



MÁRCIO GABRIEL FERREIRA GONÇALVES

**ESTÁGIO SUPERVISIONADO REALIZADO NO
HOSPITAL VETERINÁRIO HPET EM BOA VISTA - RR**

LAVRAS – MG

2021

MÁRCIO GABRIEL FERREIRA GONÇALVES

**ESTÁGIO SUPERVISIONADO REALIZADO NO HOSPITAL VETERINÁRIO
HPET EM BOA VISTA – RR**

Trabalho de conclusão de curso apresentado à Universidade Federal de Lavras, como parte das exigências do curso de Medicina Veterinária, para a obtenção do título de Bacharel.

Prof. Dr. Gregório Corrêa Guimarães
Orientador

LAVRAS – MG

2021

MÁRCIO GABRIEL FERREIRA GONÇALVES

**ESTÁGIO SUPERVISIONADO REALIZADO NO HOSPITAL VETERINÁRIO
HPET EM BOA VISTA – RR**

**SUPERVISED INTERNSHIP CARRIED OUT AT THE VETERINARY
HOSPITAL HPET IN BOA VISTA - RR**

Trabalho de conclusão de curso apresentado à Universidade Federal de Lavras, como parte das exigências do curso de Medicina Veterinária, para a obtenção do título de Bacharel.

APROVADO em 11 de junho de 2021

Prof. Dr. Gregório Corrêa Guimarães UFLA

Prof. Dr. Carlos Artur Lopes Leite UFLA

Med. Vet. Res. Thais Gomes Barbosa UFLA

Prof. Dr. Gregório Corrêa Guimarães

Orientador

LAVRAS – MG

2021

AGRADECIMENTOS

Gostaria de agradecer primeiramente a Deus por me abençoar e me dar saúde e forças para chegar aonde cheguei, e por todas as oportunidades e desafios que colocou em minha vida.

Agradeço à minha família por estar presente e me apoiar para que eu pudesse trilhar o meu caminho, em especial aos meus pais Joane e Dagoberto, que sempre serão minha maior inspiração, e que serei eternamente grato por todo incentivo, apoio, ensinamentos e conforto proporcionados por meio de muita batalha em suas vidas. Aos meus irmãos, Ana, Rafael e Laura, que sempre estiveram ao meu lado e me alegraram nos momentos difíceis.

Agradeço a todos os professores que tive a honra de encontrar durante a graduação, pois com cada um deles tive o privilégio de aprender algo, não apenas relacionado à medicina veterinária, mas também relacionado à vida. Em especial gostaria de agradecer meu orientador e amigo, Prof. Gregório Guimarães, que além de me orientar neste trabalho, também me orientou como aluno e amigo durante o período em que fui seu monitor na disciplina de anatomia; seus ensinamentos vou levar comigo sempre.

Agradeço aos meus amigos que durante todos estes anos estiveram ao meu lado e que foram imprescindíveis para que eu chegasse até aqui. Obrigado por todo o companheirismo, auxílio, conversas e momentos de diversão e alegria. Serei eternamente grato.

Agradeço a toda equipe do Hospital Veterinário Hpet, por ter me recebido e ter me propiciado ensinamentos valiosos para meu crescimento profissional e pessoal. Obrigado por me receberem tão bem e de uma forma que me senti parte da família de vocês. Meus eternos agradecimentos.

RESUMO

No presente Trabalho de Conclusão de Curso serão apresentados local e atividades desenvolvidas durante o Estágio Supervisionado obrigatório, além de dois relatos de casos escolhidos pelo estagiário. Esta é a última etapa do curso de Bacharelado em Medicina Veterinária da Universidade Federal de Lavras e corresponde à disciplina PRG107. Neste relatório é descrito o Estágio Supervisionado realizado no Hospital Veterinário Hpet, localizado em Boa Vista, Roraima, durante o período de 1º de outubro a 15 de dezembro de 2020, na área de clínica e cirurgia de pequenos animais. As atividades ocorreram de segunda à sexta-feira, das 08:00 às 12:00 e das 14:00 às 18:00 horas, totalizando 408 horas. Acompanhou-se um total de 211 casos, compreendidos entre atendimentos e internações. O relato abordará o funcionamento do banco de sangue do Hospital Veterinário Hpet e dois casos clínicos no qual hemocomponentes disponíveis no hospital foram utilizados como parte do tratamento instituído. O primeiro caso clínico do relato refere-se à utilização de concentrado de hemácias em um cão com anemia por perda de sangue crônica, consequência de hemorragia de um hemangiossarcoma no membro pélvico. O segundo caso clínico refere-se ao uso de plasma fresco em um filhote de cão com cinco meses de idade com diagnóstico de parvovirose. O Estágio Supervisionado realizado no Hospital Veterinário Hpet foi de grande importância para o crescimento profissional e pessoal do estagiário, o qual teve oportunidade de vivenciar na prática a rotina de um médico veterinário de pequenos animais. Portanto esta etapa da graduação pode ser considerada como uma das mais importantes para a boa formação de um profissional.

Palavras-chave: PRG 107. Hemocomponentes. Banco de sangue. Concentrado de plaquetas. Transfusão sanguínea.

ABSTRACT

The present final paper is a report of the place and activities developed during the mandatory supervised internship, in addition to a case report chosen by the intern. This is the last stage of the Bachelor's Degree in Veterinary Medicine at the Federal University of Lavras and correspond the discipline PRG107. This report describe the supervised internship at Hospital Veterinário Hpet, located in Boa Vista, Roraima, during the period from October 1 to December 15, 2020, in clinic and surgery for small animals area. The activities occurred from Monday to Friday from 8:00 am to 12:00 pm and from 2:00 pm to 6:00 pm, totaling 408 hours. A total of 211 cases were accompanied, including consult and hospitalization. It was reported on the operation of the blood bank of the Veterinary Hospital Hpet and two clinical cases that blood components available in the hospital were used as part of the instituted treatment. The first clinical case reported the use of red blood cell concentrate in a dog with anemia due to chronic blood loss, resulting from hemorrhage from a hemangiosarcoma in the pelvic limb. The second clinical case was about the use of fresh plasma in a 5-month-old puppy with parvovirus. The supervised internship carried out at Hospital Veterinário Hpet was of great importance for the professional and personal growth of the intern, in which he had the opportunity to experience in practice the day-to-day life of a small animal veterinarian, so this stage of graduation can be considered one of the most important for a good professional training.

Keywords: PRG107. Blood components. Blood bank. Platelet concentrate. Blood transfusion.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1 - Fachada do Hospital Veterinário HPet.....	12
Figura 2 - Vista parcial dos ambientes do primeiro bloco do Hospital Veterinário HPet (Boa Vista/RR,2020).....	13
Figura 3 - Vista parcial do segundo bloco do Hospital Veterinário HPet (Boa Vista/RR,2020).....	14
Figura 4 - Vista parcial do centro cirúrgico do Hospital Veterinário HPet (Boa Vista/RR, 2020).....	14
Figura 5 - Equipamentos utilizados em banco de sangue veterinário do Hospital Veterinário HPet (Boa Vista/RR,2020).....	27
Figura 6 - Procedimentos para obtenção dos principais hemocomponentes em banco de sangue veterinário no Hospital Veterinário HPet (Boa Vista/RR,2020).....	27
Figura 7 - Separação do plasma do concentrado de plaquetas no extrator de plasma no Hospital Veterinário HPet em Boa Vista/RR, 2020).....	28
Figura 8 - Plasma fresco armazenado logo após extração no Hospital Veterinário HPet (Boa Vista/RR,2020).....	32
Figura 9 - Banco de Sangue do Hospital Veterinário HPet (Boa Vista/RR,2020).....	35
Figura 10 - Caso clínico acompanhado no Hospital Veterinário HPet (Boa Vista/RR,2020).....	37
Figura 11 - Bolsa de plasma fresco sendo utilizada como tratamento auxiliar na parvovirose no Hospital Veterinário HPet (Boa Vista/RR,2020).....	40

Gráfico 1 - Frequência relativa (%) de cães e gatos acompanhados no Hospital Veterinário HPet (Boa Vista/RR) no período de 1º de outubro a 15 de dezembro de 2020.....	17
Gráfico 2 - Casuística de acordo com o sistema orgânico acometido de atendimentos clínicos e cirúrgicos de cães e gatos no Hospital Veterinário HPet (Boa Vista/RR) durante Estágio Supervisionado no período de 1º de outubro a 15 de dezembro de 2020.....	21
Quadro 1 - Fórmulas para estimativa de volume a ser administrado em cães com anemia.....	32
Quadro 2 - Evolução da série vermelha entre os hemogramas realizados antes e após a transfusão de concentrado de hemácias.....	39

LISTA DE TABELAS

- Tabela 1 - Casuística geral de atendimentos clínicos de cães no Hospital Veterinário HPet (Boa Vista/RR) durante Estágio Supervisionado no período de 1º de outubro a 15 de dezembro de 2020.....18
- Tabela 2 - Casuística geral de atendimentos clínicos de felinos no Hospital Veterinário HPet (Boa Vista/RR) durante Estágio Supervisionado no período de 1º de outubro a 15 de dezembro de 2020.....19
- Tabela 3 - Dermatopatias acompanhados no Hospital Veterinário Hpet (Boa Vista/RR) durante o estágio supervisionado no período de 01 de outubro a 15 de dezembro de 2020.....19
- Tabela 4 - Gastroenterites acompanhados no Hospital Veterinário Hpet (Boa Vista/RR) durante o estágio supervisionado no período de 01 de outubro a 15 de dezembro de 2020.....20
- Tabela 5 - Procedimentos cirúrgicos acompanhados no Hospital Veterinário Hpet (Boa Vista/RR) durante o estágio supervisionado no período de 01 de outubro a 15 de dezembro de 2020.....22
- Tabela 6 - Temperatura e tempo de armazenamento dos principais hemocomponentes utilizados na veterinária.....30

LISTA DE SIGLAS E SÍMBOLOS

CID	Coagulação Intravascular Disseminada
DEA	<i>Dog Eritrocytes Antigen</i>
dL	Decilitro
g	Gramma
gl.	Glândula
h	Hora
Ht	Hematócrito
kg	Quilograma
mL	Mililitro
µL	Micro litro
OSH	Ovariosalpingoisterectomia
UTI	Unidade de Terapia Intensiva
MPE	Membro Pélvico Esquerdo
CAAF	Citologia Aspirativa por Agulha Fina
TAP	Tempo de Atividade Protrombínica
TTPA	Tempo de Tromboplastina Parcial Ativada
SID	Uma Vez ao Dia
BID	Duas vezes ao Dia
TID	Três Vezes ao Dia
VO	Via Oral
IV	Intravenoso

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	12
2	DESCRIÇÃO DO LOCAL DE ESTÁGIO E ATIVIDADES DESENVOLVIDAS	13
2.1	Hospital Veterinário Hpet	13
2.2	Atividades desenvolvidas no hospital veterinario hpet	15
3	RELATO DE CASO	23
3.1	Revisão de literatura	23
3.1.1	Introdução	23
3.1.2	Seleção de Doadores	24
3.1.3	Grupos Sanguíneos	25
3.1.4	Testes de Compatibilidade	26
3.1.5	Equipamentos e técnicas para obtenção dos principais hemocomponentes.	27
3.1.6	Concentrado de Hemácias	30
3.1.7	Plasma Fresco Congelado	32
3.1.8	Concentrado de Plaquetas	34
3.2	Relato de caso	35
3.2.1	Banco de sangue canino do Hospital Veterinário Hpet	35
3.2.2	Casos Clínico I	37
3.2.3	Caso Clínico II	40
4	DISCUSSÃO	42
5	CONSIDERAÇÕES FINAIS	44
	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	46

1 INTRODUÇÃO

A medicina veterinária se mostra bastante diversificada e com muitas áreas de atuação. Os estudantes que iniciam a graduação neste curso se deparam com uma formação ampla e generalista, muitas vezes focada na teoria e no entendimento dos conceitos e bases para as aplicações práticas. Porém, por tratar-se de uma profissão essencialmente prática, os estágios, obrigatórios ou não, são de importância ímpar para a boa formação e complementação dos conhecimentos já adquiridos durante a graduação, pois é neste momento que o estudante começa, de fato, a aprender não só a prática da sua profissão, mas também a portar-se adequadamente no ambiente de trabalho e a entender como funciona o mercado para o qual está se preparando. Além disso, a escolha de uma área de atuação é um ponto importante para o estudante que está finalizando a graduação, pois estar inserido e aprofundar-se na área escolhida é essencial para capacitar como futuro profissional e assim torna-se mais apto e confiante para ingressar no mercado de trabalho.

O estágio relatado nesta oportunidade foi realizado nas áreas de clínica médica e cirúrgica de pequenos animais. São áreas que estão em franco desenvolvimento e com ótimas perspectivas de crescimento, pois como já observado nos últimos anos, o mercado de “*pets*” vem se expandindo, sendo crescente também a ideia de que os animais são membros efetivos da família, assim como o cuidado e interesse das pessoas pelo bem-estar e longevidade de seus animais, o que também é cada vez mais perceptível, tornando o médico veterinário um profissional cada vez mais inserido na rotina das famílias.

O Hospital Veterinário Hpet, local do estágio, localiza-se na cidade de Boa Vista – RR. O estágio foi realizado no período de 1º de outubro a 15 de dezembro de 2020, totalizando 408 horas. O Hpet foi um dos primeiros a fornecer serviços veterinários em Boa Vista e está no mercado há 22 anos. O objetivo deste trabalho é descrever o local de estágio, as atividades realizadas, a casuística acompanhada, além de relato de casos acompanhados pelo estagiário.

2 DESCRIÇÃO DO LOCAL DE ESTÁGIO E ATIVIDADES DESENVOLVIDAS

2.1 – Hospital Veterinário HPet

O Hospital Veterinário HPet (figura 1) atua no mercado boa-vistense desde o ano de 1999 e está localizado na avenida Santos Dumont, número 2227, bairro São Francisco, com funcionamento 24 horas por dia. Os atendimentos e consultas podem ser realizados a qualquer hora do dia, porém a partir das 20 horas, funcionam em esquema de plantão. O hospital conta com nove veterinários que se revezam entre atendimento clínico, internação e plantões noturnos; uma zootecnista e mais doze colaboradores entre técnicos e auxiliares veterinários.

Além de atendimento clínico geral, o HPet conta com serviços de cirurgia veterinária, internação, diagnóstico por imagem (radiografia, ultrassonografia e ecocardiografia), eletrocardiografia, exames laboratoriais, fisioterapia veterinária, hemodiálise, acupuntura, nutrição animal e de hemocomponentes com a recém estruturação do banco de sangue.

Figura 1 – Fachada do Hospital Veterinário HPet (Boa Vista/RR, 2020).

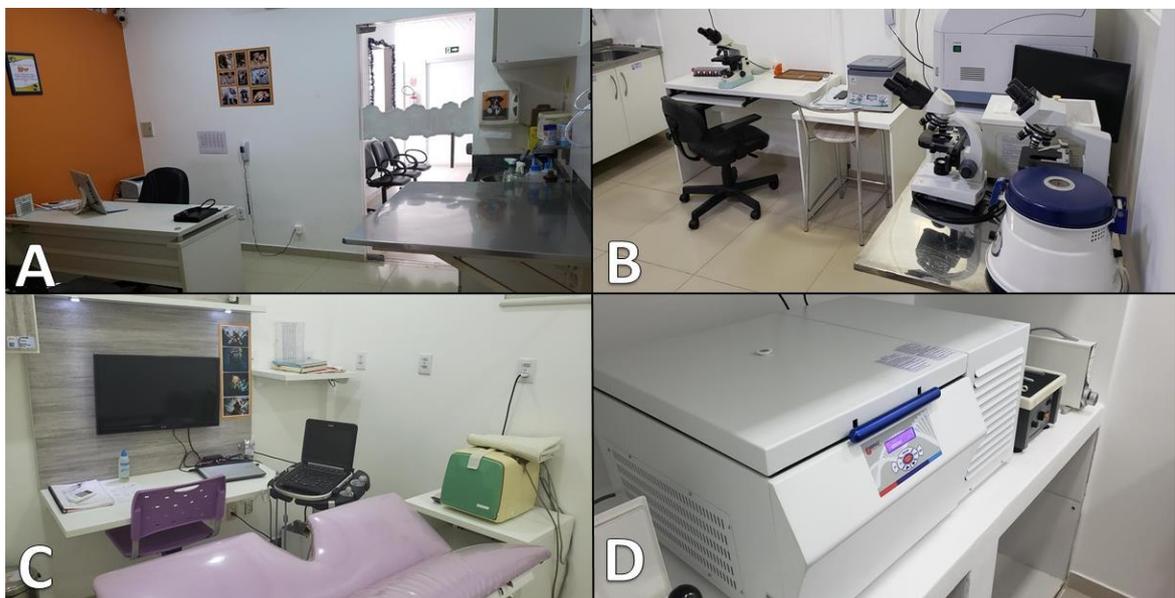


Fonte: Arquivo Hpet.

O espaço físico do HPet pode ser dividido em três partes. Na primeira encontra-se a recepção, dois consultórios (Figura 2A) equipados com medicamentos, vacinas, materiais de emergência, tubulação de oxigênio e equipamentos básicos para exame e coleta de material; uma sala de imunização, uma sala de coleta, o laboratório de análises clínicas (Figura 2B) apto

a realizar exames de hemograma, bioquímicos, urinálise, hemogasometria, dentre outros exames mais específicos, além de uma sala de ultrassonografia (Figura 2C) e do banco de sangue (Figura 2D), onde são processadas e armazenadas as bolsas de sangue e seus hemoderivados. Nesta parte também se encontra a unidade de terapia intensiva (UTI), local no qual os animais em estado crítico são internados e ficavam sob observação de um veterinário por 24 horas, estando equipado com os principais aparelhos de suporte à vida além de medicações de emergências. É também na sala de UTI que eram realizados os procedimentos de hemodiálise.

Figura 2 – Vista parcial dos ambientes do primeiro bloco do Hospital Veterinário HPet (Boa Vista/RR, 2020).



Fonte: Do autor (2020).

Na segunda parte do HPet localiza-se a internação de cães e gatos (Figura 3A e 3B). Ela possui 25 baias para cães e 10 para gatos e está equipada com bombas de infusão, materiais para procedimentos ambulatoriais, manejo de feridas e emergências. Há também uma internação exclusiva para animais com doenças infectocontagiosas (Figura 3C). Os animais com estas enfermidades ficam isolados e toda entrada e saída é controlada, necessitando de paramentação e higienização de todos que ingressam e deixam a sala. Este bloco também conta com uma farmácia, onde ficam acondicionados os materiais e medicamentos utilizados no hospital; além de uma cozinha coletiva, um quarto para descanso e vestiários.

A terceira parte do prédio compreende o bloco cirúrgico que conta com uma sala de paramentação, uma sala de preparo do animal e o centro cirúrgico (Figura 4), além de uma sala

de radiografia e um auditório, local onde são realizadas as reuniões, cursos e palestras realizadas no hospital. O centro cirúrgico é o local onde são realizadas as principais cirurgias ou intervenções que necessitam de um procedimento anestésico mais completo, pois está equipada com bombas de infusão de anestésicos, aparelhos de anestesia inalatória e fármacos de emergência.

Figura 3 – Vista parcial do segundo bloco do Hospital Veterinário HPet (Boa Vista/RR, 2020).



Fonte: Do autor (2020) e arquivo Hpet.

Figura 4 – Vista parcial do centro cirúrgico do Hospital Veterinário Hpet (Boa Vista/RR,2020).



Fonte: Do autor (2020).

2.2 – Atividades desenvolvidas no Hospital Veterinário HPet.

O estágio foi realizado de segunda a sexta-feira, das 08:00 às 18:00 horas, com intervalo de uma hora para almoço, entre 12:00 e 13:00 horas. Em algumas situações o período de permanência no hospital poderia estender-se, dependendo da necessidade ou da ocorrência de emergências, principalmente quando era preciso apoio para a realização das atividades.

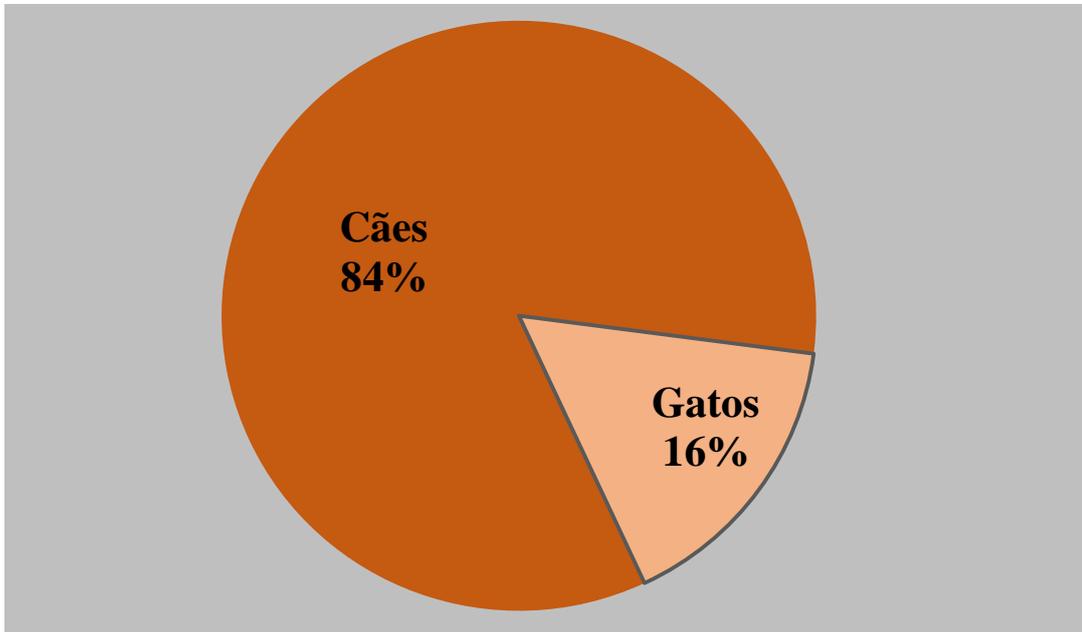
As atividades desenvolvidas pelos estagiários no Hospital Veterinário HPet compreendiam o auxílio e realização das coletas de amostras de material, acessos venosos, manejo e cuidado de feridas, procedimentos ambulatoriais, exames clínicos e físicos dos animais sob consulta ou internados, auxílio nos exames de imagem e nos atendimentos clínicos, nas contenções e retiradas de suturas, além de auxiliar nas cirurgias e na preparação do centro cirúrgico e dos animais para os procedimentos.

Dentre os deveres do estagiário estavam a manutenção do local de trabalho sempre limpo e organizado e, assim como toda a equipe do hospital, estar atento aos animais que estavam internados e pronto pra agir em qualquer emergência ou necessidades. No estágio não havia escala ou rotação entre os setores para os estagiários e as atividades eram realizadas por demanda, ou seja, o setor que estivesse com a maior demanda de atividades era o prioritário para o estagiário.

No período de 1º de agosto a 15 de dezembro de 2020 foram acompanhados 211 casos clínicos, sendo 178 cães e 34 gatos (Gráfico 1), e um total de 91 procedimentos cirúrgicos. Tal diferença entre atendimentos entre as espécies pode ser explicada pela facilidade e costume da população em criar os cães e também pela diferença de comportamento e da forma como os tutores se relacionam com cada um deles, de forma muito mais próxima com os caninos, tornando a percepção de sintomas e alterações de comportamento mais fácil nos cães, do que nos gatos.

Durante os atendimentos clínicos era responsabilidade do estagiário supervisionado auxiliar e realizar o exame físico do animal, as coletas de sangue ou materiais para exames, administrar medicações, acompanhar o animal durante os exames de imagem, auxiliar nos procedimentos realizados no consultório e preparar o animal para ingressar na internação, além de passar todas as informações do caso ao veterinário responsável pela internação.

Gráfico 1 – Frequência relativa (%) de cães e gatos acompanhados no Hospital Veterinário HPet (Boa Vista/RR) no período de 1º de outubro a 15 de dezembro de 2020.



Fonte: Do autor (2020).

No setor de internação o estagiário participava da rotina de trabalho do local que consistia em realizar os exames físicos periódicos dos animais internados, administrar as medicações nos seus respectivos horários, realizar os procedimentos ambulatoriais e de emergências quando necessários, coletar materiais para exames, realizar manejo e limpeza de feridas, oferecer alimentação para os animais internados, além de manter o ambiente da internação sempre limpo e organizado. Também era dever do estagiário inserir no sistema do hospital todos os procedimentos por ele realizados na internação, mantendo a ficha dos animais sempre atualizada.

Nas Tabelas 1 e 2 estão descritos todos os casos que foram acompanhados no atendimento clínico e na internação em cães e gatos, respectivamente, durante o período do estágio. Observa-se que as dermatopatias e as gastroenterites, causadas ou não pelo parvovírus canino, foram as desordens mais prevalentes, somando 30,32% de todos os casos. Estes números podem ser explicados não só pelo fato de já serem doenças com alta frequência na rotina clínica, mas também pelo clima da região, que apesar de quente, apresentou bons volumes de chuva durante os meses de estágio, tornando o ambiente propício para o desenvolvimento e disseminação destas doenças.

Tabela 1 – Casuística geral de atendimentos clínicos de cães no Hospital Veterinário HPet (Boa Vista/RR) durante Estágio Supervisionado no período de 1º de outubro a 15 de dezembro de 2020.

Casos Acompanhados	nº	f (%)
Dermatopatias	23	12,92
Gastroenterites*	21	11,79
Parvovirose	20	11,23
Manejo de feridas	12	6,74
Orquiectomia	11	6,17
Piometra	10	5,61
Ovariosalpingoisterectomia (OSH) eletiva	8	4,49
Neoplasias	8	4,49
Cardiopatias	8	4,49
Fraturas	6	3,37
Nódulos mamários	6	3,37
Anaplasmoze, erliquiose e/ou babesiose	6	3,37
Intoxicações	5	2,80
Ingestão de corpo estranho	5	2,80
Nefropatias	4	2,24
Distocia	3	1,68
Úlcera de córnea	3	1,68
Cistite	3	1,68
Cinomose	3	1,68
Pneumonia	2	1,12
Entrópio	2	1,12
Displasia coxofemoral	2	1,12
Acidente ofídico	2	1,12
Ruptura de baço	2	1,12
Hiperplasia prostática	1	0,56
Prolapso de 3ª palpebra	1	0,56
Hiperplasia vaginal	1	0,56
TOTAL	178	100%

*não causadas por parvovírus canino

Fonte: Do autor (2020).

Tabela 2 – Casuística geral de atendimentos clínicos de felinos no Hospital Veterinário HPet (Boa Vista/RR) durante Estágio Supervisionado no período de 1º de outubro a 15 de dezembro de 2020.

Casos Acompanhados	nº	f (%)
Fraturas	6	18,18
Orquiectomia	5	15,15
Manejo de feridas	5	15,15
OSH	4	12,12
Nefropatias	4	12,12
Intoxicações	2	6,06
Obstrução uretral	2	6,06
Neoplasias	2	6,06
Enfisema subcutâneo	1	3,03
Parto distócico	1	3,03
Pneumonia	1	3,03
TOTAL	33	100%

Fonte: Do autor (2020)

A otite e as dermatofitoses foram as dermatopatias mais atendidas durante o período do estágio, com 26,08% e 21,73% dos casos, respectivamente, como pode-se notar na Tabela 2. Em relação às gastroenterites não causadas pelo parvovírus canino, as verminoses intestinais foram as mais prevalentes, com 33,33% dos casos, seguido de outras causas, que englobam as gastroenterites não infecciosas, como as alergias ou sobrecargas alimentares. A Tabela 3 detalha os casos relacionados ao aparelho digestivo.

Tabela 3 – Dermatopatias acompanhadas no Hospital Veterinário HPet (Boa Vista /RR) durante o Estágio Supervisionado no período de 1º de outubro a 15 de dezembro de 2020.

Dermatopatias	nº	f (%)
Otite	6	26,08
Dermatofitose	5	21,73
Sarnas	4	17,39
Dermatite atópica	2	8,69
Míase	2	8,69
Abcesso cutâneo	2	8,69
Malasseziose	1	4,34
Inflamação da glandula (gl.) adanal	1	4,34
TOTAL	23	100%

Fonte: Do autor (2020).

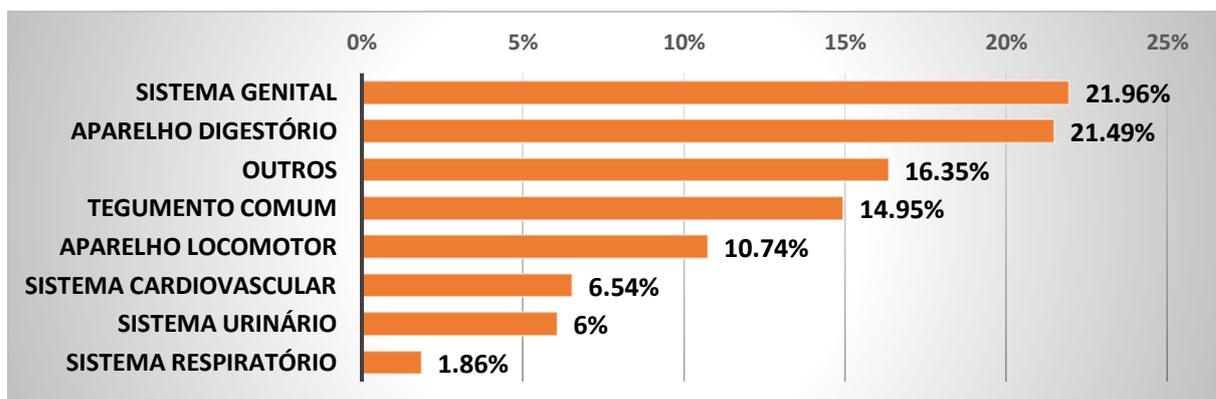
Tabela 4 – Gastroenterites, não causadas pelo parvovírus canino, acompanhadas no Hospital Veterinário Hpet (Boa Vista/RR) durante o estágio supervisionado no período de 1º de outubro a 15 de dezembro de 2020.

Gastroenterites	nº	f (%)
Verminoses	7	33,33
Outras causas	6	28,57
Giardíase	5	23,80
Isosporose	3	14,28
TOTAL	21	100%

Fonte: Do autor (2020).

O Gráfico 2 refere-se aos casos acompanhados na internação e no atendimento clínico em relação aos sistemas orgânicos afetados. Observa-se que o sistema genital foi o mais prevalente com 21,96% dos atendimentos, seguido pelo aparelho digestório com 21,49% dos atendimentos. Isso pode ser explicado pela quantidade de castrações eletivas de machos e fêmeas que foram realizadas, mostrando um cuidado por parte dos tutores no bem estar e qualidade de vida dos seus animais; porém, um número significativo de casos de piometra foram acompanhados e muitos deles relacionados à utilização de medicações anticoncepcionais em cadelas e gatas. Porém, apesar de alguns tutores entenderem a importância da castração para seus animais, ainda existem aqueles que utilizam determinadas medicações de forma recorrente, expondo uma necessidade de maior conscientização dos criadores pelos seus veterinários acerca deste tema.

Gráfico 2 – Casuística de acordo com o sistema orgânico acometido de atendimentos clínicos e cirúrgicos de cães e gatos no Hospital Veterinário HPet (Boa Vista/RR) durante Estágio Supervisionado no período de 1º de outubro a 15 de dezembro de 2020.



Fonte: Do autor (2020).

A divisão “outros” foi a terceira mais prevalente com 16,35% dos casos, e engloba as desordens que não podem ser classificadas em apenas um sistema orgânico, como as doenças oncológicas, doenças multissistêmicas e as intoxicações.

Em relação aos procedimentos cirúrgicos, o estagiário auxiliava tanto no preparo do centro cirúrgico como na anestesia e na cirurgia em si. Era dever do estagiário o preparo do centro cirúrgico, verificando todos os materiais necessários e montando a mesa cirúrgica para o procedimento.

Em relação à anestesia, o estagiário era responsável pelo preparo do animal, como aferição dos parâmetros pré-anestésicos, conferência dos exames pré-cirúrgicos e realização do acesso venoso, caso necessário, além de acompanhar a escolha do protocolo anestésico e auxiliar em todas as etapas da anestesia, desde administração da medicação pré-anestésica e intubação endotraqueal, até anestesia epidural e bloqueios nervosos periféricos. No procedimento cirúrgico o estagiário supervisionado exercia a função de auxiliar e, em algumas oportunidades realizar procedimentos ou etapas da cirurgia sob a supervisão do cirurgião responsável.

Pode-se notar na Tabela 5 que dentre os procedimentos cirúrgicos acompanhados, as cirurgias do sistema genital e as suturas de feridas foram os mais frequentes, seguido das cirurgias oncológicas e ortopédicas.

Tabela 5 – Procedimentos cirúrgicos acompanhados no Hospital Veterinário HPet (Boa Vista/RR) durante o Estágio Supervisionado no período de 1º de outubro a 15 de dezembro de 2020.

Procedimento Cirúrgico	nº	f (%)
OSH	26	27,08
Orquiectomia	16	16,66
Sutura de feridas	9	9,37
Cesárea	7	7,29
Mastectomia	5	5,20
Nodulectomia	5	5,20
Osteossíntese de tíbia e/ou fíbula	4	4,16

Herniorrafia	3	3,12
Osteossíntese de mandíbula	3	3,12
Esplenectomia	2	2,08
Correção de intussuscepção	2	2,08
Osteossíntese de rádio e/ou ulna	2	2,08
Correção de otomatoma	2	2,08
Colecefalectomia	2	2,08
Correção de entropio	2	2,08
Enterectomia	2	2,08
Lobectomia pulmonar	1	1,04
Osteossíntese de fêmur	1	1,04
Correção de prolapso de 3ª pálpebra	1	1,04
<i>Flap</i> de 3ª pálpebra	1	1,04
TOTAL	96	100%

Fonte: Do autor (2020).

Quanto aos exames de imagem, foram acompanhados 112 exames de ultrassonografia abdominal, 41 exames de ecocardiografia e 63 exames de radiografia. Estes números englobam tanto os animais atendidos no Hospital Veterinario HPet quanto de cães e gatos encaminhados e que utilizaram o serviço de diagnóstico por imagem do HPet.

Durante o período do estágio curricular, também foi possível acompanhar a estruturação do banco de sangue de cães do Hospital Veterinário HPet, auxiliar nas coletas das bolsas de sangue do processamento para obtenção dos hemocomponentes e também participar dos treinamentos sobre o funcionamento do hemocentro além da utilização dos hemocomponentes na rotina clínica do hospital. No período de estágio foi acompanhado um total de 12 coletas de bolsas de sangue caninas, 7 processamentos de bolsas e 23 procedimentos de transfusão.

3 RELATO DE CASO

A seguir será feita uma revisão de literatura sobre o funcionamento de um banco de sangue canino e os principais hemocomponentes utilizados na veterinária. Também será feito um relato do funcionamento do banco de sangue do Hospital Veterinário HPet e de casos clínicos acompanhados no hospital no qual os hemocomponentes foram utilizados como parte do tratamento realizado.

3.1- Revisão de literatura

3.1.1- Introdução

O banco de sangue é o local de coleta e processamento de bolsas de sangue em hemocomponentes, hemoderivados e de armazenamento destes produtos, antes de serem transfundidos. É também no banco de sangue que se realiza o controle de qualidade das bolsas, por meio de testes de detecção de agentes infecciosos e de compatibilidade sanguínea, o que garante a segurança para sua utilização (UNIVERSITY OS ROCHESTER MEDICAL CENTER, 2020).

A separação dos componentes sanguíneos por métodos físicos gera hemocomponentes, e dessa forma o processamento do sangue possibilita a utilização de frações específicas em cada paciente (ANVISA, 2014; YAGI; HOLOWAYCHUK, 2016). Os principais hemocomponentes utilizados atualmente na veterinária são o concentrado de hemácia e o plasma fresco (JAGODICH; HOLOWAYCHUK, 2016).

A terapia com hemocomponentes oferece várias vantagens em face da utilização do sangue total, pois com ela se pode utilizar um tratamento mais específico para os pacientes, diminuir as chances de reações transfusionais, prolongar o tempo de utilização do sangue, além de otimizar o uso do sangue dos doadores assim, com apenas uma doação, pode-se produzir componentes que serão destinados a mais de um paciente (LOGAN et al., 2001).

Porém, para a obtenção e utilização destes produtos, é necessária uma gama de equipamentos que muitas vezes são caros, uma logística de produção e profissionais qualificados para realização de todo o processo; além disso, para utilização dos

hemocomponentes, o médico veterinário deve possuir total domínio do assunto e deixar claro aos tutores que, apesar de ser uma terapia com baixo risco de reações, deve ser usada com cautela, avaliando-se os riscos e os benefícios ao paciente (YAGI; HOLOWAYCHUK, 2016).

A medicina transfusional e os bancos de sangue vêm se desenvolvendo ao longo dos anos e se tornando cada vez mais uma importante ferramenta para salvar vidas, havendo também uma necessidade maior de compreensão sobre o seu uso, indicações e identificação das reações transfusionais (YAGI; HOLOWAYCHUK, 2016).

3.1.2 - Seleção de Doadores

Para a utilização de sangue total ou de hemocomponentes, a clínica ou hospital veterinário deve optar por obter estes produtos de um banco de sangue ou realizar a própria coleta de sangue para transfusão. Um bom programa de doadores de cães deve seguir alguns critérios como peso dos doadores maior ou igual a 30kg, ter entre um e 8 anos de idade, bom acesso jugular, estar em boas condições físicas, ser dócil e permitir manipulação, não usarem medicações de forma recorrente, não estarem gestantes e não apresentar histórico de transfusões (LANEVSKI; WARDROP, 2001; LUCAS; LENTZ; HALE, 2004).

Os cães doadores deverão passar por exame físico completo, incluindo hemograma e avaliação bioquímica sérica completos, no qual o hematócrito deve estar acima de 40% e os valores do exame bioquímico dentro da faixa de referência. Triagem para erliquiose, babesiose e anaplasmose também devem ser sempre solicitadas. Devem ser realizados testes para dirofilariose (caso seja um doador de região endêmica) e brucelose (para animais de fazenda). Importante ficar atento para as doenças emergentes em cada região, acrescentando ao perfil de exames ao doador. Todos os doadores devem estar vacinados contra parvovirose, cinomose, leptospirose e raiva, além de estarem livres de endoparasitas e ectoparasitas (LUCAS; LENTZ; HALE, 2004; BEAN; YAGI, 2016)

A coleta de sangue, normalmente, não deve ultrapassar 11 a 20mL/kg de peso do animal a cada 12 semanas ou três semanas caso haja suplementação de ferro, o que resulta, em média 450mL de sangue coletado de um cão 30kg (LUCAS; LENTZ; HALE, 2004; BEAN; YAGI, 2016).

3.1.3 – Grupos Sanguíneos

Em relação aos grupos sanguíneos dos cães ou DEA (do inglês *dog erythrocytes antigen*), os mais estudados são os DEA 1 (1.1, 1.2 e 1.3), DEA 3, DEA 4, DEA 5 e DEA 7, que são antígenos presentes na membrana dos eritrócitos e que desencadeiam diferentes níveis de reações imunomediadas quando transfundidos em animais de grupos sanguíneos diferentes (HALE, 1995; LANEVSCHI; WARDROP, 2001), porém os grupos DEA 1.1 e 1.2 são clinicamente os mais importantes, por serem os mais imunogênicos dentre todos (DAVIDOW, 2013).

Se um animal DEA 1 negativo receber uma primeira transfusão de sangue DEA 1 positivo, não apresentará nenhuma reação imunológica, pois ele ainda não apresenta anticorpos contra este antígeno, porém ocorrerá uma sensibilização para produção destas imunoglobulinas; assim, uma segunda transfusão com sangue DEA 1 positivo tem grandes chances de resultar em reação hemolítica grave (GIGER et al., 1995). Os cães podem apresentar anticorpos naturais contra os grupos DEA 3, DEA 5 e DEA 7, porém com menor importância clínica, uma vez que resultam em reações de menor intensidade como sequestro tardio das hemácias, quando previamente sensibilizados (HALE, 1995; KESSLER et al., 2010).

O grupo DEA 4 não apresenta alta imunogenicidade, ou seja, mesmo um cão previamente sensibilizado, não apresentará reações como hemólise ou remoção antecipada das hemácias; por isso animais que apresentam apenas este grupo são considerados doadores universais (HALE, 1995); entretanto, como um mesmo animal pode apresentar mais de um grupo sanguíneo, alguns autores sugerem que o doador ideal deva ser pelo menos DEA 1 negativo (LANEVSKI; WARDROP, 2001; DAVIDOW, 2013).

Em um estudo realizado no Hospital Veterinário da Universidade do Estado de São Paulo (UNESP) com 150 cães, houve prevalência de 91,3% para o grupo DEA1 (51,3% para DEA1.1 e 40% para DEA1.2), enquanto 8,7% dos cães analisados eram DEA1 negativo, prevalência superior àquelas encontradas em outros países (NOVAIS; SANTANA; VICENTIN, 1999).

3.1.4 – Testes de Compatibilidade

Utilizados para determinar se há compatibilidade entre o soro e as hemácias dos animais e devendo ser utilizados quando o receptor já foi previamente transfundido, se há histórico de reações transfusionais ou quando o histórico de transfusões do receptor for desconhecido (GIBSON, 2007; HELM; KNOTTENBELT, 2010). O teste de compatibilidade não substitui a tipagem sanguínea, porém pode prever algumas reações transfusionais agudas (LUCAS; LENTZ; HALE, 2004).

Os testes de compatibilidade podem ser divididos em provas maior e menor. A prova maior avalia o efeito dos anticorpos do plasma do receptor nas hemácias do sangue do doador; portanto, ele mostra se o cão que receberá a transfusão irá reagir contra as hemácias que irá receber. Já a prova menor avalia o efeito dos anticorpos do soro do doador contra as hemácias do receptor, ou seja, avalia o efeito do plasma do sangue que vai ser transfundido contra as hemácias do receptor (HELM; KNOTTENBELT, 2010). A prova maior é o principal e mais utilizado teste de compatibilidade, uma vez que as reações causadas por anticorpos contidos no plasma do doador e que são avaliados pela prova menor, são de menor importância e com ocorrências raras de reações, pois o volume de plasma é pequeno quando comparado com a quantidade de hemácias presentes no receptor (GIBSON, 2007).

O teste de compatibilidade é realizado misturando-se o soro com as hemácias, após sucessivas lavagens com solução salina, em tubos de ensaio ou lâminas, avaliando-se a formação de agregados celulares tanto macro quanto microscopicamente (GIBSON, 2007; HELM; KNOTTENBELT, 2010). De acordo com a intensidade da aglutinação pode-se classificar o resultado do teste em: \pm (cruz e traço ou nenhuma cruz) quando não há agregados macroscópicos e poucos agregados microscópicos; + (uma cruz) quando há pequenos agregados macroscópicos ou apenas agregados microscópicos e fundo do tubo avermelhado turvo; ++ (duas cruces) quando há agregados de células de tamanho médio e fundo do tubo claro; +++ (três cruces) quando há vários aglomerados grandes de células; ++++ (quatro cruces) quando há apenas um agregado sólido de células (GIBSON, 2007).

Mesmo que o resultado do teste de compatibilidade entre receptor e doador seja negativo, ainda é possível que ocorram reações transfusionais tardias, uma vez que estes testes não garantem a compatibilidade leucocitária, proteica ou plaquetária (HARRELL; KRISTENSEN, 1995; GIBSON, 2007).

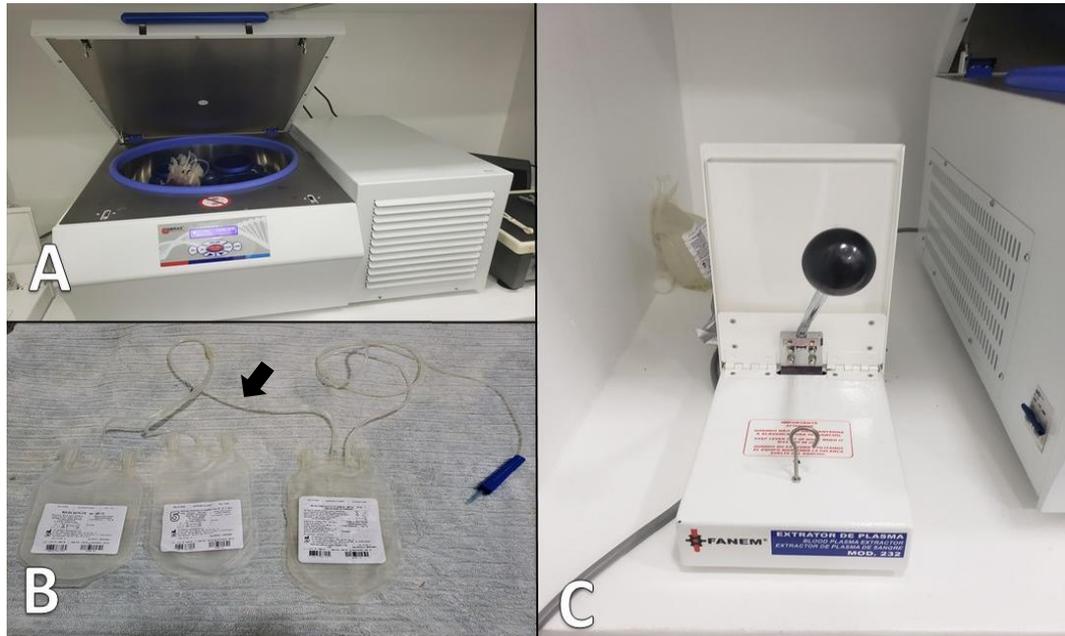
3.1.5 – Equipamentos e Técnicas para Obtenção dos Principais Hemocomponentes

Para a produção de hemocomponentes são necessários alguns materiais e equipamentos específicos, o principal deles é a centrífuga de grande capacidade com temperatura controlada (Figura 5A). Este tipo de centrífuga apresenta grandes baldes para alocar as bolsas de sangue com suas bolsas satélites e centrifugá-las em velocidade e temperaturas pré-estabelecidas. A bolsa de coleta de sangue deve conter bolsas satélites triplas ou quádruplas para a repartição dos componentes sanguíneos e já devem conter anticoagulantes, geralmente solução CPDA-1 (Figura 5B). O extrator de plasma (Figura 5C) também é utilizado, no qual com sua placa, pressiona lentamente a bolsa já centrifugada para separar o volume desejado de plasma da bolsa primária. Para a vedação das bolsas e das linhas é necessário um selador térmico ou cliques de alumínio (WALKER, 2016).

Para o armazenamento das bolsas, o banco de sangue deve possuir refrigeradores e *freezers* apropriados e com monitoramento regular da temperatura. Para os produtos com plaquetas, o banco de sangue deve estar equipado com um agitador orbital, pois estes tipos de hemocomponentes, enquanto estiverem armazenados, devem estar em constante agitação para evitar agregação plaquetária e garantir a durabilidade desejada (WALKER, 2016).

Se o objetivo for produzir componentes para fornecer plaquetas, o sangue deve estar a todo momento em temperatura ambiente; caso contrário, o sangue pode ser armazenado entre 4° e 6° graus após a coleta. Para a obtenção do concentrado de hemácias e plasma fresco, após a coleta do sangue total, acomoda-se a bolsa principal e satélites cuidadosamente nos baldes da centrífuga, sem nenhuma dobra, e garante-se o pleno balanceamento da máquina, principalmente nos baldes opostos; bolsas de água ou pesos de borrachas podem ser utilizados para este fim conforme demonstrado na Figura 6A. Após acomodação das bolsas e correto balanceamento da centrífuga, a mesma deve ser configurada para velocidade de 4.000rpm por 15 minutos a aproximadamente 10°C. Após a centrifugação deve haver uma separação nítida e visível do plasma e das hemácias (Figura 6B); caso a separação não esteja completa, é necessário repetir o processo (LUCAS; LENTZ; HALE, 2004)

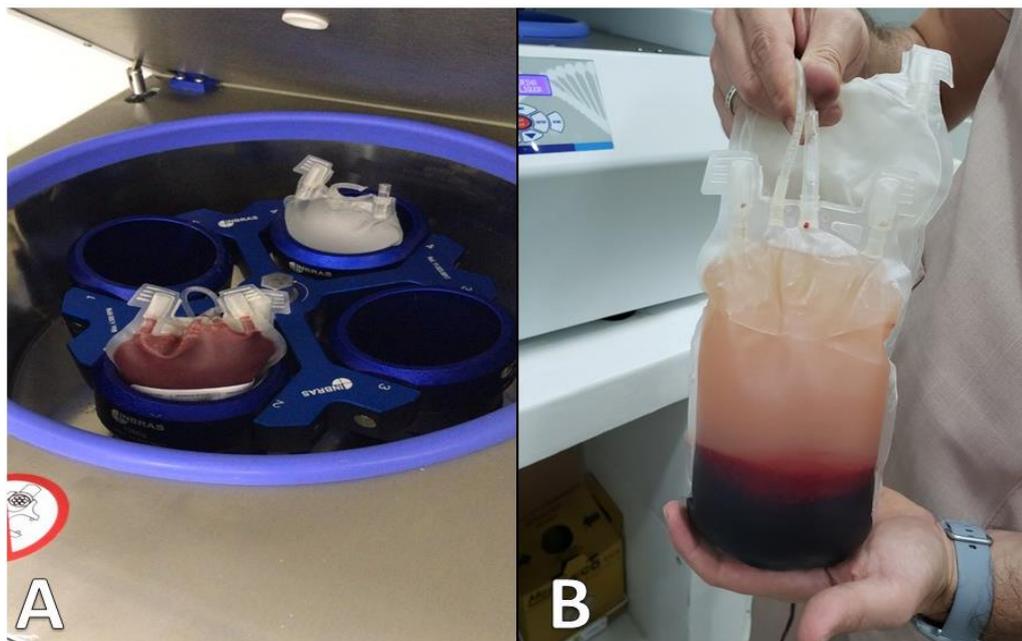
Figura 5 – Equipamentos utilizados em banco de sangue veterinário do Hospital Veterinário HPet (Boa Vista/RR, 2020).



Seta evidenciando as linhas que comunicam as bolsas.

Fonte: Do autor (2020).

Figura 6 – Procedimentos para obtenção dos principais hemocomponentes em banco de sangue veterinário do Hospital Veterinário HPet (Boa Vista/RR, 2020).



Fonte: Do autor (2020).

Após a separação completa do plasma e das hemácias, as bolsas deverão ser retiradas cuidadosamente da centrífuga, sem agitá-las, e interrompe-se uma das linhas para bolsa satélite com uma pinça atraumática, e então quebra-se o “plug” de vedação da bolsa principal, para que o plasma flua lentamente através das linhas para a primeira bolsa satélite como demonstrado na Figura 7. O plasma deve fluir para a bolsa satélite até dois centímetros da saída da bolsa principal e após finalizada a extração, ter-se-á uma bolsa de concentrado de hemácias e uma de plasma fresco. Se for realizada centrifugação mais lenta, em torno de 1.200rpm, haverá separação do concentrado de hemácias e do plasma rico em plaquetas, que será utilizado para produção do concentrado de plaquetas (LUCAS; LENTZ; HALE, 2004).

Figura 7 – Separação do plasma do concentrado de hemácias no extrator de plasma no Hospital Veterinário Hpet (Boa Vista – RR, 2020).



Seta evidenciando pinça bloqueando uma das linhas para que o plasma seja extraído apenas para uma das bolsas.

Fonte: Do autor (2020).

Para obtenção do concentrado de plaquetas, deve-se vedar e cortar a linha que une a bolsa do concentrado de hemácias com a bolsa de plasma, utilizando o selador térmico ou cliques de alumínio e, então, centrifugar o plasma rico em plaquetas para separar as plaquetas do plasma fresco. Após a centrifugação a bolsa é levada novamente ao extrator de plasma para retirada do plasma sobrenadante para, então, ter-se o concentrado de plaquetas na segunda bolsa e plasma fresco na terceira bolsa satélite (YAGI; HOLOWAYCHUK, 2016).

Após a obtenção dos hemocomponentes é necessário fazer a pesagem de todos os produtos e identificar com os dados do doador para após realizar sua correta armazenagem, respeitando-se as temperaturas e tempo de armazenamento de cada hemocomponente conforme informações descritas na Tabela 5.

Tabela 6 – Temperatura e tempo de armazenamento dos principais hemocomponentes utilizados na veterinária.

Componente	Temperatura de Armazenamento	Tempo de Armazenamento
Sangue Total	1 – 6°C ou temperatura ambiente para plaquetas viáveis.	21 dias: C.V 24 horas: F.C 4 horas: plaquetas
Concentrado de hemácias	1 – 6°C	28 dias
Plasma fresco congelado	< -18°C	1 ano
Plasma congelado	< -18°C	5 anos
Concentrado de plaquetas	Temperatura ambiente	5 – 7 dias (em agitação)

C.V: células vermelhas; F.C: fatores de coagulação.

Fonte: adaptado de Yagi e Holowaychuk (2016) e Lucas, et. al. (2004).

3.1.6 – Concentrado de Hemácias

O concentrado de hemácias é obtido após a centrifugação do sangue total e separação do plasma e, dependendo da técnica utilizada, o hematócrito pode variar entre 60 e 90%. Em média, uma bolsa de concentrado de hemácias pode ter de 200 a 300mL dependendo do volume

de sangue coletado e de seu hematócrito (LANEVSKI; WARDROP, 2001; KISIELEWICZ, 2016).

O concentrado de hemácias é indicado para animais que necessitam melhorar sua capacidade de transporte de oxigênio, uma vez que a transfusão com este hemocomponente aumenta o número de hemácias circulantes. Animais com anemia hemolítica, com perdas crônicas de sangue ou anemias não regenerativas são os principais candidatos a receber uma transfusão de concentrado de hemácias. Seu uso é seguro em animais que podem estar sujeitos a sobrecarga de volume (ex. cardiopatas), pois com menor volume pode-se fornecer a mesma quantidade de hemácias que uma bolsa de sangue total, sem correr o risco de haver problemas de sobrecarga; portanto, o concentrado de hemácias mostra-se como tratamento de escolha para pacientes anêmicos normovolêmicos (DAVIDOW, 2013; KISIELEWICZ, 2016).

Ainda não há um consenso sobre qual ponto devemos levar em consideração para iniciarmos uma transfusão sanguínea nos animais. Atualmente, os principais parâmetros são o hematócrito e a concentração de hemoglobina. Baseando-se em estudos com humanos, a adoção de uma estratégia conservadora sobre o início da transfusão é preferível, em que o gatilho para transfusão seriam valores de hemoglobina entre 7 e 9g/dL. Em relação ao hematócrito, trabalhos indicam valor de 10% como gatilho para início da transfusão (HELM; KNOTTENBELT, 2010; KISIELEWICZ, 2016).

Alguns trabalhos apontam que não existe apenas um único e universal parâmetro para iniciar a transfusão e que, além do hematócrito e concentração de hemoglobina, os sinais clínicos do animal (como coloração das mucosas, pulso arterial, frequência cardíaca e respiratória, além do estado mental do paciente) são extremamente relevantes e devem ser os critérios mais importantes para se tomar a decisão de se iniciar ou não a transfusão (HELM; KNOTTENBELT, 2010; KISIELEWICZ; SELF; BELL, 2014). O lactato também pode ser um dos parâmetros utilizados, pois é um dos marcadores de má perfusão, o que pode ocorrer nos casos de anemia (KISIELEWICZ; SELF; BELL, 2014).

Antes de iniciar a transfusão deve-se realizar os cálculos das taxas e doses a serem administradas levando-se em conta a gravidade da anemia, o peso do animal e o hematócrito. Existem algumas fórmulas para determinação da dose total a ser administrada e um estudo prospectivo demonstrou que duas delas são mais precisas para previsão do aumento do hematócrito (Quadro 1) (SHORT et al., 2012). Como regra prática se pode utilizar uma aproximação entre 6 e 12mL/kg de concentrado de hemácias, mas para aumentar o hematócrito

do receptor em 1% utiliza-se a relação de 1ml/kg (CHIARAMONTE, 2004; GIBSON, 2007; HELM; KNOTTENBELT, 2010).

A velocidade ou taxa de administração do concentrado de hemácias pode variar de acordo com a gravidade do caso em questão. Animais anêmicos, mas estáveis, devem receber 0,25 a 0,50mL/kg de concentrado de hemácias por 15 a 30 minutos com monitoramento constante para detecção precoce de reações transfusionais. Após esse período, transfunde-se entre 2 e 10mL/kg/h, até a conclusão da transfusão. A taxa máxima de transfusão para cães normovolêmicos é de 20ml/kg/h e para animais em emergência e com grandes perdas de sangue o início da transfusão com taxas menores pode ser suprimido (GIBSON, 2007; KISIELEWICZ, 2016).

O tempo total em que deve ser administrada toda a bolsa de sangue ou o concentrado de hemácias não está bem elucidado na medicina veterinária; portanto, parâmetros utilizados para transfusões em humanos podem ser utilizados e, de acordo com essas recomendações, as transfusões devem ser concluídas em até quatro horas, diminuindo o risco de proliferação bacteriana (KISIELEWICZ, 2016).

Quadro 1 – Fórmulas para estimativa de volume a ser administrado em cães com anemia.

Fórmula 1	$VT \text{ (mL)} = \text{aumento necessário do Ht (\%)} \times 1,5 \times \text{peso corporal (kg)}$
Fórmula 2	$VT \text{ (mL)} = \text{peso do receptor (kg)} \times 90 \times \frac{\text{Ht desejado} - \text{Ht receptor}}{\text{Ht do doador}}$

VT: Volume total; Ht: Hematócrito.

Fonte: Short et.al. (2012).

3.1.7 – Plasma Fresco Congelado

O plasma fresco congelado é obtido a partir da centrifugação do sangue total com remoção das hemácias e congelado em até seis horas após a coleta (Figura 8). Se o plasma for congelado após seis horas da coleta ou se o plasma fresco congelado for armazenado a -18°C por mais de um ano, ele será classificado apenas como plasma congelado, pois há perda de alguns de seus componentes (CHIARAMONTE, 2004). O plasma fresco é composto principalmente por água, sais inorgânicos, proteínas plasmáticas (albumina e imunoglobulinas, principalmente) e proteínas hemostáticas, como fibrinogênio, fator de Von Willebrand (VWF) e os fatores de coagulação (WARDROP; BROOKS, 2016).

O uso do plasma fresco congelado na medicina veterinária é indicado para pacientes com coagulopatias adquiridas, como deficiência de fatores de coagulação associado à insuficiência hepática, coagulação intravascular disseminada (CID) ou deficiência de vitamina K por intoxicação por rodenticidas; e coagulopatias hereditárias como a hemofilia A e B ou doença de von Willebrand (GIBSON, 2007). Embora ainda muito se discuta, alguns autores trazem o uso do plasma fresco em animais com hipoproteinemia, como expansor plasmático principalmente em emergências, em infecções por parvovirose, sepse e pacientes com pancreatite aguda (HELM; KNOTTENBELT, 2010; WARDROP; BROOKS, 2016; ABRAMS-OGG; BLOIS, 2017).

Em geral a recomendação para utilização do plasma fresco congelado é de 10 a 20mL/kg, podendo chegar de 30 ou 45mL/kg em casos mais graves (DAVIDOW, 2013; WARDROP; BROOKS, 2016). A administração deve ser em torno de 2 a 6mL/kg/h e não é indicado que a transfusão ultrapasse o tempo total de quatro horas (HELM; KNOTTENBELT, 2010).

Figura 8 - Plasma fresco armazenado logo após extração no Hospital Veterinário Hpet (Boa Vista/RR, 2020).



Fonte: Do autor (2020).

3.1.8 - Concentrado de Plaquetas

O concentrado de plaquetas, apesar de ter um curto prazo de validade e necessitar de equipamentos específicos para seu armazenamento, é um hemocomponente que está cada vez mais presente e acessível nas clínicas veterinárias, resultado do aumento do número de bancos de sangue veterinários (CALLAN; MARRYOTT, 2016). A transfusão de plaquetas pode ser utilizada de duas formas, uma terapêutica, em que é administrada com intuito de conter um sangramento ativo, e a profilática, para prevenir que um sangramento ocorra; contudo, a transfusão com concentrado de plaquetas não objetiva prevenir ou interromper todo tipo de sangramento, mas sim os sangramentos importantes e críticos (ABRAMS-OGG, 2003).

A indicação terapêutica do concentrado de plaquetas é principalmente para o tratamento de sangramentos ativos não controlados devido à trombocitopenia ou trombopatia, porém oferece hemostasia a curto prazo, não aumentando significativamente a contagem global de plaquetas a longo prazo (DAVIDOW, 2013).

O uso profilático do concentrado de plaquetas é indicado em casos de trombocitopenia (que pode ser causada por produção diminuída, aumento do consumo ou destruição plaquetária), com risco de sangramento espontâneo ou sangramentos importantes quando em procedimentos cirúrgicos. O risco de sangramento é inversamente proporcional à contagem de plaquetas; porém outros fatores podem aumentar este risco, como distúrbios da hemostasia, anemia, sepsis ou hipertermia (ABRAMS-OGG, 2003).

Na medicina veterinária existem poucos estudos acerca do gatilho para iniciar uma transfusão profilática de plaquetas e assim as diretrizes para humanos são extrapoladas e trazem uma contagem de 10.000 plaquetas/ μ L quando não há outros fatores de risco para sangramento e de 20.000 plaquetas/ μ L quando há qualquer um destes. Estes são gatilhos razoáveis para serem utilizados em cães para se evitar hemorragias espontâneas. Para o uso profilático pré-cirúrgico, recomenda-se manter valores entre 50.000 e 100.000 plaquetas/ μ L (CALLOW et al., 2002; ABRAMS-OGG, 2003).

Uma unidade de concentrado de plaquetas tem aproximadamente entre 40 e 70 ml de solução e recomenda-se a dose de uma unidade para cada 10kg, podendo ser necessárias transfusões a cada três dias. Esta dose pode aumentar o número de plaquetas em no máximo 40.000 plaquetas/ μ l (ABRAMS-OGG, 2003).

3.2 – Relato de caso

Serão descritos o funcionamento do banco de sangue canino do Hospital Veterinário HPet e dois casos clínicos acompanhados durante a realização do Estágio Supervisionado, onde foram utilizados hemocomponentes disponíveis no banco de sangue como parte do tratamento instituído.

3.2.1 – Banco de Sangue Canino do Hospital Veterinário HPet

O banco de sangue canino do Hospital Veterinário HPet entrou em funcionamento no dia 18 de outubro de 2020 produzindo bolsas de concentrado de hemácias, plasma e concentrado de plaquetas tanto para comercialização quanto para uso no próprio hospital. O banco de sangue conta com uma centrífuga de bolsas de sangue, um extrator de plasma, um agitador orbital, uma seladora térmica e um refrigerador doméstico comum para o armazenamento das bolsas, além de um laboratório de análises clínicas equipado para realização dos exames necessários.

O programa de doadores do banco de sangue seleciona cães com idades entre um e oito anos, peso acima dos 25kg, que estejam com esquemas de vacinação e vermifugação atualizadas, que não realizaram procedimentos cirúrgicos e de transfusão em um intervalo de pelo menos 30 dias e que estão clinicamente saudáveis. O programa respeita um intervalo de três meses entre as doações, mas pode diminuir o tempo quando há suplementação férrica nos cães doadores. O hospital oferece uma série de vantagens para o animal doador como exames de sangue e *check-ups* gratuitos e desconto em serviços.

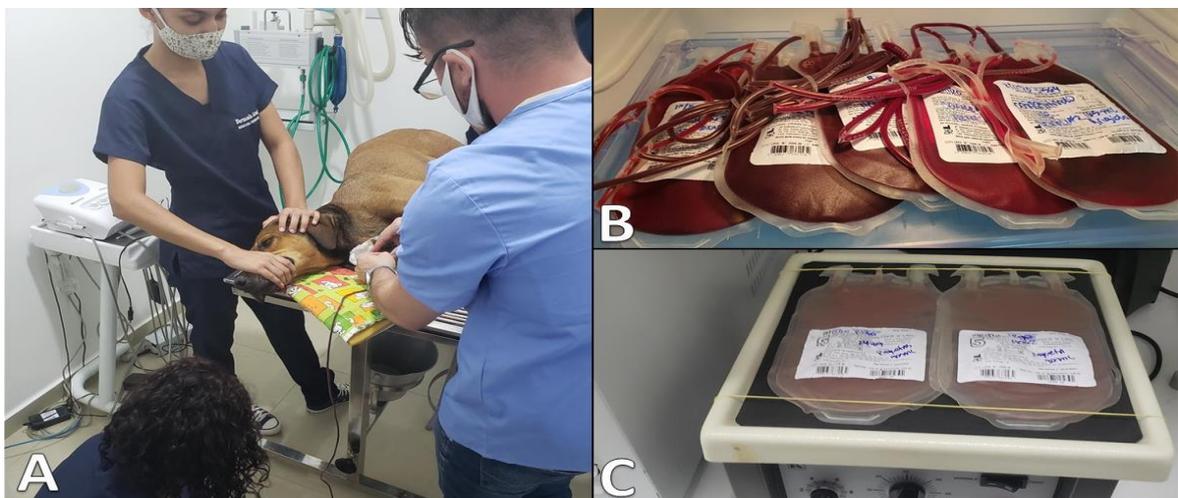
As coletas são realizadas em um ambiente calmo, limpo e sempre na presença do tutor do cão doador, para que ele se mantenha tranquilo durante todo o procedimento, que durava em torno de 10 minutos (Figura 9A). O volume coletado variava entre 450 e 600mL de sangue total, dependendo do peso do animal e, após a coleta, as bolsas eram processadas imediatamente. Os produtos variavam de acordo com a necessidade e estoque no banco, podendo resultar em uma bolsa de concentrado de hemácias e duas de plasma fresco, ou duas bolsas de concentrado de hemácias e uma de plasma fresco ou uma bolsa de concentrado de hemácias, plasma fresco e concentrado de plaquetas.

A centrifugação da bolsa de sangue total geralmente era feita em duas etapas de 10 minutos a 4.000rpm, e levadas ao extrator de plasma para separação das bolsas. Após a vedação dos hemocomponentes no selador térmico, a bolsa de concentrado de hemácias era armazenada em aproximadamente 4°C e considerava-se uma validade de 21 dias (Figura 9B). O plasma fresco era congelado em refrigerador simples a aproximadamente -6°C e considerava-se validade de um ano, enquanto o concentrado de plaquetas era colocado em um agitador orbital em temperatura ambiente por no máximo cinco dias (Figura 9C).

Para utilização das bolsas de concentrado de hemácias, sempre era feito o teste de compatibilidade maior, onde se misturava uma amostra do plasma do receptor com uma amostra do concentrado de hemácias em uma lâmina e realizava-se a leitura macroscópica e microscópica para a identificação do grau de aglutinação. Quando se tratava de uma urgência em que o animal receptor não poderia esperar muito tempo, a prova maior era realizada sem a lavagem das hemácias. A tipagem sanguínea não era realizada em nenhum dos animais doadores e receptores.

Alguns veterinários do Hospital utilizavam pré-medicações a base de corticoides antes da administração do concentrado de hemácias para diminuir as chances de reações febris e anafiláticas. Após a transfusão de concentrado de hemácias o paciente realizava quatro hemogramas pós-transfusão, um imediatamente após seu término, e os demais com 24, 48 e 72 horas após a transfusão. Com o plasma fresco era realizado apenas um hemograma após 48 horas do término da transfusão.

Figura 9 – Banco de Sangue do Hospital Veterinário Hpet (Boa Vista/RR, 2020)



Fonte: Do autor (2020).

O gatilho para utilização do concentrado de hemácias era 15% de hematócrito, número de hemácias inferior a 1.5 milhão/ μ L e concentração de hemoglobina abaixo de 10g/dL, além dos sinais clínicos do animal. Para o uso do plasma fresco, o principal gatilho observado durante o período do estágio foi a leucopenia em animais com parvovirose, no qual pacientes que tivessem contagens globais de leucócitos muito abaixo dos valores de referência eram candidatos a receberem plasma fresco. O sangramento ativo e a profilaxia em cirurgias eram os principais parâmetros para utilização do concentrado de plaquetas durante o período do estágio.

O volume total utilizado de hemocomponentes nos casos clínicos era de 10mL/kg de concentrado de hemácias para aumentar em aproximadamente 10% o hematócrito, 1 bolsa de aproximadamente 200ml de plasma fresco para 10kg de peso e uma bolsa de concentrado de plaquetas para 10kg de peso. O concentrado de hemácias era iniciado com uma taxa de 0,25 mL/kg por 30 minutos com monitoração constante do animal, para evitar reações transfusionais agudas, e seguida por doses maiores, entre 5 e 10mL/kg/h, porém algumas vezes a taxa era apenas a divisão do volume total pelo tempo em que toda a bolsa seria administrada. O concentrado de hemácias não era pré-aquecido antes da sua utilização e o plasma fresco congelado era descongelado em temperatura ambiente ou em banho-maria. Após o início da transfusão, os hemocomponentes eram administrados em até quatro horas.

3.2.2 – Casos Clínico I

O primeiro caso deste relato refere-se a um cão, macho, com 11 anos, pesando 30kg, da raça Rastreador Brasileiro, e que foi atendido pela primeira vez no Hospital Veterinário HPet no dia 17/11/2020. Ele apresentava uma grande massa ulcerada e hemorrágica na região poplíteia no membro pélvico esquerdo (MPE) e por citologia aspirativa por agulha fina (CAAF) foi sugerida a presença de hemagiossarcoma, contudo a tutora não quis realizar nenhum procedimento ou exames naquele momento.

No dia 26/11/2020 o animal retornou ao hospital com sangramento crônico na região da massa, apático, sem apetite e com as mucosas bucais e oculares pálidas. Foram realizados exames de radiografia torácica e ultrassonografia abdominal para pesquisa de metástase. Alterações foram observadas apenas na ultrassonografia, com baço aumentado de volume e presença de uma massa de aproximadamente 7cm em sua margem cranial.

No hemograma realizado no dia 26/11/2020 o animal apresentava anemia microcítica normocrômica. Os valores das hemácias eram de 1.82 milhão/ μ L, hemoglobina 3,1g/dL e hematócrito de 8,5%. No exame bioquímico e de Tempo de Atividade Protrombínica (TAP) e Tromboplastina Parcial Ativada (TTPA) não foram observadas alterações significativas. Com base no hemograma, nos sinais clínicos e nos exames de imagem, foi recomendada a transfusão de concentrado de hemácias, além da realização da esplenectomia e nodulectomia da massa ulcerada no MPE.

Neste caso foi utilizada uma bolsa de concentrado de hemácias de 250mL, ou seja, administrou-se uma dose de aproximadamente 8,5mL/kg (Figura 10A). A taxa de administração foi de aproximadamente 4mL/kg/h durante toda a transfusão, sem iniciar com taxas mais baixas; portanto, a duração da transfusão foi de duas horas. Para utilização da bolsa foi realizado o teste de compatibilidade maior, não se observando sinais de aglutinação, e como pré-medicação aplicou-se dexametasona (0,4mg/kg). A transfusão foi iniciada momentos antes do procedimento cirúrgico e ocorreu durante todo o período transcirúrgico, com aferição da temperatura corporal, frequências respiratória e cardíaca, inspeção da pele e coloração de mucosas a cada 20 minutos, para detecção de reações transfusionais (Figura 10B).

Não houve intercorrências durante os procedimentos de transfusão, da esplenectomia e da nodulectomia. A análise macroscópica do baço revelou-se aumento de volume/tamanho, com pequenos nódulos difusos pelo parênquima e com uma grande massa irregular de aspecto hemorrágico em sua margem cranial.

Figura 10 – Caso clínico acompanhado no Hospital Veterinário HPet (Boa Vista/RR)



Fonte: Do autor (2020).

Após o término da cirurgia e da transfusão o cão estava sem sinais de dor, menos apático, com leve melhora na coloração das mucosas, bebendo água, porém com hiporexia. As medicações pós-operatórias foram tramadol (3mg/kg/IV/TID por cinco dias), dipirona (25mg/kg/IV/TID por cinco dias), meloxicam (0,1mg/kg/IV/SID por cinco dias), amoxicilina com clavulanato de potássio (15mg/kg/VO/BID por cinco dias), além de suporte com Hemocare® (1,5ml/VO/BID por cinco dias) e limpeza diária das feridas cirúrgicas. O primeiro hemograma após a transfusão foi realizado imediatamente após o término da bolsa de concentrado de hemácias e mostrava uma contagem de hemácias de 3,04 milhões/ μL , hemoglobina 5,7g/dL e hematócrito de 16%.

No dia 27/11/2020 foi realizado o hemograma com 24 horas pós-transfusão e os valores de eritrócitos, hemoglobina e hematócrito tiveram pequenos aumentos comparados com o hemograma pós-cirúrgico imediato (Quadro 2), com paciente apresentando melhora significativa no quadro clínico, em estado mental alerta, brincando com a tutora, mucosas bucais e oculares normocoradas, apresentando apetite e se alimentando voluntariamente pela primeira vez. No dia 28 e 29/11/2020 foram realizados os hemogramas de 48 e 72 horas, respectivamente, com melhora na hematologia e manutenção do quadro clínico do animal estável durante o período de internação (Quadro 2). No dia 30/11/2020 o animal teve alta médica e liberado com a prescrição de concluir o tratamento com meloxicam e amoxicilina com clavulanato de potássio, além de iniciar a suplementação com Eritros Tab® (um comprimido, VO, SID por 30 dias). O animal apresentou-se para o retorno dia 12/12/2020, duas semanas após a alta hospitalar, e na avaliação apresentava-se bem, sem alterações clínicas e com valores do hemograma dentro da normalidade.

Quadro 2 – Evolução da série eritrocítica de cão da raça Rastreador brasileiro, macho, 11 anos de idade após transfusão de concentrado de hemácias.

	Hemograma antes da transfusão	Hemograma pós-imediato	Hemograma pós 24 horas	Hemograma pós 48 horas	Hemograma pós 72 horas
Hemácias	1,82 milhão/ μL	3,04 milhões/ μL	3,06 milhões/ μL	3,30 milhões/ μL	3,47 milhões/ μL
Hemoglobina	3,1g/dL	5,7g/dL	5,9g/dL	6,2g/dL	6,4g/dL
Hematócrito	8,5%	16%	16,1%	17%	18%

Fonte: Do autor (2020).

3.2.3 – Caso Clínico II

O segundo caso deste relato refere-se a de um cão, macho, com três meses de idade, pesando 2kg, da raça Shit-Tzu que chegou ao hospital no dia 13/12/2020 com histórico de vômito, diarreia e anorexia há pelo menos três dias. O animal convivia com outros cães e não tinha histórico de vacinação. No exame físico o animal apresentava-se deprimido, com aumento da sensibilidade na região abdominal, sinais de desidratação e mucosas bucais e oculares palidas.

Foi solicitado exame parasitológico de fezes e teste imunocromatográfico rápido para detecção de antígenos de parvovírus canino, além de hemograma e bioquímicos. No exame de fezes não foram detectados sinais de parasitas intestinais, porém o teste imunocromatográfico rápido deu positivo para antígeno de parvovírus canino e por isso, somado com histórico e sinais clínicos, o animal foi internado no bloco destinado a animais com parvovirose. No primeiro hemograma realizado o animal apresentava leucopenia leve (5,9 mil leucócitos/ μL) com presença de linfócitos reativos, monocitopenia e eosinopenia discreta, porém sem alterações significativas no eritrograma

Após ingressar na internação o animal foi colocado na fluidoterapia a base de solução de Ringer com lactato, adicionado de glicose a 5% e Bioxan[®]. O volume da fluidoterapia foi calculado com base nas necessidades diárias do animal, no nível de desidratação e nas perdas adicionais de vômito e diarreia.

Foi prescrito durante a internação a associação de sulfadiazina e trimetoprima (15mg/kg/IV/BID por cinco dias) e enrofloxacina (2,5mg/kg/IV/BID por cinco dias) como antibioticoterapia, ondasetrona (0,5mg/kg/IV/TID por cinco dias) e metoclopramida (0,2mg/kg/IV/CID por cinco dias) como antieméticos, carvão ativado (5ml/VR/BID por três dias) para adsorção de toxinas no trato gastrointestinal, Lactobac[®] (1g/VO/CID por cinco dias) como probiótico, timomodulina (2ml/VO/BID por cinco dias) como imunomodulador e escopolamina (1,5mg/V.O/B.I.D por cinco dias) como antiespasmódico.

No segundo dia de internação (14/11/2020) o paciente apresentava alguns episódios de diarreia sanguinolenta e vômito, e ainda sem se alimentar voluntariamente, sendo realizada a sondagem nasogástrica para administração da nutrição enteral forçada com suplemento nutricional hipercalórico. No dia 15/11/2020 foi realizado outro hemograma, no qual evidenciou-se leucopenia grave (0,6 mil leucócitos/ μL) com neutropenia e linfopenia, e como o paciente não apresentava melhora do quadro clínico foi indicada a transfusão de plasma fresco congelado como auxiliar no tratamento.

Foi então realizada a transfusão de plasma fresco congelado, na dose de 55mL/kg, totalizando 110ml de plasma, que foi transfundido em um período de quatro horas, na taxa de aproximadamente 13mL/kg/h. A bolsa de plasma foi descongelada em banho maria a 30°C e administrado em temperatura ambiente. O animal estava sob constante observação durante a transfusão e nenhuma intercorrência aconteceu no procedimento. Nas horas seguintes após a transfusão do plasma, o animal apresentou leve melhora no estado mental e chegou a ingerir água voluntariamente, porém esta melhora não se sustentou para o dia seguinte (16/12/2020), em que o animal voltou a ficar apático e sem interesse ao alimento e água, além dos episódios de diarreia que ainda estavam presentes.

Figura 11 – Bolsa de plasma fresco sendo utilizada como tratamento auxiliar no controle de parvovirose no Hospital Veterinário Hpet (Boa Vista/RR, 2020)



Fonte: Do autor (2020)

No dia 17/12/2020 realizou-se hemograma 48 horas após a transfusão de plasma que já apresentava aumento significativo dos leucócitos (15,4 mil leucócitos/ μ L), porém o paciente mantinha quadros de diarreia e sinais de desidratação, mas sem episódios de vômitos desde o dia 16/12/2020 e, portanto, as medicações antieméticas foram suspensas. No dia 18/12/2020 o animal apresentou melhora no quadro de desidratação, com turgor menor que dois segundos, urina com aspecto normal, mucosas hidratadas, além de apresentar fezes pastosas e evidente

melhora no estado mental. Neste dia foi prescrito um estimulante de apetite (Apevitin[®]), pois o animal ainda não se interessava pelo alimento.

No dia 19/12/2020 o paciente não apresentou episódios de vômitos e diarreia, as fezes estavam com aspecto normal, não apresentava sinais de desidratação e se alimentou voluntariamente pela primeira vez. Foi realizado novo hemograma que demonstrou leucocitose acentuada (54,4 mil leucócitos/ μ L), com aumento de neutrófilos e monócitos. No dia seguinte (20/12/2020) o animal continuou estável, ativo e sem piora no quadro clínico; logo o paciente foi dado como apto para a alta médica e liberado. Foi prescrito para tratamento domiciliar um probiótico (Lactobac[®]) e um imunomodulador (timomodulina), além da recomendação da vacinação, desde a primeira dose, para todos os animais da casa.

4 DISCUSSÃO

Os aparelhos utilizados no banco de sangue do Hospital Veterinário HPet, bem como os procedimentos para obtenção dos principais hemocomponentes, estão de acordo com o que a literatura traz sobre equipamentos básicos e de procedimentos para se iniciar um banco de sangue veterinário (LUCAS; LENTZ; HALE, 2004; WALKER, 2016). Em relação ao armazenamento e principalmente sobre o congelamento do plasma fresco, geladeiras domésticas não são os equipamentos mais indicados, pois normalmente atingem temperaturas até -6°C e segundo Gibson (2007) e Wardrop e Brooks (2016) para se ter a validade esperada de um ano a bolsa deve ser armazenada a no mínimo -18°C . Porém Helm e Knottenbelt (2010) trazem que o plasma fresco quando congelados em refrigeradores domésticos a -4°C podem ser considerados frescos por até três meses, logo esta seria a validade máxima das bolsas de plasma fresco congelados do Hospital Veterinário HPet.

O programa de doadores do Hospital Veterinário HPet tem seus critérios próximos do que preconizam Lanevski e Wardrop (2001), Lucas, Lentz e Hale (2004) e Bean e Yagi (2016), sendo considerado ideal para um banco de sangue veterinário. Quanto à frequência de doação utilizada, não se tem relatos de intercorrências para o cão doador, pois a medula óssea consegue regenerar as hemácias de forma eficiente quando doações são realizadas em intervalos de no mínimo 3 meses (FERREIRA et al., 2014).

Os testes de compatibilidade devem ser sempre realizados antes de qualquer transfusão sanguínea para prevenção de reações hemolíticas agudas (LANEVSKI; WARDROP, 2001), porém no Hospital Veterinário HPet as provas maiores são realizadas com maior frequência, pois o concentrado de hemácias é mais utilizado do que o sangue total,

impossibilitando a realização das provas menores. A prova maior, realizada antes de todas as transfusões, como a do primeiro caso clínico relatado, são feitas utilizando lâminas de microscopia, o que pode ser feito segundo Helm e Knottenbelt (2010), porém tem sua confiabilidade menor quando comparada com provas realizadas em tubos de ensaio.

Segundo Hohenhaus (2004) e Gibson (2007) é indicado realizar a tipagem sanguínea em todos os doadores e receptores, para identificar pelo menos o grupo sanguíneo DEA 1 e assim proceder com transfusões de animais que sejam compatíveis, evitando as reações hemolíticas; porém, no Hospital Veterinário HPet, pelo custo e dificuldade de acesso a *kits* e laboratórios que fazem este tipo de tipagem, realiza-se apenas os testes de compatibilidade para tentar evitar as reações agudas e procede suas transfusões de forma que o receptor esteja em constante observação durante todo o procedimento, como feito nos dois casos clínicos relatados, para suspender a transfusão a qualquer sinal de alteração.

No primeiro caso clínico foi utilizada medicação anti-inflamatória esteroidal anterior à realização da transfusão do concentrado de hemácias, como forma de prever as reações transfusionais, porém estudos retrospectivos de Martí-Carvajal et al. (2010) e Duran et al. (2014) revelaram que não há evidências de que o uso de pré-medicações a base de corticoides ou anti-histamínicos diminuam as chances de reações transfusionais.

O concentrado de hemácias é indicado para animais com anemias hemolíticas, perdas crônicas de sangue ou anemias não regenerativas, para aumentar o número de hemácias circulantes (KISIELEWICZ, 2016), assim como feito no primeiro caso clínico. Os gatilhos utilizados para a transfusão de concentrado de hemácias estão em concordância com as descrições de Helm e Knottenbelt (2010), nas quais os sinais clínicos apresentados pelo paciente são tão importantes na decisão de transfundir quanto os valores de hemoglobina e hematócrito.

A melhora observada no hematócrito do primeiro caso clínico está de acordo com Chiaramonte (2004), que descreve aumento esperado de 1% no hematócrito a cada 1mL/kg de concentrado de hemácias; logo a dose utilizada no caso (8,5mL/kg) foi suficiente para aumentar em 8% o hematócrito do paciente e melhorar seu quadro clínico.

O plasma fresco congelado é indicado principalmente em casos de coagulopatias adquiridas ou hereditárias, porém muitos autores como Wardrop e Brooks (2016) e Abrams-Ogg e Blois (2017) trazem seu uso em casos de hipoproteinemia, como expansor plasmático e nas infecções por parvovirose. Nos casos de parvovirose ainda há discussão sobre o uso do plasma fresco como fornecedor de imunoglobulinas contra o parvovírus. Um estudo mostrou que a utilização de 12ml em dose única de plasma rico em anticorpos anti-parvovírus não foi eficaz na melhoria dos sinais clínicos ou redução da viremia (BRAGG et al., 2012); portanto,

seu uso com este intuito é controverso embora exista descrição na literatura (HELM; KNOTTENBELT 2010).

O uso do plasma fresco em pacientes com parvovirose pode ser justificado pela sua função de expansor plasmático, pois em animais acometidos com esta doença, a desidratação e hipovolemia são comuns e podem levar o animal ao óbito (NELSON; COUTO, 2015). Alguns autores como Wardrop e Brooks (2016) trazem que, em função das soluções coloides sintéticas e produtos comerciais de albumina, o uso do plasma como fonte de albumina e expansor plasmático será cada vez menos indicado e que para se ter alguma resposta nestes casos, doses acima de 25mL/kg de plasma fresco devem ser utilizadas. Porém, o Hospital Veterinário HPet não conta com estas soluções comerciais; logo, o uso do plasma fresco nas doses que foram utilizadas no segundo caso clínico relatado, pode trazer benefícios para os animais acometidos com parvovirose.

Não foi encontrado na literatura menções sobre o uso de plasma fresco condicionado à contagem de leucócitos ou que após o seu uso há melhoras significativas no leucograma. Portanto, o aumento no número de leucócitos visto no segundo caso clínico, pode ser explicado pela própria dinâmica leucocitária durante a evolução da parvovirose, já que segundo McCaw e Hoskins (2006) e Mazzaferro (2020), a parvovirose conduz o paciente à leucopenia, podendo ser grave nos primeiros dias após infecção, sendo que em animais convalescentes é comum ocorrer linfocitose reativa e hiperplasia da medula óssea.

O concentrado de plaquetas é usado no Hospital Veterinário Hpet sempre em quadros de hemorragias ativas e intensas ou de forma profilática em procedimentos cirúrgicos, mas não é condicionado a nenhum valor de contagem de plaquetas, e segundo Abrams Ogg (2003) estas são, de fato, as indicações corretas para uso do concentrado de plaquetas, porém é prudente que se utilizem gatilhos (<10.000 plaquetas/ μ L para evitar sangramentos espontâneos e valores menores que 50.000 plaquetas/ μ L para profilaxia em cirurgias) para que se evite transfusões desnecessárias e torne o uso mais racional.

5 CONSIDERAÇÕES FINAIS

O banco de sangue é um local onde são produzidos e armazenados os hemocomponentes que serão comercializados ou utilizados no hospital, portanto deve contar com equipamentos e profissionais capacitados que tal atividade exige para sua segurança. É uma forma inteligente de se aproveitar ao máximo as doações de sangue caninas e de se ter disponíveis componentes sanguíneos por mais tempo e de forma imediata.

A terapia com hemocomponentes é uma excelente ferramenta para o clínico que a tem disponível, porém deve-se ter em mente que se trata de uma terapia suporte, que tem seus benefícios temporários e que não promove a cura das doenças. Os hemocomponentes devem ser usados como auxiliar à terapia emergencial, propiciando ao clínico tempo hábil para se chegar à causa primária da desordem ou permitir ao animal tempo suficiente para responder à terapia instituída.

Apesar do uso dos hemocomponentes estar crescendo cada vez mais, ainda há uma notável falta de informações acerca desta prática na medicina veterinária com as extrapolações de trabalhos e manuais humanos sobre esta prática ainda muito comuns.

A produção e o uso dos hemocomponentes no Hospital Veterinário Hpet está de acordo com a maioria dos trabalhos e literatura consultada, logo os pacientes do hospital e as clínicas da cidade de Boa Vista, terão mais uma ferramenta útil e vantajosa para instituir terapias alternativas.

O estágio no Hospital Veterinário Hpet permitiu ainda uma vivência em um hospital veterinário privado, além de conhecer melhor o dia a dia de um médico veterinário de pequenos animais. Todos os casos clínicos e cirúrgicos somaram de alguma forma para minha formação, logo concluo que o estágio supervisionado obrigatório é uma parte essencial da graduação onde, de fato, os estudantes colocam em prática os seus conhecimentos teóricos adquiridos em sala de aula, além de vivenciar a rotina de trabalho da profissão, exercitando o trabalho em equipe, organização e disciplina que são um dos atributos essenciais para um médico veterinário de sucesso.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABRAMS-OGG, A. C. G. Triggers for Prophylactic Use of Platelet Transfusions and Optimal Platelet Dosing in Thrombocytopenic Dogs and Cats. **Veterinary Clinics of North America - Small Animal Practice**, v. 33, n. 6, p. 1401–1418, 2003.

ABRAMS-OGG, A. C. G.; BLOIS, S. Blood Transfusions, Component Therapy, and Oxygen-Carrying Solutions. In: ETTINGER, S. J.; FELDMAN, E. C.; CÔTE, E. **Textbook of Veterinary Internal Medicine**. St. Louis: Elsevier, 2017. p. 1460 – 1473.

ANVISA. AGÊNCIA DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA. Resolução da Diretoria Colegiada – RDC nº34, de 11 de junho de 2014. Disponível em: <<https://saude.rs.gov.br/upload/arquivos/carga20170553/04145350-rdc-anvisa-34-2014.pdf>> Acessado em: 15 jan. 2021.

BRAGG, R. F. et al. Clinical Evaluation of a Single Dose of Immune Plasma for Treatment of Canine Parvovirus Infection. **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 240, n. 6, p. 700–704, 2012.

CALLAN, M. B.; MARRYOTT, K. Platelet Products. In: YAGI, K.; HOLOWAYCHUCK, M. **Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking**. Ames: J. Wiley & Sons Inc., 2016. p. 55 – 67.

CALLOW, C. R. et al. The Frequency of Bleeding Complications in Patients with Haematological Malignancy Following the Introduction of a Stringent Prophylactic Platelet Transfusion Policy. **British Journal of Haematology**, v. 118, n. 2, p. 677–682, 2002.

CHIARAMONTE, D. Blood-component Therapy: Selection, Administration and Monitoring. **Clinical Techniques in Small Animal Practice**, v. 19, n. 2, p. 63–67, 2004.

DAVIDOW, B. Transfusion Medicine in Small Animals. **Veterinary Clinics of North America - Small Animal Practice**, v. 43, n. 4, p. 735–756, 2013. Disponível em: <<http://dx.doi.org/10.1016/j.cvsm.2013.03.007>>.

DURAN, J; SIDDIQUE, S.; CLEARY, M. Effects of Leukoreduction and Premedication with Acetaminophen and Diphenhydramine in Minimizing Febrile Nonhemolytic Transfusion Reactions and Allergic Transfusion Reactions During and After Blood Product Administration: A Literature Review with Recommendations for Practice. **Journal of Pediatric Oncology Nursing**, v. 31, n. 4, p. 223 - 229, 2014.

FERREIRA, R. R. F. et al. Effects of Repeated Blood Donations on Iron Status and Hematologic Variables of Canine Blood Donors. **Journal of American Veterinary Medical Association**, v. 244, n.11, p. 1298 - 1303, 2014.

GIBSON, G. Transfusion Medicine. In: KING, L.; BOAG, A. **BSAVA Manual of Canine and Feline Emergency and Critical Care**. Quedgeley: British Small Animal Veterinary Association, 2007. p. 215 – 226.

GIGER, U. et al. 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**, v. 206, n. 9, p. 1358–1362, 1995.

HALE, A. S. Canine Blood Groups and Their Importance in Veterinary Transfusion Medicine. **The Veterinary Clinics of North America. Small Animal Practice**, v. 25, n. 6, p. 1323–1332, 1995.

HARRELL, K. A.; KRISTENSEN, A. T. Canine Transfusion Reactions and Their Management. **The Veterinary Clinics of North America. Small Animal Practice**, v. 25, n. 6, p. 1333–1364, 1995.

HELM, J.; KNOTTENBELT, C. Blood Transfusions in Dogs and Cats 1. Indications. **In Practice**, v. 32, n. 5, p. 184–189, 2010.

HOHENHAUS, A. Importance os Blood Groups and Blood Group Antibodies in Companion Animals. **Transfusion Medicine Reviews**, v.18, n.2, p. 117 - 126, 2004.

JAGODICH, T. A.; HOLOWAYCHUK, M. K. Transfusion Practice in Dogs and Cats: An Internet-based Survey. **Journal of Veterinary Emergency and Critical Care**, v. 26, n. 3, p. 360–372, 2016.

KESSLER, R. J. et al. Dog erythrocyte antigens 1.1, 1.2, 3, 4, 7, and Dal blood typing and cross-matching by Gel Column Technique. **Veterinary Clinical Pathology**, v. 39, n. 3, p. 306–316, 2010.

KISIELEWICZ, C.; SELF, I.; BELL, R. Assessment of Clinical and Laboratory Variables as a Guide to Packed Red Blood Cell Transfusion of Euvolemic Anemic Dogs. **Journal of Veterinary Internal Medicine**, v. 28, n. 2, p. 576–582, 2014.

KISIELEWICZ, C. Red Blood Cell Products. In: YAGI, K.; HOLOWAYCHUCK, M. **Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking**. Ames: J. Wiley & Sons, 2016. p. 29 – 40.

LANEVSKI, A.; WARDROP, K. J. Principles of Transfusion Medicine in Small Animals. **The Canadian Veterinary Journal. La Revue Vétérinaire Canadienne**, v. 42, n. 6, p. 447–454, 2001.

LOGAN, J. C. et al. Clinical Indications for Use of Fresh Frozen Plasma in Dogs: 74 dogs (October through December 1999). **Journal of the American Veterinary Medical Association**, v. 218, n. 9, p. 1449–1455, 2001.

LUCAS, R. L.; LENTZ, K. D.; HALE, A. S. Collection and Preparation of Blood Products. **Clinical Techniques in Small Animal Practice**, v. 19, n. 2, p. 55–62, 2004.

MARTÍ-CARVAJAL, A. et al. Pharmacological Interventions for the Prevention of Allergic and Febrile non-haemolytic Transfusion Reactions. **Cochrane Database of Systematic Reviews**, n. 7, 2010.

MCCAW, D.; HOSKINS, J. Canine Viral Enteritis. In: Greene, C. **Infectious Diseases of the Dog and Cat**. Philadelphia: WB Saunders, 2006. p. 63-71.

MAZZAFERRO, E. M. Update on Canine Parvoviral Enteritis. **Veterinary Clinics of North America - Small Animal Practice**, v. 50, n. 6, p. 1307 - 1325, 2020.

NELSON, R. W.; COUTO, C. G. Distúrbios do Sistema Digestório. In:_____. **Medicina Interna de Pequenos Animais**. 5ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2015. p. 1365 – 1378.

NOVAIS, A. A.; SANTANA, A. E.; VICENTIN, L. A. Prevalence of DEA 1 Canine Blood Group System in Dogs (*Canis familiaris*, Linnaeus, 1758) Reared in Brazil. **Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science**, v. 36, n. 1, 1999.

SHORT, J. L. et al. Accuracy of Formulas Used to Predict Post-transfusion Packed Cell Volume Rise in Anemic Dogs. **Journal of Veterinary Emergency and Critical Care**, v. 22, n. 4, p. 1–7, 2012.

UNIVERSITY OF ROCHESTER MEDICAL CENTER. **Blood Donation and Blood Banking**: What is the Blood Banking. Rochester. Disponível em: <<https://www.urmc.rochester.edu/encyclopedia/content.aspx?ContentTypeID=85&ContentID=P00084>>. Acesso em: 28 mar. 2021.

WALKER, J. M. Component Therapy. In: YAGI, K.; HOLOWAYCHUCK, M. **Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking**. Ames: J. Wiley & Sons, 2016. p. 12 - 24

WARDROP, K.J.; BROOKS, M. Plasma Products. In: YAGI, K.; HOLOWAYCHUCK, M. **Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking**. Ames: J. Wiley & Sons, 2016. p. 42 – 52.

YAGI, K.; BEAN, B. L. Canine Donor Selection. In: YAGI, K.; HOLOWAYCHUCK, M. **Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking**. Ames: J. Wiley & Sons, 2016. p. 189 – 197.

YAGI, K.; HOLOWAYCHUCK, M. Evolution of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking. In: _____. **Manual of Veterinary Transfusion Medicine and Blood Banking**. Ames: J. Wiley & Sons, 2016. p. 3 – 11.