de reação em cadeia da polimerase (PCR) para *Mycoplasma* spp., e eventualmente para outros agentes infecciosos como *Bartonella* spp. e *Ehrlichia* spp. Exames de triagem recomendados para a seleção de gatos dadores estão descritos na tabela XXIV. Idealmente o PCV de um gato dador deve estar acima do valor médio do intervalo de referência felina (> 35%), de modo a ter o máximo benefício para o recetor e permita uma transfusão de sangue única (Abrams-Ogg, 2000; Gruffydd-Jones, 2010a).

**Tabela XXIV** – Exames de triagem recomendados para seleção de gatos dadores de sangue. (Wardrop et al., 2005).

Doença	Agentes	Triagem	Teste
Leucemia Felina	FeLV	Recomendada	Elisa
Imunodeficiência felina	FIV	Recomendada	Elisa
Hemoplasmose	<i>Mycoplasma haemofelis</i> , <i>Candidatus M. hemominutum</i>	Recomendada	Microscopia, PCR
Bartonelose	<i>B. henselae</i> , <i>B. clarridgeae</i>	Recomendada/ Condicional	IF, PCR, cultura
Erliquiose	<i>E. canis</i>	Condicional*	Microscopia
Anaplasmosse	<i>A. Phagocytophilum</i>	Condicional*	PCR
Rickettsiose	<i>N. risticii</i>	Condicional*	IF, PCR

Legenda: IF – Imunofluorescência; PCR – Reação em cadeia da polimerase; ELISA – “Enzyme linked immunoabsorbent assay”.

\* Dependendo da incidência geográfica.

A maior parte dos gatos geralmente é sedada ou anestesiada para a doação de sangue, portanto o comportamento do dador não é tão importante neste caso, mas, ainda

assim, um temperamento dócil facilita o procedimento. Podem ser utilizadas diferentes combinações de fármacos, como por exemplo a associação de ketamina na dose de 10 mg/Kg com midazolam na dose de 0,2 mg/Kg IM, ou 2 mg/Kg de ketamina com 0,1 mg/Kg de midazolam IV. Para evitar a interferência com a função plaquetária, os dadores não devem ser sedados com acepromazina (Abrams-Ogg, 2000; Brown & Vap, 2012).

O volume de ST de um gato pode ser calculado pela seguinte fórmula: volume sanguíneo estimado (L) = 0,055 a 0,065 x peso (kg). Tal como nos cães, os gatos podem doar 15 a 20% do seu volume sanguíneo, não devendo resultar em anemia clinicamente significativa. Assim, o máximo a ser doado é 11 a 13 mL/k, designado por “unidade felina”, que corresponde a um volume aproximado de 50 mL, considerando um peso médio do animal dador de 4 a 5 Kg. Os felinos dadores podem doar a cada três a quatro semanas ou a cada duas semanas em situações de emergência e se o hct estiver normal, mas nestes casos a dieta deve ser suplementada com ferro (Trent, 2010).

Não existe um dador universal felino porque todos os gatos apresentam Acs contra o Ag que não possuem. Desta forma, quando é tomada a decisão de realizar uma transfusão, é sempre necessário realizar a tipificação sanguínea, quer em dadores, quer em recetores, sendo o teste de compatibilidade também recomendado devido à possibilidade de existirem outros Ags eritrocitários, ainda não reconhecidos. A maioria dos dadores de sangue felinos são do tipo sanguíneo A, no entanto, é vantajoso ter tipificados gatos tipo B e AB, de forma a serem utilizados em caso de necessidade (Lacerda et al., 2008; Giger, 2009; Tocci, 2010).

#### **4.8 Avaliação dos animais dadores**

A avaliação laboratorial anual consiste num hemograma completo, perfil bioquímico, urianálise e exame de fezes e urina (Abrams-Ogg, 2000).

Antes de cada doação, o histórico do dador deve ser averiguado e o animal deve ser submetido a um exame físico e a testes de controlo laboratoriais, nomeadamente à determinação do valor do hct e doseamento das PT. Se houver qualquer suspeita de desordem, a doação deve ser cancelada. Razões típicas para cancelamento da doação incluem ferimentos por mordedura, vômito agudo, diarreia e sinais de doenças infecciosas. Num programa de doação, os proprietários são aconselhados a relatar tais

eventos. O animal não deve estar sob qualquer tratamento, devido a eventuais efeitos indesejáveis no destinatário e na qualidade do sangue, especialmente se o sangue for depois armazenado, não deve ter histórico de doença grave ou contato com parasitas externos ou outros vetores de doença (Abrams-Ogg, 2000; Lacerda, 2008).

#### **4.9 Maneio dos animais dadores**

Alguns cuidados devem ser tomados durante o procedimento, como procurar fazer a colheita quando o animal estiver em jejum de 12 horas, já que a lipémia pode aumentar a formação de *rouleaux* (empilhamento dos eritrócitos) complicando o teste de compatibilidade e também pode causar ativação plaquetária, embora a lipémia pós-prandial pareça não afetar a qualidade do sangue fresco ou dos produtos armazenados (Abrams-Ogg, 2000).

Deve ser realizada a assépsia adequada antes do procedimento e pressão no local da venopunção após a doação durante dois a cinco minutos para acelerar o processo de coagulação. O animal deve permanecer em observação após a doação entre 15 e 30 minutos, devendo-se monitorizar em relação à presença de fraqueza, mucosas pálidas, pulso fraco e outros sinais de hipotensão. Os gatos são mais sensíveis à doação de sangue do que os cães, sendo mais provável o desenvolvimento de hipotensão após a doação (Abrams-Ogg, 2000; Trent, 2010).

Após a doação é preconizada a reposição volêmica, contudo há variação quanto à solução, indicação da dose e via de administração a utilizar, conforme os autores. Pode ser realizada terapia endovenosa com solução de cloreto de sódio (NaCl) ou solução de lactato de Ringer (LR), de forma a fornecer duas a três vezes o volume de sangue retirado. A administração dos fluidos, deve ser realizada durante e após a colheita de sangue, de forma a não causar hemodiluição imediata (Abrams-Ogg, 2000; Gruffydd-Jones, 2010a).

Depois da recuperação anestésica, deve ser administrado alimentação e água ao animal e recomendar ao proprietário que evite exercícios físicos intensos por alguns dias (Lacerda, 2008).

#### **5. Colheita de sangue**

Existem duas formas de colheita de sangue: a direta, que é feita com o objetivo de uma transfusão imediata, e a indireta, na qual o sangue coletado é armazenado em

recipiente apropriado para a sua conservação para que seja utilizado posteriormente (Gross, 1992).

A colheita do sangue é feita através da veia jugular, e o animal normalmente fica em decúbito lateral, recomendando-se palpar a veia e em seguida realizar a assépsia do local. Em cães de grandes dimensões, o sangue pode também ser colhido por punção da veia cefálica ou femoral, mas tecnicamente é mais difícil e existe um maior risco de formação de hematoma e fibrose da veia após repetidas colheitas (Abrams-Ogg, 2000).

A doação em cães dura em torno de três a dez minutos com vácuo e cinco e quinze minutos sem vácuo. A colheita por mais de quinze minutos não resulta em coagulação se o fluxo sanguíneo for contínuo, mas pode resultar em agregação plaquetária (Abrams-Ogg, 2000; Lacerda, 2008).

Durante a doação, o estado do dador deve ser constantemente monitorizado, através da frequente observação da coloração das mucosas, pulso, FC, FR e pressões sanguíneas. O comportamento também é um importante indicador de potenciais problemas que possam ocorrer durante o procedimento (Nelson & Couto, 2010).

### **5.1 Sistemas de colheita abertos e fechados**

Dependendo sobretudo da espécie à qual o animal dador pertence, podem ser utilizados sistemas de recolha de sangue abertos ou fechados.

Na recolha de ST em cães, é geralmente utilizado um sistema de colheita fechado no qual se encontra presente o anticoagulante, por exemplo CPDA-1, o qual pode apresentar outros compostos que permitam a posterior separação do sangue recolhido nos seus diferentes componentes. Essas bolsas garantem um sistema de colheita fechado, minimizando o risco de contaminação bacteriana, embora não garantam a esterilidade, já que pode ocorrer contaminação com micro-organismos cutâneos. A bolsa de sangue deve ser frequentemente homogeneizada durante a doação para evitar a formação de coágulos (Abrams-Ogg, 2000; Gomes, 2008).

Nos gatos é geralmente utilizado um sistema de colheita aberto, devido ao volume de sangue possível de ser colhido, e ao fluxo sanguíneo, serem demasiado reduzidos (Lucas et al., 2004; Helm & Knottenbelt, 2010; Hohenhaus, 2010).

O sistema de colheita aberto é geralmente constituído por um catéter borboleta de 19 Gauge (G) de calibre ou de 21G, e por uma seringa de 50 ou 60 mL, que contém

geralmente uma proporção de 1 mL de CPDA-1 por cada 9 mL de sangue (Beal, 2008; Giger, 2010; Gruffydd-Jones, 2010a).

Na recolha de sangue através de um sistema de colheita aberto, é recomendada a utilização imediata do sangue ou o seu armazenamento por não mais do que 24 horas após a colheita, devido ao maior risco de contaminação bacteriana, comparativamente à utilização de um sistema de colheita fechado (Beal, 2008; Barfield & Adamantos, 2011).

O *Penn Animal Blood Bank*, banco de sangue da Universidade da Pensilvânia, desenvolveu um sistema fechado de colheita de sangue para gatos, que permite o fracionamento do sangue em CE e plasma fresco congelado (PFC), bem como o seu armazenamento (Giger, 2009).

## **6. Armazenamento e validade do sangue**

Os recipientes de colheita de sangue podem ser de três tipos: frascos de vidro a vácuo, bolsas plásticas e seringas plásticas, sendo as últimas destinadas à colheita de sangue felino. Atualmente, prefere-se a utilização das bolsas plásticas em detrimento dos frascos de vidro, já que a colheita e o armazenamento do sangue em bolsas plásticas causa menor trauma às células, menor ativação das plaquetas e do fator XII, além de ter menor potencial para contaminação bacteriana e facilitar a separação do plasma (Babo, 1998).

Os anticoagulantes mais utilizados são o ácido cítrico, citrato de sódio e dextrose (ACD), o CPD, o CPDA-1 e a heparina. O sangue heparinizado deve ser utilizado, no máximo, até 48 horas após a colheita, e a heparina pode ser diluída na proporção de 450 UI em 6 mL de solução salina, para 100 mL de sangue. Alguns autores defendem a utilização do sangue heparinizado apenas nas 8 horas seguintes à colheita (Authement, 1991, citado por Haldane et al., 2004), devido ao facto da heparina não contribuir por si só para a preservação dos eritrócitos durante o armazenamento a longo prazo (Dunn, 2001; Lanevski & Wardrop, 2001; Reichmann & Pereira, 2001; Boothe, 2003; Lang, 2008; Oliveira & Oliveira, 2009).

Os anticoagulantes devem ser ajustados para um certo volume de sangue e, desta forma, os frascos devem ser cheios de acordo com a instrução do fabricante contida no rótulo, de modo a não permanecer excesso de anticoagulante (Oliveira & Oliveira, 2009).

Nas soluções de ACD, CPD e CPDA-1, o citrato atua como anticoagulante, enquanto que o fosfato, dextrose e adenina constituem os precursores necessários para a produção de adenosina trifosfato (ATP), favorecendo a nutrição e sobrevivência dos eritrócitos, quando o sangue é armazenado por muito tempo. No entanto, para as transfusões imediatas o tipo de anticoagulante não tem tanta importância (Beal, 2008; Lang, 2008).

Existem também soluções aditivas, como a Adsol® e a Nutricel®, que possuem dextrose, adenina, manitol e cloreto de sódio, sendo geralmente adicionadas a CE, permitindo a preservação da função dos eritrócitos durante um maior período de tempo (entre 20 e 37 dias para o Adsol®, e até 35 dias para o Nutricel®), otimizando a manutenção da sua energia e o seu metabolismo durante o armazenamento (Lanevski & Wardrop, 2001).

O sangue deve ser armazenado a uma temperatura entre 1 e 6 °C, na qual há diminuição do metabolismo celular, com produção de menor quantidade de metabolitos tóxicos que se acumulam na glicólise. O efeito mais grave que ocorre nesta fase é a alteração do pH devido ao metabolismo da glicose a lactato, ocorrendo acúmulo de H<sup>+</sup>. O citrato e fosfato agem como tampões, evitando grandes mudanças de pH, suportando o metabolismo energético glicolítico dos eritrócitos de forma a manter a sua viabilidade durante o armazenamento, e portanto a sua sobrevivência está geralmente relacionada com a concentração celular de ATP. As alterações bioquímicas decorrentes da glicólise durante o armazenamento do sangue incluem, redução dos níveis de 2,3 difosfoglicerato (DPG), e alteração da forma discoide dos eritrócitos. O sangue armazenado não é tão eficaz no fornecimento de oxigênio aos tecidos, como o sangue fresco, já que a diminuição da concentração normal de DPG no sangue armazenado, dificulta a liberação de O<sub>2</sub> pela hemoglobina (Babo, 1998; Abrams-Ogg, 2000; Costa et al., 2008).

No sangue armazenado também ocorre diminuição dos níveis da pressão de O<sub>2</sub>, glicose e bicarbonato, elevação da pressão de CO<sub>2</sub> e lactato, diferenças nos conteúdos intra e extracelular de potássio e sódio, de forma que o K<sup>+</sup> no plasma tende a elevar-se. O sangue armazenado apresenta também deficiência de cálcio, plaquetas e fatores de coagulação, diminuição do hct e proteínas plasmáticas (Costa et al., 2008).

Os glóbulos brancos, plaquetas e fatores de coagulação, raramente conseguem sobreviver mais de 24 horas à temperatura ambiente, e começam a formar-se rapidamente, microagregados destes componentes, quatro a seis horas após a colheita. A administração de um grande número destes agregados predispõe a lesão dos capilares pulmonares e edema pulmonar, e por isso, o sangue deve ser sempre filtrado antes ou durante a administração (Michell et al., 1991; Costa et al., 2008).

Em relação aos períodos de armazenamento, o sangue total fresco deve ser utilizado em menos de oito horas. O ST refrigerado pode ser mantido a uma temperatura entre 1 e 6 °C por 28-35 dias, dependendo da solução utilizada, sendo recomendado um período de 35 dias de armazenamento no caso do CPDA-1, e de 21 dias no ACD (Bistner & Ford, 1997; Haldane et al., 2004).

Relativamente aos produtos sanguíneos, o CE deve ser também armazenado entre 1 e 6 °C por 20-37 dias. O ST e o CE armazenados por mais de 14 dias podem conter concentrações de amónia inaceitáveis para pacientes com doenças hepáticas graves, recomendando-se a utilização de sangue fresco para transfusão nestes pacientes. O plasma congelado (PC) deve ficar a uma temperatura de -18 °C e tem validade de um a dois anos. O PFC também deve ser armazenado a -18 °C por três meses ou pode ter validade de um ano se mantido a -30 °C. O plasma rico em plaquetas permanece viável durante três a cinco dias à temperatura ambiente (entre 20 e 24 °C), mas em movimentação constante. O crioprecipitado é válido por um ano a -18 °C, e o crioplasma pobre pode ser mantido a -18 °C por um ano, a 4 °C por 35 dias ou ter validade de cinco anos a -30 °C (Bistner & Ford, 1997; Kristensen & Feldman, 1997; Pereira & Ramalho, 2001; Reichmann & Pereira, 2001).

## **7. Métodos de tipificação sanguínea e testes de compatibilidade**

Wardrop et al. (2005), abordaram a necessidade de uma criteriosa triagem dos dadores de sangue e traçaram diretrizes sobre os exames que devem ser feitos para a seleção de cães e gatos dadores. O objetivo de promover a tipificação sanguínea e os testes de compatibilidade, é prevenir a transfusão de eritrócitos incompatíveis que podem causar reações transfusionais imunomediadas graves que põem em risco a vida do paciente.

É recomendado que os testes de tipificação e compatibilidade sanguínea sejam realizados previamente a todas as transfusões sanguíneas, tanto em cães quanto em gatos, para maximizar o tempo de meia-vida dos eritrócitos transfundidos, minimizar a ocorrência de reações transfusionais, prevenir a sensibilização e a ocorrência de isoeritrolise neonatal, principalmente em gatos (Giger et al., 1995; Lanevski & Wardrop, 2001; Lacerda et al., 2011).

Para aumentar a eficácia e segurança das transfusões sanguíneas, tanto o dador quanto o receptor devem ter o tipo sanguíneo determinado previamente. Diversas técnicas foram, e continuam a ser, desenvolvidas e aplicadas tanto em laboratórios clínicos, como em clínicas e hospitais veterinários. A tipificação sanguínea e o teste de compatibilidade são provas complementares e, sempre que possível, devem ser associadas (Hale, 1995; Giger, 2005; Giger, 2009).

### **7.1 Testes de tipificação**

Os testes de tipificação permitem identificar a presença ou ausência de Ags eritrocitários. O princípio dos métodos utilizados para tipificação sanguínea em medicina veterinária, é a visualização de reações de hemoaglutinação entre os Ags da superfície dos eritrócitos e um reagente contendo antissoro mono ou policlonal específico. As técnicas sorológicas utilizadas em medicina veterinária incluem o método em tubo, o cartão de tipificação e a coluna de gel (Gruffydd-Jones, 2010a; Tocci & Ewing, 2009).

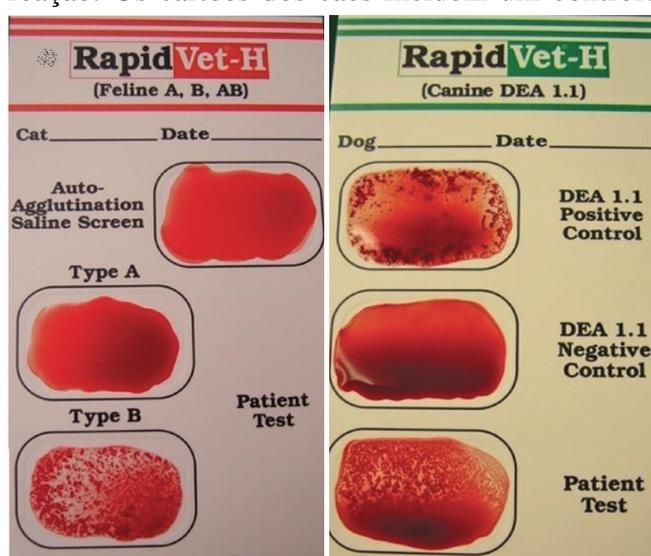
Uma das principais limitações atuais destes testes, é a dificuldade e impossibilidade de testagem de todos os Ags eritrocitários, não permitindo avaliar a totalidade das incompatibilidades entre dois indivíduos. Esta limitação é especialmente relevante nos canídeos, uma vez que não estão disponíveis reagentes para a totalidade dos Ags eritrocitários conhecidos e porque à exceção do DEA 1.1, para o qual existem disponíveis testes rápidos para uso na clínica, a tipificação dos restantes Ags eritrocitários apenas é possível através do recurso a laboratórios especializados (Hale, 1995; Wardrop, 2000).

A rapidez e simplicidade dos testes atualmente disponíveis, nomeadamente o teste rápido de aglutinação em cartão, Rapid Vet-H® (DMS Laboratories, Inc., Flemington, NJ), o teste rápido de imunocromatografia, DME VET® (Alvedia, França),

e o teste em coluna de gel (DiaMed, Suíça), vieram aumentar a eficácia e segurança na medicina transfusional por permitirem a tipificação sanguínea na própria clínica.

O primeiro método a ser desenvolvido foi o Rapid Vet-H®, no Laboratório DMS (Flemington, NJ, EUA), que determina se o sangue do cão é positivo ou não para DEA 1.1, através de uma reação de aglutinação que ocorre quando os eritrócitos que contêm um Ag DEA 1.1 na sua superfície de membrana, interagem com um Ac monoclonal específico para DEA 1.1, disponibilizando o mesmo laboratório, cartões para tipificação de sangue de gatos (Figura 6). Estes cartões de tipificação contêm soros liofilizados, designados de poços de reação. Os cartões dos cães incluem um controlo positivo e negativo, e os dos gatos incluem um poço de autocontrolo.

Uma gota de diluente e uma gota de ST são misturadas em cada poço de reação, sendo depois avaliada macroscopicamente a presença, ou não, de aglutinação. O procedimento é simples, e os resultados são obtidos em menos de dois minutos, sem necessidade de recurso a nenhum equipamento específico. Contudo,



**Figura 6** – Cartões de tipificação Rapid Vet-H® – Gato tipo B (à esquerda) e cão DEA 1.1 positivo (à direita). (Brown & Vap, 2012).

podem ocorrer resultados falsos negativos. É aconselhável a adição de uma maior quantidade de diluente a amostras com reações fracas, e a concentração de amostras de animais muito anémicos (PCV <10%), antes da tipificação (Brown & Vap, 2012).

Mais recentemente, um laboratório de Lion, na França (Alvedia, Lion, França) desenvolveu um método rápido de determinação de sangue tipo DEA 1.1 de cães e dos três tipos de sangue em gatos, com interpretação mais simples e com menor margem de erro (DME VET®) (Figura 7). Este método de imunocromatografia requer a preparação de uma suspensão de células, e a manipulação do dispositivo para colocar corretamente a tira de reação na suspensão, o que permite que os eritrócitos subam na membrana por ação capilar. Assim, os eritrócitos positivos para o Ag em questão, ficam ligados ao Ac impregnado na tira formando uma linha visível. A tira é também impregnada com

material de controlo que deve ser positivo para confirmar a correta realização do teste (Giger, 2005; Brown & Vap, 2012).



**Figura 7** – Método de tipificação sanguínea baseado em anticorpos monoclonais para o grupo sanguíneo DEA 1.1 – Cão DEA 1.1 positivo. (www.alvedia.com/).

Como alternativa, está disponível o teste de tipificação sanguínea de aglutinação em coluna de gel (Figura 8). São microtubos com o reagente suspenso em partículas de gel que agem como filtro. O princípio do teste é a visualização de hemoaglutinação, sendo que as células que não sofrem aglutinação passam pelo gel presente na superfície do tubo, acumulando-se no fundo, enquanto que as células que sofrem aglutinação permanecem suspensas no gel (Giger et al., 2005; Tocci & Ewing, 2009; Brown & Vap, 2012).

Este teste tem como vantagens sobre os testes de cartão, o facto dos resultados serem mais facilmente visualizados e interpretados, além da hemoaglutinação permanecer visível por mais tempo, podendo ser revista posteriormente ou mesmo interpretada por diversas pessoas. A principal desvantagem do teste é o custo de implantação pois é necessário uma centrífugadora específica (Tocci & Ewing, 2009).



**Figura 8** – Teste de tipificação sanguínea por aglutinação em coluna de gel – Gato tipo A (à esquerda) e tipo B (à direita), com os controlos negativos. (Brown & Vap, 2012).

O *Animal Blood Resources International* (Stockbridges, MI, EUA) disponibiliza testes para tipificação de sangue de cães DEA 1.1, 3, 4, 5 e 7 (Teste MSU). O Teste MSU utiliza reagentes contendo Acs policlonais conhecidos contra os Ags eritrocitários anti-DEA 1.1, anti-DEA 3, anti-DEA 4, anti-DEA 5 e anti-DEA 7 (Kessler et al., 2010; Esteves et al., 2011).

Nos casos de resultados com interpretação duvidosa, pode ser adicionado reagente de Coombs canino na solução de eritrócitos a 5% e o teste é novamente realizado. O reagente de Coombs é um reagente que contém anti-imunoglobulinas G,

que se ligam aos Acs do reagente promovendo aglutinação mais exuberante (Wardrop et al., 2005).

## 7.2 Teste de compatibilidade ou *crossmatch*

Os testes de compatibilidade sanguínea não determinam o tipo de sangue do dador ou do recetor, mas avaliam a compatibilidade sorológica, ou seja, avaliam a existência de Acs antieritrocitários incompatíveis e que apresentem significado clínico. A principal importância de se realizar o teste de compatibilidade é que a tipificação sanguínea não previne reações adversas agudas ou tardias resultantes da presença de Acs contra Ags ainda não descritos. Um resultado compatível não significa necessariamente que o dador e o recetor possuem o mesmo tipo sanguíneo, mas indica que não foram detetados Acs no soro do recetor contra os eritrócitos do dador, e não deteta Acs contra plaquetas, leucócitos e proteínas plasmáticas, prevenindo apenas a ocorrência de reação transfusional hemolítica aguda e não as demais reações imunológicas (Gomes, 2008; Giger, 2009; Marques, 2010).

É importante realçar que o teste apresenta baixa sensibilidade em cães que vão receber a primeira transfusão, pois estes não apresentam Acs naturais e dificilmente irão apresentar aglutinação, o que não significa que sejam compatíveis. Também em gatos, a maioria das incompatibilidades surge em animais que já receberam uma transfusão anterior (Gruffydd-Jones, 2010a; Lanevski & Wardrop, 2001).

O teste de compatibilidade é dividido em duas provas, a maior e a menor (Tabela XXV). A prova maior testa Acs do soro do recetor contra os eritrócitos do dador, e a prova menor testa Acs do soro do dador contra os eritrócitos do recetor. As reações de aglutinação podem ser aumentadas se adicionadas de reagente de Coomb's.

A incompatibilidade na prova maior pode resultar numa reação transfusional hemolítica aguda quando os eritrócitos do dador são destruídos por anticorpos do plasma do recetor. A incompatibilidade na prova cruzada menor é menos provável que cause uma reação de transfusão devido ao volume de plasma do dador ser pequeno e tornar-se marcadamente diluído no recetor (Gruffydd-Jones, 2010a).

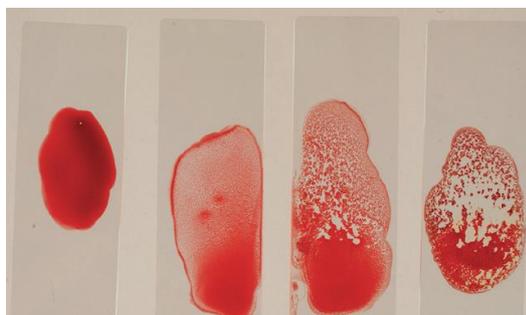
A interpretação dos resultados deve considerar tanto a aglutinação, quanto a presença de hemólise em relação ao controlo, com avaliação macroscópica (Figura 9), seguida de avaliação microscópica (Giger, 2009).

**Tabela XXV** – Prova maior e menor do teste de compatibilidade. (Lanevski & Wardrop, 2001).

Etapa	Descrição
1	Centrifugação da amostra de ST e separação do soro e do CE, do dador e do paciente.
2	Lavagem do CE obtido: resuspensão de 0,25mL de CE em 2-4mL de solução de NaCl seguida de centrifugação e posterior remoção do sobrenadante. Repetir este procedimento três vezes.
3	Resuspender 0,1-0,2mL do CE lavado, em 4,8mL de solução de NaCl para obter uma amostra com eritrócitos entre 2 e 4%.
4	Identificar três tubos: prova maior, prova menor e controlo.
Prova maior	Duas gotas do soro do recetor com uma gota da suspensão de eritrócitos do dador.
Prova menor	Uma gota da suspensão de eritrócitos do recetor com duas gotas do soro do dador.
Controlo	Uma gota da suspensão de eritrócitos do recetor com duas gotas de soro do recetor, e o mesmo é feito com as amostras do dador.
5	Incubar as amostras durante 15 minutos a 37 °C.
6	Centrifugar durante 15 segundos.

Legenda: ST – sangue total; CE – concentrado de eritrócitos.

Macroscopicamente, numa reação compatível não deve haver aglutinação ou hemoaglutinação e quando os tubos são rodados, os eritrócitos devem flutuar livremente. O sobrenadante deve estar livre de hemólise. Na análise microscópica, uma gota da mistura de eritrócitos e soro é colocada sobre uma lâmina e observada ao microscópio.



**Figura 9** – Observação macroscópica da prova de compatibilidade. Da esquerda para a direita, reação compatível (sem aglutinação) e reação incompatível (aglutinação 1+, 2+ e 3+). (Brown & Vap, 2012).

Os eritrócitos devem ser vistos como células individuais, e não em aglomerados. A presença de qualquer uma das reações mostra que existe incompatibilidade sanguínea entre o dador e o recetor: reação presente na prova maior mostra que o recetor possui Acs contra os eritrócitos do dador, já reação presente na prova menor mostra que o

dador possui Acs contra os eritrócitos do recetor (Lanevski & Wardrop, 2001; Gruffydd-Jones, 2010a).

O teste de Coombs, ou teste de anti-imunoglobulina, é utilizado para detetar Acs na membrana dos eritrócitos. Pode ser utilizado de duas formas: o teste direto, que deteta a presença de Ig ligadas à superfície dos eritrócitos; e o teste indireto, que deteta a presença de Acs contra Ags da membrana dos eritrócitos que ficaram no plasma. O teste de Coombs indireto é a forma utilizada nos testes de compatibilidade, pois é capaz de detetar os Acs que apesar de sensibilizar os eritrócitos não promoveram aglutinação (Wardrop et al., 2005).

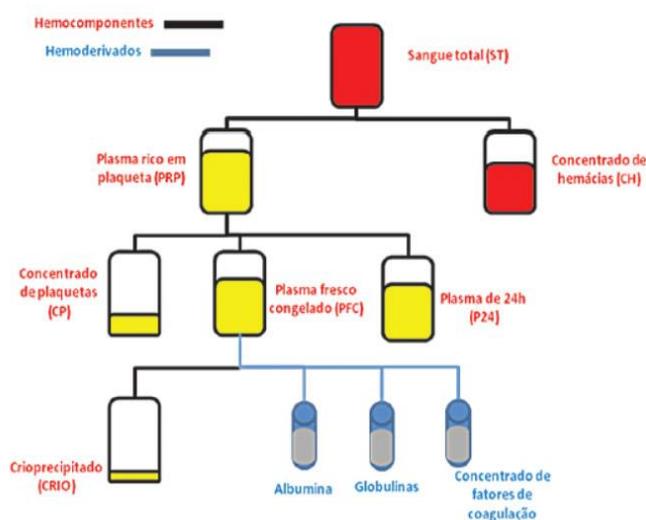
Assim como nos testes de tipificação sanguínea, testes de compatibilidade em coluna de gel estão disponíveis comercialmente (DiaMed, Suíça) e mostram ser simples e sensíveis, além de apresentarem uma boa padronização para processamento e interpretação (Swarup et al., 2007; Kessler et al., 2010).

## 8. Produtos Sanguíneos

Após o sangue ser colhido em bolsas contendo anticoagulante, os seus diferentes componentes podem ser processados em CE, concentrado de plaquetas (CP), plasma fresco (PF), PFC e crioprecipitado.

Os subprodutos do sangue incluem os seus componentes e derivados (Figura 10). Os componentes sanguíneos são subprodutos obtidos através de centrifugação, ou, menos comumente, através de aférese, e os derivados sanguíneos, são os produtos proteicos preparados por métodos bioquímicos para processar grandes quantidades de plasma. Os componentes sanguíneos mais utilizados

são os eritrócitos e o plasma. Os derivados do sangue, incluem soluções de albumina, Igs intravenosas e fatores de coagulação, mas têm, uma utilização relativamente limitada em comparação com os componentes do sangue (Abrams-Ogg, 2000).



**Figura 10** – Hemocomponentes e hemoderivados obtidos a partir do sangue total. (<http://fundacaohemoba.blogspot.pt/>).

Os subprodutos sanguíneos permitem que mais de um paciente possa beneficiar de apenas um dador e reduzem os riscos de uma reação transfusional contra os outros componentes desnecessários, pois muitas vezes o paciente que requer uma transfusão precisa de apenas um componente sanguíneo específico. Os componentes sanguíneos felinos são mais difíceis de preparar devido ao menor volume envolvido, daí que o ST fresco continue a ser o produto mais frequentemente utilizado em transfusões felinas (Barfield & Adamantos, 2011).

A escolha do produto mais adequado deve basear-se no valor do hct do paciente, e do ritmo, quantidade e tipo de elementos perdidos pelo animal, bem como qual o produto que apresenta o maior benefício e o menor risco, para o paciente (Lanevski & Wardrop, 2001; Haldane et al., 2004).

### **8.1 Sangue total fresco e sangue total armazenado**

O ST corresponde ao sangue colhido do animal dador, ao qual é adicionado um anticoagulante, sendo por vezes o único produto sanguíneo disponível, devido ao processo de separação ser caro e exigir pessoas qualificadas (Trent, 2010).

O ST é considerado fresco até oito horas após a colheita e à temperatura ambiente (20-24 °C), passando a chamar-se após este período, de ST armazenado, devendo ser mantido refrigerado (1-6 °C), permanecendo viável por 35 dias quando mantido em CPDA-1. Se a refrigeração for interrompida por mais de 30 minutos, o produto sanguíneo deve ser utilizado no prazo de 24 horas. A administração do ST fresco deve ser feita até quatro horas para diminuir o risco de contaminação e colonização bacteriana (Abrams-Ogg, 2000).

O ST fresco contém eritrócitos, leucócitos, plaquetas, fatores de coagulação e proteínas séricas, perdendo as plaquetas durante o armazenamento a sua viabilidade (Gomes, 2008). Do mesmo modo, a atividade dos fatores de coagulação, por exemplo o fator V (potencialmente útil no tratamento de coagulação intravascular disseminada (CID)), o fator VIII (essencial no tratamento da hemofilia A), e o fator de Von Willebrand, diminuem no sangue refrigerado devido à degradação proteolítica, sendo nestas situações preferível a utilização de ST fresco ao armazenado (Abrams-Ogg, 2000; Chiaramonte, 2004).

O ST fresco ou armazenado tem como principal indicação situações de anemia por hemorragia aguda, com a finalidade de repor os eritrócitos e restabelecer a volêmia, aumentando a pressão oncótica e otimizando o aporte de oxigênio. O ST fresco, é também indicado em anemias devido a distúrbios da coagulação, a menos que outros produtos sanguíneos e/ou tratamentos possam ser administrados concomitantemente para resolver os defeitos hemostáticos. Por último, pode usar-se ST fresco em animais anêmicos e trombocitopênicos. Já em pacientes trombocitopênicos não anêmicos o ST é contraindicado, devendo-se utilizar neste caso o CP (Abrams-Ogg, 2000; Lanevski & Wardrop, 2001; Haldane et al., 2004).

O ST armazenado pode ser utilizado em anemias com hipoproteinemia, já que possui eritrócitos e proteínas séricas, não sendo o componente apropriado para casos de anemias causadas por coagulopatias ou trombocitopênia, já que estas situações requerem fatores de coagulação e plaquetas (Haldane et al., 2004).

O volume de sangue administrado deve ser baseado nas perdas anteriores, atuais e futuras estimadas, e no valor do hematócrito que se pretende obter com a realização da transfusão sanguínea (Nelson & Couto, 2010).

## **8.2 Concentrado de eritrócitos**

O CE é obtido na primeira centrifugação do ST ou por sedimentação. Deve ser mantido refrigerado entre 1 e 6 °C, e permanece viável por 20 dias quando mantido em CPDA-1 (Abrams-Ogg, 2000).

O CE tem vantagens em relação ao ST fresco ou armazenado, pois repõe a mesma quantidade de eritrócitos com menor volume, beneficiando os pacientes cardiopatas e nefropatas, predispostos a uma sobrecarga circulatória, diminui a exposição ao citrato, a proteínas e a Ags introduzidos pelas plaquetas e leucócitos (Stone et al, 1992).

A sua utilização está também indicada para pacientes com hemorragia crônica, eritropoiese ineficiente e hemólise, ou seja, pacientes anêmicos normovolêmicos. A transfusão de eritrócitos é normalmente indicada quando os valores de hemoglobina estiverem abaixo de 7g/dL (Barfield & Adamantos, 2011).

Uma unidade de CE canina (Figura 11), apresenta um volume total de 250-300ml, e um hct de 55 a 80% no cão e 45 a 65% em gatos, dependendo do hct do dador,

do volume de plasma residual e da quantidade de solução preservativa presente na bolsa. Geralmente 2 mL de CE transfundidos por Kg do peso do recetor, aumenta o seu PCV em 2%. Para diminuir a viscosidade e facilitar o fluxo sanguíneo, o CE deve ser diluído com solução de NaCl a 0,9% e aquecido antes do uso (10ml de NaCl a 0,9% para 30-40ml de CE). A dose de administração é inferior à recomendada para o ST, variando entre 6 e 10 mL/Kg. Caso tenha sido adicionada uma solução aditiva, a dose de administração deve ser de 9-15 mL/Kg (Abrams-Ogg, 2000; Gomes, 2008; Haldane et al., 2004; Hohenhaus, 2010; Trent, 2010).



**Figura 11** – Unidade de concentrado de eritrócitos.

(<http://fundacaohemoba.blogspot.pt/>).

### 8.3 Concentrado de plaquetas

O CP é obtido por centrifugação ou aférese do plasma rico em plaquetas. A bolsa de CP contém um volume de 50 a 70ml, tem duração de cinco dias e deve ser mantida à temperatura ambiente e em constante agitação, não devendo ser aquecida nem refrigerada devido ao risco de alteração na sua função (Kristensen & Feldman, 1995; Abrams-Ogg, 2000).

A indicação primária do CP é o paciente trombocitopénico por diminuição da produção de plaquetas, associado por exemplo a leucemia e anemia aplástica. Pode também ser utilizado em casos de aumento do consumo de plaquetas, como na CID, em casos de sequestro, como na esplenomegália, e em casos de aumento da destruição de plaquetas, como em situações de trombocitopénia imunomediada, porém, nestas situações referidas, a administração de CP é menos eficiente. Se a perda ou disfunção plaquetária está a provocar hemorragia contínua, é também indicada a transfusão de CP. A transfusão de plaquetas pode ser terapêutica, quando há hemorragia e a contagem de plaquetas for inferior a 50.000/  $\mu\text{L}$ , e profilática para prevenir a hemorragia, principalmente quando o animal for submetido a algum procedimento cirúrgico (Haldane et al., 2004; Gomes, 2008).

Por ser de menor volume, quando comparada com as unidade de ST ou de CE, uma unidade de CP permite a transfusão de grandes quantidades de plaquetas sem a transfusão simultânea de eritrócitos ou plasma, diminuindo os riscos de reações

transfusionais. A dose inicial recomendada é uma unidade de CP (50-70 mL) por cada 10 kg de peso corporal, e a administração pode ser feita numa hora (Abrams-Ogg, 2000; Gomes, 2008).

#### **8.4 Plasma fresco, plasma fresco congelado e crioprecipitado**

O PF é o plasma que foi separado dos eritrócitos até oito horas após a colheita e imediatamente transfundido. O PFC é o plasma que foi separado e colocado a  $-18\text{ }^{\circ}\text{C}$ , ou menos, dentro de oito horas após a colheita. As suas características como fatores de coagulação, albumina, antitrombina, proteínas e antiproteases permanecem viáveis até um ano (Abrams-Ogg, 2000; Chiaramonte, 2004).

As indicações do uso de PFC incluem deficiência congénita ou adquirida de fatores de coagulação, principalmente deficiência do fator de Von Willebrand em cães, tratamento de coagulopatias (como falência hepática, hemorragia devido a intoxicação por antagonistas da vitamina K e CID), e para aumentar os níveis de enzimas protetoras, como  $\alpha 1$ -antitripsina e  $\alpha 2$ -macroglobulinas. Pode ser também utilizado para aumentar a pressão oncótica plasmática, em situações de efusão pleural severa e edema pulmonar (Chiaramonte, 2004; Haldane et al., 2004).

A dose inicial da administração de PF ou PFC é de 10-30 mL/kg, mas um maior volume pode ser necessário se a hemorragia ou defeito adquirido na coagulação persistirem (Abrams-Ogg, 2000).

Após um ano de armazenamento, o plasma é denominado PC, ocorrendo a perda de ação dos fatores V, VIII e de Von Willebrand da coagulação, porém ainda contém os fatores dependentes da vitamina K, os fatores II, VII, IX e X da coagulação. É indicada a sua utilização em situações de deficiência dos fatores não-lábeis da coagulação, como na intoxicação por rodenticidas. Pode ser armazenado como tal por mais quatro anos, a uma temperatura igual ou inferior a  $18\text{ }^{\circ}\text{C}$  negativos (Chiaramonte, 2004; Helm & Knottenbelt, 2010).

O crioprecipitado é obtido pelo descongelamento lento do PFC, em temperatura de  $1\text{ a }6\text{ }^{\circ}\text{C}$  com posterior centrifugação. É enriquecido nos fatores VIII, de Von Willebrand e em fibrinogénio, sendo o produto de escolha para o tratamento de hemorragia devido a hemofilia A, doença de Von Willebrand, CID, síndrome de disfunção de múltiplos órgãos e hipofibrinogénemia. Contém também fator de

coagulação XIII, fibronectina e,  $\alpha$ 2-macroglobulinas do plasma original. A dose recomendada é 12-20mL/Kg a cada dez ou 12 horas, até que a hemorragia seja controlada. A vantagem principal da utilização de crioprecipitado é que permite transfusões repetidas de concentrados de fatores de coagulação, sem um grande volume transfundido, reduzindo assim o risco de reações transfusionais (Abrams-Ogg, 2000; Dunn, 2001; Chiaramonte, 2004; Gomes, 2008).

Na tabela XXVI, é feito um resumo dos principais produtos sanguíneos, no que diz respeito às indicações da sua utilização e doses recomendadas.

**Tabela XXVI** – Resumo dos principais produtos sanguíneos, indicações e doses. (Gomes, 2008).

Produto	Indicações	Dose *	Observações
Sangue total fresco	Anemia hipovolêmica, anemia com alterações hemostáticas	20mL/kg para elevar em 10% o hct	Risco de sobrecarga de volume em animais normovolêmicos
Sangue total armazenado	Anemia hipovolêmica	20mL/kg para elevar em 10% o hct	Não preserva plaquetas nem fatores de coagulação
Concentrado de eritrócitos	Anemia	10mL/kg para elevar em 10% o hct	Ideal para pacientes normovolêmicos
Concentrado de plaquetas	Trombocitopénia	5-7mL/kg, repetir, se necessário	Indicação terapêutica e profilática
Plasma fresco congelado	Coagulopatia hereditária e adquirida (CID, sepsis, hepatopatia, neoplasia, coagulopatia dilucional, dicumarínicos), pancreatite aguda, hipoproteinémia	10-30mL/kg, repetir, se necessário (dose recomendada: 10 mL/kg)	Múltiplas transfusões podem ser necessárias devido à reduzida meia-vida dos fatores de coagulação. Repetir duas a três vezes por três a cinco dias ou até parar a hemorragia

Produto	Indicações	Dose *	Observações
Plasma congelado	Hipoproteinémia, hipoglobulinémia	10-30mL/kg, repetir, se necessário (dose geralmente recomendada: 10 mL/kg)	Indicado no tratamento das hipoproteinémias a curto prazo. Repetir duas a três vezes por três a cinco dias ou até parar a hemorragia
Crioprecipitado	Hemofilia, doença de Von Willebrand	12-20mL/Kg (repetir se necessário)	Administrar 30 min antes da cirurgia

Legenda: hct – hematócrito; \* – A dosagem de qualquer produto sanguíneo é simplesmente uma orientação inicial para a transfusão, dependendo do objetivo e de patologias concomitantes.

### 9. Indicação para a realização de transfusão

A maior incidência de transfusões sanguíneas ocorre em pacientes com anemia decorrente da perda de sangue aguda ou crônica, hemólise ou não produção de eritrócitos pela medula óssea, que corresponde à hipoplasia ou aplasia da medula óssea. A transfusão sanguínea é também indicada em caso de coagulopatia e, mais raramente, noutras condições, como trombocitopenia, hipoproteinémia, hipovolémia e transferência de imunidade passiva (Knottenbelt et al., 1999a; Andrade, 2002; Giger, 2010; Brown & Vap, 2012).

A anemia é definida como a presença de eritrócitos, concentração de hemoglobina e/ou hct abaixo dos valores normais de referência. Raramente é uma doença primária, sendo geralmente o resultado de um processo generalizado. A anemia é classificada de acordo com a morfologia dos eritrócitos, mecanismos patogênicos e resposta eritroide da medula óssea. O objetivo de se classificar as anemias em vários tipos é determinar possíveis mecanismos pato-fisiológicos e causas prováveis (Lopes et al., 2008).

As alterações clínicas numa situação de anemia, como palidez das membranas mucosas, apatia, menor tolerância ao exercício, aumento da FC e FR, e sopros cardíacos, estão geralmente relacionadas com a menor oxigenação dos tecidos e com os mecanismos compensatórios, tais como aumento do débito cardíaco, diminuição da viscosidade do sangue, diminuição da afinidade do oxigênio com a hemoglobina e

vasoconstrição periférica. Ao administrar-se a transfusão sanguínea, ocorre um aumento da concentração de hemoglobina, melhorando o transporte de oxigénio e o seu aporte às células, esperando-se que haja uma melhoria do estado clínico do paciente e das insuficiências funcionais resultantes de uma deficiente oxigenação decorrente da anemia (Prittie, 2003; Jutkowitz, 2004; Thrall, 2007; Hohenhaus, 2010).

Em relação à prevalência das causas de anemia indicativas da realização de uma transfusão de sangue encontradas em estudos anteriores, Kerl e Hohenhaus (1993) referiram a anemia devido a hemorragia como principal motivo para a realização de transfusões em cães, representando 70% dos casos, seguido de hemólise, com 22% e da hipoplasia da medula óssea, com 8%.

No caso dos gatos, os valores são variáveis consoante os autores. A prevalência da anemia por perda de sangue, como indicativa para a realização de transfusão sanguínea, variou em estudos realizados entre 20,6% e 52%, a da anemia por hemólise entre 10% e 14%, e a da anemia não regenerativa variou entre 34% e 52,8% (Weingart, et al. 2004; Klaser et al., 2005; Korman et al., 2012).

## **9.1 Fatores a considerar na decisão de realizar uma transfusão de sangue**

A indicação da transfusão de sangue deve ser baseada principalmente no histórico e severidade dos sinais clínicos, parâmetros laboratoriais do animal e causa subjacente (Pereira & Ramalho 2001; Giger, 2010).

### **9.1.1 Sinais clínicos**

É importante ter em conta que os sinais clínicos apresentados por um animal com anemia, como palidez das membranas mucosas, apatia, taquicardia, taquipneia e sopros cardíacos, dependem da duração e gravidade da anemia. Assim, animais com anemia crónica podem apresentar sinais clínicos mais subtis devido ao desenvolvimento de mecanismos compensatórios. O facto de o animal demonstrar sintomatologia associada à anemia constitui uma das indicações para a realização de uma transfusão (Abrams-Ogg, 2010; Thrall, 2007; Callan, 2010; Hohenhaus, 2010).

Por outro lado, sinais de hipóxia desenvolvem-se mais rapidamente em pacientes hipovolémicos, sendo que animais pequenos com hemorragia grave podem necessitar de transfusões sanguíneas mesmo quando o seu hct se encontra acima de 20%. O mesmo

não acontece em pacientes anémicos normovolémicos em repouso, os quais podem tolerar valores de hct entre 5% a 10% sem necessidade de receberem uma transfusão sanguínea. Assim sendo, parâmetros como a avaliação das membranas mucosas e TRC, são necessários para avaliar a hipovolémia e a necessidade de transfusão de sangue (Giger, 2005; Giger, 2010; Barfield & Adamantos, 2011).

### **9.1.2 Valor do hematócrito e/ou hemoglobina**

Os valores do hct ou da concentração de hemoglobina de um determinado paciente não devem atuar como critérios únicos na decisão de realizar uma transfusão. Isto deve-se ao facto de em animais com hemorragia aguda e anemia hipovolémica, a diminuição do hct só poder ser determinada quando houver uma reposição do volume total de sangue, de forma a não se obterem valores falsamente elevados. Deve notar-se que os animais com perda de sangue hiperaguda não mostram uma queda no PCV por horas até alterações nos fluidos terem ocorrido. Animais com anemia rapidamente progressiva precisam de ser transfundidos muito mais cedo, quando o hct ainda está em torno ou acima de 20%, enquanto os pacientes com anemias crónicas podem suportar valores de hct mais baixos. Os valores limite estabelecidos por diferentes autores como indicativos da realização de transfusão encontram-se detalhados mais à frente (Jutkowitz, 2004; Giger, 2005; Callan, 2010; Giger, 2010; Hohenhaus, 2010; Nelson & Couto, 2010; Barfield & Adamantos, 2011).

### **9.1.3 Anemia crónica e anemia aguda**

Como já foi referido, animais com anemia crónica toleram valores mais baixos de hct, devido ao desenvolvimento de mecanismos compensatórios, como um aumento do débito cardíaco, pelo aumento do volume de ejeção através da retenção de sódio e água, e do aumento da eficácia da hemoglobina em receber oxigénio e libertá-lo para os tecidos, que também aumentam a sua taxa de extração de oxigénio (Jutkowitz, 2004; Callan, 2010; Helm & Knottenbelt, 2010; Hohenhaus, 2010; Barfield & Adamantos, 2011).

A rapidez com que o hct diminui é também um fator importante na decisão de efetuar ou não uma transfusão, já que um animal com uma hemorragia aguda pode necessitar de uma transfusão com um valor mais elevado de hct, relativamente a um

animal com um decréscimo gradual do mesmo (Prittie, 2003; Jutkowitz, 2004; Miller, 2009; Helm & Knottenbelt 2010).

#### **9.1.4 Causa subjacente ou doença concomitante**

A anemia constitui-se raramente numa doença primária e geralmente é o resultado de um processo generalizado. Portanto, é necessário que se saiba a causa da anemia para que o tratamento racional seja empregado. Assim, a presença de uma doença concomitante vai influenciar a necessidade do animal em receber uma transfusão. A transfusão sanguínea é uma terapia de suporte, não constituindo uma cura, auxiliando no tratamento de patologias existentes ou permitindo investigar e determinar qual a doença que está na origem do problema, aumentando as hipóteses de sucesso e de sobrevivência do paciente (Prittie, 2003; Lopes et al., 2008; Helm & Knottenbelt, 2010).

Por outro lado, animais com doenças cardiovasculares, renais e/ou pulmonares, terão uma menor tolerância à anemia, podendo necessitar de uma transfusão sanguínea com valores de hct mais elevados (Jutkowitz, 2004).

#### **9.2 Situações indicativas para transfusão**

A realização de uma transfusão de sangue deve sempre ter em conta a associação de diferentes fatores, contudo as situações seguintes são indicativas da sua realização:

1. Alterações nos valores de hemoglobina e do valor de hct. Hemoglobina igual ou inferior a 5g/ dL e hct igual ou inferior a 15% no cão, e hemoglobina igual ou inferior a 4g/ dL e hct igual ou inferior a 12%, no gato, é segundo Reichmann & Pereira, (2001), indicativo da realização de transfusão, de forma a evitar danos nos órgãos vitais em consequência de hipóxia grave. Quando mais de 30% do volume sanguíneo total é perdido, isto é, aproximadamente 30 mL/kg no cão, e 20 mL/kg no gato, ou em casos de hemorragia aguda com pobre resposta ao tratamento convencional de choque, deve-se recorrer à hemoterapia (Roush, 1999). Mais recentemente, Barfield & Adamantos (2011) elegeram um valor limite de hct de 21%, correspondente a uma concentração de hemoglobina de 7 g/dL (ou mesmo de 10 g/dL, caso o animal necessite de realizar uma cirurgia);

2. Alterações no valor do hct. Hematócrito inferior a 12% é segundo Prittie (2003), o limite para a realização de uma transfusão, uma vez que de acordo com

estudos realizados em medicina humana, para menores valores de hct, existe um risco de ocorrência de insuficiência multisistêmica (Prittie 2003). Helm e Knottenbelt (2010), e Hohenhaus, (2010), apontaram um valor limite de 10%, já que em torno deste valor, o miocárdio sofre hipóxia, deixando de conseguir compensar a anemia (Chapler & Cain, 1986, citado por Hohenhaus, 2010). Pode também ser indicativo a realização de transfusão para valores de hct até 17%, caso o paciente esteja muito debilitado e com sinais clínicos de hipotermia, mucosas pálidas, TRC aumentado e taquicardia, em caso de anemia não regenerativa, para correção de anemia anterior à cirurgia ou em anemia causada por *Ehrlichia* ou *Babesia* (Andrade, 2002; Braga, 2008);

3. Coagulopatia e trombocitopénia com hemorragia ativa, antes ou durante procedimentos cirúrgicos. Para os casos de trombocitopénia, o valor geralmente aceite para transfusão de plaquetas é uma contagem de plaquetas de 10.000 /  $\mu\text{L}$  (Brown & Vap, 2012);

4. Hipoproteinémia aguda como resultado de queimaduras severas, ou crónica devido a perdas hepáticas, renais ou intestinais ou resultante de prolongada inanição, infeções ou intoxicações (Hoskins & Authement, 1993);

5. Hipovolémia, em caso de necessidade de expansão aguda de volume (Babo, 1998);

6. Hemorragias, devido a trauma, problemas hepáticos ou renais, parasitas sanguíneos e intestinais, e cirurgias prolongadas e muito hemorrágicas (Gross, 1992; Sherding, 1988; Braga, 2008);

7. Como terapia inespecífica estimulante, com a finalidade de restabelecer a resistência dos animais, em casos de convalescença prolongada decorrente de tratamentos cirúrgicos, e em situações de hipoglobulinémia, sobretudo para a reposição de IgG em neonatos que não ingeriram o colostro (Navarro & Pachaly, 1994; Lang, 2008);

8. Outras causas, como intoxicações por dicumarínicos (Braga, 2008), neutropénia grave (Reichmann & Pereira, 2001), leucopénia (Lubas, 1996), septicémia/endotoxémia (Silva, 2009), isoeritrólise neonatal, doença de Von Willebrand, hemofilia (Babo, 1998) e CID (Pereira & Ramalho, 2001).

## 10. Administração de sangue

Antes ou durante a administração, o sangue deve ser filtrado utilizando um filtro com poros de 150-170  $\mu\text{L}$ , em cães de raça média e grande, que permite a remoção de coágulos, agregados plaquetários e gordura. Caso se justifique podem ser utilizados filtros de menor calibre, com poros de 80  $\mu\text{L}$  (Baxter 4C2223<sup>®</sup>), ou mesmo de 20  $\mu\text{L}$  (Gesco<sup>®</sup>), que são projetados para remover microagregados da degeneração de plaquetas, leucócitos e fibrinogénio, e que podem ser utilizados em gatos, cães de raça pequena e pacientes pediátricos (Abrams-Ogg, 2000; Beal, 2008; Giger, 2010; Brown & Vap, 2012).

O sangue refrigerado deve ser agitado e aquecido (até 37 °C) antes ou durante a administração, para evitar o desenvolvimento de hipotermia e vasoconstrição no recetor, particularmente em cães ou gatos pequenos, e também quando transfusões de grandes volumes ou com elevada taxa de infusão estão previstas, já que a infusão rápida de líquidos frios é arritmogénica. No entanto, o excessivo aquecimento deve ser evitado porque pode ocorrer a precipitação de fibrinogénio ou autoaglutinação com diminuição da viabilidade dos eritrócitos e aumento do risco de crescimento microbiano.

O sangue é usualmente administrado pela veia cefálica, safena ou jugular. No cão, usa-se geralmente um catéter de 16-19G na veia jugular ou de 18-20G numa veia periférica, sendo os catéteres de maior calibre preferíveis para a administração de CE. Em gatos, podem ser usados catéteres de menor calibre, como 22G. A infusão intraóssea pode ser usada em pequenos animais, neonatos ou animais com circulação periférica pobre. Para administrar fluidos ou sangue por via intraóssea, a pele sobre o fémur é preparada cirurgicamente, e a pele e o periósteo da fossa troncatérica femoral são anestesiados com lidocaína a 1%. Uma agulha para medula óssea (18G) é introduzida na cavidade medular paralela à diáfise do fémur. A sucção com uma seringa de 10 mL deve fornecer elementos da medula óssea (gordura, sangue), confirmando a correta colocação da agulha. Os recém-nascidos podem ainda ser transfundidos por via intraperitoneal, sendo que cerca de 50% dos eritrócitos são absorvidos para a circulação a partir da cavidade peritoneal em 24 horas, e 70% dentro de 48-72 horas, tendo no entanto uma vida útil mais curta (Abrams-Ogg, 2000; Nelson & Couto, 2010).

Se a fluidoterapia com soluções cristaloides for indicada durante a transfusão ou se for necessária a sua utilização para a reconstituição de componentes do sangue, como

o CE, deve usar-se apenas fluidos que contém solução salina, por exemplo a 0,9%. O sangue não deve ser administrado com solução de dextrose a 5%, por causar inchamento e lise dos eritrócitos, e com solução salina hipotónica, por causar lise dos eritrócitos. É também contraindicada a utilização de solução de LR pelo facto de causar a quelação do cálcio com o citrato, contido no anticoagulante, podendo ocorrer conseqüentemente a formação de coágulos (Nelson & Couto, 2010; Brown & Vap, 2012).

As transfusões subsequentes, se necessárias, devem ser realizadas, preferencialmente, até cinco dias após a primeira, para minimizar o risco de sensibilização e reações adversas (Braga, 2008).

### 10.1 Cálculo do volume de sangue

A quantidade de sangue a ser transfundida é determinada de acordo com o peso corporal do recetor, o volume de sangue estimado, o PCV do recetor e do dador, e a finalidade da terapia. O objetivo da transfusão em pacientes com anemia é aumentar o hct pós-transfusional para 25-30%, em cães e 15-20%, em gatos. Em pacientes com distúrbios hemostáticos, o objetivo é controlar a hemorragia (Kristensen & Feldman, 1997; Andrade, 2002). A orientação para pequenos animais é de 10-15 mL/kg de CE ou 20 mL/kg de ST para aumentar o hct em 10%, se o dador tiver um hct de aproximadamente 40% (Brown & Vap, 2012).

O volume total do componente administrado depende de diferentes fatores e pode também ser calculado utilizando a seguinte fórmula (Pichler & Turnwald, 1985, citado por Helm & Knottenbelt, 2010):

$$\text{Peso recetor (kg)} \times K \times ((\text{hct desejado} - \text{hct paciente})/(\text{hct unidade})),$$

onde: K = constante: 90 (cão) e 66 (gato) e hct = valor do hematócrito.

A dosagem que deve ser administrada de cada componente sanguíneo encontra-se descrita na tabela XXVI.

### 10.2 Taxa de administração

A velocidade à qual o sangue deve ser transfundido depende da situação clínica do paciente, devendo ser feita uma avaliação individual para estabelecer uma taxa de infusão adequada (Cotter & Rentko, 1996; Brown & Vap, 2012).

De maneira geral, aconselha-se a velocidade inicial de infusão endovenosa de 5 mL/kg/h durante os primeiros dez a quinze minutos. Durante este período, deve observar-se se há manifestação de se estar a desenvolver uma reação transfusional no recetor. Caso não surjam sinais clínicos como hipertermia, vômito, edema, entre outros, a taxa pode então ser aumentada para 10 mL/kg/h. Em doentes hipovolémicos a taxa de administração pode ser aumentada para 20 mL/kg/h, enquanto que nos doentes com insuficiência renal, cardíaca ou hepática deve ser mantida a 2 mL/kg/h para impedir sobrecarga circulatória (Gruffydd-Jones, 2010a; Trent, 2010).

Para prevenir a contaminação bacteriana, o sangue não deve ser exposto à temperatura ambiente durante a administração, por mais de quatro a seis horas, sendo considerado contaminado após seis horas de exposição à temperatura ambiente. Se for necessário, dois volumes pequenos de sangue podem ser sucessivamente administrados. Porém, a administração muito rápida de sangue, pode causar salivação, vômitos e fasciculação muscular. A monitorização com eletrocardiograma (ECG) é recomendada quando são utilizadas taxas de infusão mais elevadas, especialmente com grandes volumes (Nelson & Couto, 2010; Brown & Vap, 2012).

### **10.3 Monitorização do paciente – parâmetros avaliados e sua frequência**

Antes da transfusão, recomenda-se a obtenção do histórico de transfusões prévias, de possíveis reações transfusionais ocorridas, e suspeita de doenças hematológicas imunomediadas, devido à sua influência na sobrevivência das células transfundidas. A avaliação pré transfusional do paciente pode ser realizada pela avaliação da coloração das mucosas, FC, FR, TR e coloração da urina e plasma, e pela determinação do valor do hct e PT (Kristensen & Feldman, 1995; Chiaramonte, 2004).

A deteção precoce de reações transfusionais é essencial para a prática segura de transfusões, sendo importante observar durante a transfusão a atitude do paciente, a FC, a FR, a TR, a qualidade do pulso, as pressões sanguíneas e a coloração das mucosas (Figura 12) (Chiaramonte, 2004; Hansen, 2006; Callan, 2010).

Os parâmetros acima mencionados devem ser monitorizados a cada 15 minutos durante a primeira hora, e de hora a hora assim que se atinja o ritmo de infusão pretendido e não sejam detetadas quaisquer reações transfusionais. O hct deve ser monitorizado após uma, 24 e 72 horas da transfusão para acompanhamento da

sobrevivência e viabilidade das células transfundidas. Este parâmetro deve ser cuidadosamente avaliado, uma vez que numa hemorragia aguda, a determinação precoce do valor do hct nem sempre reflete a perda de sangue real do paciente, pois é perdido ST e o rácio eritrócitos-plasma permanece inalterado. Desta forma, o hct só diminui quando é iniciada fluidoterapia, ou quando os mecanismos de compensação do paciente são ativados e os fluidos passam do espaço extravascular para o espaço intravascular. As proteínas plasmáticas devem ser avaliadas juntamente com o hct, dado que a sua diminuição pode ser um indicador precoce de hemorragia aguda, já que, num período inicial, a contração esplénica pode manter o hct dentro de valores considerados normais (Chiaromonte, 2004; Jutkowitz, 2004; Nelson & Couto, 2010).



**Figura 12** – Monitorização de gato durante a realização da transfusão sanguínea. HVC.

Também é aconselhada a monitorização da pressão venosa central, caso haja risco de ocorrência de uma sobrecarga de volume, e a pesquisa de hemoglobina no plasma e na urina, como indicadores de hemólise (Chiaromonte, 2004; Callan, 2010; Trent, 2010).

A monitorização do paciente deve ser realizada durante as 24 horas seguintes à administração da transfusão uma vez que algumas reações transfusionais são retardadas (Chiaromonte, 2004).

## **11. Reações transfusionais**

Cada transfusão de sangue resulta numa reação fisiológica, mas a maioria das reações são quase impercetíveis ou têm uma consequência clínica mínima (Bracker & Drellich, 2005).

A ocorrência de reações transfusionais pode ser diminuída seguindo as normas apropriadas do uso de produtos sanguíneos. Um dos métodos mais importantes para evitar uma reação é minimizar a transfusão de produtos desnecessários ao paciente. Após a decisão de iniciar uma terapia transfusional, o clínico deve escolher cuidadosamente o hemocomponente a ser transfundido. Estudos recentes na medicina

humana e veterinária têm documentado um grande decréscimo do uso do ST, relacionado com um grande aumento do uso dos hemocomponentes fracionados do sangue para terapia transfusional específica (Hohenhaus, 1992).

É também de extrema importância realizar a tipificação sanguínea, testes de compatibilidade, e seguir os protocolos elaborados para a correta colheita, armazenamento e administração do sangue ou produtos sanguíneos, para prevenção da ocorrência de reações adversas (Callan, 2010).

As principais reações transfusionais estão enumeradas na tabela XXVII. As reações transfusionais são caracterizadas como imunológicas ou não imunológicas, sendo posteriormente divididas como de ocorrência aguda ou tardia. Uma reação aguda ocorre na maioria das vezes imediatamente ou horas após a transfusão, sendo que nalguns casos pode ser manifestada até 48 horas depois (Stone et al, 1992).

**Tabela XXVII** – Tipos de reações imunológicas, não imunológicas, agudas ou tardias. (Harrell & Kristensen, 1995; Abrams-Ogg, 2000).

<b>Reações adversas</b>	<b>Agudas</b>	<b>Tardias</b>
Imunológicas	Hemólise aguda	Hemólise tardia
	Hipersensibilidade aguda	Púrpura pós-transfusional
	Lesão pulmonar aguda	Isoeritrólise neonatal
	Sensibilidade a plaquetas	Imunosupressão
	Sensibilidade a leucócitos	
Não imunológicas	Hipervolemia	Hemossiderose
	Hemólise não imunomediada	Transmissão de doenças
	Contaminação bacteriana	infecciosas
	Toxicidade por citrato	Hipercalemia
	Coagulopatia e trombose	
	Hiperamoniemia	
	Hipotermia	
Microembolismo pulmonar		

As reações imunológicas são devido a Ags de eritrócitos, leucócitos, proteínas plasmáticas e plaquetas (Abrams-Ogg, 2000).

A percentagem de ocorrência de reações adversas associadas a transfusões sanguíneas varia conforme os estudos, sendo geralmente baixa. Weingart et al. (2004) obtiveram no seu estudo sobre transfusões de ST em gatos, uma percentagem de 1,2%

de reações transfusionais, enquanto que a incidência de reações transfusionais obtida por Castellanos et al. (2004) foi de aproximadamente 3,2%.

Em cães, também já foram determinadas diferentes percentagens de reações transfusionais. Harrell et al. (1997) obtiveram uma incidência de reações adversas de 3%, Callan et al. (1996) de 3,3%, e Kerl & Hohenhaus (1993) de 13%. Estas taxas tendem a diminuir com a melhoria nos testes de compatibilidade e aumento da experiência na medicina transfusional veterinária (Abrams-Ogg, 2000).

## **11.1 Reações transfusionais imunológicas agudas**

### **11.1.1 Reação transfusional hemolítica aguda**

As reações hemolíticas agudas constituem um dos tipos de reações imunomediadas agudas e representam o tipo de reação transfusional mais grave. Estas reações transfusionais ocorrem devido à interação entre os Acs eritrocitários do dador e os Acs naturais ou adquiridos do recetor, e podem ter como causa a administração de transfusões incompatíveis, ou a animais previamente sensibilizados. As reações hemolíticas agudas são classificadas como reações de hipersensibilidade tipo II (Prittie, 2003; Chiaramonte, 2004; Giger, 2010; Tocci, 2010).

O complexo antigénio-anticorpo formado entre os eritrócitos transfundidos e os Acs do recetor estimula a ativação de vários sistemas. Além do complemento, o complexo antigénio-anticorpo, ativa o fator XII, que por sua vez ativa o sistema de coagulação intrínseco, contribuindo para que substâncias trombóticas sejam libertadas de leucócitos e plaquetas. Os fosfolípidos libertados da degradação da membrana eritrocitária possuem atividade pró-coagulante, favorecendo a ocorrência de CID. A libertação de citocinas por monócitos ativados também contribui para trombose. A transfusão de sangue incompatível pode levar à formação de microtrombos nos rins, pulmões e capilares intestinais, e frequentemente pode ser observada diarreia sanguinolenta secundária a trombose intestinal (Brecher & Taswell, 1991).

As substâncias vasoativas libertadas causam dilatação arteriolar e aumento da permeabilidade capilar, levando a hipotensão. Catecolaminas, como a norepinefrina, são produzidas pelo sistema nervoso simpático e libertadas pela medula adrenal, em resposta à hipotensão, conduzindo a vasoconstrição renal, intestinal e pulmonar. A

formação de trombos pela CID, associada à vasoconstrição, agrava os danos nos tecidos, resultando na falência de órgãos vitais (Capon & Sacher, 1989).

Reações hemolíticas agudas encontram-se descritas em cães DEA 1.1 negativos, previamente sensibilizados, que receberam uma segunda transfusão pelo menos três dias após a primeira, já que este é o tempo necessário para a formação de Acs contra o Ag DEA 1.1 (Giger et al., 1995; Chiaramonte, 2004). A ocorrência de uma reação hemolítica aguda, também se encontra descrita num animal DEA 4 negativo, previamente sensibilizado, transfundido com sangue DEA 4 positivo (Melzer et al., 2003).

No caso dos gatos, a ocorrência de reações transfusionais agudas não está dependente de uma sensibilização prévia, devido à existência de Acs naturais, estando descritas em gatos tipo B submetidos a transfusão com sangue tipo A (Giger & Akol, 1990; Giger et al., 1991), ocorrendo a destruição das células doadas em uma a duas horas (Beal, 2008).

As **manifestações clínicas** associadas a hemólise transfusional aguda podem ser muito variáveis, estando a severidade da reação diretamente correlacionada com o número de glóbulos vermelhos destruídos. Os animais podem apresentar durante ou após a transfusão, piroxia, com aumento de 1 °C, taquicardia, salivação, tremores, fraqueza, vômito, dispneia, colapso agudo, hipotensão, convulsões e taquicardia/bradicardia. Nenhum destes sinais é no entanto, patognomônico de hemólise aguda, porém, a observação de possível falência renal com diminuição do débito urinário, hemoglobinemia e hemoglobinúria podem ser indícios mais fortes, mas podem não ser detetados quando um pequeno volume de sangue é administrado. Em gatos, devido à grave resposta inflamatória associada, sinais de choque, resposta inflamatória sistêmica, disfunção de múltiplos órgãos, e CID podem ocorrer. O desenvolvimento de insuficiência renal aguda tem sido atribuída à hipoperfusão renal, deposição de fibrina, e toxicidade tubular pela hemoglobina livre (Hohenhaus, 2000; Bracker & Drellich, 2005).

Os sinais apresentados podem também ser divididos em duas fases. Decúbito, extensão dos membros, hipotensão, bradicardia e apneia são os sinais mais comuns da fase I, ocorrendo cerca de dois minutos após o início da transfusão e com duração até cinco minutos. A fase II (fase de recuperação) é caracterizada por taquicardia e polipneia, que pode durar várias horas (Griot-Wenk & Giger, 1999; Abrams-Ogg, 2000).

O tratamento pré-transfusional com anti-histamínicos e corticosteroides não impede uma reação aguda ou retardada de incompatibilidade dos eritrócitos, tanto em cães como em gatos. No caso da reação transfusional hemolítica ser detetada, a transfusão deve ser interrompida e soluções cristaloides/coloidais devem ser utilizadas para otimizar a pressão arterial e manter normal a perfusão e *out-put* urinário. A pressão arterial média deve ser mantida acima de 60-70mm de Hg, o que corresponde a uma pressão arterial sistólica de 80-100mm de Hg, para manter a perfusão renal adequada. A terapia com heparina pode ser indicada para minimizar o estado pró-trombótico associado à inflamação grave. A administração de corticosteroides pode minimizar a inflamação pela diminuição da produção de interleucina 1 (IL-1) (Abrams-Ogg, 2000; Bracker & Drellich, 2005).

### **11.1.2 Reação de hipersensibilidade aguda ou alérgica**

As reações de hipersensibilidade aguda ou alérgica ocorrem pela exposição a uma determinada substância, geralmente uma proteína presente no plasma do dador (normalmente gama-globulinas), e desenvolvem-se sobretudo em transfusões de plasma ou de produtos contendo plasma, estando a gravidade da reação relacionada com o volume de plasma presente na transfusão administrada, e da quantidade de substâncias vasoativas (Prittie, 2003; Chiaramonte, 2004; Bracker & Drellich, 2005; Weinstein, 2010).

Esta reação é considerada uma reação de hipersensibilidade tipo I e é mediada por IgE, embora a resposta alérgica ou anafilática também possa ser induzida por IgG e IgA. Estas reações resultam de uma interação entre as IgE e os mastócitos que induz a libertação de histamina e outras substâncias vasoativas (prostaglandinas, leucotrienos, serotonina e proteases) (Prittie, 2003; Bracker & Drellich, 2005; Tocci, 2010).

Existe alguma evidência de que o risco de reações alérgicas aumenta com múltiplas transfusões, e que um animal que tenha tido anteriormente uma reação alérgica tem um risco aumentado na transfusão seguinte. Para os animais que necessitem de múltiplas transfusões, o uso de um novo dador para cada transfusão (rotação de dadores) e pré-tratamento com anti-histamínicos, com ou sem corticosteroides, pode ser considerada, especialmente se houver uma história de reações alérgicas (Abrams-Ogg, 2000).

As **manifestações clínicas** apresentadas por animais com reação de hipersensibilidade aguda podem variar de discretas alterações na pele, até graves manifestações cardiopulmonares. A reação pode manifestar-se nos primeiros minutos da transfusão ou até 24 horas. A urticária é o sinal clássico em cães, mas prurido, eritema, angioedema, vômito, hipersialia, dispneia, broncoconstrição, e choque também ocorrem frequentemente, devido à liberação de histamina e substâncias vasoativas, que originam vasodilatação e inflamação sistêmica. Em reações graves, ascite, derrame pleural e edema pulmonar podem ocorrer (Abrams-Ogg, 2000; Prittie, 2003; Haldane et al., 2004; Weinstein, 2010).

Na manifestação de qualquer sinal clínico, deve ser feita a interrupção temporária da transfusão e a observação do animal. Reações como urticária, eritema, angioedema e prurido podem ser tratadas com a administração IV ou subcutânea (SC) de dexametasona (0,5-1,0 mg/kg) ou com a administração IM de difenidramina (2mg/kg). Se os sinais cessarem após o tratamento, a transfusão poderá ser continuada cuidadosamente. Na ocorrência de sinais graves como choque, dispneia e broncoconstrição severa, a administração de dexametasona em doses elevadas (4-6mg/kg IV) e de epinefrina (0,01mg/kg IV), pode ser realizada para prevenir a broncoconstrição e manter a pressão sanguínea, e a interrupção da transfusão deve ser mantida (Abrams-Ogg, 2000).

### 11.1.3 Lesão pulmonar aguda relacionada à transfusão (TRALI)

Mais raramente a interação antígeno-anticorpo pode levar à acumulação de leucócitos nos pulmões, resultando em sinais respiratórios graves e choque. Este tipo de reação transfusional aguda tem sido documentado em humanos, mais precisamente em pacientes politransfundidos e em mulheres múltiparas. Embora não haja consenso definitivo, a TRALI é considerada uma séria complicação relacionada com a transfusão de hemocomponentes que contêm plasma (Tocci, 2010).

Esta reação apresenta como **manifestações clínicas** insuficiência respiratória aguda, edema pulmonar e hipoxemia severa, sem comprometimento cardíaco, ocorrendo durante ou até seis horas após a transfusão (Webert & Blajchman, 2005).

#### 11.1.4 Reação de sensibilidade leucocitária ou plaquetária

As reações de sensibilidade aos leucócitos e plaquetas são também chamadas de reações febris não hemolíticas. Na medicina humana estas reações são as complicações mais comuns durante os procedimentos transfusionais, ocorrendo devido a incompatibilidades dos Ags do complexo maior de histocompatibilidade. As reações não-hemolíticas febris também podem ocorrer em resposta a citocinas e outras substâncias bioativas, que se acumulam no sangue armazenado (Tocci, 2010).

As reações de sensibilidade plaquetária podem ocorrer durante a transfusão de ST e CP, já a sensibilidade leucocitária ocorre mais comumente com a transfusão de ST. Mais raramente o CE pode levar a sensibilidade leucocitária, pois este hemocomponente apresenta quantidades ínfimas de plasma e reduzidas de leucócitos (Chiaromonte, 2004).

O aumento de 1 °C na temperatura corporal do animal quando nenhum outro motivo de hipertermia é encontrado, é uma das **manifestações clínicas** mais frequentes da ocorrência deste tipo de reação. A febre ocorre usualmente nos primeiros 30 minutos de transfusão, podendo aumentar e perdurar até 12 horas. Também é possível a ocorrência de tremores musculares, vômitos e taquipneia. Tais reações geralmente não são graves e são no geral autolimitantes, mas interferem com o bem-estar do paciente, e quando ocorre febre, deve verificar-se se não se trata de uma situação de hemólise. Nos seres humanos, o risco de reações subsequentes varia entre 12,5-50%. O risco em cães e gatos não é conhecido, mas é presumivelmente elevado se o mesmo dador for utilizado em várias transfusões no mesmo recetor (Harrell et al., 1997; Heddle et al., 1999; Abrams-Ogg, 2000; Prittie, 2003; Chiaromonte, 2004; Weinstein, 2010).

O pré-tratamento com dexametasona na dose de 0,5-1.0 mg/kg IV, cinco a quinze minutos antes da transfusão, ou drogas anti-inflamatórias não-esteroides, uma hora antes da transfusão, pode ajudar a prevenir uma reação febril. O pré-tratamento só é recomendado se o destinatário tem uma história de reações febris. A rotação do dador pode também reduzir o risco deste tipo de reações (Abrams-Ogg, 2000).

#### 11.2 Reações imunológicas tardias

##### 11.2.1 Reação transfusional hemolítica tardia

A reação de hemólise tardia ou retardada é mais comum, sobretudo em cães, e resulta da opsonização dos eritrócitos transfundidos por Acs presentes no recetor, com

consequente destruição destas células pelo sistema monocítico fagocitário no fígado e no baço. Antes da transfusão, estes Acs podem estar presentes em baixo título, não sendo detetados no teste de compatibilidade. Este tipo de hemólise, ao contrário da hemólise que ocorre dentro dos vasos sanguíneos, é caracterizado por hemólise extravascular. Em cães, a hemólise tardia pode ser observada entre três a cinco dias após a transfusão, devido à exposição do paciente a Ags que ele não possuía (Adamantos, 2008; Gomes, 2008; Tocci, 2010; Weinstein, 2010). Para além dos fenómenos de hipersensibilidade do tipo II, classicamente reportados, mecanismos de hipersensibilidade retardada (tipo IV) poderão, igualmente ocorrer (Dippenaar, 1999).

A hipertermia é uma das **manifestações clínicas** mais comumente observadas, mas a anorexia e icterícia também podem ser notadas. Caso existam outros sinais clínicos, estes são geralmente ligeiros e podem facilmente passar despercebidos. Pode manifestar-se também por um declínio inesperado no hct após a transfusão ao longo dos dias, em associação com hemoglobinémia, hemoglobinúria e hiperbilirrubinémia. Existem outras doenças que podem causar uma diminuição prematura do hct, como a anemia hemolítica imunomediada, babesiose e infeção por *Mycoplasma haemophilus*. Uma vez que este pode ser o único sinal evidente neste tipo de reações, torna-se difícil identificar a ocorrência da reação, por oposição a outras doenças (Pearl et al., 1984; Bracker & Drellich, 2005; Nelson & Couto, 2010).

É importante salientar que baixos títulos de Acs podem não ser detetados no teste de compatibilidade, e a reação de hemólise tardia poderá ocorrer mesmo com um resultado compatível. Um teste compatível significa apenas que não foram encontrados Acs direcionados aos Ags eritrocitários nos eritrócitos dos animais dadores. O teste não previne a sensibilização após a transfusão, tão pouco deteta Acs direcionados aos leucócitos e plaquetas (Tsalis et al., 2005).

### **11.2.2 Púrpura pós-transfusional**

Esta reação é rara e ocorre quando os Acs formados por exposição a Ags de transfusões prévias atacam as próprias plaquetas do animal que recebe a transfusão. Estes Acs são produzidos pelo recetor da transfusão e direcionados contra um Ag específico das plaquetas (Chiaromonte, 2004; Weinstein, 2010).

A púrpura pós-transfusional é uma reação que leva ao quadro de trombocitopénia cerca de uma semana após a transfusão, podendo persistir entre dez dias a dois meses (Harrell & Kristensen, 1995).

Em termos de **manifestações clínicas**, a trombocitopénia aguda pode dar origem a petéquias, que são normalmente, tal como a própria trombocitopénia autolimitantes. Em situações mais graves, o número de plaquetas baixa até níveis em que podem ocorrer hemorragias espontâneas (Wardrop et al., 1997, citado por Bracker & Drellich, 2005). A trombocitopénia pode resolver-se espontaneamente nalgumas semanas, mas a terapia imunossupressora esteroide geralmente é instituída precocemente para acelerar a melhoria (Chiaramonte, 2004; Bracker & Drellich, 2005).

### 11.2.3 Isoeritrólise neonatal

A doença hemolítica do recém-nascido ocorre como resultado da destruição e remoção dos eritrócitos do recém-nascido pelos anticorpos absorvidos pelo colostro/leite materno durante as primeiras horas de vida.

Nos cães, a ausência de anticorpos naturais contra o antigénio eritrocitário DEA 1.1, implica que os recém-nascidos DEA 1.1 positivos suscetíveis sejam aqueles cujas progenitoras são DEA 1.1 negativas, e tenham sido previamente sensibilizadas. A sensibilização de fêmeas DEA 1.1 negativas decorre da administração de transfusões sanguíneas incompatíveis ou por via transplacentária através da gestação (Marques, 2010). A placenta canina é do tipo endotélio corial, encontrando-se as células endoteliais maternas conectadas às vilosidades do córion fetal, o que permite a passagem de apenas 5 a 10% dos anticorpos maternos, pelo que a ocorrência de isoeritrólise neonatal em cães surge mais frequentemente associada a uma sensibilização transfusional (Silvestre-Ferreira & Pastor, 2010).

No caso dos pacientes felinos, a isoeritrólise neonatal não está dependentemente de uma sensibilização prévia devido à existência de aloanticorpos inatos, surgindo devido ao acasalamento de gatas tipo B com gatos tipo A ou AB, originando crias tipo A ou AB. O colostro das gatas tipo B contém naturalmente Acs anti-A em elevado título, os quais vão ser transferidos para o recém-nascido, causando hemólise, intravascular e extravascular dos seus eritrócitos (Bucheler & Giger, 1993; Sparkes & Gruffydd-Jones, 2000; Gordon & Penedo, 2010; Silvestre-Ferreira & Pastor, 2010).

A taxa de mortalidade associada à isoeritrólise neonatal é alta, no entanto esta é uma reação que ocorre raramente (Silvestre-Ferreira & Pastor, 2010).

As primeiras **manifestações clínicas** surgem apenas algumas horas ou dias após a ingestão do colostro, sendo que, nalguns casos, os gatos recém-nascidos podem morrer antes do desenvolvimento de qualquer sintomatologia. Os sinais clínicos podem variar na sua gravidade, consoante o grau de hemólise. Pode surgir hemoglobinúria, fraqueza, icterícia, anorexia, dispneia e, eventualmente, morte da maioria dos animais afetados. Necrose da cauda pode também surgir. Também podem surgir sinais secundários como mucosas pálidas, taquicardia, taquipneia, colapso e morte, geralmente na primeira semana de vida (Cain & Suzuki, 1985; Gordon & Penedo, 2010; Silvestre-Ferreira & Pastor, 2010; Barfield & Adamantos, 2011).

### 11.3 Reações transfusionais não imunológicas agudas

#### 11.3.1 Sobrecarga circulatória

A sobrecarga circulatória é o estado de hipervolemia induzido pela administração de grandes volumes sanguíneos ou por infusão rápida em pacientes normovolémicos. A terapia transfusional pode levar a edema pulmonar agudo por sobrecarga de volume. O rápido aumento de volume é pouco tolerado por pacientes com comprometimento das funções cardíaca, renal, pulmonar e em pacientes com anemia crónica. Além destes, também os animais recém-nascidos e os gatos, quando comparados com canídeos, constituem um grupo menos tolerante à expansão do volume intravascular (Abrams-Ogg, 2000; Rozanski & Laforcade, 2004).

De maneira geral os pacientes em sobrecarga circulatória apresentam **sinais clínicos** cardiovasculares como taquicardia, taquipneia, dispneia, ortopneia, cianose, hipertensão e tosse. Em casos graves podem ocorrer edema pulmonar e insuficiência cardíaca congestiva. O vômito é outro sinal que pode aparecer pela infusão rápida de componentes sanguíneos. A polipneia e dispneia resultante e ocasionalmente ascite podem ser confundidas com uma reação de incompatibilidade aos eritrócitos ou com uma reação anafilática às proteínas plasmáticas. As alterações radiográficas associadas a sobrecarga de volume e a reações anafiláticas podem também ser semelhantes, sendo que o último pode resultar em edema pulmonar ou derrame pleural secundário a um aumento da permeabilidade vascular. Além da história clínica, os achados

cardiovasculares são úteis nesta distinção, já que, na sobrecarga circulatória, a frequência cardíaca tende a ser normal a baixa, a pressão arterial tende a ser normal a alta e a pressão venosa central é elevada. Se estiver presente edema pulmonar e for devido a sobrecarga de volume, estará presente distensão das veias pulmonares nas radiografias, e cardiomegália pode ser evidente. Em contraste, as reações anafiláticas causam choque distributivo, caracterizado por taquicardia, hipotensão arterial e pressão venosa central baixa (Abrams-Ogg, 2000).

O uso apropriado da terapia transfusional e a velocidade adequada a cada paciente são as melhores formas de prevenir uma sobrecarga circulatória. Na manifestação de sinais clínicos de sobrecarga circulatória a transfusão deve ser interrompida e os sinais manifestados devem ser tratados. A administração de uma dose única de furosemida (2-8mL/kg IV), pode ser utilizada para aliviar o edema pulmonar e reduzir o volume intravascular por diurese. Em pacientes gravemente dispneicos a suplementação com oxigénio deve ser realizada. O uso de antieméticos está indicado para pacientes que apresentem vômito (Haldane et al., 2004).

### 11.3.2 Hemólise não imunomediada

A hemólise não imunomediada pode ocorrer por diversas razões. Pode tratar-se de uma hemólise osmótica que resulta da administração simultânea de soluções hipotónicas, de dextrose a 5% ou de soluções hipertónicas pela mesma via endovenosa da transfusão. O choque térmico e o choque mecânico também influenciam na hemólise. Os eritrócitos podem ser submetidos a hemólise mecânica se as unidades forem expostas a temperaturas impróprias durante o transporte, armazenamento e manuseamento. Os componentes refrigerados a uma temperatura de 4 °C, não devem ter contacto com temperaturas inferiores. O aquecimento destes produtos em banho-maria deve ser evitado, pois o controlo da temperatura é por vezes de pouca confiabilidade (Abrams-Ogg, 2000; Hohenhaus, 2000; Tocci, 2010; Weinstein, 2010).

Em termos de **sintomatologia**, é semelhante à apresentada numa situação de hemólise imunomediada, sendo o sinal mais frequente febre. Contudo, esta reacção é geralmente benigna, não havendo normalmente necessidade de instituir um tratamento, exceto sintomático (Harrell & Kristensen, 1995).

### 11.3.3 Contaminação bacteriana

O sangue é um ótimo substrato para o crescimento bacteriano. A contaminação dos hemocomponentes pode ocorrer devido a vários fatores, como falha na antissépsia da pele durante a venipuntura dos dadores, entrada de ar contaminado durante a colheita de sangue, existência de bacteremia subclínica no dador e armazenamento do sangue em local inadequado. O reaproveitamento da bolsa de sangue, o tempo prolongado de transfusão (superior a quatro horas) e a utilização de banhos-maria para aquecimento das bolsas, frequentemente resultam em contaminação do sangue (Abrams-Ogg, 2000; Prittie, 2003).

A multiplicação bacteriana é mais acentuada em produtos empobrecidos em leucócitos, uma vez que os leucócitos fagocitam durante o armazenamento micro-organismos existentes. Em componentes armazenados à temperatura ambiente, (CP) são as bactérias gram-positivas, como *Staphylococcus* spp. e *Streptococcus* spp., as principais contaminantes. Bactérias gram-negativas, como *Pseudomonas* spp., *Yersinia enterocolitica*, *Citrobacter* spp. e coliformes, são isoladas mais frequentemente de componentes sob refrigeração, pois utilizam o citrato presente nas unidades de sangue como fonte de carbono, permitindo-lhes crescer a temperaturas mais baixas e produzir endotoxinas, que podem levar a choque séptico e, possivelmente, à morte do paciente (Prittie, 2003; Chiamonte, 2004; Bracker & Drellich, 2005).

A multiplicação bacteriana numa unidade de sangue leva ao consumo de oxigênio, resultando em desnaturação da hemoglobina, com formação de metahemoglobina e lise eritrocitária, ocasionando mudança de coloração, formação de coágulos, hemólise, e presença de bolhas ou partículas de matéria visíveis. No entanto, uma unidade contaminada pode ter um aspeto normal (Hohenhaus, 2000; Bracker & Drellich, 2005; Tocci, 2010).

Os cuidados durante a colheita, transporte, armazenamento e transfusão são as melhores medidas preventivas para evitar o choque séptico. Assim sendo, a transfusão não deve demorar mais de quatro horas, de forma a reduzir o risco de proliferação bacteriana, bem como garantir a transfusão de componentes sanguíneos funcionais, sendo que um produto sanguíneo não deve, sob qualquer circunstância, apresentar uma temperatura superior a 37 °C (Hansen, 2006).

Os **sinais clínicos** associados à transfusão de um componente sanguíneo contaminado incluem febre, diarreia, vômito, hemólise, hipotensão, CID e choque (Prittie, 2003; Weinstein, 2010). Caso o animal apresente sinais compatíveis com contaminação bacteriana deve-se instituir o diagnóstico diferencial com a reação hemolítica aguda. O teste de compatibilidade e a tipificação sanguínea ajudam o clínico a excluir a hemólise por incompatibilidade sanguínea. Amostras do recetor e da unidade de sangue devem ser colhidas imediatamente e enviadas para cultura bacteriana, mas na possibilidade de sépsis, cuidados de suporte e antibioterapia de amplo espectro devem ser instituídos (Harrell & Kristensen, 1995).

#### 11.3.4 Toxicidade por citrato

O citrato é o anticoagulante mais utilizado nas unidades de sangue, possuindo a capacidade de quelar o cálcio sérico do recetor, levando a uma diminuição do cálcio ionizado circulante. Com adequado funcionamento hepático, o citrato é rapidamente convertido em bicarbonato, porém, em pacientes com disfunção hepática, hipotermia ou hipotensão severa ou na infusão rápida de grande volume de sangue, o paciente poderá desenvolver hipocalcémia, por depleção do cálcio ionizado. Os componentes como o ST e PFC possuem maior concentração de citrato (Rozanski & Laforcade, 2004).

Os **sinais clínicos** de intoxicação por citrato estão relacionados com a hipocalcémia e incluem vômito, tremores e arritmias cardíacas. Pode resultar também em hipomagnesémia. A hipocalcémia é transitória e rapidamente reversível. A medição do cálcio ionizado pode ser utilizada para confirmação, assim como as alterações eletrocardiográficas, sendo a mudança mais comum o prolongamento do intervalo QT, podendo surgir também outras alterações, como depressão das ondas P e T e arritmias ventriculares (Abrams-Ogg, 2000; Nelson & Couto, 2010).

A velocidade de infusão deve ser diminuída e o ECG deve ser utilizado para acompanhamento do animal, principalmente nos casos em que é necessário o tratamento com gluconato de cálcio a 10% (50-150 mg/kg). O gluconato de cálcio não deve ser utilizado na mesma via de acesso da transfusão sanguínea, para evitar o contacto do citrato com o cálcio e a consequente formação de coágulos (Abrams-Ogg, 2000).

### 11.3.5 Coagulopatia

A transfusão de grandes volumes de sangue armazenado, deficiente em plaquetas, fatores de coagulação (V, VIII e XI) e fibrinogénio, pode resultar em coagulopatia dilucional, podendo ser um fator agravante de hemorragia, em pacientes no pós-operatório, que receberam fluidoterapia agressiva. Durante a anestesia a baixa temperatura corporal prejudica a atuação dos fatores de coagulação, e a fluidoterapia associada à transfusão de grandes volumes sanguíneos contribui para instituição da hemorragia. Nestes casos a transfusão de produtos sanguíneos ricos em plaquetas e de PFC tem efeito benéfico para controlo da hemorragia (Abrams-Ogg, 2000).

### 11.3.6 Hiperamoniémia

No sangue armazenado os níveis de amónia são mais elevados e eventualmente podem ser tóxicos para o paciente. Esta complicação é, contudo, rara, sendo mais significativa em animais com falência hepática, na qual o fígado não metaboliza e excreta a amónia de forma adequada. Quando se transfundem pacientes com doenças hepáticas, deve-se optar por sangue fresco ou sangue armazenado por um curto período de tempo, geralmente inferior a duas semanas (Abrams-Ogg, 2000; Gomes, 2008).

### 11.3.7 Hipotermia

A infusão de hemocomponentes a baixas temperaturas (<4 °C), pode levar a uma hipotermia significativa, sobretudo em pacientes geriátricos e animais de pequeno porte. Em animais adultos a hipotermia acontece geralmente na transfusão de hemocomponentes refrigerados em grande volume ou em pacientes anestesiados (Haldane et al., 2004).

A hipotermia severa pode resultar em tremores, arritmias cardíacas e morte súbita, caso a infusão seja realizada a velocidade elevada. Entretanto, o aquecimento do animal geralmente é suficiente para a elevação da temperatura. Em transfusões de emergência o aquecimento da unidade de sangue também pode ser realizado, desde que seja efetuado o controlo preciso da temperatura (37 °C) (Abrams-Ogg, 2000).

## **11.4 Reações transfusionais não imunológicas tardias**

### **11.4.1 Hemossiderose**

O excesso de ferro em pacientes transfundidos é uma complicação rara em medicina veterinária, já que ocorre como consequência de múltiplas transfusões. Em pacientes transfundidos cronicamente, ocorre o saturamento do ferro no sistema retículo endotelial, passando o ferro a depositar-se nas células parenquimatosas. Depósitos de ferro levam a destruição do tecido normal, substituindo-o por tecido fibrótico, ocasionando lesões funcionais em órgãos como o coração, fígado e glândulas endócrinas. A hemossiderose já foi também reportada como uma complicação da terapia transfusional em situações de anemia hemolítica congênita (Abrams-Ogg, 2000).

Na medicina humana, utiliza-se a desferoxamina como tratamento da hemossiderose para reduzir os níveis corporais de ferro. Em medicina veterinária, o uso do ST para correção de trombocitopénia e coagulopatias em pacientes não anémicos, é um dos fatores de risco para a hemossiderose (Harrell & Kristensen, 1995).

### **11.4.2 Transmissão de doenças infecciosas**

Uma ocorrência relativamente frequente na transfusão sanguínea é a transmissão de doenças infecciosas. Os agentes infecciosos podem possuir um longo tempo de incubação, não manifestar sinais clínicos nos seus hospedeiros e permanecer estáveis no sangue armazenado. Um estudo realizado em cães dadores de sangue provenientes de canis, demonstrou que 11% dos animais testados para doenças infecciosas eram positivos para alguma delas, sem que apresentassem alguma sintomatologia clínica (Gonçalves et al., 2006).

Os produtos que apresentam maior risco de transmissão de doenças infecciosas são o ST e o CE. Todos os dadores devem possuir as vacinações anuais atualizadas e os parâmetros hematológicos devem estar dentro dos valores de referência. Alterações no hemograma podem sugerir possíveis doenças infecciosas sem que os animais apresentem alguma manifestação clínica (Abrams-Ogg, 2000; Weinstein, 2010). Os dadores devem ser negativos para os testes de doenças infecciosas transmissíveis pelo sangue. Os cães devem ser testados para Ehrlichiose, Brucelose, Leishmaniose, Dirofilariose, Borreliose, Babesiose e Rickettsioses. Em gatos é recomendada a testagem para *Mycoplasma*, FIV e FeLV (Beal, 2008).

O *American College of Veterinary Internal Medicine* publicou uma declaração sobre a triagem de doadores de sangue caninos e felinos, no que concerne à transmissão de doenças infecciosas, onde são identificadas quais os agentes infecciosos que de facto são transmitidas por transfusão de sangue (como *Babesia*, *Ehrlichia canis*, FIV, FeLV, *Mycoplasma haemofelis*, entre outros), ou aquelas que devem ser avaliadas apenas para determinar o estado de saúde do dador, como é o caso da Dirofilariose (Bracker & Drellich, 2005).

Na tabela XXVIII, é feito um resumo das principais reações transfusionais adversas, sintomatologia e tratamento recomendado.

**Tabela XXVIII** – Resumo das principais reações adversas que podem ocorrer após transfusão sanguínea, principais sinais clínicos e tratamento. (Abrams-Ogg, 2000; Bracker & Drellich, 2005; Gomes, 2008).

Reação adversa	Manifestações Clínicas	Tratamento
Hemolítica aguda	Hipertermia, hipotensão, vômito, taquipneia, taquicardia, hemoglobinémia, hemoglobinúria e choque	Interromper a transfusão; fluidoterapia para manter a hidratação e tratar a hipotensão; dexametasona: 4-6 mg/kg IV; vasopressor – dopamina: 2-5 µg/kg/min, em infusão contínua; furosemida: 2-4 mg/kg IV; heparina: 70-200 IU/Kg SC
Hipersensibilidade aguda ou alérgica	Taquipneia, dispneia, vômito, diarreia, salivação, urticária, prurido, eritema e angioedema, broncoconstrição, choque	Interromper a transfusão; fluidoterapia; reação alérgica – difenidramina: 2 mg/kg IM; dexametasona: 0,5-1 mg/kg IM ou IV; reação anafilática – epinefrina: 1:1000, 0,01-0,02 mg/Kg SC, IM ou IV; dependendo da severidade: oxigénio; vasopressor
Reações febris não hemolíticas	Hipertermia, vômito e tremores	Interromper a transfusão; dexametasona: 0,5-1 mg IM ou IV e/ou anti-histamínico
Sobrecarga circulatória	Taquipneia, taquicardia, cianose, tosse, ascite, edema pulmonar e efusão pleural	Interromper a transfusão; diuréticos (dose única de furosemida) com ou sem vasodilatador; reiniciar a transfusão lentamente (preferência: concentrado de eritrócitos)
Contaminação bacteriana	Hipertermia, taquipneia, taquicardia, vômito, diarreia e choque	Interromper a transfusão; remover todos os materiais e produtos contaminados; realizar cultura de amostras do produto sanguíneo e do sangue do paciente; antibioterapia
Intoxicação por citrato	Hipocalcémia, tremores, hipertermia, vômito e arritmias cardíacas	Diminuir a velocidade de infusão; administrar gluconato de cálcio a 10% na dose de 50-150 mg/kg IV, durante cinco a dez minutos ou cloreto de cálcio

Legenda: IV – Via endovenosa; IM – Via intramuscular; SC – Via subcutânea.

## IV – TRANSFUSÕES REALIZADAS NO HVC ENTRE 1 DE JANEIRO DE 2012 E 28 DE FEVEREIRO DE 2013: INDICAÇÕES E REAÇÕES TRANSFUSIONAIS

### 1. Objetivos

O presente estudo foi realizado no HVC. Um total de 62 cães e gatos foram submetidos a transfusão de sangue total no período de 1 de janeiro de 2012 a 28 de fevereiro de 2013.

Os objetivos deste estudo foram:

- A caracterização dos animais recetores da transfusão de sangue, onde foi avaliada a sua prevalência consoante a indicação para a realização da transfusão (anemia por perda de sangue, anemia por hemólise e anemia não regenerativa), a severidade da anemia (ligeira, moderada, severa e muito severa) e o valor médio do hematócrito antes da transfusão consoante a causa de anemia;

- A caracterização das condições da transfusão, através da determinação do valor médio do hematócrito dos dadores, do valor médio da duração da transfusão, do valor médio do volume de sangue administrado e do número de transfusões realizadas por animal (uma, duas ou três transfusões de sangue total);

- A avaliação da variação do hct antes da transfusão, no final e 24 horas após a sua realização, e comparação dos valores médios do hct de acordo com a causa da anemia, através do teste de Análise de variância – “ANOVA” para um fator;

- A avaliação da FC, FR, coloração das mucosas e outros parâmetros (TR, pressões sanguíneas e atitude) avaliados antes da transfusão, durante (aos cinco minutos, quinze minutos, uma hora e duas horas), no final e 24 horas após a sua realização;

- A descrição das consequências da administração da transfusão, através da determinação do número de reações transfusionais adversas ocorridas e da análise das mesmas;

- A avaliação do período de internamento, e a determinação da influência do valor do hematócrito antes da transfusão, no número de dias de internamento, através da realização do coeficiente de correlação *R de Pearson*;

- A determinação da taxa de sobrevivência e a avaliação da influência do número de transfusões realizadas, da causa da anemia, e da severidade da anemia, na sobrevivência, através do coeficiente de correlação *Ró de Spearman*. Avaliou-se

também a influência do hematócrito antes da transfusão, na taxa de sobrevivência, através da realização do coeficiente de correlação *R de Pearson*.

## **2. Materiais e métodos**

Todos os animais submetidos a internamento no HVC, têm uma ficha de internamento diária, onde consta a identificação do animal, como o nome, espécie, raça, idade e peso, a data de internamento, o diagnóstico presuntivo ou definitivo, a medicação diária, os exames físicos e análises laboratoriais realizadas, e o tipo e frequência da alimentação administrada ao animal. A ficha de internamento apresenta também o tipo e taxa de fluidos a que o animal foi sujeito, existindo um espaço próprio para a anotação da transfusão, a taxa de infusão, hora de início e término e volume administrado. Na ficha de internamento está também registado o hct do recetor antes da transfusão, hct do sangue doado, hct do paciente no final da transfusão e 24 horas depois, número de transfusões realizadas, e monitorização de diferentes parâmetros antes, durante (cinco minutos, quinze minutos, um hora e duas horas após o seu início), no final da transfusão e 24 horas depois. Os parâmetros avaliados são a FC, FR, coloração das mucosas, TR, pressões sanguíneas e atitude do animal. Pela consulta das fichas é possível seguir depois a evolução do animal e avaliar o tempo de internamento, a data de alta ou de morte/eutanásia e portanto calcular a sobrevivência destes animais. Na ficha de internamento consta também se a transfusão foi ou não interrompida devido ao desenvolvimento de alguma manifestação clínica, indicativa de uma reação transfusional adversa, e o tratamento instituído.

### **2.1 Caracterização dos animais recetores**

No período de 1 de janeiro de 2012 a 28 de fevereiro de 2013, ocorreram no HVC, 76 transfusões de ST, 45 realizadas em cães e 31 em gatos. Como existiram animais que receberam mais do que uma transfusão, o número de cães e gatos transfundidos foi de 62, ou seja, mais precisamente 49 animais foram submetidos a uma única transfusão, doze animais foram submetidos a duas transfusões de sangue e um animal recebeu três transfusões sanguíneas.

Destes 62 animais, aos quais foi administrado ST, 37 eram cães e 25 eram gatos. Dos 37 cães, 54,05% pertenciam ao sexo masculino, o que corresponde a 20 animais e

17 ao sexo feminino, o que equivale a uma percentagem de 45,95 %. Dos 25 pacientes felinos, 18 pertenciam ao sexo masculino e sete ao sexo feminino, o que equivale a uma percentagem de 72% e 28%, respetivamente (Tabela XXIX).

**Tabela XXIX** – Número e percentagem de animais sujeitos a transfusão no grupo de pacientes caninos e felinos.

Espécie	N	Machos	Fêmeas
Canina	37 (59,7%)	20	17
Felina	25 (40,3%)	18	7
Total	62 (100%)	38	24

Legenda: N – número de animais.

Em relação à variação de idades dos animais sujeitos a transfusão, no grupo dos cães variou entre quatro e dezassete anos, com uma média de 8,8 anos, e no grupo dos gatos variou entre um e doze anos, com um valor médio de 7,5 anos. No que diz respeito ao peso dos animais transfundidos, variou entre 3,8 e 54kg no grupo dos cães, com um valor médio de 18,9Kg e entre 2,8 e 5,8Kg no grupo dos pacientes felinos, com um peso médio de 3,9Kg (Tabela XXX).

**Tabela XXX** – Idade e peso médio dos animais sujeitos a transfusão de sangue, no grupo de pacientes felinos e caninos.

Espécie	Idade (anos)			Peso (kg)		
	Mínimo	Média±DP	Máximo	Mínimo	Média± DP	Máximo
Canina	4	8,8±1,79	17	3,8	18,9±11,70	54
Felina	1	7,5±3,15	12	2,8	3,9±0,80	5,8

Legenda: DP – desvio-padrão.

No grupo dos cães, a maior percentagem de animais, cerca de 54%, não apresentava raça definida o que equivale a 20 animais e os restantes 46%, ou seja, 17 eram de raça definida, mais precisamente um animal de cada uma das raças *Shitzu*, *Husky*, *Dogue Argentino*, *Teckel*, *Rottweiler*, *Boieiro Suíço*, *Pastor Malinois* e *Cocker Spaniel*, cada um correspondendo a uma percentagem de 2,7%, dois animais de cada uma das raças *Caniche*, *Boxer* e *Labrador Retriever*, com 5,4%, e três *Golden Retrievers*, o que corresponde a 8,1%.

Dos 25 gatos submetidos a transfusão de sangue, 18 eram Europeu Comuns, (72%), três Persas (12%), um Bosque da Noruega (4%) e por último três Siameses (12%).

### 2.1.1 Avaliação da causa da anemia

A informação sobre a causa de anemia de cada animal foi recolhida da respetiva ficha de internamento. A classificação da causa de anemia foi estabelecida de acordo com o histórico do animal, exame físico e exames complementares de diagnóstico, nomeadamente através da realização de hemograma, análises bioquímicas e esfregaço sanguíneo.

As causas de anemia foram divididas em: anemia por perda de sangue aguda e crónica, anemia por hemólise e anemia não regenerativa.

### 2.1.2 Avaliação da severidade da anemia

A severidade ou grau da anemia foi classificada de acordo com Tvedten (2010), através de uma escala que vai de ligeira a muito severa, correspondente ao intervalo de valores do hct (Tabela XXXI).

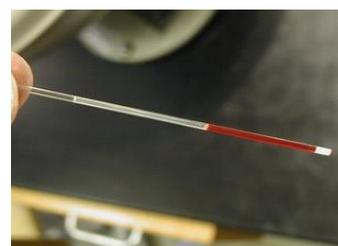
**Tabela XXXI** – Guia para a classificação da severidade da anemia, de acordo com os valores percentuais do hematócrito. (Tvedten, 2010).

Grau da anemia	Valores percentuais do hct			
	Ligeira	Moderada	Severa	Muito severa
Canina	30-37	20-29	13-19	<13
Felina	20-26	14-19	10-13	<10

Legenda: hct – hematócrito.

### 2.1.3 Avaliação do valor do hematócrito

O valor do hct foi determinado através da técnica do  $\mu$ hct (Figura 13). Para isso, foi colhida uma amostra de sangue com um volume de cerca de 0,5-1 mL, com uma seringa de 3 mL e uma agulha azul de 23G, para um tubo de hemograma. Posteriormente, foi colocado sangue num tubo de  $\mu$ hct e colocado numa



**Figura 13** – Determinação do hematócrito por capilar de sangue. HVC.

centrifugadora adequada durante cinco minutos. A leitura dos tubos foi feita em escala apropriada. Os valores de referência do hct considerados foram de 37-55%, no cão e de 24-46%, no gato (Raskin & Wardrop, 2010).

Durante a avaliação do valor do hct, utilizando a técnica do  $\mu$ hct, foi também registrada a presença ou ausência de hemólise no soro.

Para avaliar a prevalência dos animais recetores consoante os valores do hematócrito antes da transfusão e a influência das causas de anemia sobre estes valores, foi realizada a Análise de variância – “ANOVA” para um fator, que é utilizada para comparar a média de três ou mais grupos, tendo sido a comparação realizada à posteriori com o Teste de Tukey.

## **2.2 Caracterização das condições da transfusão**

No que concerne ao grupo de animais dadores, o sangue utilizado nas transfusões efetuadas foi obtido de animais pertencentes ao Hospital e também de animais de clientes, inseridos no programa de dadores do Banco de Sangue Veterinário do HVC. Todos os animais inseridos no programa de dadores, obedecem a um determinado perfil. Assim sendo, todos os cães e gatos se encontram saudáveis, apresentam entre um e sete anos de idade, com ou sem raça definida, com bom temperamento, as fêmeas são castradas ou nulíparas, os cães têm mais de 20 Kg e os gatos mais de 4 Kg e vivem sempre dentro de casa. Como estes animais são do hospital ou de clientes assíduos, é relativamente fácil monitorizá-los em relação ao seu estado de saúde e sanitário, como vacinações e desparasitações com os intervalos adequados.

Os dadores inseridos no programa, devem doar cinco ou seis vezes por ano, após exame físico e realização de análises que comprovem que são saudáveis.

Os benefícios de pertencer ao banco de sangue são vários, como acesso a tipificação sanguínea grátis no início do programa, vacinação anual para Parvovirose, Esgana, Hepatite, Tosse do canil, Leptospirose e Raiva, para cães, e vacinação anual para Panleucopénia, Rinotraqueíte viral felina, e infeções por Calicivirus e FelV nos gatos. Estes animais realizam gratuitamente todos os anos o teste de Dirofilariose, Leishmaniose e Erlichiose, no caso dos cães, e o teste de diagnóstico de FIV, FelV e PIF, no caso dos gatos. Todos os animais realizam também gratuitamente exames anuais de urina e de fezes, e exame citológico de sangue a cada seis meses. É também

facultado a estes animais desparasitantes e medicação preventiva para a Dirofilariose nos cães. Antes de cada doação, o animal é também submetido a exame físico e consulta completa, de forma a garantir que a doação permite a obtenção de produtos sanguíneos viáveis e não compromete o estado de saúde do dador.

Os animais dadores podem ser removidos do programa, devido ao desenvolvimento de um temperamento indesejável ou de sintomas de stress após a doação, à difícil obtenção de sangue das veias jugulares, devido a gordura ou fibrose. Se um animal falhar as cinco doações anuais devido a problemas de marcação ou doença, se desenvolver alguma doença, ou se tiver mais de sete anos de idade, também é removido do programa.

Os animais pertencentes ao hospital que são utilizados em transfusões sanguíneas, assim como os animais pertencentes ao banco de sangue, encontram-se tipificados. Os animais dadores pertencentes à espécie canina, estão tipificados para DEA 1.1, sendo classificados como DEA 1.1 positivos ou negativos. Os gatos dadores estão tipificados para o tipo sanguíneo A, B ou AB.

Para o teste de compatibilidade, foi realizada geralmente a prova maior, que testa Acs do plasma do recetor contra os eritrócitos do dador, através da adição de duas gotas do soro do recetor com uma gota da suspensão de eritrócitos do dador, sendo posteriormente avaliada a existência de aglutinação ou hemólise.

### **2.2.1 Hematócrito do sangue administrado**

Antes da colheita de sangue para ser utilizado na transfusão, foi determinado o hct do sangue do animal dador, de acordo com a metodologia já descrita, para garantir que se encontra no intervalo dos valores de referência, de forma a que o animal recetor beneficie da transfusão sanguínea, não comprometendo o estado de saúde do dador.

### **2.2.2 Colheita de sangue e administração da transfusão – duração da transfusão e volume administrado**

Na maioria dos casos, o sangue foi colhido quando existia necessidade, a partir de animais do hospital ou de clientes pertencentes ao banco de dadores, sendo imediatamente utilizado.

Para a realização da colheita de sangue, foi colocado um catéter periférico no animal dador para a administração de fármacos que permitiam a sua tranquilização, administração de fluidos como solução salina ou soluções cristaloides similares, para reposição do volume doado e também para ter um acesso no animal caso, ocorresse algum efeito adverso durante a colheita de sangue. Com o animal sedado foi feita a tricotomia na zona da veia jugular e a assépsia do local, com solução de clorhexidina a 2,5%. Durante todo este processo foram avaliados os parâmetros fisiológicos do dador.

Na recolha de sangue dos pacientes caninos, foi utilizado um sistema de colheita fechado no qual já se encontra presente o anticoagulante (CPDA-1). A colheita foi feita com agulha de grosso calibre (19G), conectada a um equipamento e à bolsa plástica a vácuo, que foi frequentemente agitada durante a doação para evitar a formação de coágulos.

Nos gatos foi usado um sistema de colheita aberto, constituído por uma seringa e uma agulha verde de 21G. Foram colhidos, em geral, 45-50 mL de sangue, divididos por duas seringas, nas quais foi colocado previamente o anticoagulante na proporção de 7mL de anticoagulante para 50 mL de sangue, ou seja, foi colocado em cada seringa de 20 mL, 2,8 mL de anticoagulante. Uma das seringas foi colocada imediatamente no sistema de infusão contínuo no animal recetor e a outra no frigorífico a cerca de 4 °C.

Depois da doação realizou-se pressão no local da venopunção durante dois a cinco minutos para acelerar o processo de coagulação, e os animais permaneceram em observação por 15-30 minutos, monitorizando-se a presença de fraqueza, mucosas pálidas, pulso fraco e outros sinais de hipotensão. Quando já tinham recuperado totalmente da sedação e apresentavam exame físico normal e temperatura normal, foi retirado o catéter ao cão ou gato dador, mas permaneceram um período de tempo numa das jaulas do hospital, onde lhes foi facultado água e alimento até regressarem a casa.

A administração de sangue foi realizada através de sistemas de infusão próprios para o efeito, que apresentam já incorporados um filtro de 170 µm. A transfusão foi administrada através de um catéter endovenoso previamente colocado, ao qual foi acoplado o sistema de infusão. Foi mantida a bomba de infusão de fluidos, mas alterada a solução de LR (que é por norma a utilizada em todos os pacientes internados no HVC), para solução de NaCl, já que o LR provoca a quelação de cálcio com o citrato, podendo ocorrer consequentemente a formação de coágulos.

O volume de sangue a administrar para aumentar o valor do hematócrito para o valor pretendido, foi calculado de acordo com a seguinte fórmula, embora o volume efetivamente administrado nem sempre tenha correspondido ao valor calculado (Pichler & Turnwald, 1985, citado por Helm & Knottenbelt, 2010):

$$\text{Peso recetor (kg)} \times K \times ((\text{hct desejado} - \text{hct paciente})/(\text{hct unidade})),$$

onde: K = constante: 90 (cão) e 66 (gato) e hct = valor do hematócrito.

O ritmo de infusão inicial foi de 0,25 mL/kg/h, durante os primeiros 20 minutos. O objetivo deste período inicial, foi detetar precocemente a ocorrência de qualquer reação transfusional aguda, o que permitiria suspender imediatamente a transfusão e instituir o tratamento mais adequado. Após esse período, caso não tenha havido indícios de ocorrência de uma reação transfusional, a administração realizou-se a um ritmo de 5 mL/Kg/h, no caso dos gatos e entre 5-10 mL/kg/h nos cães. Caso o paciente apresentasse algum tipo de disfunção renal, pulmonar e/ou cardíaca, o ritmo de infusão foi adaptado à situação.

O tempo de transfusão foi, sempre que possível, não superior ao tempo máximo de transfusão recomendado de quatro horas, de forma a minimizar o risco de proliferação bacteriana e garantir a transfusão de componentes sanguíneos funcionais (Weinstein, 2010).

### **2.3 Avaliação dos efeitos resultantes da transfusão**

O hematócrito foi monitorizado, de acordo com a metodologia já descrita, antes, no final e 24 horas após a transfusão.

Os outros parâmetros monitorizados, FC, FR, coloração das mucosas, TR, pressões sanguíneas e atitude, foram avaliados antes da transfusão, durante (cinco minutos, quinze minutos, uma hora e duas horas após o seu início), no final e 24 horas após a mesma. Deve ter-se em conta que esta monitorização nalguns casos não foi realizada em todos os intervalos estipulados, devido a uma maior densidade de trabalho no hospital, ou nos casos em que os animais morreram ou foram eutanasiados sendo sempre feita referência ao número de casos monitorizados em cada situação (N).

A avaliação da FC foi realizada por auscultação com estetoscópio, contando-se o número de batimentos cardíacos em 30 segundos, e multiplicando-se por dois, ou num

minuto, sendo a contagem do número de batimentos por minuto (bpm) preferível já que quanto maior o tempo de auscultação, maior a precisão do resultado obtido. Sempre que possível, a auscultação cardíaca foi realizada em associação com a avaliação do pulso periférico. Os valores de referência da FC utilizados foram de 240 bpm em gatos, 70-160 bpm em cães adultos, até 180 bpm em cães de raça miniatura, e até 220 bpm em cachorros (Nelson & Couto, 2010).

A avaliação da FR foi realizada por auscultação torácica com estetoscópio, ou através da contagem dos movimentos do arco costal e do flanco, sendo, tal como na determinação da FC, preferível a sua contagem durante um minuto. Os valores de referência da FR foram de 16-40 respirações por minuto, em cães e em gatos (Nelson & Couto, 2010).

A medição da TR foi geralmente o último parâmetro determinado, já que geralmente induz um maior nível de stress ao animal, podendo influenciar os restantes parâmetros vitais monitorizados. Para a sua realização, o termómetro foi posicionado de forma a que a extremidade ficasse em contato direto com a mucosa retal e não com a massa fecal, o que pode conduzir a medições incorretas. Os valores utilizados como padrão na avaliação da temperatura retal foram de 38-39 °C, nos cães e de 37,8-39,2 °C, nos gatos (Futema, 2009).

A coloração das mucosas foi determinada pela observação da mucosa bucal e/ou conjuntival, sendo classificada como pálida, ligeiramente pálida ou rosada.

Para a medição da pressão arterial, foi utilizado um dispositivo oscilométrico (Figura 14). Em ambas as espécies a medição da pressão arterial foi realizada através da colocação do *cuf* (ou braçadeira), adequado ao tamanho do animal, existindo vários que se adaptam a gatos e cães de pequeno porte e outros a cães de maior porte. No caso do animal se encontrar em decúbito, o *cuf* foi colocado na cauda, ventralmente, sob a artéria coccígea e nos animais em estação, a braçadeira foi colocada no membro anterior entre a articulação do carpo e a articulação úmero-rádio-ulnar, sobre a artéria radial.

Devido aos erros associados à medição das pressões sanguíneas, sobretudo em situações de movimentação constante do animal, foram realizadas três medições



**Figura 14** – Monitorização das pressões sanguíneas em gato. HVC.

sucessivas, e registou-se o valor médio dos valores da pressão arterial sistólica e diastólica. Embora possam existir variações nos valores da pressão arterial sistólica e diastólica relacionadas com a raça, idade, sexo e outros fatores, a pressão sanguínea média normal é de cerca de 133/75 mm de Hg (sistólica/diastólica), nos cães, e de 124/84 mm de Hg, nos gatos (Nelson & Couto, 2010).

Por último, a atitude ou nível de consciência do animal foi determinado de acordo com um sistema de classificação adotado no HVC. Assim, para este parâmetro os animais foram classificados como em estado de alerta (normal), excitação (aumentado), depressão (diminuído) ou coma (ausente).

As reações transfusionais ocorridas durante a administração do sangue, foram registadas e analisadas de forma a determinar os tipos de reações transfusionais adversas detetadas, de acordo com as manifestações clínicas apresentadas. Os dados relativos ao período de internamento e sobrevivência ou morte/eutanásia foram também registados, e posteriormente avaliados em associação com outras variáveis em testes estatísticos.

#### **2.4 Análise estatística**

Os dados recolhidos de todos os animais e necessários para o estudo, foram introduzidos numa tabela no Programa Microsoft® Excel 2007 e posteriormente analisados estatisticamente usando o SPSS Statistics 21.0 (IBM ® Company, Chicago, USA). Foram considerados para análise em cada uma das variáveis, os animais que tinham registos para a variável em questão. A caracterização da amostra foi realizada recorrendo a métodos de estatística descritiva, calculando-se a média aritmética e o desvio-padrão (DP) da idade e do peso dos animais submetidos a transfusão. Foi também calculada a média e o DP do hct do paciente antes, depois e 24 horas após a transfusão, da duração da transfusão e do volume e hct do sangue administrado.

Para associar o hct antes da transfusão com os dias de internamento, foi utilizado o Coeficiente de Correlação *R de Pearson*, que é uma medida de associação linear entre variáveis quantitativas, e varia entre -1 e 1. O coeficiente igual a +1 significa que as duas variáveis têm uma correlação perfeita positiva, e assim quando um aumenta a outra também aumenta em média num valor proporcional. Quando o coeficiente é igual a -1 significa que existe uma relação linear negativa entre ambas. Um coeficiente igual a zero significa que não existe relação linear entre as variáveis. Por convenção em

ciências exatas, sugere-se que R menor que 0,2 indica uma associação linear muito baixa, entre 0,2 e 0,39 baixa; entre 0,4 e 0,69 moderada; entre 0,7 e 0,89 alta; e por fim entre 0,9 e 1 uma associação muito alta. A comparação dos dois coeficientes deve ser feita em termos do seu valor ao quadrado que se designa por coeficiente de determinação  $R^2$ , que indica a percentagem de variação de uma variável explicada pela outra (Pestana & Gageiro, 2008).

Para comparar a sobrevivência com o número de transfusões realizadas (uma, duas ou três), a sobrevivência com a causa da anemia (hemorragia, hemólise e anemia não regenerativa), e a sobrevivência com a severidade da anemia (ligeira, moderada, severa e muito severa), foi utilizado o Coeficiente de Correlação *Ró de Spearman*, que mede a intensidade da relação entre variáveis categóricas ou qualitativas, não exigindo que os dados provenham de populações normais. O coeficiente *Ró de Spearman* varia entre -1 e 1. Quanto mais próximo estiver destes extremos, maior será a associação linear entre as variáveis. O sinal negativo da correlação significa que as variáveis variam em sentido contrário, isto é, as categorias mais elevadas de uma variável estão associadas a categorias mais baixas da outra variável (Pestana & Gageiro, 2008).

Por último, a associação entre o hct antes da transfusão e a sobrevivência, pode ser realizada através da Correlação Point-biserial, que se usa quando se quer calcular a correlação entre uma variável quantitativa e uma variável dicotómica e discreta, e que mais não é do que a Correlação *R de Pearson* (Pestana & Gageiro, 2008), que já foi explicada anteriormente.

### **3. Apresentação e discussão dos resultados**

#### **3.1 Prevalência dos animais recetores**

##### **3.1.1 Prevalência consoante a causa da anemia**

No presente estudo, as causas que levaram à administração de transfusões de ST foram divididas em três grupos: perda de sangue aguda e crónica, hemólise e anemia não regenerativa.

### 3.1.1.1 Cães

No grupo dos cães, a maior percentagem de animais submetidos a transfusão de sangue, apresentava anemia decorrente da perda de sangue, aguda ou crónica, na maioria dos casos associada à existência de neoplasias e/ou devido a procedimentos cirúrgicos com perda de sangue, como esplenectomias e mastectomias. Assim, dos 37 animais pertencentes ao grupo canino, 25 pacientes apresentaram anemia decorrente da perda de sangue, o que corresponde a 67,6%. A anemia devido a hemólise ocorreu em oito dos pacientes caninos, perfazendo uma frequência relativa de 21,6%. Por último, a anemia não regenerativa foi a causa da transfusão em apenas 10,8% dos animais, o que equivale a quatro animais do total de 37 (Tabela XXXII).

**Tabela XXXII** – Número e percentagem de animais submetidos a transfusão de acordo com o tipo de indicação, no grupo dos cães.

<b>Causa da anemia</b>	<b>N</b>	<b>Machos</b>	<b>Fêmeas</b>
Hemorragia	25 (67,6%)	13	12
Hemólise	8 (21,6%)	4	4
Anemia não regenerativa	4 (10,8%)	3	1
<b>Total</b>	<b>37 (100%)</b>	<b>20</b>	<b>17</b>

Legenda: N – número de animais.

Os valores obtidos foram semelhantes aos obtidos no estudo de Kerl e Hohenhaus (1993), no qual a anemia devido a hemorragia surge como principal motivo para a realização de transfusões (70%), seguido de hemólise (22%) e hipoplasia da medula óssea (8%). No que concerne à causa da anemia devido a hemorragia, neste estudo, a maioria dos pacientes apresentava processos neoplásicos (68%), sobretudo com localização no baço, mas também no fígado e cadeias mamárias.

### 3.1.1.2 Gatos

No grupo dos gatos, as diferenças entre as causas de anemia não foram tão evidentes como no grupo dos cães. A anemia por perda de sangue foi também a principal razão de realização de transfusão, representando uma percentagem de 40%, o que equivale a 10 dos 25 pacientes felinos. Em seguida, encontra-se a anemia não regenerativa, que surgiu em nove dos pacientes felinos, perfazendo uma percentagem de

36%, e por último a anemia hemolítica que ocorreu em seis gatos, equivalendo a 24% (Tabela XXXIII).

**Tabela XXXIII** – Número e percentagem de animais submetidos a transfusão de acordo com os tipos de indicação no grupo dos gatos.

<b>Causa da anemia</b>	<b>N</b>	<b>Machos</b>	<b>Fêmeas</b>
Hemorragia	10 (40,0%)	8	2
Hemólise	6 (24,0%)	4	2
Anemia não regenerativa	9 (36,0%)	6	3
<b>Total</b>	<b>25 (100%)</b>	<b>18</b>	<b>7</b>

Legenda: N – número de animais.

Estes valores encontram-se de acordo com alguns dos estudos publicados anteriormente, como é o caso dos resultados obtidos em 2005 por Klaser et al., em que a anemia por perda de sangue surge como primeira razão para a realização de transfusões sanguíneas, com uma percentagem de 52%, alterações na eritropoiese com 38 %, e hemólise com apenas 10%. Valores semelhantes foram obtidos por Weingart et al. em 2004, em que a hemorragia apresenta uma frequência de 52%, seguido da eritropoiese ineficaz com 34% e por último a hemólise com 14%. Num outro estudo, Castellanos et al. (2004), também determinaram a anemia por perda de sangue como causa primária para a realização de transfusões em gatos, seguindo-se da anemia por eritropoiese ineficaz. No entanto, outros estudos indicam a eritropoiese ineficaz como causa predominante para a realização de transfusão de sangue em gatos, como é o caso do relatório realizado por Griot-Wenk & Giger (1999), em que apontaram a anemia não regenerativa devido a diminuição da eritropoiese como causa predominante para a realização de transfusões em gatos, com 46,2%. O estudo de Korman et al. (2012), obteve também uma frequência de 52,8% para a anemia não regenerativa, 20,6% para a hemorragia e 10,6% para a hemólise.

A diminuição da eritropoiese pode ter diferentes causas, como doença inflamatória crónica, mielopatias, neoplasias, endocrinopatias, afeções hepáticas, insuficiência renal crónica, entre outras (Lopes et al., 2008). No presente estudo, as causas principais de anemia não regenerativa foram a insuficiência renal e afeções hepáticas, o que de certa forma vai ao encontro do estudo de Klaser et al. (2005), em

que grande parte dos gatos que receberam transfusão devido a distúrbios na eritropoiese, apresentavam insuficiência renal crónica associada.

A percentagem de pacientes felinos com anemia por hemólise (24,0%), é um pouco superior à obtida em estudos já realizados, o que se pode dever ao facto de a amostra ser pequena. Neste estudo, na maioria das vezes, a anemia por hemólise esteve associada a parasitas sanguíneos ou doenças metabólicas.

### 3.1.2 Prevalência consoante a severidade da anemia

No grupo dos pacientes caninos, das 45 transfusões de sangue realizadas no total dos 37 cães, e de acordo com o valor do hct antes da transfusão, as anemias foram sobretudo severas, ou seja, com um hct entre 13 e 19%. Assim, três das 45 transfusões (6,7 %) foram realizadas devido a anemia ligeira, 14 devido a anemia moderada (31,1 %), 23 a anemia severa (51,1 %) e cinco a anemia muito severa (11,1%) (Tabela XXXIV).

No caso dos pacientes felinos, uma das 31 transfusões (3,2%) foi realizada devido a anemia ligeira, 13 devido a anemia moderada (41,9%), 15 a anemia severa (48,4%) e duas a anemia muito severa (6,5%). Como se pode verificar, no grupo dos gatos, a maioria das transfusões sanguíneas também foi realizada devido a anemias moderadas e severas, com hct entre 13 e 19%, representando uma totalidade de 90,3% de animais.

**Tabela XXXIV** – Número e percentagem de animais agrupados de acordo com a severidade da anemia, no grupo dos pacientes caninos e felinos.

Grau da anemia	Valores percentuais do hct			
	Ligeira	Moderada	Severa	Muito severa
Canina	3 (6,7%)	14 (31,1%)	23 (51,1%)	5 (11,1%)
Felina	1 (3,2%)	13 (41,9%)	15 (48,4%)	2 (6,5%)

Legenda: hct – hematócrito.

### 3.1.3 Prevalência consoante o valor do hematócrito antes da transfusão

O valor médio do hct antes da transfusão, foi avaliado de acordo com a causa de anemia, tendo-se verificado algumas diferenças, embora nem sempre significativas.

### 3.1.3.1 Cães

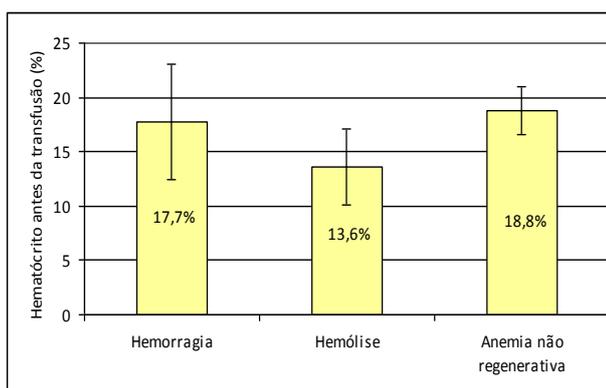
No grupo dos pacientes caninos, ao avaliar a média do valor do hct antes da transfusão em função da causa, é possível avaliar que existe uma diferença estatisticamente significativa entre a média do hct pré-transfusão consoante a causa considerada ( $p=0,041$ ). Considerando a hemorragia e a anemia não regenerativa, o valor médio do hct calculado (17,7% e 18,8%, respetivamente) foi significativamente superior em relação aos animais com hemólise (13,6%) (Tabela XXXV, gráfico 3).

**Tabela XXXV** – Média do valor do hematócrito e desvio-padrão antes da transfusão, de acordo com a indicação para transfusão, no grupo dos pacientes caninos.

Causa da anemia	N	Hct médio (%)	Hct mínimo (%)	Hct máximo (%)	DP
Hemorragia	25	17,7	11	32	4,96
Hemólise	8	13,6	12	15	1,33
Anemia não regenerativa	4	18,8	13	29	7,59
Total	37	<b>16,9</b>	11	32	4,97

Legenda: N – número de casos monitorizados; Hct – hematócrito; DP – desvio-padrão.

O facto do valor médio do hematócrito obtido ser mais elevado em situações de hemorragia do que de hemólise, pode dever-se, como já foi referido, a situações de hemorragia aguda, em que poucas horas após a perda de sangue os valores do eritrograma permanecem normais, embora ocorra o movimento de fluido intravascular para o espaço extravascular, e por isso a anemia não é evidente nos primeiros momentos da perda aguda de sangue. A expansão do volume plasmático para um nível normal é indicada devido à diminuição da concentração de proteínas plasmáticas, seguida pela diminuição dos parâmetros do eritrograma. Esta redução da proteína é evidente uma hora após a perda aguda. Se continuar a hemodiluição, há uma significativa queda nos



**Gráfico 3** – Média do valor do hematócrito e desvio-padrão antes da transfusão, de acordo com a indicação para transfusão, no grupo dos pacientes caninos.

valores do eritrograma e proteínas plasmáticas em quatro horas (Lopes et al., 2008). Assim sendo a avaliação precoce do hct, pode subestimar a gravidade da anemia (Mitchell & Kruth, 2010). A somar a isto, e sobretudo se se tratar de uma hemorragia aguda, os animais podem necessitar de transfusão mesmo com valores de hct mais elevados, se os sinais clínicos assim o indicarem. Estudos anteriores relataram um valor de hct pré-transfusão mais elevado no grupo da anemia por perda de sangue aguda em comparação com outros grupos (Callan et al., 1996; Griot-Wenk & Giger 1999).

Nos cães submetidos a transfusão devido a anemia não regenerativa por diferentes processos, o valor médio do hct foi de 18,8%. A anemia arregenerativa, é causada por lesões na medula óssea ou ausência de elementos necessários para a produção de eritrócitos. Este tipo de anemia apresenta geralmente curso clínico crónico e início lento, podendo ser causada por eritropoiese reduzida (medula óssea hipoproliferativa), ausência de eritropoietina (insuficiência renal crónica), doença endócrina (hipoadrenocorticismo, hiperestrogenismo, hipoandrogenismo), inflamação crónica ou lesão tóxica da medula (radiação, químicos, infeção por vírus e rickettsias como a *Ehrlichia canis*) (Lopes et al., 2008). Assim sendo, neste estudo seria esperado um valor de hct mais baixo, por geralmente a anemia não regenerativa ser um processo crónico. O valor obtido pode ser explicado pelo baixo número da amostra, de facto apenas quatro cães apresentarem anemia não regenerativa.

Nos pacientes caninos com anemia hemolítica, o valor médio do hct, foi significativamente mais baixo (13,6%), do que nos cães com hemorragia ou anemia não regenerativa. Isto pode dever-se a um processo hemolítico severo, com grande destruição eritrocitária ou a um processo mais lento em que o animal desenvolveu mecanismos adaptativos, e portanto só desenvolveu sinais clínicos mais tarde e tornou-se necessário a realização de transfusão apenas para valores de hct mais baixos. Klein et al., (1989), citado por Balch & Mackin, (2007), referiram num estudo realizado que a maioria dos cães (88%) com anemia hemolítica apresentam um hct inferior a 15%, o que está de acordo com o valor do hct médio dos pacientes caninos com anemia por hemólise obtido no presente estudo (13,6%).

### 3.1.3.2 Gatos

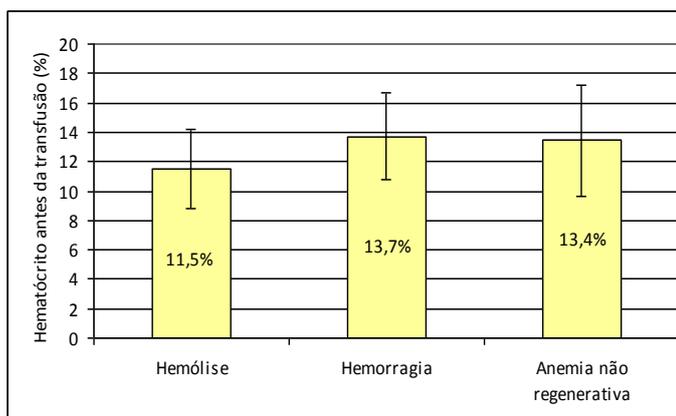
No grupo dos pacientes felinos, as diferenças entre o valor médio do hct antes da transfusão consoante a causa, não foram estatisticamente significativas ( $p=0,199$ ). O valor médio do hct devido a perda de sangue (13,7%), foi ligeiramente superior ao obtido no grupo da eritropoiese ineficaz (13,4%), embora a diferença não seja muito significativa (Tabela XXXVI, gráfico 4). Também no estudo de Weigart et al. (2004), os gatos com hemorragia aguda receberam transfusões com um valor de hct superior em relação aos gatos com eritropoiese ineficaz. Tal como nos pacientes caninos, o valor do hct medido inicialmente nos casos de hemorragia aguda, pode não refletir a real perda de sangue.

**Tabela XXXVI** – Média do valor do hematócrito e desvio-padrão antes da transfusão, de acordo com a indicação para transfusão, no grupo dos pacientes felinos.

Causa da anemia	N	Hct médio (%)	Hct mínimo (%)	Hct máximo (%)	DP
Hemorragia	10	13,7	11	20	2,49
Hemólise	6	11,5	6	14	2,62
Anemia não regenerativa	9	13,4	7	19	3,36
Total	25	<b>13,1</b>	6	20	2,86

Legenda: N – número de casos monitorizados; Hct – hematócrito; DP – desvio-padrão.

O valor do hct médio obtido nos pacientes felinos com anemia não regenerativa (13,4%), é bastante inferior ao obtido no grupo dos pacientes caninos. A maioria das anemias não regenerativas são crónicas, o que permite o desenvolvimento de mecanismos de compensação, suportando o animal valores de hct mais baixos e não apresentando sinais clínicos relacionados com a anemia, não exigindo portanto a necessidade de transfusão, até se terem valores de hct muito baixos.



**Gráfico 4** – Média do valor do hematócrito e desvio-padrão antes da transfusão, de acordo com a indicação para transfusão, no grupo dos pacientes felinos.

O valor médio de hct mais baixo, foi obtido nos gatos com anemia devido a hemólise, o que pode dever-se a um processo hemolítico agudo.

### 3.2 Caracterização das condições da transfusão

#### 3.2.1 Hematócrito do sangue administrado

No grupo dos pacientes caninos, o valor médio do hct do sangue doado foi de 41,2%, variando entre 35 e 48%. No grupo dos pacientes felinos, o valor médio do hct do sangue doado foi de 32,3%, com um valor mínimo de 25% e um valor máximo de 39% (Tabela XXXVII).

**Tabela XXXVII** – Valor médio do hematócrito do sangue administrado e respetivo desvio-padrão, na espécie canina e felina.

<b>Espécie</b>	<b>Hct médio (%)</b>	<b>Hct mínimo (%)</b>	<b>Hct máximo (%)</b>	<b>DP</b>
Canina	41,2	35	44	3,48
Felina	32,3	28	35	2,99

Legenda: Hct – hematócrito; DP – desvio-padrão.

O valor do hct mais baixo utilizado numa transfusão num paciente canino foi de 35,0%, sendo menor do que o limite inferior dos valores de referência (37-55%) (Raskin & Wardrop, 2010). Contudo, a administração deste sangue foi necessária já que se tratou de uma situação de emergência. Além do mais, o animal recetor beneficiou da transfusão de sangue, devido ao facto de o valor do seu hct ser muito baixo (13%).

#### 3.2.2 Duração da transfusão

O tempo médio de administração no grupo dos pacientes caninos foi quatro horas e 45 minutos e nos pacientes felinos foi de três horas e 54 minutos (Tabela XXXVIII).

**Tabela XXXVIII** – Duração média da transfusão na espécie canina e felina.

<b>Espécie</b>	<b>Duração média da transfusão</b>	<b>Máximo</b>	<b>Mínimo</b>	<b>DP</b>	<b>N</b>
Canina	4 h 45 min	6 h 40 min	1 h 38 min	2 h 38 min	43
Felina	3 h 54 min	5 h 00 min	2 h 20 min	1 h 54 min	30

Legenda: DP – desvio-padrão; N – número de casos monitorizados.

No caso, dos pacientes caninos, houve um cão cuja transfusão demorou cerca de seis horas e 40 minutos, devido ao elevado volume administrado (1L) e por ter sido realizada durante um procedimento cirúrgico. Este tempo de administração é superior ao recomendado pelos autores da bibliografia consultada. Contudo, foi feita a monitorização constante do animal, não se tendo detetado qualquer manifestação clínica, que indicasse a contaminação bacteriana do sangue administrado.

O tempo mínimo de administração no caso do grupo dos pacientes felinos foi de 20 minutos e esteve associado ao desenvolvimento de uma reação transfusional com consequente suspensão da transfusão sanguínea. O mesmo ocorreu no grupo dos pacientes caninos, em que os tempos mínimos de transfusão (40 minutos num paciente, e 1 hora noutra) corresponderam a interrupções da transfusão devido ao desenvolvimento de reações adversas. Estes três casos não foram contabilizados para o cálculo da duração média da transfusão. Embora tenham ocorrido no presente estudo outras duas reações transfusionais adversas (uma num cão e outra num gato), estas foram contabilizadas já que foram suspensas praticamente quando todo o volume de sangue já tinha sido administrado.

### 3.2.3 Volume de sangue administrado

No que diz respeito ao volume do sangue administrado, o valor médio foi de 383 mL na espécie canina, variando entre 160 e 1000 mL, e de 52 mL na espécie felina, variando entre 49 e 80 mL (Tabela XXXIX).

O valor mínimo administrado num paciente felino foi de apenas 5 mL, devido ao facto de se ter suspenso a transfusão devido ao desenvolvimento de uma reação adversa, não tendo sido contabilizado este valor para o cálculo do volume administrado. O volume administrado nos pacientes caninos cuja transfusão foi suspensa, também não foi contabilizado para o cálculo do valor médio.

**Tabela XXXIX** – Volume médio do sangue administrado na espécie canina e felina.

<b>Espécie</b>	<b>Volume do sangue administrado (mL)</b>	<b>Mínimo</b>	<b>Máximo</b>	<b>DP</b>	<b>N</b>
Canina	383	160	1000	178,59	43
Felina	52	49	80	12,61	30

Legenda: DP – desvio-padrão; N – número de casos monitorizados.

Na espécie canina existe uma grande variação no que diz respeito ao volume de sangue administrado, devido sobretudo à grande variação dos pesos dos animais entre 3,8 e 54 Kg.

### 3.2.4 Número de transfusões realizadas por animal

Dos 62 animais que constituem o estudo, 49 animais foram submetidos a uma única transfusão (79%), 12 animais (seis cães e seis gatos) foram submetidos a duas transfusões de sangue (19,4%) e um animal (um cão) recebeu três transfusões sanguíneas (1,6%) (Tabela XL).

Tanto nos cães como nos gatos, o maior número de transfusões foi realizado no grupo dos animais com hemorragia, quer nos animais submetidos a uma transfusão, quer nos sujeitos a mais do que uma transfusão. Isto deve-se também ao facto de tanto no grupo dos pacientes caninos, como nos felinos, o número de animais com hemorragia ser maior. Pode dever-se também à incapacidade de controlar a hemorragia, levando a uma perda contínua de sangue e à necessidade de realizar transfusões adicionais.

No grupo dos pacientes caninos, dos seis pacientes submetidos a duas transfusões, cinco pertenciam ao grupo da anemia por hemorragia, assim como o único animal sujeito a três transfusões.

No grupo dos pacientes felinos, 50% das transfusões múltiplas foram realizadas em gatos com hemorragia, 33,3% em gatos com anemia não regenerativa e 16,7% em gatos com hemólise.

**Tabela XL** – Número de animais submetidos a uma, duas ou três transfusões sanguíneas consoante a causa de anemia, na espécie canina e felina.

Espécie	Causa	1 Transfusão	2 Transfusões	3 Transfusões	Total
Canina	Hemorragia	19	5	1	25 (40,3%)
	Hemólise	7	1	0	8 (12,9%)
	Não regenerativa	4	0	0	4 (6,5%)
Felina	Hemorragia	7	3	0	10 (16,1%)
	Hemólise	5	1	0	6 (9,7%)
	Não regenerativa	7	2	0	9 (14,5%)
	Total	49 (79%)	12 (19,4%)	1 (1,6%)	62

Alguns estudos realizados por outros autores, em gatos, indicam a anemia não regenerativa como indicação principal para a realização de transfusões múltiplas, como é o caso do estudo de Weigart et al. (2004), em que a maioria das transfusões foram administradas a animais com alterações da eritropoiese (52,3%) e Roux et al. (2008), que indica que as transfusões múltiplas, sobretudo a partir de três, são realizadas sobretudo nos pacientes com eritropoiese ineficaz. Neste caso, apenas 33,3% das transfusões múltiplas foram realizadas em animais com anemia não regenerativa. Esta diferença pode dever-se à dimensão reduzida da amostra.

### **3.3 Avaliação dos efeitos resultantes da transfusão**

#### **3.3.1 Variação do valor do hematócrito depois da transfusão**

##### **3.3.1.1 Cães**

A monitorização do hct dos animais que receberam transfusão, foi realizada no final da mesma e 24 horas depois.

O número de casos incluídos na análise estatística, nem sempre correspondeu à totalidade das transfusões efetuadas. No grupo dos pacientes caninos, em dois dos animais que receberam mais do que uma transfusão, a segunda transfusão foi administrada antes da monitorização do hct realizado às 24 horas da transfusão anterior. Um dos dois animais foi submetido a três transfusões sanguíneas num período sensivelmente de 24 horas, e apenas foi considerado o hct às 24 horas da última transfusão. Desta forma, na análise estatística, os valores do hct calculados às 24 horas, correspondentes a estas situações não foram considerados na análise.

Além disso, houve um animal que morreu durante a transfusão de sangue, e portanto não foi possível apresentar o valor do hct no final da transfusão e 24 horas depois. Por último, outros dois animais morreram e um foi eutanasiado, algumas horas depois do final da transfusão não apresentando o valor do hct às 24 horas.

Neste estudo, a evolução do valor do hct, não é significativamente diferente conforme a causa ( $p > 0,05$ ), ou seja, a diferença entre o valor do hct depois da transfusão e antes é semelhante independentemente da causa, daí que os valores obtidos depois da transfusão e às 24 horas sejam superiores na anemia por hemorragia e não regenerativa do que na anemia por hemólise, porque já o eram antes da transfusão. Assim, foi considerado o valor do hct médio antes, no fim e 24 horas após a transfusão

independentemente da causa de anemia. O hct médio antes da realização da transfusão, como já foi referido, foi de 16,9%, e no final da transfusão foi de 23,5%, o que corresponde a uma subida de 6,6%. O valor obtido no hct 24 horas após à transfusão foi semelhante ao obtido no final da transfusão, com um aumento de 0,6% (Tabela XLI).

No que diz respeito à variação do hct consoante a causa de anemia, a subida do hct foi ligeiramente maior nos pacientes com hemorragia, sobretudo na medição do hct no final da transfusão, embora não haja diferenças estatisticamente significativas conforme a causa da anemia ( $p>0,05$ ).

**Tabela XLI** – Valor médio do hematócrito antes da transfusão, após o seu término e 24h depois e respetivo desvio-padrão, na espécie canina.

	Hct (%)	DP	N
Antes da transfusão	16,9	4,97	45
Final da transfusão	23,5	6,24	44
24h após a transfusão	24,1	6,28	38

Legenda: Hct – hematócrito; DP – desvio-padrão; N – número de casos monitorizados.

O maior aumento do hct nos pacientes com hemorragia, pode dever-se ao facto do processo hemorrágico ser mais facilmente controlado, através de procedimentos cirúrgicos ou outros do que uma anemia hemolítica ou não regenerativa. O facto da subida do hct nos cães com hemorragia não ser tão evidente às 24 horas pode dever-se à dificuldade de controlo da hemorragia com perda contínua de sangue, que ocorreu nalguns animais, tendo-se verificado nalgumas destas situações até uma diminuição do hct.

### 3.3.1.2 Gatos

No grupo dos pacientes felinos, tal como no grupo dos cães nem todos os casos incluídos na análise estatística, corresponderam à totalidade das transfusões efetuadas. Assim, houve um animal que morreu num período inferior a 24 horas após a transfusão e portanto não apresenta o valor do hct às 24 horas e outro que foi submetido a uma segunda transfusão sanguínea antes de completadas as 24 horas após a primeira.

O hct médio antes da realização da transfusão foi de 13,1%, como já foi referido anteriormente. No final da transfusão, o hct apresentava um valor de 18,8%, o que

corresponde a uma subida de 5,7%. Klaser et al. (2005) encontraram um aumento do hct semelhante ( $6,4 \pm 3,9\%$ ) num grupo de 126 gatos. O valor obtido no hct 24 horas após à transfusão (21,6%), foi superior representando um aumento de 2,8% em relação ao hct determinado depois da transfusão (Tabela XLII).

**Tabela XLII** – Valor médio do hematócrito antes da transfusão, após o seu término e 24h depois e respetivo desvio-padrão, na espécie felina.

	Hct (%)	DP	N
Antes da transfusão	13,1	2,86	31
Final da transfusão	18,8	3,43	31
24h após a transfusão	21,6	4,91	29

Legenda: Hct – hematócrito; DP – desvio-padrão; N – número de casos monitorizados.

No que diz respeito à variação do hct considerando a causa de anemia, não existem diferenças significativas na variação do hct, quer no final da transfusão ( $p=0,194$ ), quer 24 horas após a mesma ( $p=0,364$ ), daí ter-se considerado a evolução do hct, independentemente da causa de anemia. No entanto, tal como nos cães, a subida foi mais evidente nos pacientes com hemorragia, o que seria esperado assumindo que houve um controlo eficaz das causas da hemorragia.

No que concerne à variação do hct independentemente da causa, o grupo dos pacientes caninos apresenta valores médios mais elevados de hct, antes (16,9%), no final (23,5%) e 24 horas após a transfusão (24,1%), do que os pacientes felinos, cujo valores foram, 13,1%, 18,8% e 21,6%, respetivamente. Isto deve-se essencialmente a dois fatores: os valores de referência do hct são superiores no cão (37-55%) relativamente ao gato (24-46%) (Raskin & Wardrop, 2010) e além disso a hemoglobina felina possui uma baixa afinidade natural para o oxigénio, o que leva à apresentação de sinais clínicos e à necessidade de realizar uma transfusão a valores de hct mais baixos nesta espécie, por apresentarem uma maior tolerância à anemia (Gruffydd-Jones, 2010b).

### 3.3.2 Avaliação da frequência cardíaca

Como se pode constatar pela observação da tabela XLIII e do gráfico 5, ocorreu uma diminuição da FC ao longo da administração do sangue, e o valor médio no final

da transfusão foi cerca de 20,7 bpm a menos do que no início nos pacientes caninos, e 19,2 bpm nos pacientes felinos.

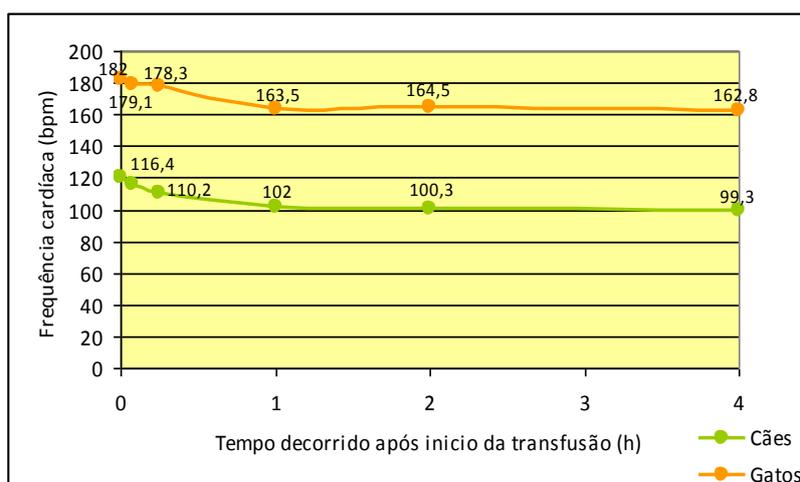
**Tabela XLIII** – Variação dos valores médios da frequência cardíaca em relação ao valor médio determinado antes da transfusão, na espécie canina e felina.

Espécie	Período de monitorização	Variação da frequência cardíaca	DP	N
Canina	5 min	-3,6	17,91	45
	15 min	-9,8	21,43	43
	1h	-18	18,23	40
	2h	-19,7	19,76	40
	Fim da transfusão	-20,7	24,22	42
	24h depois	-21,0	33,50	38
Felina	5 min	-2,9	12,82	31
	15 min	-3,7	13,78	31
	1h	-15,6	14,94	28
	2h	-17,5	19,70	28
	Fim da transfusão	-19,2	18,26	29
	24h depois	-19,7	17,59	29

Legenda: DP – desvio-padrão; N – número de casos monitorizados.

De acordo com os mecanismos patológicos que a anemia envolve e com os estudos anteriormente realizados, é esperado que o valor médio da FC diminua no decorrer da transfusão. O aumento da FC nos pacientes anémicos está associado ao desenvolvimento de hipóxia tecidual devido ao comprometimento do aporte de oxigênio, sendo o aumento do débito cardíaco um mecanismo compensatório, conseguido através do aumento da pré-carga, da contractilidade cardíaca e da FC e diminuição da pós-carga. Com a administração da transfusão, ocorreu no nosso estudo, uma normalização da FC.

Num estudo realizado, Weiskopf et al. (2003) observou uma relação linear entre a melhoria da anemia e o aumento da FC. Uma das causas da diminuição da FC é o deslocamento de líquido do espaço extravascular para o espaço intravascular, estimulado pela infusão de grandes quantidades de sangue (Raiser, 2005).



**Gráfico 5** – Projeção da evolução da frequência cardíaca ao longo da transfusão, na espécie canina e felina.

Os nossos resultados estão de acordo com os obtidos no estudo de Morikawa et al., (2010) em cães, no qual ocorreu uma diminuição de 35 bpm (149 para 114 bpm), do início ao fim da transfusão, embora neste caso a diminuição seja mais acentuada.

Os valores obtidos no DP, são consideravelmente elevados, dada a variabilidade nos valores registados, o que também se deve à variação na FC consoante a raça, sobretudo no caso dos cães, em que os valores fisiológicos da FC variam de acordo com o tamanho da raça. É ainda de referir que a FC é determinada em períodos isolados e não de forma permanente e que a sua medição exige manipulação dos animais com aumento do stress, principalmente em gatos, o que pode alterar os resultados.

### 3.3.3 Avaliação da frequência respiratória

No grupo dos cães avaliados verificou-se uma diminuição da FR, considerando o valor médio antes da transfusão, embora nalguns períodos tenha aumentado em relação ao valor anterior, como é o caso do valor médio obtido aos 15 minutos (43,6 respirações por minuto) e às 24 horas (40,6 respirações por minuto), que embora seja inferior ao valor médio antes do início da transfusão (44 respirações por minuto), não é inferior ao valor obtido no intervalo imediatamente interior ou seja, aos cinco minutos e no fim da transfusão, respetivamente 41,3 e 38,5 respirações por minuto (Tabela XLIV, Gráfico 6).

Durante a administração do sangue, é esperado que haja uma diminuição da FR, por existir uma melhoria na oxigenação tecidual. A taquipneia associada aos pacientes anémicos está relacionada com a hipóxia resultante da anemia.

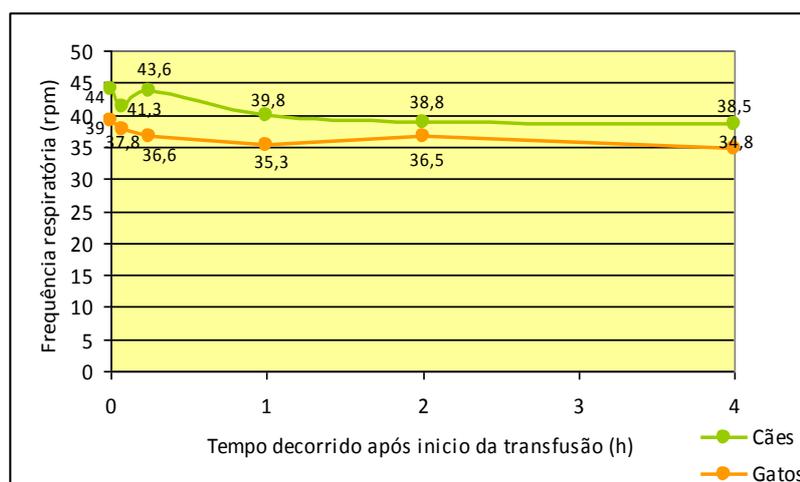
**Tabela XLIV** – Variação dos valores médios da frequência respiratória em relação ao valor médio determinado antes da transfusão, na espécie canina e felina.

Espécie	Período de monitorização	Variação da frequência respiratória	DP	N
Canina	5 min	-2,7	17,82	45
	15 min	-0,4	15,67	43
	1h	-4,2	16,50	40
	2h	-5,2	12,14	40
	Fim da transfusão	-5,5	13,15	42
	24h depois	-3,4	10,20	38
Felina	5 min	-1,2	10,33	31
	15 min	-2,4	11,14	31
	1h	-3,7	15,22	28
	2h	-2,5	14,55	28
	Fim da transfusão	-4,2	12,34	29
	24h depois	-2,7	9,28	29

Legenda: DP – desvio-padrão; N – número de casos monitorizados.

Entre o início e o fim da transfusão houve um decréscimo de 5,5 respirações por minuto na FR dos cães, o que está de acordo com o obtido no estudo de Morikawa et al., (2010) em cães, em que a FR diminuiu cinco respirações por minuto (33 para 28 respirações por minuto) do início ao fim da transfusão

No grupo dos pacientes felinos, a situação foi semelhante à verificada nos cães, tendo ocorrido uma diminuição da FR em relação ao valor inicial, embora nalgumas situações tenha aumentado em comparação com o valor médio obtido no intervalo de tempo anterior, tendo isto ocorrido duas horas após o início da transfusão (36,5 respirações por minuto) e 24 horas após a mesma (36,3 respirações por minuto), já que uma hora após a transfusão a FR era de 35,3 respirações por minuto e no final da transfusão era de 34,8 respirações por minuto. Esta situação pode dever-se a situações de stress que conduzem ao aumento da FR, a erros nas medições ou ao facto da amostra ser pequena.



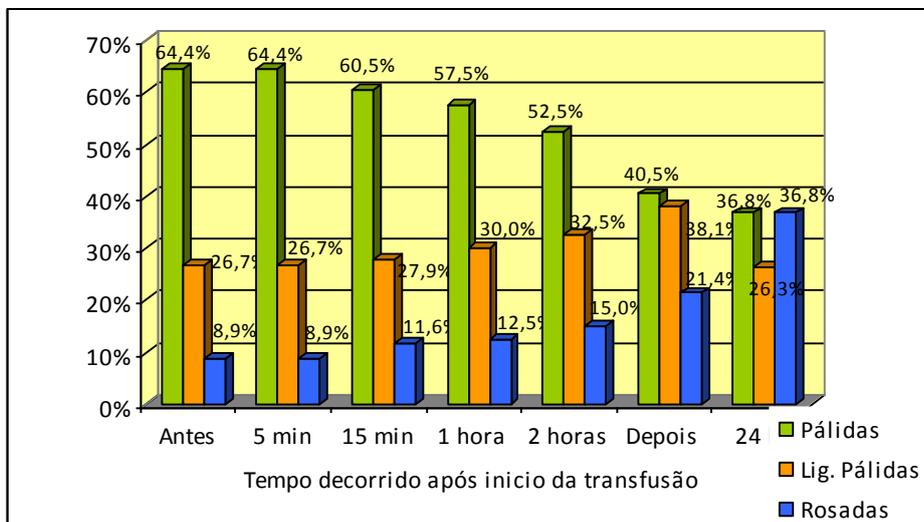
**Gráfico 6** – Projeção da evolução da frequência respiratória ao longo da transfusão, na espécie canina e felina.

### 3.3.4 Avaliação da coloração das mucosas

No grupo dos cães, antes da transfusão, 64,4% apresentavam as mucosas pálidas, tendo ocorrido um decréscimo progressivo nesta percentagem ao longo da administração de sangue e 24 horas depois da transfusão o valor era de 36,8 %, tendo-se observado uma melhoria apreciável na coloração das mucosas dos animais submetidos a transfusão. No início da transfusão a percentagem de animais com as mucosas rosadas foi de 8,9% e 24 horas depois foi de 36,8% (Gráfico 7). A percentagem de animais com as mucosas ligeiramente pálidas, foi semelhante entre o início e o final da transfusão, apesar de muito provavelmente os animais com mucosas ligeiramente pálidas no início da transfusão não serem os mesmos animais que no final, já que devido à subida do hct, é esperado que os animais com mucosas pálidas, passem a ter pelo menos as mucosas ligeiramente pálidas e os animais com as mucosas ligeiramente pálidas, as passem a ter rosadas.

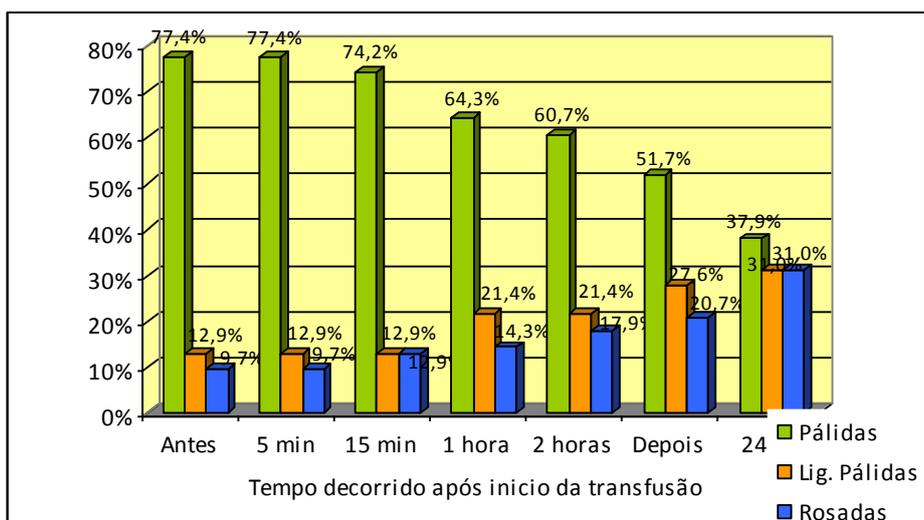
No estudo de Morikawa et al. (2010) observou-se que no início da transfusão, 92,31% dos cães apresentaram mucosas de coloração pálida e 7,69% rosa clara. A partir dos 45 minutos observou-se uma melhoria significativa deste quadro, sendo que 71,15% apresentaram mucosas pálidas e 23,08% rosa clara. No final da transfusão, 16,0% apresentaram mucosas pálidas, 8,0% mucosas rosa clara e 56,0% dos cães apresentaram mucosas rosa. Estes valores estão de acordo com os obtidos no nosso estudo, embora a diminuição de animais com mucosas pálidas e por conseguinte o aumento do número de

animais com mucosas rosadas seja mais acentuada no estudo de Morikawa et al. (2010). Porém há que ter em conta que esta avaliação é muito subjetiva.



**Gráfico 7** – Frequência relativa de pacientes caninos com as mucosas pálidas, ligeiramente (lig.) pálidas e rosadas, ao longo da transfusão.

No grupo dos pacientes felinos, a situação foi semelhante à dos cães sendo que no início da transfusão, a maioria dos animais apresentava mucosas pálidas, com uma percentagem de 77,4%, enquanto que apenas 12,9% e 9,7% apresentavam mucosas ligeiramente pálidas e rosadas, respetivamente (Gráfico 8).



**Gráfico 8** – Frequência relativa de pacientes felinos com as mucosas pálidas, ligeiramente (lig.) pálidas e rosadas, ao longo da transfusão.

A percentagem de gatos com mucosas pálidas diminuiu gradualmente até às 24 horas após a transfusão, apresentando um valor de 37,9%. Por outro lado, houve um aumento na percentagem de animais com mucosas rosadas até às 24 horas, atingindo um valor máximo de 31,0%.

### **3.3.5 Outros parâmetros monitorizados**

Relativamente à TR verificou-se um aumento da temperatura média entre o início e o final da transfusão de 0,3 °C na espécie canina e 0,2 °C na espécie felina. Apesar da temperatura retal ter sido avaliada juntamente com os restantes parâmetros, nos intervalos estipulados, considerou-se apenas a sua variação entre o início e o final da transfusão, pelo facto das medições em intervalos menores de tempo serem muito semelhantes.

A medição das pressões sanguíneas e avaliação da atitude do animal foram também avaliadas, contudo não foi estudada a sua variação, já que a pressão arterial pode variar muito dependendo das patologias apresentadas e das suas manifestações clínicas, assim como devido a aspetos fisiológicos relacionados com a raça, idade e condição corporal do animal. A atitude do animal por vezes pode também ser difícil de avaliar, contudo como se sabe a anemia causa letargia e fraqueza devido a uma alteração na capacidade de transporte de oxigénio (Callan, 2010), pelo que é esperado que à medida que o sangue é administrado o animal passe a ter um comportamento mais alerta e não tão deprimido. Contudo, como estas características não são mensuráveis em valores absolutos, estão sujeitas a mais variações até mesmo dependendo da pessoa que faz a avaliação. Além disso, a atitude pode também ser influenciada pela persistência da afeção subjacente, pelo temperamento do animal e pelo facto de estar num ambiente diferente e sem os seus proprietários.

### **3.3.6 Reações transfusionais adversas**

Do total das 76 transfusões realizadas, registaram-se cinco reações transfusionais, o que corresponde a 6,6%. No grupo dos pacientes caninos, ocorreram três reações adversas, que no total das 45 transfusões realizadas, corresponde a 6,7%. Estas reações adversas corresponderam a dois episódios de vômito e a um episódio de edema facial. No grupo dos gatos, ocorreram duas reações transfusionais, o que das 31 transfusões

realizadas, equivale a 6,5% e correspondeu a um episódio de pirexia e outro de vômito (Tabela XLV).

**Tabela XLV** – Número e percentagem de reações transfusionais, na espécie canina e felina.

Espécie	Nº de reações adversas	Percentagem de reações adversas (%)
<b>Canina</b>	3	6,7
<b>Felina</b>	2	6,5
Total	5	6,6

A percentagem de ocorrência de reações adversas associadas a transfusões sanguíneas varia conforme os estudos, sendo, geralmente, baixa. Weingart et al. (2004) obtiveram no seu estudo sobre transfusões de ST em gatos, uma percentagem de 1,2% de reações transfusionais. Outro estudo sobre transfusões sanguíneas em gatos verificou uma incidência de reações transfusionais de aproximadamente 3,2% (Castellanos et al., 2004).

Em cães também já foram determinadas diferentes percentagens de reações transfusionais, desde 3% (Harrell et al., 1997) e 3,3% (Callan et al., 1996), a 13% (Kerl & Hohenhaus, 1993).

### 3.3.6.1 Cães

Duas das três reações transfusionais corresponderam à ocorrência de vômito e ocorreram cerca de 40 minutos e uma hora após o início da transfusão. A ocorrência de vômito associada a uma transfusão é comum e pode estar relacionada com a ingestão de alimento por parte do animal antes da transfusão, o que pode ser descartado nesta situação já que todos os animais submetidos a transfusão foram sujeitos a um período de jejum. Deve avaliar-se também se o vômito é uma possível manifestação clínica de uma afeção concomitantemente apresentada pelo animal, o que também se descartou já que nenhum dos dois animais apresentava alguma alteração que justificasse a existência de vômito e também não apresentaram nenhum episódio de vômito antes da realização da transfusão. No entanto, o vômito é também uma das manifestações clínicas de algumas reações transfusionais como a reação hemolítica aguda, reação febril não hemolítica, reação de hipersensibilidade e contaminação bacteriana (Abrams-Ogg, 2000).

O cão que apresentou dois vômitos cerca de 40 minutos após o início da transfusão, não desenvolveu mais nenhuma manifestação clínica, tendo esta sido interrompida por precaução. Nestes 40 minutos foram administrados cerca de 120 mL de sangue, tendo o hct subido de 16 para 19%, no entanto no dia seguinte apesar da manutenção do hct foi feita nova transfusão com o sangue de outro dador, não tendo ocorrido nenhuma reação transfusional e tendo o hct subido de 19% para 27% e aumentado ligeiramente nos dias seguintes, o que permitiu a alta 6 dias depois da última transfusão.

No que diz respeito ao tipo de reação que ocorreu na primeira transfusão deste animal, provavelmente terá sido uma reação de hipersensibilidade, que se pode manifestar nos primeiros minutos da transfusão ou até 24 horas (Weinstein, 2010), sendo mais frequente durante os primeiros 45 minutos após o início da transfusão (Prittie, 2003; Chiaramonte, 2004). Contudo, na presença de vômito, deve ser feito o diagnóstico diferencial de reação hemolítica aguda, embora esta leve geralmente a um quadro mais grave, não tendo sido detetada a presença de hemólise no soro ou hemoglobinúria e outros sinais clínicos associados a este tipo de reação, e além do mais ocorreu um aumento do valor do hct.

A contaminação bacteriana deve também ser descartada na presença de vômito. Neste caso como foram tomadas todas as precauções no que concerne à colheita, armazenamento e administração do sangue, e não tendo ocorrido também um aumento da temperatura, que é um dos sinais mais comuns deste tipo de reação, descartou-se a possibilidade de contaminação bacteriana do sangue administrado.

O vômito é também uma das possíveis manifestações clínicas da reação febril não hemolítica (Prittie, 2003; Weinstein, 2010; Heddle et al., 1999). Contudo este tipo de reação leva geralmente à ocorrência de febre usualmente nos primeiros 30 minutos de transfusão, o que neste caso não ocorreu.

No segundo cão que apresentou um vômito cerca de 1 hora após o início da transfusão, o quadro desenvolvido foi mais grave, já que o vômito era muito abundante e com a presença de sangue e o animal apresentou também o soro hemolisado e hemoglobinúria. O animal desenvolveu também tremores e hipotensão, sendo a transfusão interrompida imediatamente. Neste caso, as manifestações clínicas parecem coincidir com as de uma reação hemolítica aguda. Foram administradas ao animal

soluções cristaloides e corticosteroides para minimizar a inflamação por diminuição da produção de IL-1. O animal veio a morrer alguns dias depois devido a um agravamento do estado clínico.

Por último, a terceira reação transfusional correspondeu ao desenvolvimento de edema facial (Figura 15) cerca de 2h e 30 minutos após o início da transfusão. O edema pode estar associado a uma reação de hipersensibilidade aguda ou alérgica, embora a urticária seja o sinal clássico em cães, devido à libertação de histamina e substâncias vasoativas, que originam vasodilatação, outras



**Figura 15** – Reação transfusional compatível com hipersensibilidade aguda. HVC.

situações podem surgir, como prurido, eritema, angioedema, vômito, hipersialia, dispneia, broncoconstrição e choque (Abrams-Ogg, 2000; Prittie, 2003; Haldane et al., 2004). A transfusão foi interrompida e foram administrados córticos ao animal, tendo o quadro de edema revertido ao fim de algumas horas. O hct deste animal subiu durante a transfusão 7% e teve alta cerca de uma semana depois, visto estar a recuperar de uma mastectomia.

### 3.3.6.2 Gatos

No grupo dos pacientes felinos, o episódio de pirexia ocorreu 20 minutos após o início da transfusão sanguínea, correspondendo a um aumento de 1,2 °C, passando a temperatura de 37,6 °C para 38,8 °C. O aumento da temperatura pode estar associado a uma reação hemolítica aguda, a uma reação não hemolítica febril e a contaminação bacteriana. A contaminação bacteriana foi descartada já que foram cumpridos todos os cuidados na colheita e administração do sangue, como antissépsia do local de colheita e administração do sangue num período inferior a quatro horas. A contaminação bacteriana durante o armazenamento também se descarta já que o sangue foi colhido e imediatamente administrado e não apresentava quaisquer indícios macroscópicos de contaminação bacteriana.

O animal não desenvolveu outros sinais associados com uma reação hemolítica aguda, como taquicardia, salivação, tremores, fraqueza, vômito, dispneia, colapso agudo, hipotensão, convulsões, hemoglobinemia e hemoglobinúria. Assim, esta reação foi

considerada uma reação febril não hemolítica, associada a sensibilidade aos leucócitos e/ou plaquetas. A transfusão foi interrompida e foi realizada a administração de corticóides (metilprednisolona).

O animal foi depois submetido a uma nova transfusão com sangue de outro animal não tendo ocorrido nenhuma reação adversa, verificando-se um aumento do hct (de 14 para 17%) e manutenção do mesmo ao longo de quatro dias, vindo depois a morrer devido a um agravamento da sua situação clínica.

A segunda reação transfusional que ocorreu no grupo dos pacientes felinos foi um episódio de vômito. Como já foi referido para o grupo dos pacientes caninos, a ocorrência de vômito pode estar associada à ingestão de alimento antes da transfusão, a uma elevada taxa de infusão, ou a reações transfusionais, como a reação hemolítica aguda, reação febril não hemolítica, reação de hipersensibilidade e contaminação bacteriana. O gato em questão apresentou um vômito cerca de 2h e 45 minutos após o início da transfusão, sendo esta interrompida, embora já se encontrasse praticamente no fim.

O hct do animal subiu de 16 para 22% e não apresentou mais nenhuma manifestação clínica que pudesse indicar a presença de um processo hemolítico, o que permitiu a sua alta ao fim de três dias. A contaminação bacteriana pode também ser descartada já que foram tomadas todas as precauções na colheita, armazenamento e administração do sangue, não tendo ocorrido também um aumento da temperatura. O vômito é também uma das possíveis manifestações clínicas da reação febril não hemolítica (Heddle et al., 1999; Prittie, 2003; Weinstein, 2010), contudo o animal não desenvolveu febre, pelo que não terá sido esta a causa do vômito. O vômito por ingestão de alimento pode também ser descartado, já que a recomendação de jejum de seis horas antes do início da transfusão (Barfield & Adamantos, 2011), foi cumprida. Descartou-se também a manifestação de vômito associada a uma afeção concomitantemente apresentada pelo animal, já que durante o período de internamento que antecedeu a transfusão o animal não apresentou nenhum episódio de vômito.

Assim, o vômito apresentado pelo animal está provavelmente associado a uma reação de hipersensibilidade ligeira.

### 3.3.7 Período de internamento

O período médio de internamento foi de oito dias na totalidade dos animais internados que receberam transfusão. Na espécie canina, o tempo médio de hospitalização foi de onze dias, variando entre um e dezasseis dias e na espécie felina foi de seis dias, com valor mínimo de um dia e máximo de dezanove dias.

#### 3.3.7.1 Influência do valor do hematócrito antes da transfusão

Para determinar a correlação entre o hct antes da transfusão e os dias de internamento, foi realizado o teste de Correlação *R de Pearson* que calcula o grau de associação entre pares de variáveis. A correlação foi fraca ( $r < 0,3$ ), já que o coeficiente de correlação obtido foi  $r=0,243$  ( $\text{sig} = 0,034$ ), o que significa que existe uma fraca associação linear positiva entre o hct antes da transfusão e os dias de internamento (Tabela XLVI).

**Tabela XLVI** – Resultado do Coeficiente de Correlação *R de Pearson*, entre o hematócrito antes da transfusão e o número de dias de internamento.

		Hematócrito antes da transfusão	Número de dias internado
Hematócrito antes da transfusão	Pearson Correlation	1	,243
	Sig. (2-tailed)		,034
	N	76	76
Número de dias internado	Pearson Correlation	,243	1
	Sig. (2-tailed)	,034	
	N	76	76

Legenda: Sig – significância; N – número de dados.

Elevando o valor do  $r$  ao quadrado obtém-se 0,059, o que significa que 5% da variação dos dias de internamento é explicada pelo hct antes da transfusão. O baixo valor encontrado, pode dever-se ao facto de alguns animais com hematócritos mais baixos, se encontrarem num estado tão grave que acabam por morrer rapidamente e portanto o número de dias de internamento será mais baixo. Contudo noutras situações, animais com hematócritos baixos, podem sobreviver mas requerer mais dias de internamento para que haja uma melhoria no seu estado clínico. Desta forma, é esperado que por estas razões a associação entre o hct antes da transfusão e os dias de internamento seja baixa.

### 3.3.8 Taxa de sobrevivência

No que diz respeito à taxa de sobrevivência, dos 62 animais submetidos a transfusão 38 tiveram alta, o que corresponde a uma percentagem de 61,3% e 24 não sobreviveram (38,7%), sendo que 14 destes 24 animais morreram (22,6%) e 10 foram eutanasiados (16,1%) (Tabela XLVII).

Na população canina, 23 animais realizaram transfusões e tiveram alta clínica (62,2%), enquanto que na espécie felina este valor foi de 15 animais (60%).

**Tabela XLVII** – Número e percentagem de animais que tiveram alta, morreram ou foram eutanasiados, na espécie canina e felina.

<b>Espécie</b>	<b>Alta</b>	<b>Morte</b>	<b>Eutanásia</b>
Canina	23 (62,2%)	8 (21,6%)	6 (16,2%)
Felina	15 (60,0%)	6 (24,0%)	4 (16,0%)
Total	38 (61,3%)	14 (22,6%)	10 (16,1%)

Os valores estão de acordo com os resultados obtidos em estudos anteriores em que a percentagem de cães e gatos sobreviventes foi cerca de 60% (Callan et al., 1996, Weingart et al., 2004 e Klaser et al., 2005). Num estudo sobre transfusões de ST e CE em gatos, Klaser et al. (2005) verificaram que apenas 60% dos gatos sobreviveram ao período de internamento e tiveram alta. Também Korman et al. (2012), obtiveram num estudo realizado em 180 gatos, valores semelhantes, mais precisamente 62,2% dos gatos avaliados tiveram alta, 30,6% foram eutanasiados e 7,2% morreram. Num estudo sobre transfusões múltiplas numa população de 27 gatos, verificou-se que 59% dos pacientes sobreviveram à hospitalização e tiveram alta (Roux et al., 2008).

Na população canina, os autores de um estudo sobre transfusões sanguíneas em cães obtiveram uma percentagem de sobrevivência com alta hospitalar de 61% (Callan et al., 1996).

No grupo dos animais que desenvolveram uma reação transfusional, a percentagem de sobrevivência foi também de 60%, já que do total de cinco animais, dois morreram, um pertencente ao grupo dos pacientes caninos e outro ao grupo dos pacientes felinos.

### 3.3.8.1 Influência do número de transfusões realizadas

No que diz respeito à realização de transfusões múltiplas como indicativo de mau prognóstico, foi realizado o Coeficiente de Correlação *Ró de Spearman*, para relacionar o número de transfusões com a sobrevivência (Tabela XLVIII). O coeficiente foi determinado considerando em conjunto a amostra de cães e gatos, tendo-se verificado que existe uma associação linear ligeira e negativa entre as duas variáveis em estudo ( $Ró \text{ de Spearman} = -0,247$ , sig = 0,031), a qual é estatisticamente significativa. Assim sendo, apenas 6% ( $-0,247^2 \times 100$ ) da variação na sobrevivência é explicada pelo número de transfusões, sendo os restantes 94% explicados por outros fatores. O sinal negativo significa que o aumento da sobrevivência está associado a uma diminuição do número de transfusões.

**Tabela XLVIII** – Resultado do Coeficiente de Correlação *Ró de Spearman*, entre o número de transfusões e a sobrevivência.

		Número de transfusões	Sobrevivência
Número de transfusões	Correlation Coefficient	1,000	-,247
	Sig. (2-tailed)	.	,031
	N	76	76
Sobrevivência	Correlation Coefficient	-,247	1,000
	Sig. (2-tailed)	,031	
	N	76	76

Legenda: Sig – significância; N – número de dados.

No grupo dos cães, a percentagem de sobrevivência dos 30 animais que receberam apenas uma transfusão foi de 66,7%, e dos sete animais que receberam mais do que uma transfusão foi de 57,1%. No grupo dos pacientes felinos, o sucedido foi semelhante sendo a percentagem de sobrevivência dos 19 gatos submetidos a uma transfusão de 63,1% e dos seis gatos submetidos a mais do que uma transfusão de 50%.

Desta forma, a sobrevivência é semelhante nos pacientes submetidos a uma transfusão, e nos submetidos a mais do que uma transfusão, já que o número de transfusões apenas tem uma influência de 6% na taxa de sobrevivência.

Por outro lado, a realização de mais do que uma transfusão sanguínea, pode dever-se à existência de uma doença associada que cause uma diminuição contínua do hct, o que conduz à necessidade de realização de mais transfusões e a um pior prognóstico.

### 3.3.8.2 Influência da causa de anemia

Para relacionar a sobrevivência com a causa que levou à anemia, foi realizado o Coeficiente de Correlação de *Ró de Spearman*. Os valores obtidos foram  $Ró\ Spearman = -0,236$  e  $sig = 0,041$ , tendo-se observado uma associação linear ligeira e negativa entre as variáveis, o que significa que a sobrevivência não é muito diferente tendo em conta as diferentes causas da anemia (Tabela XLIX).

**Tabela XLIX** – Resultado do Coeficiente de Correlação *Ró de Spearman*, entre a causa da anemia e a sobrevivência.

		Sobrevivência	Causa da anemia
Sobrevivência	Correlation coefficient	1,000	-,236
	Sig. (2-tailed)		,041
	N	76	76
Causa da anemia	Correlation coefficient	-,236	1,000
	Sig. (2-tailed)	,041	
	N	76	76

Legenda: Sig – significância; N – número de dados.

### 3.3.8.3 Influência do valor do hematócrito

No que concerne à comparação do valor do hct antes e depois da transfusão, entre os pacientes sobreviventes e não sobreviventes, verificamos que existem diferenças significativas, sendo que a média do hct antes e depois da transfusão nos pacientes não sobreviventes pertencentes à espécie canina e felina, é inferior à dos animais submetidos a transfusão e que tiveram alta clínica. Além disso, a variação do hct é maior nos animais sobreviventes (Tabela L).

**Tabela L** – Valor médio do hematócrito antes e depois da transfusão, nos pacientes que tiveram alta, morreram ou foram eutanasiados, na espécie canina e felina.

Espécie	Alta clínica			Morte/eutanásia		
	Hct antes (%)	Hct depois (%)	Variação	Hct antes (%)	Hct depois (%)	Variação
Canina	17,3	25,1	7,8	15,9	22,3	6,4
Felina	13,6	19,9	6,3	12,1	16,8	4,7

Legenda: hct – hematócrito.

O resultado do Coeficiente de Correlação *R de Pearson*, permite-nos concluir que existem diferenças significativas entre os dois grupos (sobreviventes e não

sobreviventes). Obteve-se um valor de  $r = 0,406$  e de  $\text{sig} = 0,000$ , o que significa que existe uma moderada associação linear positiva entre o hct antes da transfusão e a sobrevivência, e que 16% ( $0,406^2 \times 100$ ) da variação na sobrevivência é explicada pela variação do hct antes da transfusão (Tabela LI). Assim sendo, hematócritos mais baixos parecem estar associados a uma menor taxa de sobrevivência, devido provavelmente à perpetuação da hipóxia, o que dificulta a recuperação. No entanto, o facto dos animais sobreviverem ou não, está associado a vários fatores, e não só ao valor do hct, já que na maioria das vezes a anemia está associada a patologias concomitantes muitas das vezes graves que impedem a recuperação do animal. Contudo, em pacientes em que a transfusão é mais eficiente e se obtêm valores de hct mais elevados, existe uma melhoria no transporte de oxigénio e na capacidade para superar a doença subjacente.

**Tabela LI** – Resultado do Coeficiente de Correlação *R de Pearson*, entre o hematócrito antes da transfusão e a sobrevivência

		Sobrevivência	Hematócrito antes da transfusão
Sobrevivência	Pearson Correlation	1	,406
	Sig. (2-tailed)		,000
	N	76	76
Hematócrito antes da transfusão	Pearson Correlation	,406	1
	Sig. (2-tailed)	,000	
	N	76	76

Legenda: Sig – significância; N – número de dados.

#### 3.3.8.4 Influência da severidade da anemia

Verificou-se também uma associação linear moderada entre a sobrevivência e a severidade da anemia (anemia ligeira, moderada, severa e muito severa), através do Coeficiente de Correlação *Ró de Spearman* ( $Ró \text{ Spearman} = - 0,471$  e  $\text{sig} = 0,001$ ) (Tabela LII). Os animais foram divididos em quatro grupos de acordo com a severidade da anemia, tendo-se verificado que anemias mais severas surgem associadas a taxas de sobrevivência mais baixas, daí o coeficiente ter o sinal negativo.

**Tabela LII** – Resultado do Coeficiente de Correlação *Ró de Spearman*, entre a severidade da anemia e a sobrevivência.

		Sobrevivência	Severidade
Sobrevivência	Correlation coefficient	1,000	-,471
	Sig. (2-tailed)		,001
	N	76	76
Severidade	Correlation coefficient	-,471	1,000
	Sig. (2-tailed)	,001	
	N	76	76

Legenda: Sig – significância; N – número de dados.

## V – CONCLUSÕES

O estágio realizado no HVC, durante quatro meses, em clínica e cirurgia de animais de companhia, possibilitou o desenvolvimento de competências práticas em diferentes áreas de especialidade, permitindo a aplicação de diversos conceitos ministrados durante o percurso académico.

Em relação ao estudo realizado, apesar da pequena dimensão da amostra, os objetivos propostos foram cumpridos e foi possível retirar algumas conclusões.

No que diz respeito à causa mais comum de realização de transfusões, no presente estudo, tanto nos cães como nos gatos, foi a anemia devido a hemorragia, com uma percentagem de 67,6% e 40%, respetivamente. No grupo dos gatos, a segunda causa de transfusão foi a anemia devido a eritropoiese ineficaz, tendo a diferença entre estas duas causas de transfusão sido de apenas um animal. Em estudos realizados e já referidos, a anemia por hemorragia foi a principal causa de transfusão em cães. Nos gatos, nalguns estudos realizados foi também a anemia por hemorragia a causa principal para a realização de transfusão, enquanto que noutros foi a anemia não regenerativa, o que está de acordo com o obtido neste estudo, já que, nos gatos, o número de animais com hemorragia e com anemia não regenerativa difere apenas por um.

Em relação à severidade da anemia, tanto no grupo dos pacientes caninos, como no grupo dos pacientes felinos, a maioria das transfusões foram realizadas devido a anemias moderadas e severas, com uma percentagem de 83,2% e de 90,3%, respetivamente, no grupo dos cães e gatos.

O valor do hct antes da transfusão apresentou também diferenças consoante a causa de anemia. Assim, o valor médio mais baixo de hct foi detetado na anemia por hemólise, sendo de 13,6% na espécie canina e 11,5% na espécie felina. No presente estudo, no grupo dos pacientes caninos foi encontrada uma diferença estatisticamente significativa no valor do hct antes da transfusão, consoante a causa da anemia ( $p=0,041$ ), o que indica que os valores do hct antes da transfusão, tendem a ser diferentes, tendo em conta a causa da anemia.

No que diz respeito às condições da realização da transfusão, no grupo dos pacientes caninos, o valor médio do hct do sangue doado foi de 41,2%, e no grupo dos pacientes felinos, foi de 32,3%. O tempo médio de administração no grupo dos pacientes caninos foi de quatro horas e 45 minutos, e nos pacientes felinos foi de três

horas e 54 minutos, enquanto que o volume médio de sangue administrado, foi de 383 mL na espécie canina, variando entre 160 e 1000 mL, e de 52 mL na espécie felina, variando entre 49 e 80 mL. Por último, no que diz respeito ao número de transfusões realizadas, a maioria dos animais foram submetidos a apenas uma transfusão de sangue (79%), e tanto nos cães como nos gatos, o maior número de transfusões foi realizado no grupo dos animais com hemorragia, quer nos submetidos a uma transfusão, quer nos sujeitos a mais do que uma transfusão.

Em relação à variação do hct ao longo da transfusão, na espécie canina houve um aumento de 6,6% e na felina de 5,7%, o que comprova que a transfusão sanguínea promove uma melhoria neste parâmetro.

No que concerne aos outros parâmetros monitorizados, ocorreu uma diminuição da FC, entre o início e o fim da transfusão, de 20,7 bpm nos pacientes caninos e 19,2 nos pacientes felinos. A FR apresentou um decréscimo de 5,5 e 4,2 respirações por minuto, na população canina e felina, respetivamente. Relativamente à TR verificou-se um aumento da temperatura média entre o início e o final da transfusão de 0,3 °C na espécie canina, e de 0,2 °C, na espécie felina. Durante a transfusão, ocorreu também uma melhoria na coloração das mucosas, já que no início da transfusão, 64,4% dos cães, e 77,4% dos gatos, apresentavam mucosas pálidas, tendo ocorrido um decréscimo progressivo nesta percentagem ao longo da administração, sendo 24 horas após a realização da transfusão de 36,8% e de 37,9%, respetivamente.

Assim sendo, a melhoria nos parâmetros monitorizados, como a FC, FR, TR e coloração das mucosas, permite concluir que a transfusão sanguínea promove uma melhoria clínica nos pacientes anémicos enquanto se busca o diagnóstico ou até que o tratamento se torne efetivo. Por meio da monitorização constante, é possível avaliar a eficácia ou não da transfusão sanguínea, e portanto, a verificação dos parâmetros vitais, como a FC, FR, TR e coloração de mucosas revela que a transfusão foi ou não bem sucedida, como se confirmou pelo estudo realizado.

No presente estudo, registou-se uma incidência de reações transfusionais de 6,6% na população geral, de 6,7% na população canina e de 6,5% na população felina. No caso do grupo dos pacientes caninos, ocorreram três reações adversas que já foram detalhadas anteriormente e que provavelmente corresponderam a uma reação de hipersensibilidade com manifestação de vômito, uma reação hemolítica aguda e uma

reação também de hipersensibilidade aguda ou alérgica com desenvolvimento de edema facial. No grupo dos pacientes felinos, as duas reações adversas corresponderam possivelmente a uma reação febril não hemolítica, associada a sensibilidade aos leucócitos e/ou plaquetas e uma reação de hipersensibilidade ligeira. Todas as reações transfusionais adversas foram detetadas pela monitorização constante realizada, o que permitiu a interrupção da transfusão, e a instituição precoce do tratamento de forma a minimizar os danos no paciente recetor.

O período médio de internamento foi na espécie canina de onze dias, variando entre um e dezasseis dias, e na espécie felina foi de seis dias, com um valor mínimo de um dia e máximo de dezanove dias.

Obteve-se uma fraca associação linear positiva entre o hct antes da transfusão e os dias de internamento, como se pode constatar pela correlação de *Pearson* ( $r=0,243$ , sig = 0,034), indicando o sinal positivo do teste que um valor de hct mais baixo está associado a menos dias de internamento, o que pode parecer controverso e, provavelmente, deve-se à morte prematura dos animais em questão.

No que diz respeito à taxa de sobrevivência, dos 62 animais submetidos a transfusão 38 tiveram alta, o que corresponde a uma percentagem de 61,3% e 24 não sobreviveram (38,7%), encontrando-se estes valores de acordo com os obtidos em estudos anteriores. Também no grupo de pacientes que desenvolveu uma reação transfusional adversa, a percentagem de sobrevivência foi de 60%, já que do total de cinco pacientes, dois morreram.

Foi encontrada uma associação linear ligeira e negativa entre o número de transfusões e a sobrevivência (*Ró de Spearman* = - 0,247, sig = 0,031), a qual é estatisticamente significativa, o que significa que a realização de transfusões múltiplas está associada a uma menor taxa de sobrevivência, no entanto esta causa apenas teve um interferência de 6% na sobrevivência.

Observou-se uma associação linear ligeira e negativa entre as variáveis sobrevivência e causa de anemia, o que significa que a sobrevivência não é muito diferente nos animais com anemia por perda de sangue, hemólise ou anemia não regenerativa.

Em relação à influência do valor do hct antes da transfusão na sobrevivência, foi encontrada uma associação linear moderada positiva, sendo que 16% da variação na

sobrevivência é explicada pela variação do hct antes da transfusão, e que portanto valores de hct mais elevados, estão associados a uma maior taxa de sobrevivência.

Verificou-se também uma associação linear moderada entre a sobrevivência e a severidade da anemia, tendo-se verificado que anemias mais severas surgem associadas a taxas de sobrevivência mais baixas, daí o coeficiente ter o sinal negativo

Assim, uma menor taxa de sobrevivência, está associada à realização de um maior número de transfusões e a hematócritos mais baixos antes da transfusão, e portanto a anemias mais severas.

Este estudo confirma que a transfusão sanguínea é um procedimento muito valioso como terapia de emergência na maioria dos casos, se forem cumpridos os devidos cuidados para evitar a ocorrência de reações transfusionais, designadamente a triagem de cães e gatos doadores e a sua tipificação, utilização de técnicas criteriosas de colheita, centrifugação e preparação dos produtos sanguíneos, bem como forma de armazenamento e administração do sangue.

## VI – BIBLIOGRAFIA

Abrams-Ogg, A.C. (2000). Practical blood transfusion. *In: Day, M., Mackin, A. & Littlewood, J. (Eds.), Manual of canine and feline haematology and transfusion medicine.* Gloucester: British Small Animal Veterinary Association, pp. 263-303.

Adamantos, S. (2008). Scientific proceedings: companion animals programme – Transfusion medicine. *In: Proceedings of the European Veterinary Conference Voorjaarsdagen.* Amsterdam, Netherlands, 24-26 April, pp. 62-63. Acedido em 28 de março, 2013, disponível em: <http://www.ivis.org/proceedings/voorjaarsdagen/2008/critical/62.pdf>.

Andrade, S.F. (2002). *Manual de terapêutica veterinária*, 2<sup>nd</sup> ed. São Paulo: Roca, pp. 491-501.

Andrews, G.A. (2000). Red blood cell antigens and blood groups in the dog and cat. *In: Feldman, B.F., Zinkl, J.G. & Jain, N.C. (Eds), Schalm's Veterinary Hematology*, 5<sup>th</sup> ed. New York: Lippincott, pp. 767-773.

Andrews, G.A., Chavey, P.S., Smith, J.E. & Rich, L. (1992). N-glycolylneuraminic acid and N-acetylneuraminic acid define feline blood group A and B antigens. *Blood journal*, Washington, 79 (9), pp. 2485-2491.

Andrews, G.A. & Peden, M.C. (2010). Erythrocyte antigens and blood groups. *In: Weiss, D.J & Wardrop, K.J. (Eds.), Veterinary Hematology*, 6<sup>th</sup> ed. Iowa: Wiley-Blackwell, Cap. 92, pp. 711-724.

Authement, J. M. (1991). Preparation of components. *Advances in veterinary science and comparative medicine*, 36: 171-85. Acedido em 22 de julho, 2013, disponível em: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/1759622>.

Babo, V.J. (1998). Transfusão sanguínea em cães e gatos. *Revista clínica veterinária*, (14): 28-32.

Balch, A. & Mackin, A. (2007). Canine immune-mediated hemolytic anemia: pathophysiology, clinical signs, and diagnosis. *Compendium continuing education for veterinarians*, 29 (4): 217-25. Acedido em 25 de julho, 2013, disponível em: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/17726851>.

Barfield, D. & Adamantos, S. (2011). Feline blood transfusions: a pinker shade of pale. *Journal of feline medicine and surgery*, Londres, 13 (1): 11-23.

Barsenas, A. (2006). Pre-hospital telephone triage. *In: K.A. Mathews (Ed), Emergency critical care*, 2<sup>nd</sup> ed. Canadá: Lifelearn Inc. , pp. 1-3.

Beal, M.W. (2008). Transfusion medicine for the general practitioner. *In: Proceedings of the North American Veterinary Conference – small animal and exotics*. Orlando, Florida, 19-23 January, pp. 252-254. Acedido em 28 de janeiro, 2013, disponível em:

<http://www.ivis.org/docarchive/proceedings/navc/2008/sae/083.pdf>.

Bighignoli, B., Niini, T., Grahn, R.A., Pedersen, N.C., Millon, L.V., Polli, M., Longeri, M. & Lyons, L.A. (2007). Cytidine monophospho-Nacetylneuraminic acid hydroxylase (CMAH) mutations associated with the domestic cat AB blood group. *BioMed Central Genetics*, Londres, 8 (26), pp. 10. Acedido em 12 de maio, 2013, disponível em:

<http://www.biomedcentral.com/1471-2156/8/27>.

Bistner, S.I. & Ford, R.B. (1997). *Manual de procedimentos veterinários e tratamento de emergências*. São Paulo: Roca, pp. 914.

Blais, M.C., Berman, L., Oakley, D.A. & Giger, U. (2007). Canine dal blood type: a red cell antigen lacking in some dalmatians. *Journal of veterinary internal medicine*, 21 (2): 281-286.

Boothe, D.M. (2003). Sangue e componentes sanguíneos. *In: Adams, H.R. (Eds), Farmacologia e terapêutica em veterinária*. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, pp. 313-329.

Bracker, K.E. & Drellich, S. (2005). Transfusion reactions. *Compendium continuing education for veterinarians*, 27 (7): 500-512. Acedido em abril, 2013, disponível em:

<http://www.vetlearn.com/compendium/transfusion-reactions>.

Braga, R.C. (2008). Transusão de sangue em pequenos animais como procedimento de emergência. Acedido em novembro de, 2012, disponível em:

<http://www.petsite.com.br/ptrab1.asp?id=13>.

Brecher, M.E. & Taswell, H.F (1991). Hemolytic transfusion reactions. *In: Rossi, C.E., Simon, T.L. & Moss, G.S. (Eds), Principles of transfusion medicine*. Baltimore: Williams & Wilkins, pp. 619-635.

Brown, D. & Vap, L. (2006). Princípios sobre transfusão sanguínea e reação cruzada. *In: Thrall, M. A. (Eds), Hematologia e bioquímica clínica veterinária*. São Paulo: Roca, Cap. 15, pp. 188-198.

Brown, D. & Vap, L. (2012). Principles of blood transfusion and crossmatching. *In: Thrall, M.A., Weiser, G., Allison, R & Campbell, T. (Eds), Veterinary hematology and clinical chemistry*, 2<sup>nd</sup> ed. USA: Wiley-Blackwell, Section II, Cap. 18, pp. 205-222.

Bucheler, J. & Giger, U. (1993). Alloantibodies against A and B blood types in cats. *Veterinary Immunology and Immunopathology*, 38 (3-4): 283-95.

Bullard, M.J., Unger, B., Spence, J. & Grafstein, E. (2008). Revisions to the Canadian emergency department triage and acuity scale (CTAS) adult guidelines. *CJEM – JCMU*, 10: 136-142. Acedido em 22 de outubro, 2013, disponível em:

[http://www.cjem-online.ca/sites/default/files/CJEM\\_Vol\\_10\\_No\\_3\\_p224.pdf](http://www.cjem-online.ca/sites/default/files/CJEM_Vol_10_No_3_p224.pdf)

Cain, G.R. & Suzuki, Y. (1985). Presumptive neonatal isoerythrolysis in cats. *Journal of the american veterinary medical association*, 187 (1): 46-8.

Callan, M.B., Oakley, D.A., Shofer, F.S. & Giger, U. (1996). Canine red blood cell transfusion practice [abstract]. *Journal of the american animal hospital association*, 32 (4): 303-11.

Callan, M.B. (2010). Red Blood Cell Transfusion in the dog and cat. *In: Weiss, D.J. & Wardrop, K.J. (Eds.), Schalm's veterinary hematology*, 6<sup>th</sup> ed. Iowa: Wiley-Blackwell, Section 8, Cap. 92, pp. 738-743.

Capon, S.M. & Sacher, RA. (1989). Hemolytic transfusion reactions: a review of mechanisms, sequelae and management. *Journal of intensive care medicine*, 4 (3): 110-111.

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): 529-32.

Castilho, C. & Cortez, S. (2008). Apoio psicológico ao proprietário do animal em estado crítico. *In: Santos, M.M. & Fragata, F.S. (Eds), Emergência e Terapia Intensiva Veterinária em Pequenos Animais*. São Paulo, Roca, Cap. 4, pp. 49-61.

Chapler, C. K. & Cain, S.M. (1986). The physiologic reserve in oxygen carrying capacity: studies in experimental hemodilution. *Canadian journal of physiology pharmacology*, 64 (1): 7-12.

Chiaromonte, D. (2004). Blood-component therapy: selection, administration and monitoring. *Clinical Techniques in Small Animal Practice*, 19 (2): 63-7.

Colling, D.T. & Saison, R. (1980). Canine blood groups. Description of a new allele in the Tr blood group system. *Animal blood groups and biochemical genetics*, Wageningen, 11 (1): 13-20.

Costa, J.J., Viana, J.A. & Ribeiro, J.D. (2008). Parâmetros bioquímicos e hemogasométricos do sangue total canino armazenado em bolsas plásticas contendo CPDA-1 e CPD/SAG-M. *Ciência Rural*, 38 (2): 378-83.

Cotter, S.M. & Rentko, V. T. (1996). Terapia transfusional em cães e gatos. *In: Bojrab, M.J. (Eds.), Mecanismos da moléstia na cirurgia de pequenos animais*, 2<sup>a</sup> ed. São Paulo: Manole, Cap. 7, pp. 53-58.

Dippenaar T. Feline transfusion practice in South Africa: current status and practical solutions. *J S Afr Vet Assoc.* 1999 Sep; 70 (3): 135-7.

Dunn, J.K. (2001). *Tratado de medicina de pequenos animais.* São Paulo: Roca, pp. 713-718.

Ejima, H., Nomura, K. & Bull, R.W. (1994). Breed differences in the phenotype and gene frequencies in canine D blood group system. *The Journal of veterinary medical science / the japanese society of veterinary science, Tokyo,* 56 (4): 623-26.

Esteves, V.S., Lacerda, L.A., Lasta, C.S., Pedralli, V. & González, F.H.D. (2011). Frequencies of DEA blood types in a purebred canine blood donor population in Porto Alegre, RS, Brazil. *Pesquisa veterinária brasileira, Rio de Janeiro,* 31 (2): 178-81.

Ferreira, R.R., Gopegui, R.R. & Matos, A.J. (2011). Frequency of dog erythrocyte antigen 1.1 expression in dogs from Portugal. *Veterinary clinical pathology,* 40 (2): 198-201.

Futema, F. (2009). Avaliação pré-anestésica. *In: Cortopassi, S.R.G. & Fantoni, D.T. (Eds), Anestesia em cães e gatos, 2<sup>nd</sup> ed.* São Paulo: Roca, pp. 81.

Gibson, G. (2007). Transfusion medicine. *In: King, L.G. & Boag, A. (Eds), Bsava manual of canine and feline emergency and critical care, 2<sup>nd</sup> ed.* Gloucester: British Small Animal Association, Cap. 14, pp. 215-227.

Giger, U., Kilrain, C.G., Filippich, L.J. & Bell, K. (1989). Frequencies of feline blood groups in the United States. *Journal of the american veterinary medical association, Chicago,* 195 (9): 1230-32.

Giger, U. & Akol, K. G. (1990). Acute hemolytic transfusion reaction in an abyssinian cat with blood type B. *Journal of veterinary internal medicine,* 4 (6): 315-16.

Giger, U., Bucheler, J. & Patterson, D.F. (1991). Frequency and inheritance of A and B blood types in feline breeds of the United States. *Journal of heredity, Oxford,* 82 (1): 15-20.

Giger, U., Gelens, C.J., Callan, M.B. & Oakley, D.A. (1995). An acute hemolytic transfusion reaction caused by dog erythrocyte antigen 1.1 incompatibility in a previously sensitized dog. *Journal of the american veterinary medical association,* 206 (9): 1358-62.

Giger, U. (2005). Regenerative anemias caused by blood loss or hemolysis. *In: Ettinger, S.J. & Feldman, E.C. (Eds.), Textbook of Veterinary Internal Medicine, 6<sup>th</sup> ed.* St. Louis: Elsevier Saunders, pp. 1886-1907.

Giger, U., Stieger, K. & Palos, H. (2005). Comparison of various canine bloodtyping methods. *American journal of veterinary research, Chicago,* 66 (8): 1386-92.

Giger, U. (2009). Blood-typing and crossmatching. *In: Bonagura J.D. & Twedt, D.C. (Eds.), Kirk's current veterinary therapy XIV*. St. Louis: Saunders Elsevier, Section 4, Cap. 56, pp. 260-265.

Giger, U. (2010). Transfusion medicine: do's and don'ts. *In: Proceedings of the 35th World Small Animal Veterinary Congress*. Geneva, Switzerland, 14-17 October. Acedido em 19 junho, 2013, disponível em: <http://www.ivis.org/proceedings/wsava/2010/d40.pdf>.

Gomes, S.G.R. (2008). Transfusão sanguínea. *In: Santos, M.M. & Fragata, F.S. (Eds.), Emergência e terapia intensiva veterinária em pequenos animais*. São Paulo: Roca, Cap. 15, pp. 172-190.

Gonçalves, S., Batistela, M.M. & Tavares, A. P. (2006). Triagem sorológica de cães doadores de sangue. *In: 6º Congresso Paulista de Clínicos Veterinários de Pequenos Animais*, Hotel Transamérica. São Paulo, Brasil.

Gordon, A.A. & Penedo, M.C. (2010). Erythrocyte antigens and blood groups. *In: Weiss, D.J. & Wardrop, K.J. (Eds.), Schalm's veterinary hematology*, 6<sup>th</sup> ed. Iowa: Wiley-Blackwell, pp. 711-724.

Graça, R.M.C. (2012). Transfusões de sangue total e concentrado de eritrócitos em cães e gatos: avaliação das indicações, efeitos e consequências. Dissertação de Mestrado Integrado em Medicina Veterinária – Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Técnica de Lisboa, Lisboa, pp. 23-24.

Griot-Wenk, M.E. & Giger U. (1999). Feline transfusion medicine: blood types and their clinical importance. *Veterinary clinics of north america: small animal practice*, 25 (6): 1305-22.

Gross, D.R. (1992). Transfusão e outras considerações especiais. *In: Booth, N.H. & Macdonald, L.E. (Eds), Farmacologia e terapêutica em veterinária*. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, Cap. 30, pp. 439-442.

Gruffydd-Jones, T. (2010a). Approach to anaemia in the cat. *In: I Encontro de formação Ordem dos Médicos Veterinários*, Monte da Caparica, 16 e 17 de outubro. Acedido em 30 maio, 2013, disponível em: <http://www.omv.pt/biblioteca-online/formacao-gratuita-omv/encontro-omv2010/animais-de-companhia-medicina-felina>.

Gruffydd-Jones, T. (2010b). Blood Transfusions in Feline Medicine. *I Encontro de formação Ordem dos Médicos Veterinários*, Monte da Caparica, 16 e 17 de outubro. Acedido em 30 maio, 2013, disponível em: <http://www.omv.pt/download/7vjbloodtransfusionsinfelinemedicine-t-gruffydd-jones12f.pdf>.

Haldane, S.J., Roberts, J., Marks, S.L. & Raffe, M.R. (2004). Transfusion medicine. *Compendium continuing education for veterinarians*, 26 (7): 502-518.

Hale, A.S. (1995). Canine blood groups and their importance in veterinary transfusion medicine. *Veterinary clinics of north america: small animal practice*, 25 (6): 1323-32.

Hansen, K. (2006). Canine and feline transfusion medicine. *Veterinary technician focus: hematology*, 27 (7), Acedido em 28 abril, 2013, disponível em: <http://www.vetlearn.com/veterinary-technician/canine-and-feline-transfusion-medicine>.

Harrell, K.A. & Kristensen, A.T. (1995). Canine transfusion reactions and their management. *Veterinary clinics of north america: small animal practice*, 25 (6): 1333-64.

Harrell, K., Parrow, J. & Kristensen, A. (1997). Canine transfusion reactions – Part II: Prevention and treatment. *Comp Contin Educ Pract Vet*, 19 (2): 193-99. Acedido em 2 julho, 2013, disponível em: <http://pt.scribd.com/doc/23747958/CANINE-Canine-Transfusion-Reactions-part-2Prevention-and-Treatment>.

Heddle, N.M., Klama, R. & Meyer, R.I. (1999). A randomized controlled trial comparing plasma removal with white cell reduction to prevent reactions to platelets, (39): 231-38.

Helm, J. & Knottenbelt, C. (2010). Blood transfusions in dogs and cats 1: indications. In *Practice*, Journal of the British veterinary association, London, 32: 184-89.

Hohenhaus, A.E. (1992). Canine blood transfusion. *Problems in veterinary medicine*, 4 (4), p. 612-24.

Hohenhaus, A.E. (2000). Transfusion reactions. In: Feldman, B.F., Zinkl, J.G. & Jain, N.C. (Eds), *Schalm's Veterinary Hematology*, 5<sup>th</sup> ed. New York: Lippincott, pp. 864-868.

Hohenhaus, A.E. (2004). Importance of blood groups and blood group antibodies in companion animals. *Transfusion medicine reviews*, Orlando, 18 (2): 117-26.

Hohenhaus, A.E. (2010). Blood transfusions, component therapy, and oxygen-carrying solutions. In: Ettinger, S.J. & Feldman, E.C. (Eds.), *Textbook of veterinary internal medicine*, 7<sup>th</sup> ed. St. Louis, Missouri: Elsevier Inc., pp. 537-544.

Hoskins, J.D. & Authement, J.M. (1993). Terapia com componentes do sangue. In: Hoskins, J.D. (Eds), *Pediatria Veterinária*. São Paulo: Manole, Cap 3, pp. 41-47.

Jutkowitz, L.A. (2004). Blood transfusion in the perioperative period. *Clinical techniques in small animal practice*, 19 (2): 75-82.

Kerl, M.E. & Hohenhaus, A.E. (1993). Packed red blood cell transfusions in dogs: 131 cases (1989). *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 202 (9): 1495-99.

Kessler, R.J., Reese J., Chang, D., Seth, M., Hale, A.S. & Giger, U. (2010). Dog erythrocyte antigens 1.1, 1.2, 3, 4, 7, and dal blood typing and cross-matching by gel column technique. *Veterinary Clinical Pathology*, 39 (3): 306-16.

Kirby, R. & Rivera, A.M. (2008). Triage. *Clinician's Brief*, the official publication of NAVC. Acedido em outubro, 2013, disponível em: <http://www.cliniciansbrief.com/columns/53/triage-and-emergency-care>.

Klaser, D.A., Reine, N.J. & Hohenhaus, A.E. (2005). Red blood cell transfusions in cats: 126 cases (1999). *Journal of the American Veterinary Medical Association*, 226 (6): 920-23.

Klein, M.K., Dow, S. W. & Rosychuk, R. A. W. (1989). Pulmonary thromboembolism associated with immune-mediated hemolytic anemia in dogs: 10 cases (1982-1987). *Journal of the American Veterinary Medical Association* 195: 246-250.

Knottenbelt, C.M., Addie, D.D., Day, M.J. & Mackin, A.J. (1999a). Determination of the prevalence of feline blood types in the UK. *Journal of Small Animal Practice*, 40 (3): 115-18.

Knottenbelt, C.M., Cripps, P.J., Day, M.J. & Mackin, A.J. (1999b). Measurement of titres of naturally occurring alloantibodies against feline blood group antigens in the UK. *Journal of Small Animal Practice*, Oxford, 40 (8): 365-70.

Korman, R., Hetzel, N., Knowles, T., Harvey, A. & Tasker, S. (2012). A retrospective study of 180 anaemic cats: features, aetiologies and survival data. *Journal of Feline Medicine and Surgery*, UK, 15 (2): 81-90. Acedido em 28 de junho, 2013, disponível em: <http://jfm.sagepub.com/content/15/2/81>.

Kristensen, A.T. & Feldman, B.F. (1995). Blood banking and transfusion medicine. *In: Ettinger, S.J. & Feldman, E.C. (Eds.), Textbook of Veterinary Internal Medicine*, 4<sup>th</sup> ed. Philadelphia: WB Saunders, Cap. 64, pp. 347-360.

Kristensen, A.T. & Feldman, B.F. (1997). Bancos de sangue e medicina transfusional. *In: Ettinger, S.J. & Feldman, E.C. (Eds.), Tratado de Medicina Interna Veterinária*, tradução 1<sup>a</sup> ed. São Paulo: Manole, Cap. 64, p. 497-516.

Lacerda, L.A. (2008). Transfusão sanguínea em veterinária. *In: González, F.H.D. & Silva, S.C. (Eds.), Patologia Clínica Veterinária: texto introdutório – texto de apoio ao curso de especialização em análises clínicas veterinárias*. Porto Alegre, Rio Grande do Sul: Universidade Federal do Rio Grande do Sul, pp. 73-94. Acedido em 24 de junho, 2013, disponível em: [http://www.ufrgs.br/lacvet/livros/Analises\\_Clinicas\\_Vet.pdf](http://www.ufrgs.br/lacvet/livros/Analises_Clinicas_Vet.pdf).

Lacerda, L.A., Oliveira, S.T., Guerra, T.A., Stein, G.G. & Gonzáles, F.H.D. (2008). Prevalência dos tipos sanguíneos A, B e AB em gatos domésticos mestiços da cidade de Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil. *Brazilian journal of veterinary research and animal science*, São Paulo, (45): 46-53.

Lacerda, L.A., Oliveira, S.T., Guerra, T.A., Stein, G.G. & Gonzáles, F. (2011). Titulação de aloanticorpos antia e antib em gatos domésticos sem raça definida em Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil. *Revista Ceres, Viçosa*, 58 (1): 51-5.

Lanevski, A. & Wardrop, K.J. (2001). Principles of transfusion medicine in small animals. *The canadian veterinary journal*, 42 (6): 447-54.

Lang, A. (2008) Transfusão sanguínea em cães e gatos. Portal saúde Animal, Hospital veterinário virtual brasileiro. Acedido em abril de 2013, disponível em: <http://www.saudeanimal.com.br/artig160.htm>.

Lopes, S., Biondo, A. & Santos, A. (2008). Hematologia clínica. *In: Gonzáles, F.H.D. & Silva, S.C. (Eds), Patologia clínica veterinária: texto introdutório – texto de apoio ao curso de especialização em análises clínicas veterinárias*. Porto Alegre, Rio Grande do Sul: Universidade Federal do Rio Grande do Sul, pp. 1-57. Acedido em 24 de junho, 2013, disponível em: [http://www.ufrgs.br/lacvet/livros/Analises\\_Clinicas\\_Vet.pdf](http://www.ufrgs.br/lacvet/livros/Analises_Clinicas_Vet.pdf).

Lubas, G. (1996). Transfusión de sangre en perros y gatos. *Waltham Focus - La Revista Internacional para el veterinario de animales de compañía*, (4): 2-9.

Lucas, R.L., Lentz, K.D. & Hale, A.S. (2004). Collection and preparation of blood products. *Clinical techniques in small animal practice*, 19 (2): 55-62.

Marques, C.F.S. (2010). Frequência do antigénio eritrocitário DEA 1.1 em canídeos e dos antigénios eritrocitários A, B e AB em felídeos de Lisboa, Portugal, 2010. Dissertação (Mestrado Integrado em Medicina Veterinária) – Faculdade de Medicina Veterinária, Universidade Técnica de Lisboa, Lisboa.

Marques, C., Ferreira, M., Gomes, J.F., Leitao, N., Costa, M., Serra, P., Correia, J.H. & 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 (2): 185-87.

Melzer, K.J., Wardrop, K.J., Hale, A.S. & Wong, V.M. (2003). A hemolytic transfusion reaction due to DEA 4 alloantibodies in a dog. *Journal of veterinary internal medicine*, 17 (6): 931-33.

Michell, A.R. Bywater, R.J. & Clark, K.W (1991). *Fluidoterapia veterinária*. Zaragoza, Espanha: Acribia, pp. 273 .

Miller, E. (2009). Immune-mediated hemolytic anemia. *In: Bonagura, J.D. & Twedt, D.C. (Eds.), Kirk's current veterinary therapy XIV*. St. Louis: Saunders Elsevier, Section IV, Cap. 57, pp. 266-271.

Mitchell, K. & Kruth, S. (2010). Immune-mediated hemolytic anemia and other causes of regenerative anemias. *In: Ettinger, S.J. & Feldman, E.C. (Eds.), Textbook of Veterinary Internal Medicine*, 7<sup>th</sup> ed. St. Louis, Missouri: Elsevier Inc, pp. 761-772.

Morikawa, M., Bochio, M., Pincelli, V., Freire, R. & Pereira, P. (2010). Monitorização e avaliação clínica da eficácia da transfusão de sangue total e concentrado de hemácias em cães. *Pesquisa veterinária brasileira*, 30 (8): 665-69. Acedido em maio, 2013, disponível em: [http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S0100-736X2010000800010&script=sci\\_arttext](http://www.scielo.br/scielo.php?pid=S0100-736X2010000800010&script=sci_arttext).

Navarro, C.G. & Pachaly, J. R. (1994). *Manual de hemotologia veterinária*. São Paulo: Varela, pp. 57.

Nelson, R.W. & Couto, C.G. (2010). *Medicina interna de pequenos animais*, Tradução da 4<sup>a</sup> ed. São Paulo: Mosby Elsevier, pp. 184 e 1223-1225.

Novais, A.A., Santana, A.E. & Vicentin, L.A. (1999). Prevalência do grupo sanguíneo DEA 1 (subgrupos 1.1 e 1.2) em cães (*Canis familiaris*, Linnaeus, 1758) criados no Brasil. *Brazilian journal of veterinary research and animal science*, 36 (1-3): 23-27. Acedido em 29 de março 2013, disponível em: [http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1413-95961999000100004](http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1413-95961999000100004).

Novais, A.A., Fagliari, J.J. & Santana, A.E. (2004). Prevalência dos antígenos eritrocitários caninos (*DEA – dog erythrocyte antigen*) em cães domésticos (*Canis familiaris*) criados no Brasil. *Ars Veterinária*, Jaboticabal, 20 (2): 212-18. Acedido em 20 maio 2013, disponível em: <http://www.arsveterinaria.org.br/arquivo/2004/v.20,%20n.2,%202004/212-218.pdf>.

Oliveira, M.V.A. & Oliveira, S.P. (2009). Transfusão sanguínea em cães e gatos. *Redevet*, Artigos científicos. Acedido em abril, 2013, disponível em: <http://www.redevet.com.br/artigos/transf.htm>.

Pearl, T.C.Y, Toy, M.D & Girish, N.V. (1984). Blood transfusion reactions. *In: Engefriet, P., Van, J.J. & Von Dem Borne, K., (Eds), Immunohaematology*. Amsterdam: Elsevier Science Publishers, pp. 119-135.

Pereira, P.M. & Ramalho, F.S. (2001). Transfusão sanguínea. *Clínica veterinária*, (34), Set./Out., pp. 34-40.

Pestana, M. & Gageiro, J. (2008). *Análise de dados para ciências sociais: a complementaridade do SPSS*, 5ª ed. Lisboa: Edições Sílabo, Lda, pp. 212, 306.

Pichler, M.E. & Turnwald, G.H. (1985). Blood transfusion in the dog and cat, part I: physiology, collection, storage and indications for whole blood therapy. *Compendium continuing education for veterinarians*, 7 (1): 64-71.

Prittie, J.E. (2003). Triggers for use, optimal dosing, and problems associated with red cell transfusions. *Veterinary clinics of north america: small animal practice*, 33 (6): 1261-75.

Raiser A.G. (2005). Choque. In: Rabelo R.C. & Crowe D.T. Jr (Eds.). *Fundamentos de terapia intensiva veterinária em pequenos animais*. L.F. Livros: Rio de Janeiro, pp.71-104

Raskin, R., & Wardrop, K. (2010). Species specific hematology. In: Weiss, D.J. & Wardrop, K.J. (Eds.), *Schalm's veterinary hematology*, 6<sup>th</sup> ed. Iowa: Wiley-Blackwell, pp. 801 e 813.

Reichmann, P. & Pereira, P.M. (2001). Transfusão de sangue e seus derivados. In: Andrade, S.F. (Eds.), *Manual de Terapêutica Veterinária*, 2ª ed. São Paulo: Roca, Cap. 19, pp. 579-589.

Reid, M.E. & Westhoff, C.M. (2007). Membrane blood group antigens and antibodies. In: Hillyer C.D., Silberstein L.E., Ness P.M. & Anderson K.C. (Eds.), *Blood banking and transfusion medicine: basic principles and practice*, 2<sup>nd</sup> ed. Filadélfia: Churchill Livingstone, Cap.5, pp. 53-68.

Roush, J.K. (1999). Considerações Pré-operatórias. In: Harari, J. (Eds), *Cirurgia de Pequenos Animais*. Porto Alegre: Artmed, pp. 23-33.

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): 213-18.

Rozanski, E. & de Laforcade, A.M. (2004). Transfusion medicine in veterinary emergency and critical care medicine. *Clinical techniques in small animal practice*, 19 (2): 83-7.

Sherding, R. G. (1988). *Emergências clínicas em veterinária*. Rio de Janeiro: Guanabara, Koogan, pp. 229.234.

Silva, A. (2009). Hemoterapia: sangue e derivados. Clínica Veterinária Dr. Abílio Gomes da Silva. Porto Alegre. Acedido em maio, 2013, disponível em:

[http://www.clinvetdrabilio.com.br/php/produtos\\_detalhe.php?chave=3fmenu\\_select=2](http://www.clinvetdrabilio.com.br/php/produtos_detalhe.php?chave=3fmenu_select=2).

Silvestre-Ferreira, A.C. & Pastor, J. (2010). Feline neonatal isoerythrolysis and the importance of feline blood types. *Veterinary medicine international*. Acedido em maio, 2013, disponível em: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC2899707/>.

Silvestre-Ferreira, A.C., Pastor, J., Almeida, O. & Montoya, A. (2004). Frequencies of feline blood types in northern Portugal. *Veterinary Clinical Pathology*, 33 (4): 240-43. Acedido em 18 de maio, 2013, disponível em: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/15570562>.

Sparkes, A. & Gruffydd-Jones, E. (2000). Blood groups in cats. *In: M.J. Day., Andrew, M. & Littlewood, J.D. (Eds.), Manual of canine and feline haematology and transfusion medicine*. Gloucester: British Small Animal Veterinary Association, pp. 305-307.

Stone, E., Badner, D. & Cotter, S.M. (1992). Trends in transfusion medicine in dogs at a veterinary school clinic: 315 cases (1986-1989). *Journal of the american veterinary medical association*, 200 (7): 1000-04.

Symons, M. & Bell, K. (1991). Expansion of the canine A blood group system. *Animal genetics*, 22 (3): 227-35.

Swarup, C.D., Dhot, B.P.S, Kotwal, L.C.J & Verma, L.C.A.K. (2007). Comparative study of blood cross matching using conventional tube and gel method. *Medical journal armed forces India, New Delhi*, 64 (2): 129-30.

Thrall, M. A. (2007). Classificação e diagnóstico da anemia. *In: Thrall, M.A. (Eds), Hematologia e bioquímica clínica veterinária: coleta e processamento de amostras e análise das opções de serviços laboratoriais*. São Paulo: Roca, pp. 78-83.

Tilley, L.P. & Goodwin, J.K. (2002). *Manual of canine and feline cardiology*, 3<sup>rd</sup> ed. Philadelphia: W.B. Saunders, pp.337-344.

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.

Tocci, L.J. (2010). Transfusion medicine in small animal practice. *Veterinary clinics of north america: small animal practice*, 40 (3): 485-94.

Trent, K. (2010). Transfusion medicine: component therapy. *Veterinary Technician*, 31 (8). Acedido em maio, 2013, disponível em: <http://www.vetlearn.com.sci-hub.org/veterinary-technician/transfusion-medicine-component-therapy>.

Tsalis, K., Ganidou, M., Blouhos, K., Vasiliadis, K. & Betsis, D. (2005). Transfusion-related acute lung injury: a life-threatening transfusion reaction. *Medicine science monitor: internacional medical journal of experimental and clinical research*, 11 (5): 19-22.

Tvedten, H. (2010). Laboratory and clinical diagnosis of anemia. *In: Weiss, D.J. & Wardrop, K.J. (Eds.), Schalm's Veterinary Hematology*, 6th ed. Ames, Iowa: Wiley-Blackwell, pp. 153.

Wardrop, K.J. (2000). Clinical blood typing and crossmatching. *In: Feldman, B.F., Zinkl, J.G. & Jain, N.C. (Eds.), Schalm's Veterinary Hematology*, 5th ed. USA: Lippincott Williams & Wilkins, pp. 795-798.

Wardrop K.J., Lewis D., Marks, S. & Buss, M. (1997) Post-transfusion purpura in a dog with hemophilia A. *Journal of veterinary internal medicine*, 11 (4): 261-63.

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): 135-42.

Webert, K.E. & Blajchman, M.A. (2005). Transfusion-related acute lung injury. *Curr. Opin. Hematol*, 12 (6): 480-87.

Weingart, C., Giger, U. & Kohn, B. (2004). Whole blood transfusions in 91 cats: a clinical evaluation. *Journal of feline medicine and surgery*, 6 (3): 139-48.

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*, 21 (2): 287-92.

Weinstein, N.M. (2010). Transfusion reactions. *In: Weiss, D.J. & Wardrop, K.J. (Eds.), Schalm's veterinary hematology*, 6th ed. Iowa: Wiley-Blackwell, pp. 769-775.

Weiskopf R.B., Feiner J., Hopf H., Viele M.K., Watson J.J., Lieberman J., Kelley S. & Toy P. (2003). Heart rate increases linearly in response to acute isovolemic anemia. *Wiley online library*, 43: 235-240.