



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL DE SERGIPE
DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINÁRIA

DÉBORA MUNIZ ANDRADE DIAS

RELATÓRIO DO ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO
UTILIZAÇÃO DO PLASMA RICO EM PLAQUETAS NA REPARAÇÃO
CIRÚRGICA DE PEQUENOS ANIMAIS: REVISÃO DE LITERATURA

SÃO CRISTÓVÃO - SE

2025

Débora Muniz Andrade Dias

Relatório do estágio supervisionado obrigatório na área de clínica médica e cirúrgica de
pequenos animais

Utilização do Plasma Rico em Plaquetas na Reparação Cirúrgica de Pequenos Animais:
Revisão de Literatura

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado
à Coordenação do curso de Medicina
Veterinária da Universidade Federal de
Sergipe como requisito parcial para obtenção
do título de Médico (a) veterinário (a).

Orientador Pedagógico: Prof. Dr. César
Andrey Galindo Orozco

SÃO CRISTÓVÃO - SE
2025

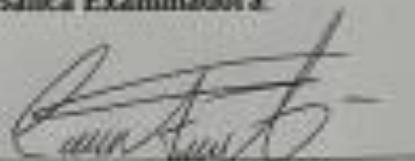
TERMO DE APROVAÇÃO

DÉBORA MUNIZ ANDRADE DIAS

**RELATÓRIO DO ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO NA
ÁREA DE CLÍNICA MÉDICA E CIRÚRGICA VETERINÁRIA**

Aprovado em 19/04/2025

Banca Examinadora:



Prof. Dr. César Andrey Galindo Orúzco (Orientador)

DMV - UFS



Prof. Dra. Patrícia Oliveira Meira Santos

DMV - UFS



Prof. Dr. Leandro Branco Rocha

DMV - UFS

São Cristóvão - SE
Abril/2025

IDENTIFICAÇÃO

ALUNA: Débora Muniz Andrade Dias

MATRÍCULA Nº: 202000041295

ANO/SEMESTRE: 2024.2

LOCAL DO ESTÁGIO

Centro Médico Veterinário Mr. Zoo

ENDEREÇO: Rua Vereador João Calazans, nº 579c, bairro 13 de Julho, Aracaju (SE)

TELEFONE: (79) 3026-2700

SUPERVISOR: M.V. Sávio Júnior de Carvalho Coelho

CARGA HORÁRIA: 313 horas

Centro Médico Veterinário Afetto

ENDEREÇO: Rua José Carvalho Pinto, nº 280, loja 21 A, bairro Jardins, Aracaju (SE)

TELEFONE: (79) 99944-1317

SUPERVISOR: M.V. Maria Carolina Cardoso

CARGA HORÁRIA: 150 horas

ORIENTADOR: Prof. Dr. César Andrey Galindo Orozco

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

- aFGF/FGF-1:** Fator de Crescimento Fibroblástico Ácido
- BC:** *Buffy Coat*
- bFGF/FGF-2:** Fator de Crescimento Fibroblástico Básico
- CaCl₂:** Cloreto de Cálcio
- EGF:** Fator de Crescimento Epidérmico
- FGF:** Fator de Crescimento de Fibroblastos
- FGF-7:** Fator de Crescimento de Fibroblastos 7
- GFs:** Fatores de Crescimento
- GM-CSF/CSF α :** Fator Estimulante de Colônias de Granulócitos
- IGF-1:** Fatores de Crescimento Semelhantes à Insulina 1
- IL-1:** Interleucina 1
- IL-1 β :** Interleucina 1 Beta
- IL-8:** Interleucina 8
- IL-12:** Interleucina 12
- KGF:** Fator de Crescimento dos Queratinócitos
- L-PRF:** Fibrina Rica em Leucócitos e Plaquetas
- L-PRP:** PRP Rico em Leucócitos
- LP-PRP:** PRP Pobre em Leucócitos
- LR-PRP:** PRP Rica em Leucócitos
- M1:** Macrófagos com função pró-inflamatória
- M2:** Macrófagos com função anti-inflamatória
- MEC:** Matriz Extracelular
- MMP:** Metaloproteinases da Matriz
- MMP-9:** Metaloproteinase de Matriz-9
- PCB:** Pelo Curto Brasileiro
- PDGF:** Fator de Crescimento Derivado de Plaquetas
- P-PRF:** Fibrina Rica em Plaquetas Pura
- P-PRP:** PRP Pobre em Leucócitos
- PPP:** Plasma Pobre em Plaquetas
- PRF:** Fibrina Rica em Plaquetas
- PRGF:** Plasma Rico em Fatores de Crescimento

PRP: Plasma Rico em Plaquetas

RBCs: Hemácias (*Red Blood Cells*)

SRD: Sem Raça Definida

TCC: Trabalho de Conclusão de Curso

TGF- α : Fator de Crescimento Transformador Alfa

TGF- β : Fator de Crescimento Transformador Beta

TGF- β 1: Fator de Crescimento Transformador Beta 1

TNF- α : Fator de Necrose Tumoral Alfa

UFS: Universidade Federal de Sergipe

VEGF: Fator de Crescimento Endotelial Vascular

VEP: Fator de Crescimento Endotelial Vascular

LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Fatores de crescimento plaquetário (Fonte: Rozman et al., 2008)	37
Tabela 2: Tabela de dosagem articular canina (Fonte: VetStem).....	47

LISTA DE FIGURAS

Figura 1: (A e B) Fachada do Centro Médico Veterinário Mr. Zoo (Fonte: Mr. Zoo)..	13
Figura 2: Recepção do primeiro andar (Fonte: Mr. Zoo).....	14
Figura 3: Sala de coleta (Fonte: Mr. Zoo).....	14
Figura 4: Sala de emergência (Fonte: Mr. Zoo).....	15
Figura 5 : (A e B) Sala de exames de imagem (Fonte: Mr. Zoo).....	15
Figura 6: Sala de ultrassonografia (Fonte: Mr. Zoo).....	16
Figura 7: Consultórios: (A) 2, (B) 3 e (C) 4 (Fonte: Mr. Zoo).	16
Figura 8: (A e B) Internamento (Fonte: Mr. Zoo).....	17
Figura 9: Almojarifado (Fonte: Mr. Zoo).....	18
Figura 10: Salas de cirurgia: (A) suja e (B) limpa (Fonte Mr. Zoo).	18
Figura 11: (A) Recepção do segundo andar; (B) Consultório 5; (C) Consultório 6 (Fonte: Mr. Zoo).	19
Figura 12: (A) Laboratório; (B) Internamento de felinos (Fonte: Mr. Zoo).	19
Figura 13: Fachada do Centro Médico Veterinário Afetto (Fonte: Afetto).	24
Figura 14: (A e B) Recepção; (C) Espaço <i>cat</i> ; (D) Corredor (Fonte: Arquivo pessoal).	25
Figura 15: Consultórios: (A) 1, (B) 2, (C) 3 e (D) 4 (Fonte: Arquivo pessoal).	26
Figura 16: (A, B e C) Internamento (Fonte: Afetto; Arquivo pessoal).....	27
Figura 17: Laboratório (Fonte: Arquivo pessoal).	27
Figura 18: Sala de cirurgia (Fonte: Acervo pessoal).....	28
Figura 19: Imagem ilustrativa do protocolo de obtenção de plasma rico em plaquetas (PRP) por centrifugação em duas etapas (Fonte: Ehrenfest et al., 2009).	35
Figura 20: Ilustração da obtenção da fibrina rica em plaquetas (PRF) (Fonte: Ehrenfest et al., 2009).	36
Figura 21: (A) Representação da adesão das plaquetas; (B) Representação da consolidação do agregado plaquetário (Fonte: Google Imagens).	38
Figura 22: Representação esquemática da fase inflamatória da cicatrização (Fonte: Singer;Clark,1999).....	39

Figura 23: Kit PRGF – ENDORET ®.	45
Figura 24: Preparação de PRGF®. (Fonte: Chicarro-Alcántara et al., 2018)..	46
Figura 25: Kit CRT PUREPRP ®	46
Figura 26: Ampola PrecisePRP™ versões para equinos e caninos.	47
Figura 27: Técnica de injeção conjuntival de PRP nas pálpebras superiores e inferiores e na bolsa conjuntival. (Fonte: Farghali et al. 2021).	49
Figura 28: Fotografias de um cão Rottweiler revelando entrópio com úlcera de córnea. (Fonte: Farghali et al. 2021)	50
Figura 29: Fotografias de um gato Himalaio revelando úlcera superficial com sequestro de córnea. (Fonte: Farghali et al. 2021).....	50
Figura 30: Avaliação clínica da cicatrização de feridas controle e tratadas com PRP. (Fonte: Farghali et al. 2017)..	51
Figura 31: Aplicações terapêuticas do PRP em cães. (Fonte: Perinelli et al., 2020)..	53

LISTA DE GRÁFICOS

Gráfico 1: Distribuição de pacientes atendidos por espécie.....	20
Gráfico 2: Distribuição de pacientes por sexo.....	21
Gráfico 3: Distribuição de caninos por raça.....	21
Gráfico 4: Distribuição de felinos por raça.....	22
Gráfico 5: Distribuição de caninos por idade.....	22
Gráfico 6: Distribuição de felinos por idade.....	22
Gráfico 7: Distribuição da casuística por sistemas.....	23
Gráfico 8: Distribuição dos procedimentos cirúrgicos.....	23
Gráfico 9: Distribuição de pacientes atendidos por espécie.....	29
Gráfico 10: Distribuição de pacientes por sexo.....	29
Gráfico 11: Distribuição de caninos por raça.....	30
Gráfico 12: Distribuição de felinos por raça.....	30
Gráfico 13: Distribuição de caninos por idade.....	31
Gráfico 14: Distribuição de felinos por idade.....	31
Gráfico 15: Distribuição da casuística por sistemas.....	31

SUMÁRIO

1. RELATÓRIO DO ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO.....	13
1.1. INTRODUÇÃO	13
1.2. LOCAL DE ESTÁGIO: CENTRO MÉDICO VETERINÁRIO MR. ZOO	14
1.2.1. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS	21
1.2.2. CASUÍSTICAS	22
1.3. LOCAL DE ESTÁGIO: CENTRO MÉDICO VETERINÁRIO AFETTO	25
1.3.1. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS	31
1.3.2. CASUÍSTICAS	31
2. UTILIZAÇÃO DO PLASMA RICO EM PLAQUETAS NA REPARAÇÃO CIRÚRGICA DE PEQUENOS ANIMAIS	34
2.1. INTRODUÇÃO	34
2.2. OBJETIVO.....	35
2.3. METODOLOGIA	35
2.4. REVISÃO DE LITERATURA	36
2.4.1. SISTEMA DE CLASSIFICAÇÃO DOS CONCENTRADOS DE PLAQUETAS	36
2.4.2. PLAQUETAS E FATORES DE CRESCIMENTO	39
2.4.3. ETAPAS DA CICATRIZAÇÃO DE FERIDAS	41
2.4.4. CONSTITUINTES DO PRP	45
2.4.5. PROTOCOLOS DE OBTENÇÃO DO PRP	48
2.4.6. FORMULAÇÕES TERAPÊUTICAS.....	51
2.4.7. APLICAÇÕES DO PRP NA MEDICINA VETERINÁRIA.....	56
2.5. CONSIDERAÇÕES FINAIS	62
3. REFERÊNCIAS	63

RESUMO

O presente Trabalho de Conclusão de Curso (TCC) tem como objetivo relatar as atividades desenvolvidas pela discente Débora Muniz Andrade Dias durante o Estágio Supervisionado Obrigatório (ESO) em Medicina Veterinária, requisito para a obtenção do grau de bacharel pela Universidade Federal de Sergipe (UFS). O estágio foi realizado no período de 25 de novembro de 2024 a 31 de janeiro de 2025 no Centro Médico Veterinário Mr. Zoo e de 03 de fevereiro a 28 de março de 2025 no Centro Médico Veterinário Afetto, abrangendo os setores de clínica médica e cirúrgica de pequenos animais.

Este relatório apresenta a descrição detalhada das atividades desempenhadas, a estrutura física das instituições e a casuística atendida, incluindo a análise de dados referentes ao número de paciente, raça, sexo, sistema fisiológico acometidos e diagnósticos presuntivos e/ou definitivos. Ademais, como parte integrante deste trabalho, foi elaborada uma revisão de literatura sob a orientação do Prof. Dr. César Andrey Galindo Orozco, abordando o tema “Utilização do Plasma Rico em Plaquetas na Reparação Cirúrgica de Pequenos Animais”. Esta revisão visa destacar o potencial terapêutico do PRP como uma terapia inovadora, evidenciando sua aplicação na recuperação pós-operatória e sua relevância no avanço das práticas clínicas na Medicina Veterinária.

Palavras-chave: pequenos animais; plasma rico em plaquetas; recuperação cirúrgica.

1. RELATÓRIO DO ESTÁGIO SUPERVISIONADO OBRIGATÓRIO

1.1. INTRODUÇÃO

O Estágio Supervisionado Obrigatório (ESO) e o Trabalho de Conclusão de Curso (TCC) são requisitos essenciais para a obtenção do título de bacharel em Medicina Veterinária pela Universidade Federal de Sergipe (UFS). O ESO tem como propósito proporcionar a integração dos conhecimentos adquiridos ao longo da graduação com a prática profissional, permitindo ao discente vivenciar novas experiências, aprimorar o raciocínio clínico e desenvolver habilidades em sua área de interesse, preparando-o para os desafios da profissão. Para a conclusão de curso e conquista do diploma, deve-se cumprir, no mínimo, 450 horas de atividades práticas, podendo selecionar a área da Medicina Veterinária de maior interesse para sua formação.

Este relatório apresenta as atividades realizadas nas áreas de clínica médica e cirúrgica de pequenos animais durante o ESO, conduzido no Centro Médico Veterinário Mr. Zoo, no período de 25/11/2024 a 31/01/2025, e no Centro Médico Veterinário Afetto, entre 03/02/2015 e 28/03/2025, ambas localizadas em Aracaju (SE), totalizando uma carga horária de 463 horas. O plano de atividades foi desenvolvido sob a orientação educacional do Prof. Dr. César Andrey Galindo Orozco.

Durante o estágio no Centro Médico Veterinário Mr. Zoo, sob a supervisão do M.V. Sávio Júnior de Carvalho Coelho, a discente acompanhou consultas em clínica geral e especialidades, procedimentos cirúrgicos, coleta de materiais para exames laboratoriais, exames de imagem, atendimentos de emergência e monitoramento de pacientes no centro de recuperação.

No Centro Médico Veterinário Afetto, sob supervisão da M.V. Maria Carolina Cardoso, a discente teve a oportunidade de acompanhar atendimentos clínicos realizados por médicos veterinários clínicos gerais e especialistas, além de participar da coleta de exames laboratoriais, atendimentos de emergência e procedimentos de internação.

Dessa maneira, este trabalho tem como objetivo relatar as atividades desenvolvidas durante o ESO, com a descrição da estrutura física das unidades, a

casuística acompanhada, e elaborar uma revisão de literatura acerca da utilização do plasma rico em plaquetas na reparação cirúrgica de pequenos animais.

1.2. LOCAL DE ESTÁGIO: CENTRO MÉDICO VETERINÁRIO MR. ZOO

O Centro Médico Veterinário Mr. Zoo é uma clínica de atendimento 24 horas, localizada na Rua Vereador João Calazans, nº 579, bairro 13 de Julho, Aracaju (SE). A unidade realiza atendimentos clínicos de urgência e emergência, além de consultas em clínica geral e especialidades veterinárias (Figura 1).

Os serviços especializados incluem endocrinologia, gastroenterologia, oncologia, odontologia, cardiologia, neurologia, ortopedia, nefrologia e atendimento para animais silvestres. A clínica também conta com infraestrutura avançada para a realização de exames complementares, como ecocardiograma, eletrocardiograma, endoscopia, radiografia, ultrassonografia e exames laboratoriais. Além disso, a unidade dispõe de suporte para internações e realização de procedimentos cirúrgicos.



Figura 1: (A e B) Fachada do Centro Médico Veterinário Mr. Zoo (Fonte: Mr. Zoo).

A clínica possui dois andares climatizados. No térreo, encontra-se uma ampla sala de espera integrada à recepção, onde três recepcionistas realizam o cadastro de pacientes, o agendamento de consultas, o esclarecimento de dúvidas e os pagamentos. O ambiente oferece cadeiras para acomodação, televisão com música ambiente e disponibilização de chá e café. Há, ainda, uma farmácia interna dedicada à venda de medicamentos veterinários (Figura 2).



Figura 2: Recepção do primeiro andar (Fonte: Mr. Zoo).

Adentrando na clínica, há um corredor que dá acesso ao segundo andar, às salas de coleta, emergência, exames de imagem, quatro consultórios, uma área de acesso restrito e um banheiro. A sala de coleta é destinada à realização de exames de sangue, trocas de curativos e administração de medicamentos. O espaço conta com um balcão de mármore e armários que armazenam os insumos necessários, incluído escalpes, seringas, tubos para hemograma, bioquímico e hemogasometria, além de luvas, gazes, algodão, mensuradores de glicose, e materiais de curativo como esparadrapos, micropore, pinças, tesouras e soluções como clorexidina alcoólica e degermante, álcool, éter, água oxigenada, e entre outros materiais (Figura 3).



Figura 3: Sala de coleta (Fonte: Mr. Zoo).

A sala de emergência é destinada exclusivamente a atendimentos emergenciais, sendo projetada para garantir fácil acesso aos materiais necessários. Dispõe de três prateleiras organizadas com medicamentos, seringas, agulhas, escalpes, sondas nasogástricas e urinárias, luvas, tapetes higiênicos, soros, equipos e aparelhos de lactato e glicosímetro. Além disso, o espaço é equipado com instrumentos para mensuração de pressão e temperatura, materiais para coleta sanguínea e cilindro de oxigênio, entre outros dispositivos (Figura 4).



Figura 4: Sala de emergência (Fonte: Mr. Zoo).

A sala de exames de imagem possui um espaço reservado com duas mesas: uma reservada para a realização de exames de ultrassonografia, ecocardiograma e eletrocardiograma, e outra equipada com um aparelho fixo de radiografia (Figura 5).

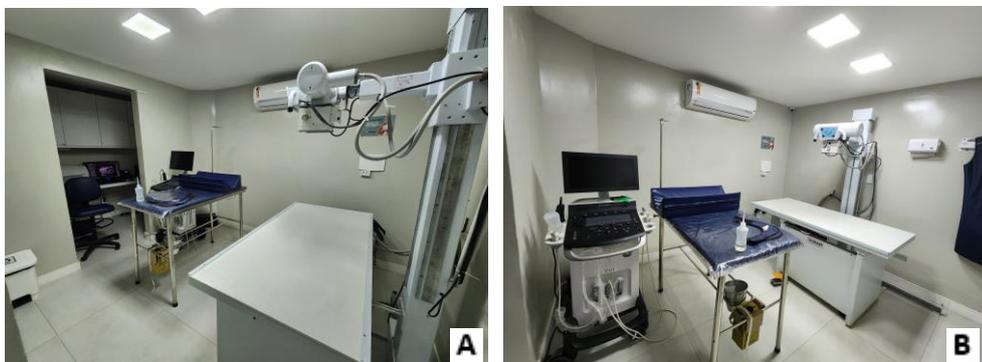


Figura 5: (A e B) Sala de exames de imagem (Fonte: Mr. Zoo).

O consultório 1 é destinado à realização de exames de ultrassonografia. A sala é equipada com mesa, computador, impressora e cadeiras para atendimento com médico veterinário. Uma bancada fixa na parede contém um colchão para acomodação do animal durante exames. O espaço também conta com um aparelho de ultrassom, pia para

higienização das mãos e um armário para armazenamento de materiais de insumo e pertences de uso individual (Figura 6).



Figura 6: Sala de ultrassonografia (Fonte: Mr. Zoo).

Os consultórios 2 ao 4 são reservados para atendimentos clínicos de rotina. Esses ambientes contam com mesas de atendimento equipadas com computadores e impressoras, cadeiras para os clientes, pias para higienização das mãos e armários para materiais de insumo. Além disso, cada consultório possui uma bancada de mármore para realização do exame físico dos animais (Figura 7).



Figura 7: Consultórios: (A) 2, (B) 3 e (C) 4 (Fonte: Mr. Zoo).

O setor de acesso restrito possui entradas para salas de internamento, cirurgia e almoxarifado.

A sala de internamento é um espaço amplo, dotado de 17 baias e duas mesas de mármore para realização de exames físicos, administração de medicamentos e manejo dos pacientes. O ambiente conta com um berço acolchoado, equipado com oxigênio e monitor multiparâmetro para acompanhamento de pacientes críticos. Há duas pias, uma destinada à higienização dos profissionais e outra para limpeza dos utensílios utilizados, além de dois armários para os pertences dos pacientes, medicações e materiais de insumo. Complementando a infraestrutura, há um frigobar para conservação de alimentos, um micro-ondas para aquecimento de refeições, liquidificador e balança portátil para pesagem dos pacientes. Há também, um carrinho de emergência equipado com materiais de insumo como gaze, algodão, esparadrapo e soluções como álcool e clorexidina, bem como equipamentos de emergência, como tubos endotraqueais, laringoscópio e medicamentos específicos. Para organização e administração do setor, estão disponíveis dois computadores (Figura 8).



Figura 8: (A e B) Internamento (Fonte: Mr. Zoo).

O almoxarifado é destinado ao armazenamento de todos os materiais necessários para uso clínico, garantindo organização e a disponibilidade de insumos (Figura 9).



Figura 9: Almoxarifado (Fonte: Mr. Zoo).

O acesso cirúrgico conta com duas salas de cirurgia, sendo uma destinada a procedimentos limpos e outra a procedimentos sujos. Ambas possuem duas mesas de inox, uma para acomodação dos pacientes e outra para organização dos instrumentos cirúrgicos. Os ambientes contam com armários para armazenamento de materiais cirúrgicos, incluindo caixas de instrumentais, fios, lâminas de bisturi, luvas estéreis e entre outros. Além disso, as salas dispõem de aparelhos de anestesia inalatória e sugadores, assegurando suporte adequado aos procedimentos realizados (Figura 10).

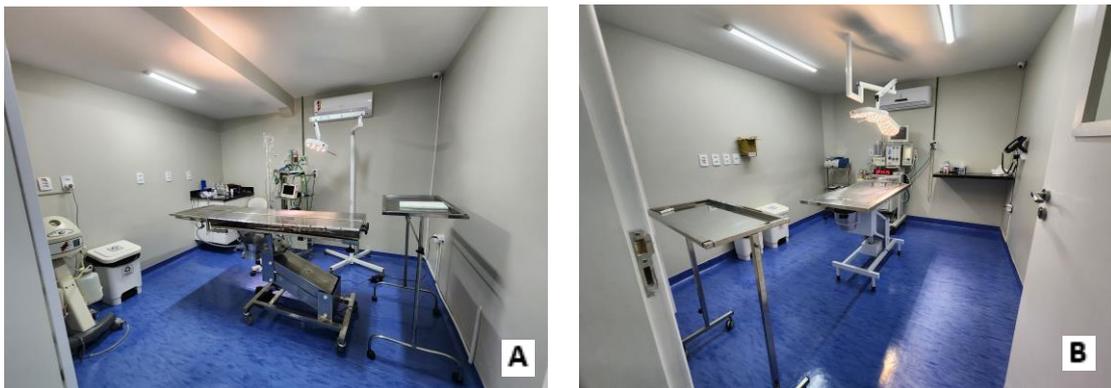


Figura 10: Salas de cirurgia: (A) suja e (B) limpa (Fonte Mr. Zoo).

O segundo andar conta com uma ampla sala de recepção e duas salas de consultório destinadas a atendimento clínico e especializado. (Figura 11).



Figura 11: (A) Recepção do segundo andar; (B) Consultório 5; (C) Consultório 6 (Fonte: Mr. Zoo).

Nesse mesmo andar, encontra-se um laboratório de análises clínicas, contendo máquinas de hematologia, centrífuga, banho-maria, hemogasometria, geladeira. O espaço também conta com um internamento exclusivo para felinos, composto por 6 baias e um armário para armazenamento de insumos (Figura 12).



Figura 12: (A) Laboratório; (B) Internamento de felinos (Fonte: Mr. Zoo).

Durante o plantão diurno, estão disponíveis seis médicos veterinários clínicos, que realizam atendimentos por ordem de chegada e emergências, revezando-se em dias alternados. Um enfermeiro é responsável pela sala de coleta, enquanto um médico ultrassonografista permanece à disposição, assim como um técnico especializado em radiografia. O internamento conta com dois veterinários e três enfermeiros, que também se revezam em dias alternados.

O plantão noturno dispõe de cinco médicos veterinários e dois enfermeiros. Já o laboratório de análises clínicas é operado por dois patologistas clínicos e dois técnicos de laboratório. Além disso, a clínica conta com cirurgiã e anestesista, disponíveis tanto para

agendamentos quanto para emergências. A equipe é complementada por médicos terceirizados em cardiologia, oftalmologista, neurologista e nefrologista.

1.2.1. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS

As atividades do Estágio Supervisionado Obrigatório (ESO) foram realizadas de segunda a sexta-feira, das 8h às 17h, durante os meses de novembro, dezembro e janeiro, nos setores de clínica médica e cirúrgica, e internamento. Durante esse período, a discente acompanhou consultas clínicas, observando as condutas adotadas em diferentes casos e prestando suporte aos médicos veterinários sempre que necessário. Além disso, houve a discussão dos casos atendidos e esclarecimento de dúvidas após as consultas. A discente também participou da realização de exames, como coletas sanguíneas, ultrassonografia e radiografia, auxiliando na contenção dos animais e na interpretação dos achados clínicos. No setor de internamento, monitorou pacientes, avaliando parâmetros fisiológicos, realizando acesso venoso, coleta sanguínea e administração de medicamentos, conforme orientação da equipe veterinária. No setor cirúrgico, auxiliou na preparação pré-operatória dos pacientes, incluindo organização do centro cirúrgico, posicionamento de instrumentais e materiais, além de prestar suporte durante procedimentos anestésico-cirúrgicos, atuando na intubação, tricotomia, antissepsia, assistência intraoperatória, curativos e recuperação anestésica, garantindo organização do ambiente ao término das cirurgias.

1.2.2. CASUÍSTICAS

Durante o ESO foram acompanhados 187 casos, abrangendo atendimentos em clínica médica e cirúrgica. No total, foram atendidos 175 cães e 12 gatos, sendo 86 machos caninos e 6 machos felinos, além de 91 fêmeas caninas e 6 fêmeas felinas (Gráficos 1 e 2)

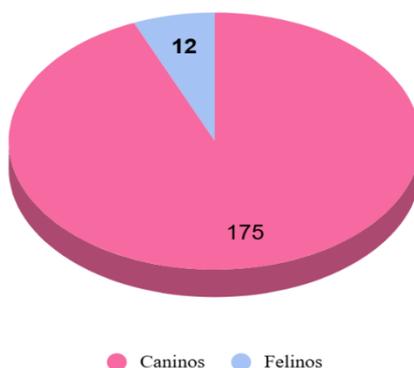


Gráfico 1: Distribuição de pacientes atendidos por espécie.

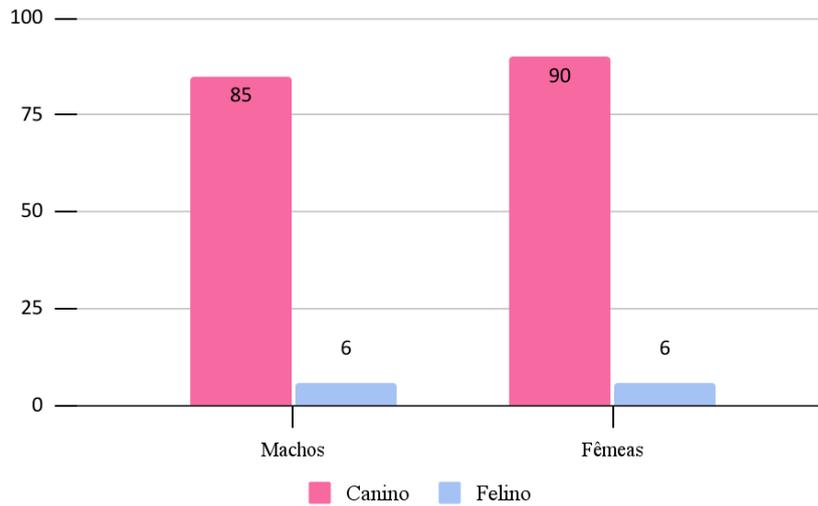


Gráfico 2: Distribuição de pacientes por sexo.

Durante os atendimentos, foi registrado que entre as raças caninas, a mais prevalente foi a Shih-Tzu (44), seguida por SRD (27) (Gráfico 3). No grupo dos felinos, 8 pertenciam à raça SRD e 2 à raça Siamês (Gráfico 4). Além disso, a distribuição etária dos pacientes foi analisada conforme a espécie (Gráficos 5 e 6).

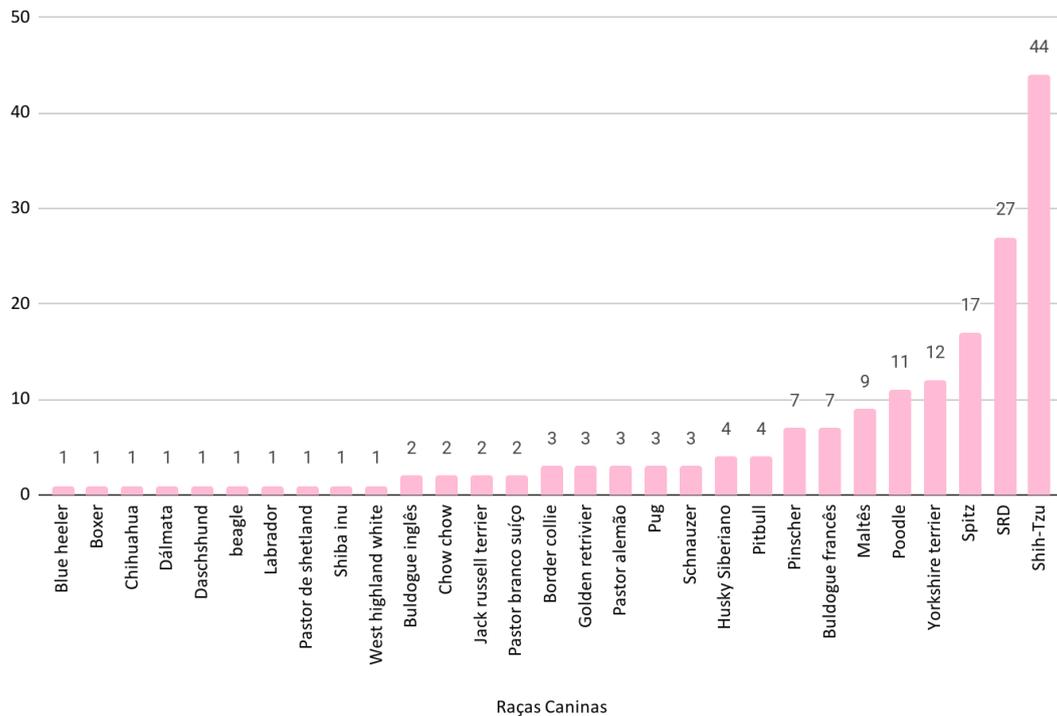


Gráfico 3: Distribuição de caninos por raça.

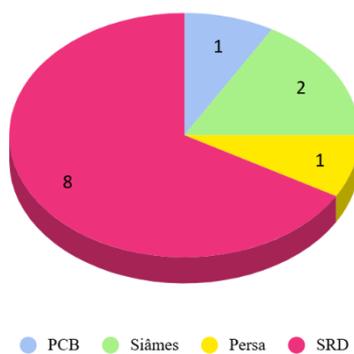


Gráfico 4: Distribuição de felinos por raça.

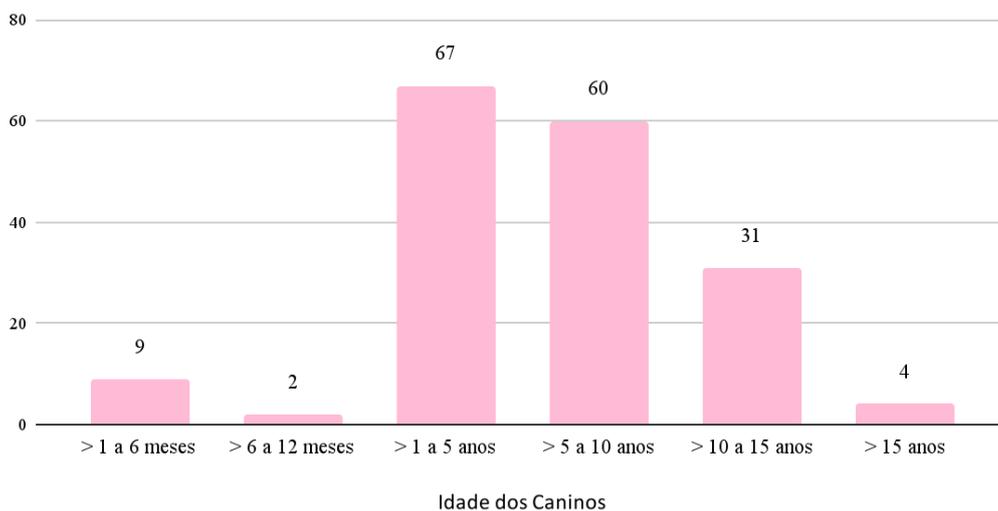


Gráfico 5: Distribuição de caninos por idade.

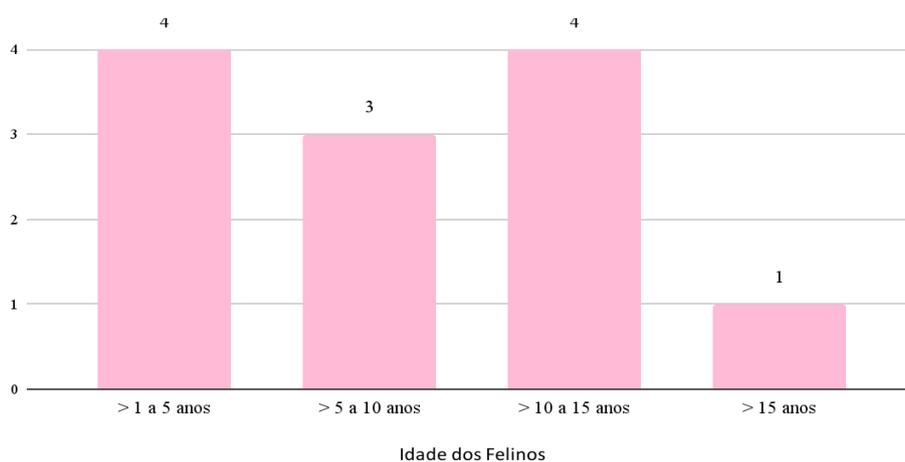


Gráfico 6: Distribuição de felinos por idade.

Foram identificadas 207 afecções abrangendo diferentes sistemas, com destaque para os casos classificados como check-up, com 44 casos, englobando consultas gerais, vacinações e cirurgias eletivas de castração, representando a maior parcela dos atendimentos. Em seguida, o sistema dermatológico, com 36 casos e quadros

oncológicos, com 20 (Gráfico 7). Ressalta-se que alguns pacientes apresentaram múltiplas afecções concomitantemente, sendo, portanto, classificados em mais de um sistema.

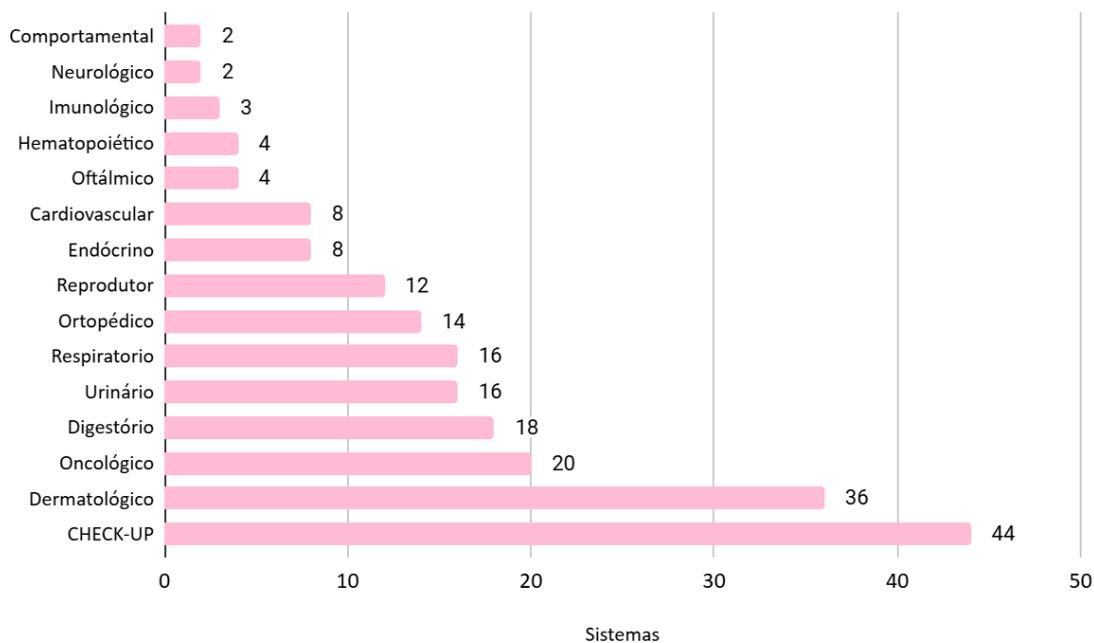


Gráfico 7: Distribuição da casuística por sistemas.

Na clínica cirúrgica, foram registrados 25 procedimentos, sendo as cirurgias de cistotomia e ovariectomia as mais prevalentes, com 6 casos cada uma, seguida por cirurgia de mastectomia, com 4 casos. (Gráfico 8).

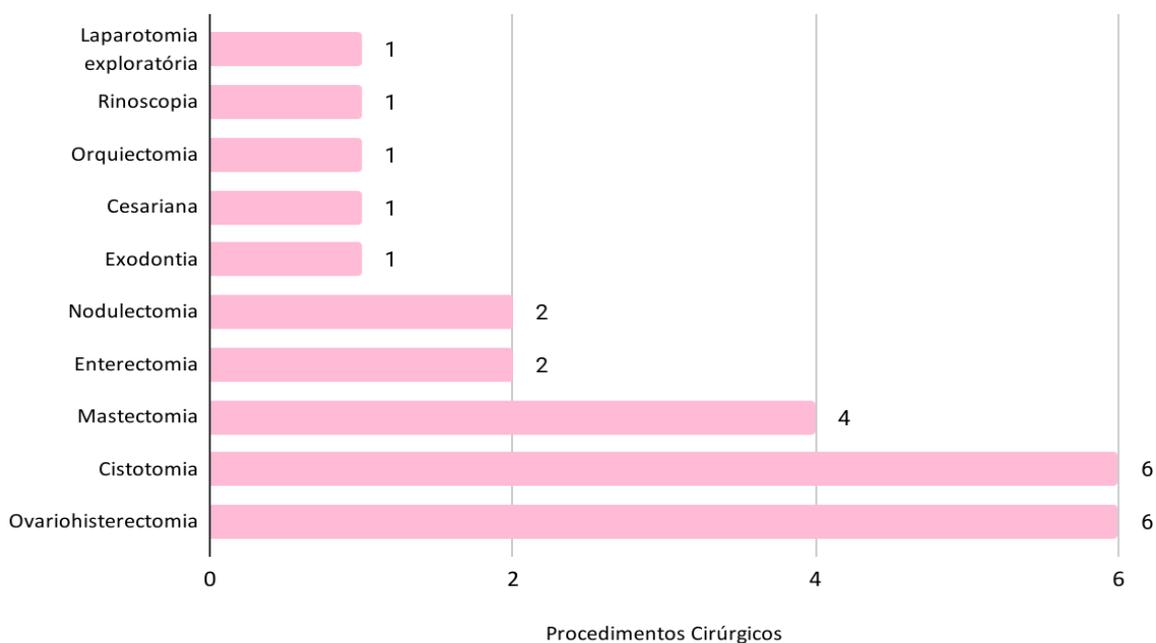


Gráfico 8: Distribuição dos procedimentos cirúrgicos.

1.3. LOCAL DE ESTÁGIO: CENTRO MÉDICO VETERINÁRIO AFETTO

Localizado na Rua José Carvalho Pinto, nº 280, loja 21 A, bairro Jardins, Aracaju (SE), o Centro Médico Veterinário Mr. Afetto é uma clínica de atendimento 24 horas, que realiza atendimentos clínicos de urgência e emergência, além de consultas em clínica geral e especialidades (Figura 13).

As especialidades disponíveis abrangem as áreas da cardiologia, dermatologia, endocrinologia, fisioterapia, hematologia, neurologia, oncologia, ortopedia e oftalmologia. Adicionalmente, a clínica dispõe de infraestrutura capacitada para a realização de exames complementares, incluindo ecocardiograma, eletrocardiograma, radiografia, ultrassonografia e exames laboratoriais. A unidade também oferece suporte para internações e procedimentos cirúrgicos.



Figura 13: Fachada do Centro Médico Veterinário Afetto (Fonte: Afetto).

A clínica possui uma recepção ampla e climatizada, com poltronas para acomodação e opções de chá, café e petiscos para pets. O atendimento ao cliente é realizado por duas recepcionistas. O local também conta com uma farmácia para a venda de produtos veterinários, além de um espaço *cat*, equipado com bancos acolchoados e um pequeno playground destinado exclusivamente aos felinos (Figura 14).

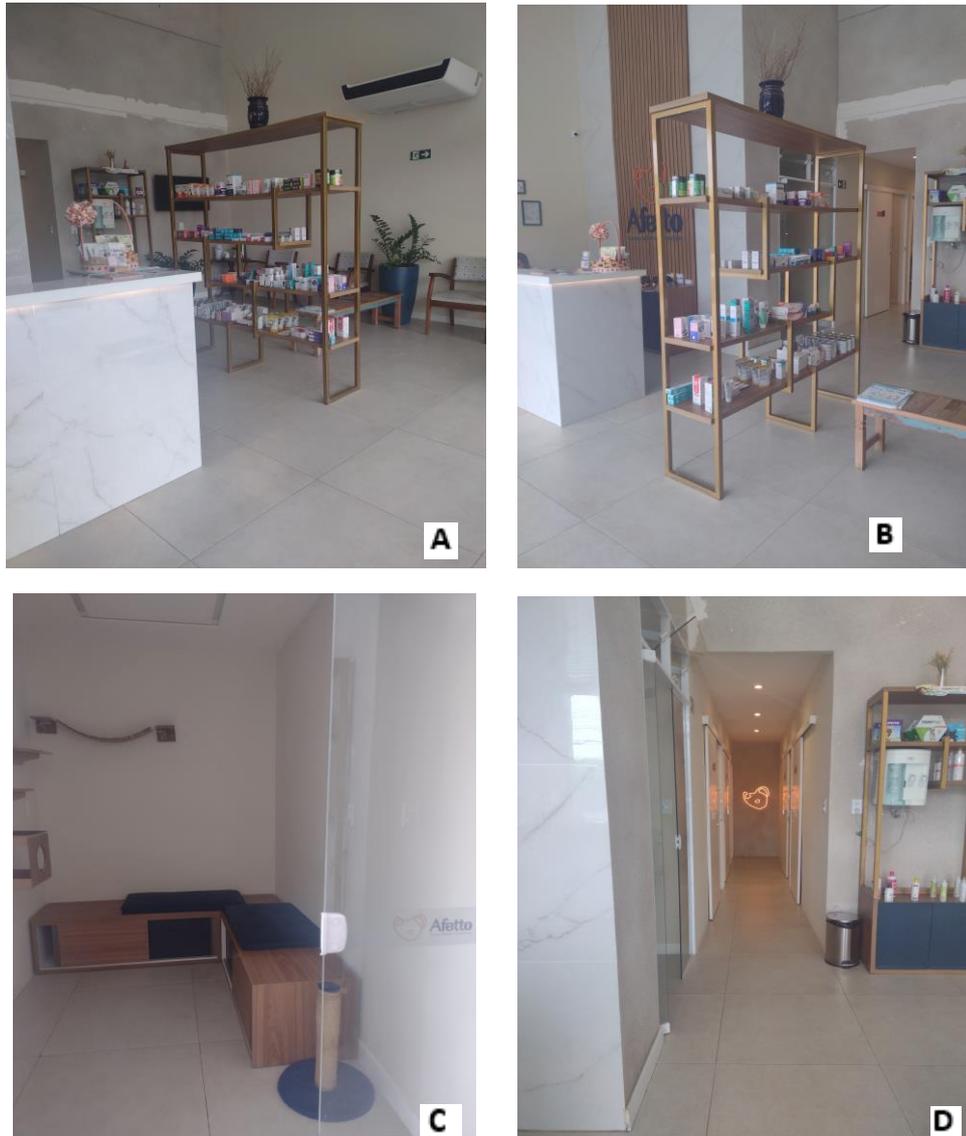


Figura 14: (A e B) Recepção; (C) Espaço cat; (D) Corredor (Fonte: Arquivo pessoal).

Um corredor dá acesso a quatro consultórios destinados aos atendimentos clínicos e especializados. Cada consultório é equipado com mesas de madeira, cadeiras para atendimento com médico veterinário, pia para higienização das mãos, armários que armazenam materiais essenciais, como tubos para coleta de hemograma, bioquímico e hemogasometria. Também estão disponíveis itens como algodão, gaze, esparadrapo e soluções de álcool, éter, clorexidina e água oxigenada. As gavetas contêm materiais para coleta sanguínea e administração de medicamentos, incluindo seringas, agulhas, escalpes, luvas, toalhas e entre outros. Além disso, há uma mesa de ferro acolchoada, que proporciona conforto durante os exames físicos dos pacientes (Figura 15).

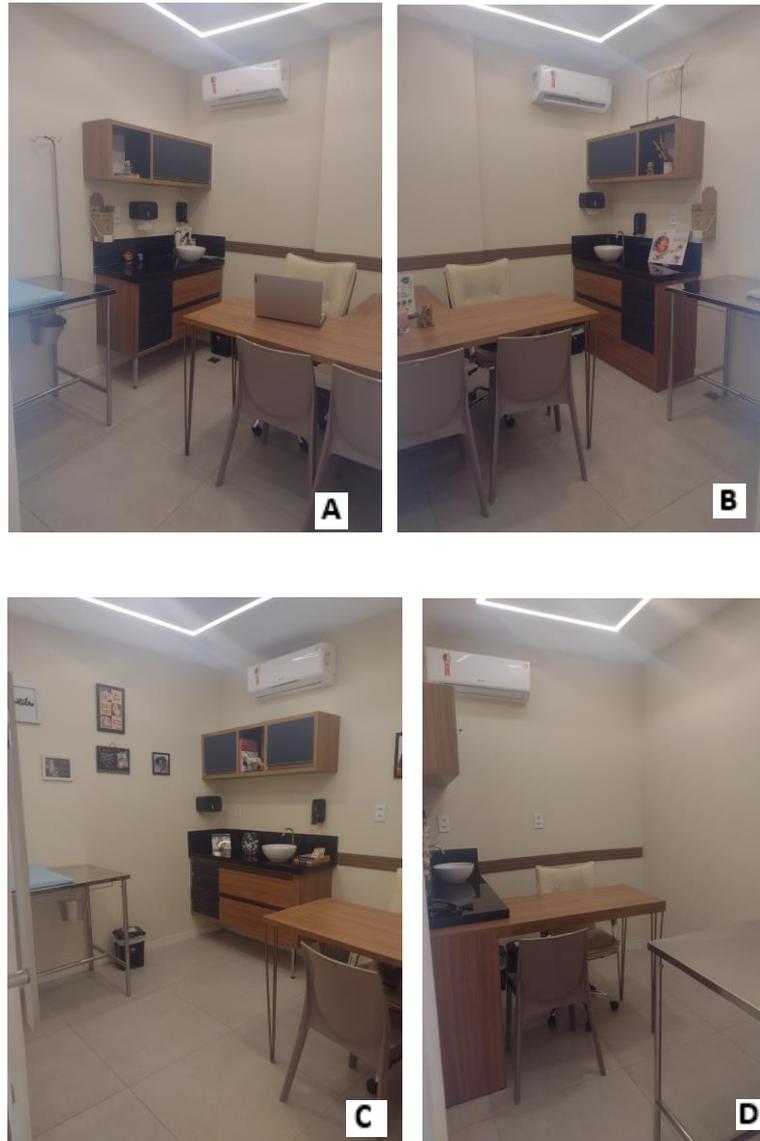


Figura 15: Consultórios: (A) 1, (B) 2, (C) 3 e (D) 4 (Fonte: Arquivo pessoal).

No final do corredor, encontra-se a área de internação, o laboratório de análises clínicas e o centro cirúrgico. O internamento conta com 9 baias, sendo 4 exclusivas e separadas para felinos, além de um armário planejado para organização de medicamentos, soros, seringas, escalpes, equips, cateteres, sondas nasoesofágicas e urinárias, bombas de infusão, materiais de higiene e utensílios para banho dos animais. Outro armário é destinado ao armazenamento de pertences dos pacientes e comedouros. Há ainda um espaço para lavagens dos utensílios, uma mesa acolchoada para aferição de parâmetros vitais e administração de medicamento, e outra mesa com fácil acesso a materiais de intubação, como ambu, laringoscópios, monitor de multiparâmetros e cilindro de oxigênio. Um carrinho de emergência contém insumo básico, para coleta e acesso venoso, medicamentos emergenciais, tubos endotraqueais e luvas de procedimento (Figura 16).



Figura 16: (A, B e C) Internamento (Fonte: Afetto; Arquivo pessoal).

O laboratório é equipado com microscópio, centrífuga, máquinas de hematologia, banho-maria, aparelhos de hemogasometria e lactato, pipetas, testes rápidos para diagnósticos de doenças virais e parasitárias, como FIV, FeLV, cinomose e erliquiose, geladeira para conservação dos materiais. O local também dispõe de uma geladeira para conservação de amostras e materiais (Figura 17).



Figura 17: Laboratório (Fonte: Arquivo pessoal).

O centro cirúrgico é dividido em duas áreas: a primeira destinada ao armazenamento de materiais esterilizados, como gases, aventais, luvas e caixas de instrumentais estéreis, além de possuir autoclave e pia para lavagem de materiais. A segunda área abriga a sala de cirurgia, equipada com mesa de procedimentos, foco de luz

ajustável na parede, mesas auxiliares para organização de materiais cirúrgicos, bisturi elétrico, sugador e aparelho de ultrassom para limpeza dentária. Há ainda um armário com medicamentos anestésicos, caixa de fios cirúrgicos e prateleira com soluções de limpeza, como álcool e clorexidina. O espaço também conta com um aparelho de anestesia inalatória e monitor multiparâmetros (Figura 18).

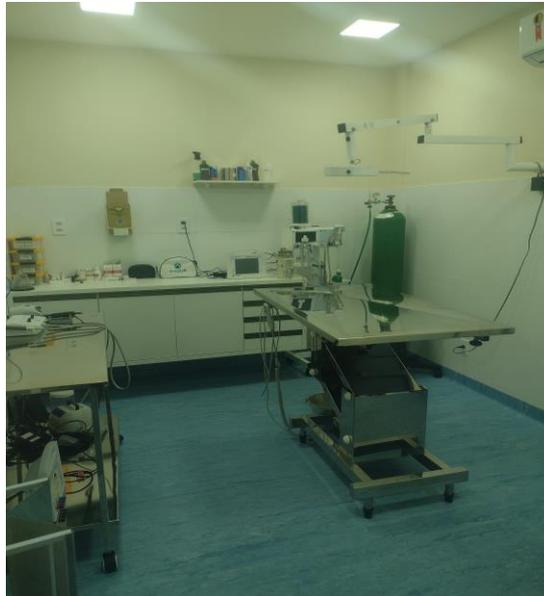


Figura 18: Sala de cirurgia (Fonte: Acervo pessoal).

O plantão diurno conta com quatro médicos veterinários que se revezam para realizar atendimentos clínicos, de urgência, emergência e suporte ao internamento. Essa equipe conta com o apoio de duas enfermeiras e estagiários, que auxiliam nos procedimentos, também em regime de revezamento. Durante o plantão noturno, o atendimento é realizado por um médico veterinário e um enfermeiro, responsáveis tanto pelos cuidados aos pacientes internados quanto pelos atendimentos de emergência. Já o laboratório é operado por uma médica veterinária, enquanto a clínica conta com cirurgiã e anestesta, disponíveis para agendamentos e emergências. Além disso, médicos terceirizados integram a equipe para a realização de exames de imagem e atendimentos especializados.

1.3.1. ATIVIDADES DESENVOLVIDAS

No período de fevereiro a março, as atividades do ESO ocorreram de segunda a sexta-feira, das 8h às 14h, englobando os setores de clínica médica e cirúrgica, e internamento. Durante o estágio, a discente participou no acompanhamento de consultas clínicas, analisando e registrando as condutas adotadas, discutindo casos clínicos e

auxiliando os médicos veterinários sempre que solicitado. No setor de diagnóstico, prestou apoio na realização de exames laboratoriais e de imagem, colaborando na coleta de amostras e contenção de pacientes. No internamento, acompanhou a evolução clínica dos animais hospitalizados, verificando sinais vitais, administração de terapias prescritas e realizando coletas para monitoramento laboratorial. No centro cirúrgico, auxiliou na organização dos procedimentos, preparando os materiais necessários e participando da condução anestésica, cirúrgica e recuperação dos pacientes, sempre sob supervisão da equipe responsável.

1.3.2. CASUÍSTICAS

Ao longo do estágio, foram acompanhados 51 casos, englobando atendimentos clínicos e internações. No total, 40 cães e 11 gatos foram registrados, sendo 19 machos e 21 fêmeas entre os caninos, e 5 machos e 6 fêmeas entre os felinos (Gráficos 9 e 10).

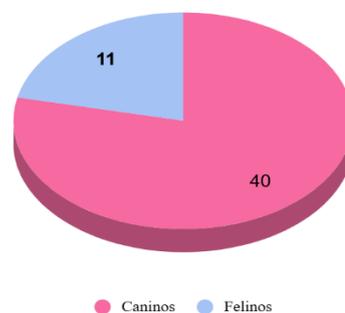


Gráfico 9: Distribuição de pacientes atendidos por espécie.

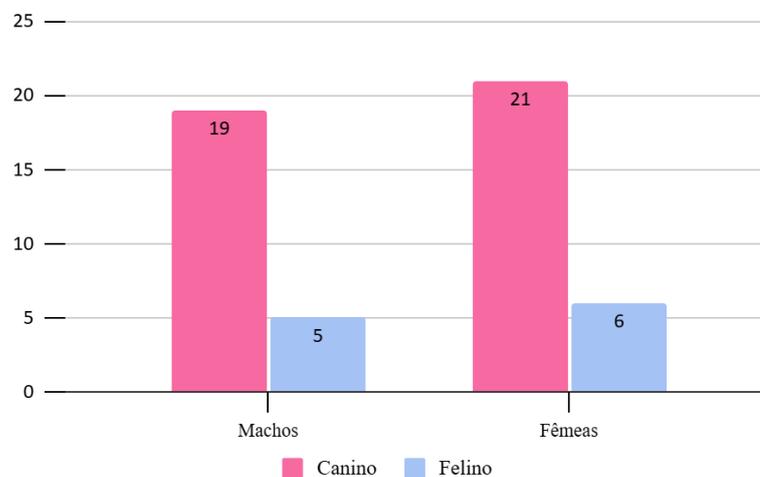


Gráfico 10: Distribuição de pacientes por sexo.

Entre as raças caninas, o Shih-Tzu (8) foi a mais frequente, seguida por Yorkshire Terrier (5) (Gráfico 11). Já no grupo dos felinos, 8 pertenciam à raça SRD e 3 à raça PCB (Gráfico 12). Além disso, analisou-se a distribuição etária dos pacientes conforme a espécie (Gráficos 13 e 14).

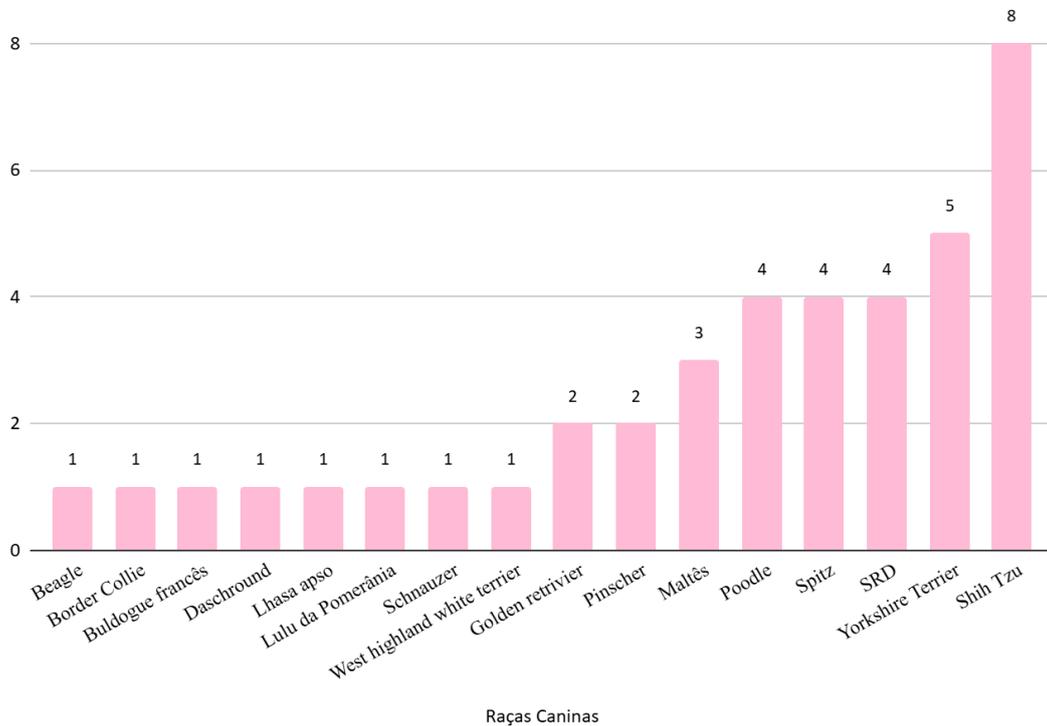


Gráfico 11: Distribuição de caninos por raça.

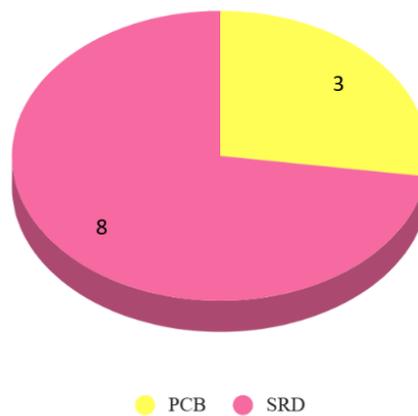
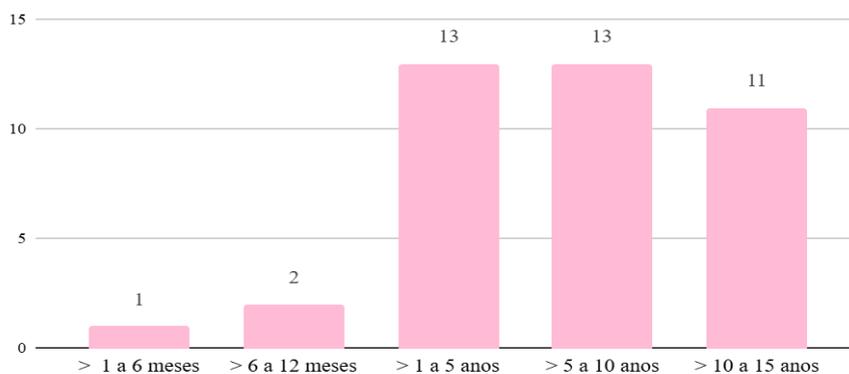
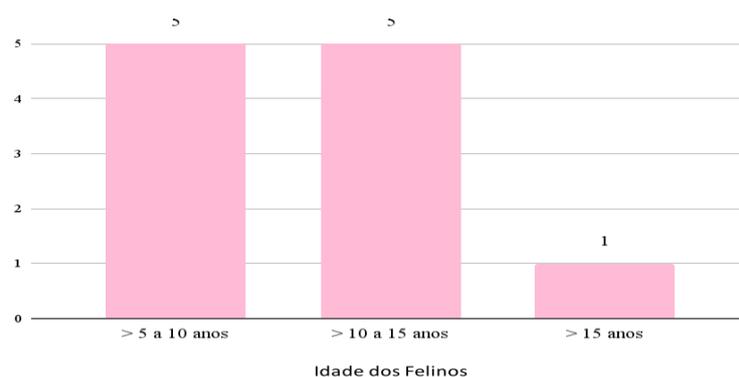


Gráfico 12: Distribuição de felinos por raça.



Idade dos Caninos
Gráfico 13: Distribuição de caninos por idade.



Idade dos Felinos
Gráfico 14: Distribuição de felinos por idade.

No que se refere às afecções diagnosticadas, foram identificadas 57 condições distribuídas entre diferentes sistemas, com maior incidência no sistema endócrino, que contabilizou 17 casos, seguido pelo sistema digestório, com 9 casos (Gráfico 15). Destaca-se ainda que alguns pacientes apresentaram mais de uma afecção simultaneamente, sendo, assim, considerados em múltiplos sistemas.



Gráfico 15: Distribuição da casuística por sistemas.

2. UTILIZAÇÃO DO PLASMA RICO EM PLAQUETAS NA REPARAÇÃO CIRÚRGICA DE PEQUENOS ANIMAIS

2.1. INTRODUÇÃO

O Plasma Rico em Plaquetas (PRP) é um produto biológico autólogo, obtido a partir do sangue do paciente através da centrifugação e separação dos componentes sanguíneos, resultando em uma fração de plasma com concentração plaquetária superior à do sangue circulante (Ahmad *et al.*, 2012). O PRP também pode ser referenciado por diferentes termos, incluindo plasma autógeno de plaquetas, plasma enriquecido de plaquetas, plasma rico em fatores de crescimento, concentrado de plaquetas e gel de plaquetas (Pereira Filho *et al.*, 2004). Considerado uma substância atóxica e não imunogênico, é formada por diversos tipos celulares além das plaquetas, como os leucócitos, granulócitos (neutrófilos, basófilos e eosinófilos) e agranulócitos (monócitos e linfócitos) (Azevedo *et al.*, 2014; Sethi *et al.*, 2021).

Descrito inicialmente na década de 1970, o PRP foi utilizado para tratar pacientes com trombocitopenia por meio de uma concentração elevada de plaquetas em relação ao sangue periférico (Andia, 2016). A partir dos anos 90, seu uso foi expandido para procedimentos cirúrgicos, sendo aplicado pioneiramente por Marx *et al.* (1998) em combinação com enxertos ósseos autólogos na reconstrução de defeitos mandibulares. Com seu comprovado potencial regenerativo, anti-inflamatório e bacteriostático (Tambella *et al.*, 2018), o PRP demonstrou eficácia na promoção da cicatrização tecidual, graças aos fatores de crescimento (GFs) liberados pelas plaquetas, que desempenham papéis cruciais na migração, proliferação e diferenciação celular (Anitua, 1999).

Desde então, o PRP tem se destacado, despertando crescente interesse em pesquisa como tratamento para variadas condições na medicina humana e veterinária, graças à sua composição simples e versátil (Wu PI *et al.*, 2016). Na medicina veterinária, suas áreas de atuação incluem principalmente a ortopedia, oftalmologia e dermatologia, onde atua como suporte essencial nos processos de cicatrização e reparação tecidual. Em procedimentos cirúrgicos de pequenos animais, a utilização do PRP tem se mostrado promissora no campo da medicina regenerativa, oferecendo benefícios significativos como a aceleração do reparo de tecidos danificados, redução do tempo de recuperação pós-operatória e diminuição dos riscos à infecções e reações imunológicas.

2.2. OBJETIVO

O referido trabalho apresenta como objetivo principal a realização de uma revisão de literatura sobre a utilização do plasma rico em plaquetas na reparação cirúrgica de pequenos animais, através da reunião de obras bibliográficas que discutem suas propriedades biológicas, atuação fisiológica no organismo e aplicações clínicas, buscando avaliar sua eficácia na reparação de tecidos de organismos vivos.

2.3. METODOLOGIA

Esta revisão de literatura foi desenvolvida a partir da coleta e análise de dados extraídos de publicações científicas localizadas em plataformas de pesquisa como Google Acadêmico, Scielo, Pubmed e MDPI, além de revistas acadêmicas veterinárias e livros especializados em fisiologia e medicina veterinária. Foram considerados trabalhos relevantes ao tema, com ênfase nos últimos 10 anos. Priorizando estudos recentes e de maior impacto na medicina veterinária. As buscas foram realizadas utilizando palavras chave como “aplicações”, “cães e gatos”, “plasma rico em plaquetas” e “reparação tecidual”, a fim de abranger os principais aspectos relacionados ao uso do PRP em pequenos animais.

2.4. REVISÃO DE LITERATURA

2.4.1. SISTEMA DE CLASSIFICAÇÃO DOS CONCENTRADOS DE PLAQUETAS

Descritos pela primeira vez há 40 anos, as colas de fibrina foram os primeiros produtos utilizados com o intuito de selar feridas e estimular a cicatrização. Inicialmente, eram empregadas no tratamento e prevenção de hemorragias em pacientes com trombocitopenia grave, como aqueles com aplasia medular, leucemia aguda ou anemia causada por cirurgias prolongadas (Matras, 1970). Contudo, devido à complexidade e aos elevados custos de produção (Gibble; Ness, 1990), os concentrados de plaquetas surgiram como alternativa. Estudos como o de Whitman *et al.* (1997) demonstraram que os GFs presentes nas plaquetas estimulam a proliferação celular, a remodelação da matriz extracelular (MEC) e a angiogênese, impulsionando o interesse científico sobre o tema.

Esse interesse resultou no desenvolvimento de diversos protocolos de preparo, kits e centrífugas para obtenção dos concentrados de plaquetas (Ehrenfest *et al.*, 2009).

Com o intuito de organizá-los, diferentes sistemas de classificação foram propostos, sendo um dos mais utilizados o de Dohan Ehrenfest (Sharun Khan *et al.*, 2020). Em 2009, esse sistema categorizou os concentrados com base na contagem de leucócitos e na arquitetura da fibrina, estabelecendo quatro famílias principais: Plasma Rico em Plaquetas Puro (P-PRP), Plasma Rico em Leucócitos e Plaquetas (L-PRP), Fibrina Rica em Plaquetas Pura (P-PRF) e Fibrina Rica em Leucócitos e Plaquetas (L-PRF) (Ehrenfest *et al.*, 2009).

2.4.2. TÉCNICAS DE PREPARAÇÃO DO PRP

De acordo com o sistema destacado acima, todas as técnicas de preparação de PRP disponíveis apresentam alguns pontos em comum. O processo inicia-se a partir da coleta de sangue do paciente, utilizando anticoagulante à base de citrato de sódio. Em seguida, a amostra é submetida a uma centrifugação de baixa força (*soft-spin*), cujo tempo pode variar a depender do tipo de concentrado de plaquetas produzido. Esta etapa tem como objetivo separar o sangue em três camadas: hemácias (RBCs) concentradas no fundo, plasma pobre em plaquetas (PPP) localizadas na parte superior e uma camada intermediária, fina e esbranquiçada, contendo a maior concentração de plaquetas e uma menor de leucócitos, chamada “*buffy coat* (BC)” (Ehrenfest *et al.*, 2009).

Os próximos passos divergem entre os protocolos, porém a etapa final é similar entre eles e consiste na ativação do concentrado obtido. Essa ativação é realizada através da adição de substâncias como trombina e/ou cloreto de cálcio que desencadeiam a ativação das plaquetas e induzem a polimerização do fibrinogênio presente no plasma, constituindo uma matriz de fibrina. O produto final, uma vez ativado, assume uma consistência de gel, o que facilita sua aplicação no local cirúrgico, auxiliando a cicatrização e a reparação tecidual (Ehrenfest *et al.*, 2009).

Em relação ao processo de obtenção do Plasma Rico em Plaquetas puro (P-PRP), após a centrifugação, realiza-se uma cuidadosa transferência, através de seringa ou pipeta, do BC e PPP para um novo tubo. Essa mistura é então submetida a uma segunda centrifugação de alta força (*hard-spin*) a fim de descartar a maior camada de PPP. O resultado é uma fração reduzida do buffy coat, com alta concentração de plaquetas, mas poucos ou nenhum leucócito (Ehrenfest *et al.*, 2009).

No caso do Plasma Rico em Leucócitos e Plaquetas (L-PRP), o processo se diferencia ao incluir toda a camada do BC e alguns RBCs residuais em um novo tubo. Após uma nova centrifugação, o PPP é descartado, resultando em um produto que preserva o *buffy coat* completo e que engloba a maioria das plaquetas, leucócitos e alguns RBCs residuais. Este tipo de concentrado oferece, como benefício adicional, a ação imunomoduladora e antimicrobiana proporcionada pelos leucócitos presentes. Entretanto, observa-se que, em muitas publicações sobre essas técnicas, a composição dos PRPs finais geralmente não é relatada com clareza, pois, se a camada leucocitária não for completamente coletada, a eficiência da coleta é reduzida, podendo, em alguns casos, resultar na produção do P-PRP ao invés do L-PRP (Ehrenfest *et al.*, 2009) (Figura 19).

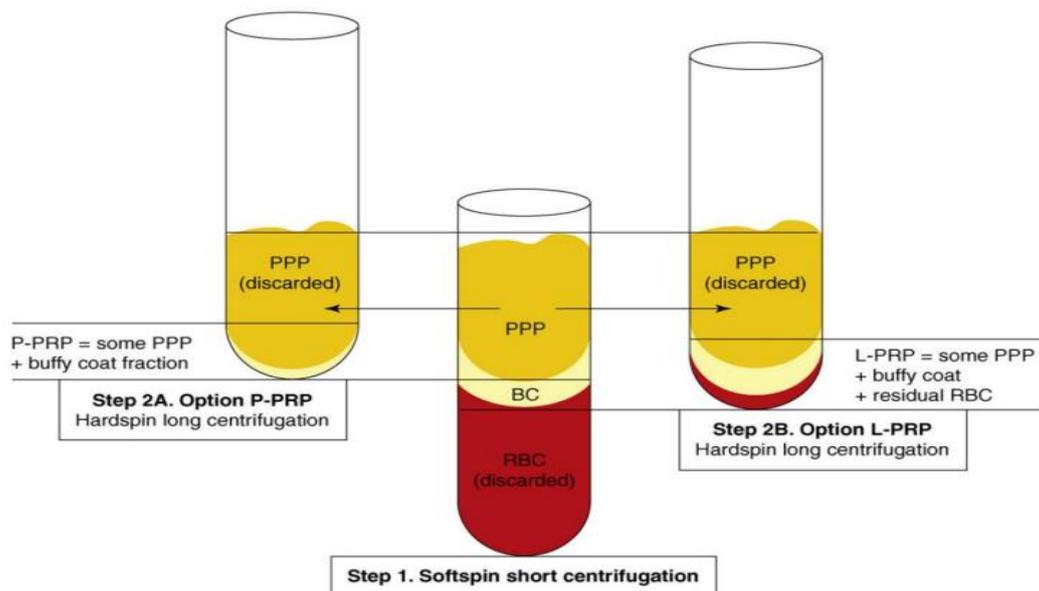


Figura 19: Imagem ilustrativa do protocolo de obtenção de plasma rico em plaquetas (PRP) por centrifugação em duas etapas (Fonte: Ehrenfest *et al.*, 2009).

Quanto à Fibrina Rica em Plaquetas Pura (P-PRF), o material coletado é centrifugado em alta velocidade por um curto período, separando-se nas três camadas usuais. O BC e o PPP são transferidos para um tubo contendo cloreto de cálcio (CaCl_2) como ativador, o que estimula o processo de coagulação. O tubo é novamente centrifugado, permitindo a formação de um coágulo de fibrina estável. Esse coágulo é caracterizado por uma matriz densa e resistente, que se diferencia dos géis de PRP por sua maior estabilidade mecânica e capacidade de suporte no local de aplicação (Ehrenfest *et al.*, 2009).

Já o método da Fibrina Rica em Leucócitos e Plaquetas (L-PRF), o sangue é centrifugado em baixa velocidade imediatamente após a coleta, sem o uso de

anticoagulantes, permitindo que a ativação plaquetária e a polimerização da fibrina sejam rapidamente efetuadas. Ao final da centrifugação, o coágulo de fibrina, localizado na camada intermediária, é cuidadosamente removido do tubo. Esse coágulo apresenta uma estrutura tridimensional robusta e estável, com alta concentração de plaquetas e leucócitos incorporados. Durante o processo, os leucócitos são totalmente preservados e, em conjunto com os GFs liberados pelas plaquetas ativadas, são incorporados de maneira eficiente à matriz de fibrina, potencializando a eficácia do procedimento. Além disso, por se tratar de um método simples e de baixo custo, permite a rápida produção de vários concentrados, tornando-se uma excelente opção para aplicação rotineira na prática clínica (Ehrenfest *et al.*, 2009) (Figura 20).

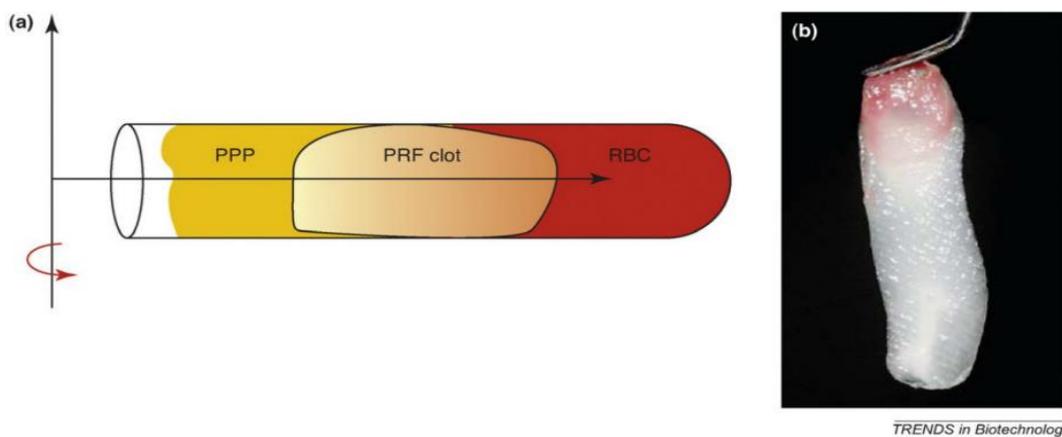


Figura 20: Ilustração da obtenção da fibrina rica em plaquetas (PRF) (Fonte: Ehrenfest *et al.*, 2009).

2.4.3. PLAQUETAS E FATORES DE CRESCIMENTO

As plaquetas são fragmentos celulares anucleados derivados dos megacariócitos na medula óssea e liberadas na corrente sanguínea. Sua principal função é manter a hemostasia, interagindo com células endoteliais para preservar a integridade vascular (Lopes *et al.*, 2007). Elas compõem, junto com as hemácias e leucócitos, aproximadamente 45% do volume sanguíneo total (Santos, 2009).

Além de seu papel na homeostasia, as plaquetas têm participação ativa no reparo tecidual, sendo as primeiras a se apresentarem no local do trauma. São capazes de influenciar processos da inflamação, angiogênese, migração e proliferação celular (Alves; Grimalt, 2018). Tal atuação é possível graças à liberação de citocinas e GFs armazenados em seus grânulos citoplasmáticos (Silverthorn, 2017). Essas substâncias polipeptídicas regulam o crescimento, diferenciação, proliferação e metabolismo celular, promovendo

a reparação tecidual (Canalis *et al.*, 1988; Anitua *et al.*, 2012). Entre os fatores envolvidos nesta atividade, destacam-se os descritos na Tabela 1 a seguir.

Tabela 1: Fatores de crescimento plaquetário (Fonte: Rozman *et al.*, 2008).

Fator de Crescimento	Características
EGF (Fator de Crescimento Epidérmico)	Estimula a proliferação de células epiteliais, fibroblastos e células embrionárias; estimula a reepitelização e a angiogênese; influencia a síntese e renovação da matriz extracelular.
PDGF (Fator de Crescimento Derivado de Plaquetas)	Mitógenos potentes para fibroblastos, células musculares lisas arteriais, condrócitos, células epiteliais e endoteliais; ativa TGF- β , estimula neutrófilos e macrófagos.
TGF-α (Fator de Crescimento Transformador Alfa)	Semelhante ao EGF, estimula o crescimento de células mesenquimais, epiteliais e endoteliais; promove a geração de osteoblastos e influencia a formação óssea; interfere na formação e remodelação óssea a partir da inibição da síntese de colágeno e promove a liberação de cálcio.
TGF-β1 (Fator de Crescimento Transformador Beta 1)	Estimula a quimiotaxia e proliferação de fibroblastos e a síntese de colágeno; reduz cicatrizes dérmicas; inibe o crescimento de células epiteliais, endoteliais, fibroblastos, células neurais, hematopoiéticas e queratinócitos; antagoniza as atividades de EGF, PDGF, aFGF e bFG.
KGF/FGF-7 (Fator de Crescimento de Queratinócitos)	Principal fator de crescimento para queratinócitos da pele; promove a cicatrização via proliferação, diferenciação, angiogênese e migração celular; mitógeno para células epiteliais.
aFGF/FGF-1 (Fator de Crescimento Fibroblástico Ácido)	Mitógeno para queratinócitos da pele, fibroblastos dérmicos e células endoteliais vasculares.
bFGF/FGF-2 (Fator de Crescimento Fibroblástico Básico)	Estimula o crescimento de fibroblastos, mioblastos, osteoblastos, células neuronais, endoteliais, queratinócitos e condrócitos; estimula a angiogênese, proliferação de células endoteliais, síntese de colágeno, contração da ferida, síntese da matriz, epitelização e produção de KGF.
VEGF/VEP (Fator de Crescimento Endotelial Vascular)	Estimula a proliferação de células endoteliais microvasculares; estimula a síntese de metaloproteinase.
IGF (Fator de Crescimento Semelhante à Insulina Tipo 1)	Fator de crescimento para fibroblastos; mitogênico para células mesodérmicas; promove a síntese de collagenase e prostaglandina E2 em fibroblastos.
TNF-α (Fator de Necrose Tumoral Alfa)	Fator de crescimento para fibroblastos; promove a angiogênese.

IL-1 β (Interleucina 1 Beta) Inibe o crescimento de células endoteliais e hepatócitos; ativa osteoclastos e suprime a formação óssea.

IL-8 (Interleucina 8) Auxilia a angiogênese; mitogênico para células epidérmicas.

2.4.4. ETAPAS DA CICATRIZAÇÃO DE FERIDAS

O processo de cicatrização é dividido em fases sobrepostas: hemostasia/inflamação, proliferação e remodelação celular, sendo regulado por diversas células, citocinas e GFs. A fase de hemostasia ocorre em três etapas: primária, secundária e fibrinólise. A hemostasia primária tem início imediatamente após a ação de um agente traumático, que causa a ruptura de vasos sanguíneos e linfáticos, resultando no extravasamento de sangue e linfa para o meio extracelular, além do acúmulo de produtos oriundos da lise celular. Compostos vasoativos medeiam uma vasoconstrição transitória e a formação do tampão plaquetário, com o objetivo de reduzir a hemorragia. Na hemostasia secundária, fatores de coagulação (proteínas plasmáticas produzidas principalmente no fígado) desencadeiam a cascata de coagulação, convertendo fibrinogênio em fibrina para estabilização do coágulo. Por fim, a fibrinólise, mediada pela plasmina, remove o coágulo conforme avanço do reparo vascular (Lopes *et al.*, 2007; McGavin; Zachary, 2009; Oliveira *et al.*, 2013) (Figura 21).

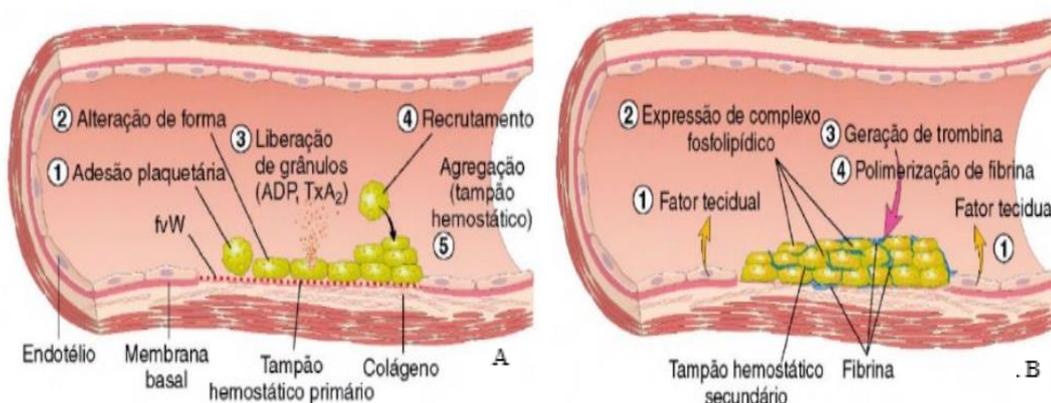


Figura 21: (A) Representação da adesão das plaquetas. (B) Representação da consolidação do agregado plaquetário (Fonte: Google Imagens).

A inflamação, caracterizada por vasodilatação e aumento permeabilidade capilar, é mediada por histamina, serotonina e bradicinina, e estimula o recrutamento de leucócitos (Tazima *et al.*, 2008) (Figura 22). Os neutrófilos são os primeiros a chegarem ao local da lesão, realizando fagocitose de corpos estranhos e liberando citocinas, como TNF- α , que amplifica a quimiotaxia e estimula a atividade de macrófagos, queratinócitos

e fibroblastos. Estas células também induzem a expressão de GFs necessários à angiogênese e à síntese de colágeno (Efron *et al.*, 2005; Furie *et al.*, 2008; Schmaier, 2008).

Os macrófagos desempenham um papel central na fase inflamatória, realizando a fagocitose e facilitando a transição para a fase proliferativa por meio da indução da angiogênese e formação do tecido de granulação (Lewis *et al.*, 1999). Também liberam diversas citocinas e GFs (PDGF, TGF- α , TGF- β , FGF e VEGF) essenciais para o recrutamento celular, a síntese na MEC e a remodelação tecidual (Falanga, 1993). Os linfócitos, por sua vez, contribuem para a resposta imunológica, com os linfócitos T CD4+ (auxiliares) regulando a inflamação e estimulando a produção de citocinas pró-inflamatórias, enquanto os linfócitos T CD8+ (citotóxicos) equilibram a inflamação excessiva, aumentando a força da cicatriz (Hunt, 2006; Rozman *et al.*, 2007; Childs *et al.*, 2017).

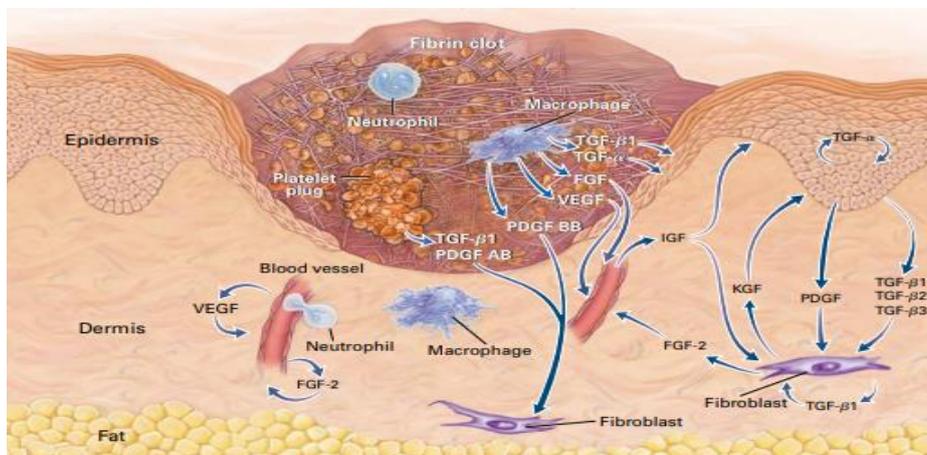


Figura 22: Representação esquemática da fase inflamatória da cicatrização (Fonte: Singer; Clark, 1999).

A fase proliferativa da cicatrização envolve epitelização, angiogênese e fibroplasia, processos mediados por GFs que regulam a migração celular, a formação de novos vasos sanguíneos e a deposição da MEC (Tazima *et al.*, 2008). A epitelização ocorre pela migração de queratinócitos, impulsionados por fatores de crescimento epidérmicos, enquanto a angiogênese, regulada pelo VEGF, promove a proliferação de vasos sanguíneos. A fibroplasia é marcada pela multiplicação de fibroblastos e síntese de coágulo, regulada por PDGF, TGF- β , EGF e FGF (Laureano; Rodrigues, 2011). Além disso, parte dos fibroblastos diferencia-se em miofibroblastos, células ricas em actina e

miosina, proteínas fundamentais para a contração muscular e a redução da ferida (Childs; Murthy, 2017).

A remodelação tecidual envolve a reorganização da MEC, substituindo o coágulo de fibrina por tecido de granulação, com destaque para a ação da colagenase (Tazima *et al.*, 2008). Esse processo dinâmico fortalece a cicatriz por meio da formação de ligações cruzadas densas entre as moléculas de colágeno, elevando sua resistência à tração em até 80% da força original da pele intacta (Baum; Arpey, 2006). Além do mais, a conversão do colágeno tipo III (imaturo) em tipo I (maduro), promovida pela deposição de fibronectina, ácido hialurônico e proteoglicanos, confere maior estabilidade ao tecido reparado (Welch *et al.*, 1990).

2.4.5. CONSTITUINTES DO PRP

O PRP emerge como um hemocomponente tecidual de mínima manipulação, produzido através do controle da dosagem de proteínas e fatores de crescimento durante sua ativação (Leitner *et al.*, 2006). No entanto, a sua eficácia clínica ainda gera controvérsias, especialmente devido à falta de protocolos padronizados, o que resulta em divergências literárias quanto à sua formulação ideal.

As variações nos métodos de preparação do composto, como as condições de centrifugação, a concentração plaquetária e o tipo de anticoagulante utilizado, influenciam diretamente seus resultados terapêuticos. Associado a isso, a maioria das pesquisas utiliza amostras reduzidas, o que limita a análise de variáveis como a reprodutibilidade do conteúdo celular, a concentração de fatores de crescimento e o estado de ativação plaquetária (Perazzi *et al.*, 2013; Franklin *et al.*, 2015; Frye, *et al.*, 2016; Shin *et al.*, 2017; Garbin *et al.*, 2021). Assim, a padronização de protocolos torna-se essencial para o aprimoramento da sua aplicabilidade clínica (Anitua *et al.*, 2008; Chahla *et al.*, 2017).

Atualmente, são diversas as formulações de PRP disponíveis para humanos, equinos e caninos, que se diferenciam conforme a técnica de preparação e os componentes dos kits (Franklin *et al.*, 2015; Carr *et al.*, 2016). A presença de diferentes tipos celulares, como eritrócitos, neutrófilos e células mononucleares, também pode impactar a resposta inflamatória após sua administração (Boswell *et al.*, 2014; Filardo *et al.*, 2015; Zhou *et al.*, 2015).

Dessa maneira, apesar de sua crescente popularidade, o debate sobre a formulação ideal do PRP persiste, pois ainda não há um protocolo padrão-ouro amplamente aceito. A falta de consenso sobre os melhores parâmetros de preparação reforça a necessidade de mais estudos para garantir uma aplicação mais previsível e eficaz do seu conteúdo.

2.4.5.1. PLAQUETAS

A princípio, o PRP deve conter uma concentração plaquetária suficiente para que as atividades celulares sejam responsivas ao tratamento. As concentrações propostas na literatura variam normalmente entre 2 a 6 vezes em comparação ao nível basal do hemograma. Concentrações moderadas, de 2 a 3 vezes, e altas, de 4 a 6 vezes, podem ser benéficas para a recuperação de lesões ósseas e de tecidos moles (McLellan *et al.*, 2011; Filardo *et al.*, 2015; Lansdown *et al.*, 2017). Por outro lado, concentrações superiores a 6 vezes (ou $> 1.800 \times 10^3$ plaquetas/ μL) podem induzir apoptose celular, regulação negativa e dessensibilização dos receptores dos fatores de crescimento (Sundman *et al.*, 2014).

Outros autores, como Anitua *et al.* (2004) e Yamada *et al.* (2012) estabelecem que uma concentração mínima de 300.000 plaquetas/ μL é necessária para que o plasma seja considerado como PRP. Enquanto Baksh *et al.* (2013) ressaltam que concentrações entre 1,5 a 10 vezes o valor basal de plaquetas no sangue total são ideais para o tratamento de lesões em tendões. Como a concentração plaquetária depende do volume sanguíneo e do número total de células, o cálculo da dose do PRP com base na contagem absoluta de plaquetas deve ser considerado.

No entanto, apesar das diversas recomendações disponíveis, ainda não há um consenso médico estabelecido sobre a concentração plaquetária ideal no PRP, o que reforça a necessidade de mais estudos para validade essas aplicações (Lai *et al.*, 2018; Everts *et al.*, 2020; Mariani *et al.*, 2020).

2.4.5.2. HEMÁCIAS

A presença de hemácias no PRP pode induzir um efeito inflamatório prejudicial, recomendando-se a redução de sua concentração. A presença de sangue na articulação pode causar danos diretos à cartilagem por meio da formação de espécies reativas de oxigênio catalisadas pelo ferro das hemácias e, indiretamente, pela ativação da sinóvia,

desencadeada pela hemossiderina, resultando em inflamação e degeneração articular (Braun *et al.*, 2014). Além disso, as hemácias estimulam a liberação de mediadores inflamatórios IL-1, IL-6 e TNF- α , que, em níveis elevados, contribuem para processos degenerativos nas articulações. Assim, minimiza-se a sua presença no PRP, princípio adotado pela maioria dos sistemas comerciais (Carr *et al.*, 2024).

2.4.5.3. NEUTRÓFILOS

O papel dos neutrófilos no PRP ainda é controverso, pois podem exercer efeitos benéficos ou prejudiciais, conforme aplicação. Essas células liberam mediadores inflamatórios potentes, como IL-1 β , TNF- α , IL-6 e metaloproteinase de matriz-9 (MMP-9), cuja ação pode ser desejável ou não, dependendo da finalidade terapêutica (Dragoo *et al.*, 2012; Braun *et al.*, 2014; Boswell *et al.*, 2014).

No uso intra-articular, a formulação rica em leucócitos (LR-PRP), por conter maior quantidade de neutrófilos, sua presença excessiva pode aumentar a morte celular sinovial e comprometer o ambiente articular, tornando a formulação pobre em leucócitos (LP-PRP) uma opção mais segura (Braun *et al.*, 2014; Cavallo *et al.*, 2014). No entanto, em algumas situações, os neutrófilos podem interagir com as plaquetas de forma benéfica, promovendo efeitos anti-inflamatórios (Kazemi *et al.*, 2015; Lana *et al.*, 2019). Para lesões degenerativas de tecidos moles, como tendinopatias, o LR-PRP pode ser útil ao reiniciar a fase inflamatória de cicatrização, essencial para a remodelação do tecido (Fitzpatrick *et al.*, 2017). Portanto, a escolha entre LR-PRP e LP-PRP deve considerar o tipo de lesão e os efeitos desejados para uma abordagem mais eficaz e segura em cada caso.

2.4.5.4. CÉLULAS MONONUCLEARES

Naldini *et al.* (2008), Yoshida *et al.* (2013) e Zhou *et al.* (2015) relataram efeitos positivos dos monócitos e linfócitos, em diversos estudos. Acredita-se que essas células elevam o metabolismo celular, estimulam a produção de colágeno por fibroblastos e reduzem as citocinas antiangiogênicas interferon- γ e IL-12. Além disso, os linfócitos revelam potencial produção de colágeno quando ativados por plaquetas, mediante aumento de IL-6.

Os macrófagos podem ser classificados em dois subtipos principais: M1, com capacidades pró-inflamatórias, e M2, com função anti-inflamatória. Em articulações afetadas por osteoartrite (OA), predominam células M1, compostos que contribuem para a degradação do tecido sinovial (Lana *et al.*, 2019; Uchiyama *et al.*, 2021). Contudo, estudos indicam que o PRP pode modular a polarização de macrófagos derivados de monócitos isolados do sangue periférico, estimulando a transição do fenótipo M1 para M2 (Uchiyama *et al.*, 2021; Pezzanite *et al.*, 2023). Esse efeito pode explicar a ação prolongada do PRP quando administrado em articulações com osteoartrite. Ao promover um ambiente mais rico em macrófagos M2, a inflamação é reduzida, favorecendo os processos regenerativos e contribuindo para a melhora clínica dos pacientes (Carr *et al.*, 2024).

2.4.6. PROTOCOLOS DE OBTENÇÃO DO PRP

As técnicas de obtenção do PRP são classificadas em automáticas (aférese), semiautomáticas (centrifugação) e manuais (coagulação no tubo). A aférese, apesar de garantir alta concentração plaquetária e menor risco de contaminação, demanda equipamentos especializados, profissionais capacitados e um volume de sangue superior a 450 mL, o que torna seu custo elevado, limitando sua aplicação (Pereira, 2012; Vendruscolo *et al.*, 2012).

O método de centrifugação permite obter uma concentração plaquetária elevada com menor volume sanguíneo, sendo uma alternativa viável devido ao menor risco de contaminação. Contudo, exige a aquisição de uma centrífuga e habilidade do operador, pois trata-se de um procedimento trabalhoso e suscetível a erros, o que pode prejudicar a qualidade do PRP (Vendramin *et al.*, 2009). Já o método em tubos, é o mais simples e econômico, requerendo pouco sangue, porém apresenta menor concentração plaquetária e maior risco de contaminação, demandando rigor asséptico na manipulação (McLellan & Plevin, 2011; Pereira, 2012).

2.4.6.1. PREPARAÇÃO

A preparação do PRP inicia-se com a coleta sanguínea, idealmente realizada antes da cirurgia para maximizar sua eficácia. Isso se deve ao fato de que, após uma lesão, as plaquetas migram para o local do trauma para iniciar a coagulação, diminuindo sua concentração no sangue. Além disso, a administração de fluidos intravenosos durante o

procedimento pode diluir os componentes sanguíneos, impactando a concentração plasmática disponível para a obtenção do PRP (Marx, 2001; Ehrenfest *et al.*, 2009).

A concentração plaquetária é realizada por centrifugação, aproveitando a diferença de densidade entre os componentes sanguíneos (Ehrenfest *et al.*, 2009). A escolha entre centrifugação única ou dupla depende do objetivo terapêutico, das características do paciente e dos recursos disponíveis. A centrifugação dupla proporciona uma maior concentração plaquetária e menor contaminação por hemácias, mas pode induzir alterações morfológicas nas plaquetas e reduzir o volume final do PRP (Marx, 2001; Nagata *et al.*, 2010). Já a centrifugação única, gera um volume superior de PRP, embora com reduzida concentração plaquetária (Nagata *et al.*, 2010). Em felinos, essa técnica tem boa eficácia devido ao maior volume plaquetário médio (MPV), enquanto em cães, apesar da concentração ser ligeiramente menor, o método exige menos sangue, sendo vantajoso para filhotes e raças pequenas (Silva *et al.*, 2012).

2.4.6.2. ATIVAÇÃO PLAQUETÁRIA

A ativação do PRP influencia diretamente a liberação de GFs ao induzir a degranulação das plaquetas, sendo que diferentes agentes ativadores impacta a quantidade e o tipo de GFs liberados. O uso de gluconato de cálcio 10% não altera significativamente as concentrações desses fatores, mas estimula a proliferação osteoblástica e fibroblástica (Fukuda *et al.*, 2020; Pachito *et al.*, 2020). Em cães, a ativação *ex vivo* está diretamente relacionada à quantidade de GFs no PRP, sendo a trombina o agente que mais favorece a liberação de grânulos quando comparada ao cloreto de cálcio (Franklin *et al.*, 2017). No entanto, o PRP não ativado mantém sua capacidade de liberar GFs após a aplicação na lesão, embora a liberação seja mais facilmente mensurada quando o composto é ativado previamente (Frye *et al.*, 2016).

2.4.7. FORMULAÇÕES TERAPÊUTICAS

Conforme exposto anteriormente, os métodos de preparação do PRP apresentam divergências em aspectos técnicos de produção. Em razão disso, diversas empresas desenvolvem modelos próprios de formulação de PRP, alguns dos quais são descritos a seguir.

2.4.7.1. KIT PRGF – ENDORET® (INSTITUTO DE BIOTECNOLOGIA BTI, VITORIA, ESPANHA)

Desenvolvido pelo Instituto de Biotecnologia (BTI), o PRGF-Endoret® é um dos métodos de fabricação do PRP. O PRGF é um produto autólogo, conhecido como plasma rico em fatores de crescimento, que apresenta uma concentração moderada de plaquetas, de 2 a 3 vezes a concentração do sangue total. Não contém leucócitos nem proteínas inflamatórias, reduzindo efeitos pró-inflamatórios. A polimerização inicia-se após a ativação padronizada com cloreto de cálcio, acarretando na formação de uma matriz de fibrina que favorece a adesão celular e auxilia na cicatrização de feridas.

Quanto ao método de processamento são utilizados kits descartáveis contendo todos os elementos necessários, como tubos de coleta, centrífuga específica, formulação de ativação e kit de aplicação, contendo agulhas e seringas estéreis para aplicação de uso na área tratada (Figura 23).



Figura 23: Kit PRGF – ENDORET®

O processo de obtenção inicia-se com a coleta de sangue em tubos estéreis contendo citrato de sódio a 3,8% como anticoagulante, seguida de uma centrifugação simples a 460×8 min. Após essa etapa, frações superiores são separadas, sendo 60% do plasma pobre em fatores de crescimento (PPGF) e a fração inferior restante, com 40% (PRGF). Essas frações são transferidas para tubos individuais sem aditivo, e posteriormente, o cloreto de cálcio é adicionado à preparação (50 μ L de ativador PRGF® por mL de preparação) para induzir a desgranulação plaquetária e a liberação de fatores de crescimento (Anitua *et al.*, 2007) (Figura 24).

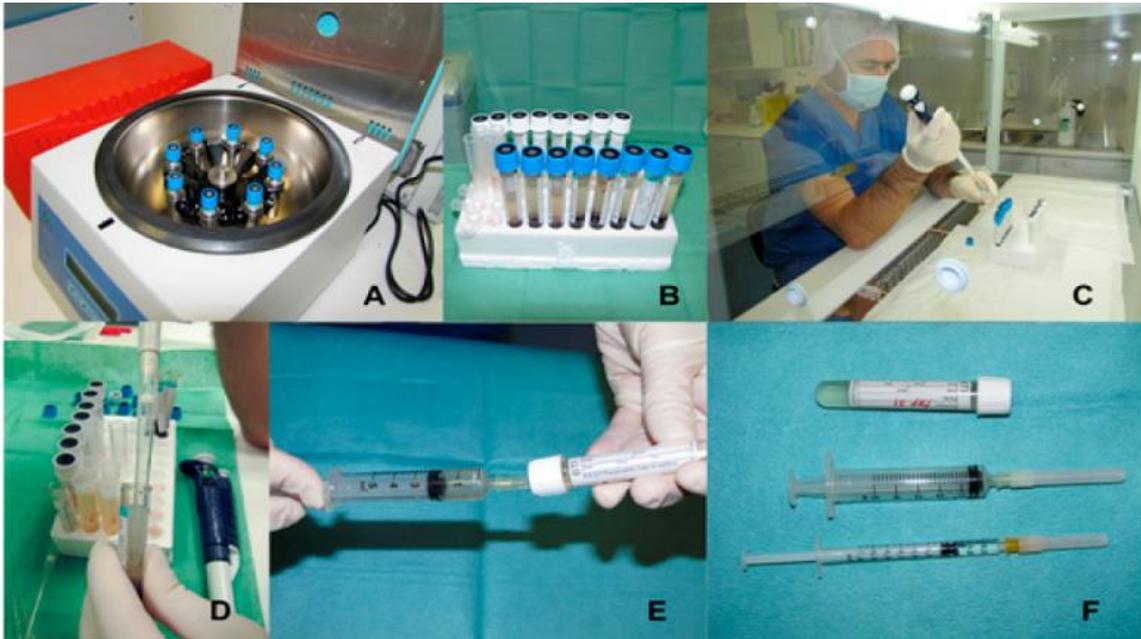


Figura 24: Preparação de PRGF®. (A) Centrifugação dos tubos sanguíneos; (B) Separação dos componentes sanguíneos; (C) Pipetagem sob capela de fluxo laminar; (D e E) Transferência das frações de PPGF e PRGF para tubos sem aditivo; (F) Adição do ativador na preparação (Fonte: Chicarro-Alcántara *et al.*, 2018).

2.4.7.2. CRT PUREPRP® II KIT (COMPANION ANIMAL HEALTH, DALLAS, EUA)

Sediada nos Estados Unidos, a empresa Companion Animal Health é responsável pela fabricação do CRT PurePRP® II Kit, para pacientes caninos. Garante o tratamento de diversas condições ortopédicas e de tecidos moles, através do fornecimento de uma concentração de plaquetas de 5 a 7 vezes superior aos níveis basais. O Kit apresenta em seu pacote bandeja estéril de manuseio, dispositivos de concentração PurePRP, seringas de procedimento, anticoagulante (ACD-A) de 10 mL, campo de procedimento esterilizado, etiquetas com número de lote e cateter borboleta de 19 gauge (Figura 25).



Figura 25: Kit CRT PUREPRP®

2.4.7.3. VETSTEM PRECISEPRP™ CANINE (VETSTEM, INC., CALIFÓRNIA, EUA)

Plasma rico em plaquetas alogênico desenvolvido pela VetStem, Inc., destinado apenas para administração intra-articular em cães. O PrecisePRP™ Canine oferece o concentrado em um frasco contendo o conteúdo necessário para aplicação (Figura 26). É um produto alogênico e liofilizado, fornecido como pó em frascos de 50 mL, contendo em sua formulação 4.0×10^9 de plaquetas por frasco e menos de 1500 leucócitos/ μL .



Figura 26: Ampola PrecisePRP™ para equinos e caninos.

A via de administração é exclusivamente intra-articular. Quanto à dosagem, varia conforme peso e lesão a ser tratada, sendo determinada pelo profissional no momento do uso. A Tabela 2 a seguir é um guia geral para dosagem com base em referências bibliográficas.

Tabela 2: Tabela de dosagem articular canina (Fonte: VetStem).

Articulação	Cão de Pequeno Porte 1-20 kg	Cão de Grande Porte >20 kg
Pequenas Articulações (ex.: tarso, carpo)	0.5 mL	2.0 mL
Grandes Articulações (ex.: joelho, quadril)	1.0 mL	2.0 mL

2.4.8. APLICAÇÕES DO PRP NA MEDICINA VETERINÁRIA

A introdução do PRP na medicina veterinária originou-se na medicina esportiva, sendo utilizado no tratamento de lesões em tendões e ligamentos devido às suas propriedades regenerativas (Pelletier *et al.*, 2012). No entanto, a ausência de um protocolo padronizado e a variabilidade fisiológica dos pacientes resultam em achados discordantes quanto à sua eficácia clínica (Nikolidakis & Jansen, 2008; Monteiro *et al.*, 2009; Giraldo *et al.*, 2013; Machado *et al.*, 2019). Apesar disso, a literatura científica demonstra seus benefícios terapêuticos, incentivando novas pesquisas sobre seus efeitos em tecidos moles, ósseos e tegumentares (Anitua, 2007; Silva *et al.*, 2011; Vendrusculo *et al.*, 2012; Garcez *et al.*, 2013; Chicharro-Alcántara *et al.*, 2018).

Em pequenos animais, especialmente em cães, essa aplicação tem sido relatada como um potencializador da cicatrização de feridas (Carr, 2024). Seu uso contribui para o aprimoramento de terapias aplicadas a cirurgias de grande trauma tecidual e a pacientes com comprometimentos na cicatrização, como oncológicos ou geriátricos (Tochedo, 2024).

2.4.8.1. OFTALMOLOGIA

As doenças inflamatórias do segmento anterior ocular, incluindo conjuntivites, ceratites e erosões corneanas, são de grande relevância clínica na oftalmologia veterinária (Wilmis, 2007; Martin e Schmidt, 2016; Temple-Wong *et al.*, 2016). Frequentemente, essas condições manifestam-se secundariamente à ceratoconjuntivite seca (CCS), doença caracterizada pela disfunção na produção do filme lacrimal (Wilmis, 2007; Kulikov *et al.*, 2017; Stern *et al.*, 2017).

A terapêutica inicial da CCS baseia-se na administração de medicamentos tópicos, como colírios e pomadas à base de tobramicina e ciclosporina A, que auxiliam na reposição da umidade ocular e no controle de infecções secundárias. Em casos de resistência à terapia medicamentosa, a intervenção cirúrgica é indicada (Jonsson *et al.*, 2018; Syntec, 2018). O PRP surge então como uma alternativa terapêutica de suporte, à medida que sua composição otimiza a resposta dos tecidos corneais e conjuntivais à medicação, reduz inflamação, acelera cicatrização e exerce efeito lubrificante, auxiliando na recuperação de processos patológicos e no pós-operatório de intervenções cirúrgicas na córnea (Vatnikov *et al.*, 2020).

Estudos têm sido conduzidos para avaliar a eficácia do PRP como terapia adjuvante no tratamento de úlceras de córnea em cães e gatos. Dentre as técnicas de aplicação, destacam-se a administração tópica de colírio de PRP autólogo, bem como a utilização de tampão sólido de PRP, combinada com o recobrimento da terceira pálpebra. Ambas as abordagens demonstraram resultados promissores na indução da epitelização e na promoção da cicatrização de lesões epiteliais (Merlini *et al.*, 2014; Simona *et al.*, 2017).

Ademais, a aplicação subconjuntival de PRP tem sido alvo de investigações, como na pesquisa conduzida por Farghali *et al.* (2021). Onde, após caracterizado o tipo de úlcera, foram adotadas duas abordagens terapêuticas: injeção subconjuntival de PRP e, em casos de entropio, correção cirúrgica da condição, seguida pela aplicação de PRP (Figuras 27 e 28). Nesse caso, o PRP foi preparado seguindo o protocolo de dupla centrifugação descrito por Kecec *et al.* (2014).

Os estudos indicaram sua eficácia no tratamento de diferentes tipos de úlceras de córnea em cães e gatos, com a necessidade de aplicações variando conforme o caso clínico. Neste estudo, metade dos pacientes caninos requereram duas injeções, enquanto aproximadamente metade dos pacientes felinos necessitaram de três injeções, ambos com intervalo de uma semana, independentemente do tipo morfológico da úlcera. Em contraste com esta técnica, a aplicação tópica de colírio de PRP foi realizada duas vezes ao dia, durante 15 dias em cães, utilizando PRP recém-descongelado a cada aplicação (Simona *et al.*, 2017) (Figura 29).

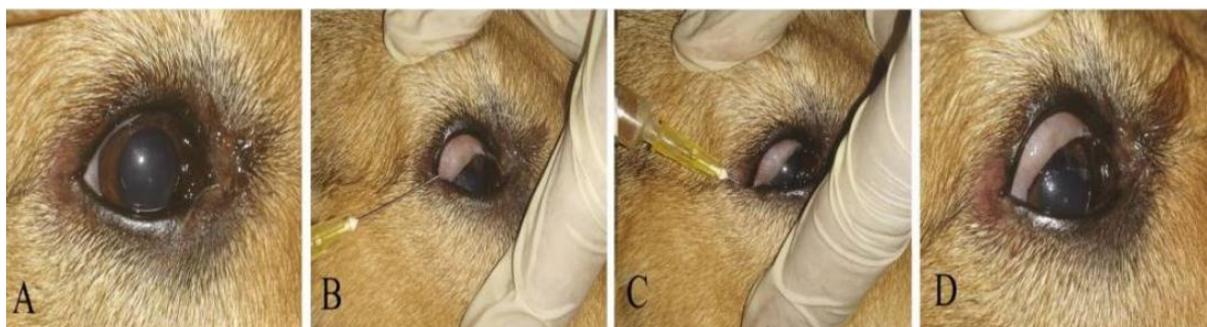


Figura 27: Técnica de injeção conjuntival de PRP nas pálpebras superiores e inferiores e na bolsa conjuntival. (A) Antes da injeção; (B e C) Injeções nas pálpebras e na bolsa conjuntival; (D) Após injeção (Fonte: Farghali *et al.* 2021).



Figura 28: Fotografias de um cão Rottweiler revelando (A) Entrópio com úlcera de córnea; (B) Pós-operatório após correção da afecção e injeção de PRP; (C) Redução da úlcera de córnea após 1 semana da injeção; (D) Cicatrização completa após 2 semanas da injeção (Fonte: Farghali *et al.* 2021).



Figura 29: Fotografias de um gato Himalaio revelando (A) Úlcera superficial com sequestro de córnea; (B e C) Redução da úlcera após 1,2 meses após injeção, respectivamente; (D) Cicatrização completa após 3 meses da injeção (Fonte: Farghali *et al.* 2021).

No entanto, apesar dos resultados promissores, é importante destacar as limitações dos estudos existentes, incluindo a duração limitada das pesquisas, o tamanho reduzido das amostras, a ausência de grupos controle e outros fatores metodológicos. Nesse contexto, a realização de pesquisas adicionais é fundamental para o aprimoramento das técnicas de aplicação do PRP na oftalmologia veterinária.

2.4.8.2. DERMATOLOGIA

O PRP autólogo tem manifestado resultados promissores no tratamento de distúrbios cutâneos, destacando-se pela simplicidade, baixo custo e efeitos prolongados em comparação com tratamentos convencionais (Borena *et al.*, 2015; Yung *et al.*, 2017). A aplicação pode ser feita de forma tópica ou intralesional, dependendo da avaliação clínica e dos achados de diagnóstico por imagem (Foster *et al.*, 2009; Sommeling *et al.*, 2013). A aplicação tópica de PRP é geralmente realizada em duas sessões, com intervalo de duas semanas, devido à meia-vida plaquetária de aproximadamente 10 dias em cães (Iacopetti, 2020).

Estudos como o de Farghali *et al.*, (2017) mostraram que a infiltração subcutânea de PRP autólogo em feridas cutâneas em cães resultou em aumento na deposição de

colágeno e na maturação do tecido de granulação, além de cicatriz reduzida, atribuída à melhor organização das fibras de colágeno, em comparação aos parâmetros obtidos na avaliação clínica e ao ferimento controle (Figura 30). A presença de fibroblastos e a expressão de metaloproteínas de matriz (MMPs) também contribuem para a reparação do tecido (Smith *et al.*, 2007; Pastar *et al.*, 2013).

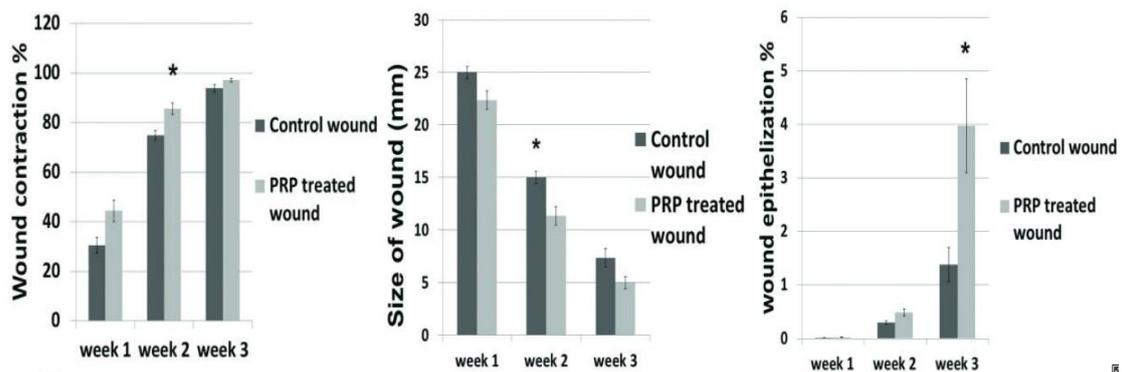
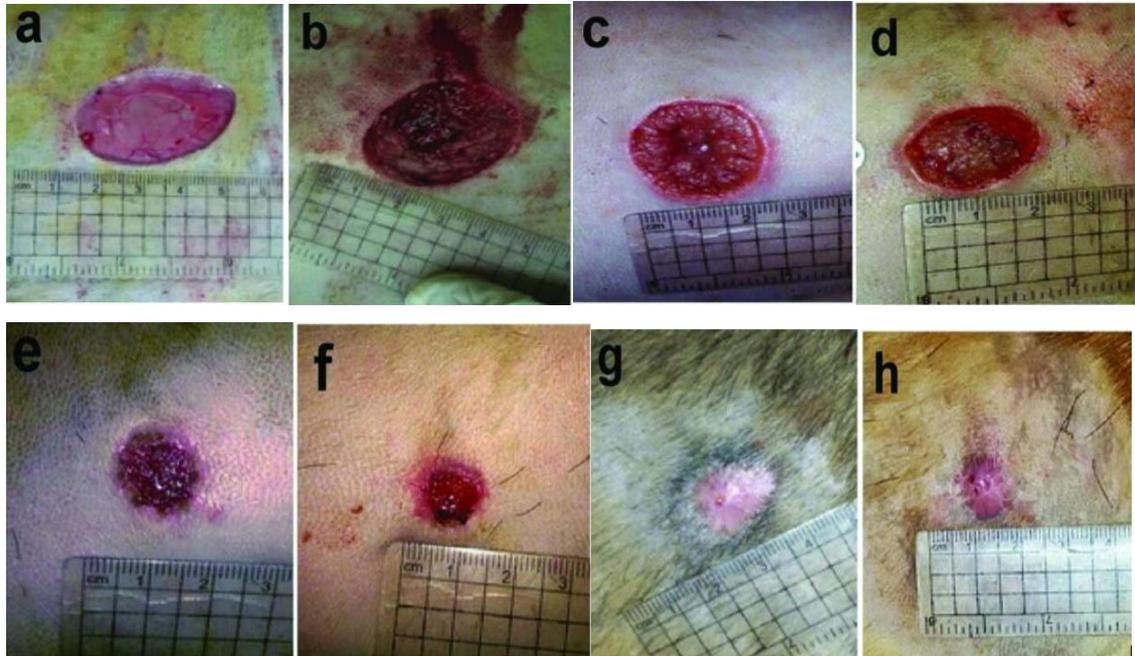


Figura 30: Avaliação clínica da cicatrização de feridas controle e tratadas com PRP. (A) e (B) representam, respectivamente, a ferida controle e a ferida tratada com PRP no dia 0. (C) e (D) mostram as mesmas feridas após 1 semana; (E) e (F), após 2 semanas; e (G) e (H), após 3 semanas. Em ordem, os gráficos exibem a % da contração da ferida, o tamanho da ferida (mm) e a % de epiteliação da ferida, ao longo das 3 semanas. (Fonte: Farghali *et al.* 2017).

Karayannopoulou *et al.*, (2014), por sua vez, conduziram uma pesquisa com o objetivo de otimizar a sobrevivência de retalhos cutâneos em cães Beagle, especialmente em casos que exigem grandes áreas de retalho para cobrir defeitos cutâneos extensos. Os resultados revelaram que os retalhos tratados com PRP apresentaram uma taxa de

sobrevivência de 96,3%, significativamente superior aos 74,5% observados nos retalhos não tratados, que formaram o grupo controle.

Adicionalmente, foi verificada uma melhoria na perfusão sanguínea nos retalhos tratados, indicando um aumento na irrigação sanguínea e uma redução do edema. Esse efeito positivo pode ser atribuído à ação do fator VEGF, que estimula a produção de óxido nítrico, um potente vasodilatador derivado do endotélio, provocando o aumento do fluxo sanguíneo para as áreas isquêmicas e, conseqüentemente, melhorando a viabilidade do tecido.

Este estudo sugere que a aplicação local de PRP não só melhora a microcirculação, mas também contribui para a redução do edema, proporcionando uma maior taxa de viabilidade para os retalhos cutâneos, o que é fundamental para o sucesso de cirurgias reconstrutivas.

2.4.8.3. ORTOPEDIA

A terapia com PRP tem se mostrado uma abordagem promissora no tratamento de distúrbios musculoesqueléticos. Estudos relatam sua eficácia em diversas aplicações, incluindo fraturas de ossos longos, osteoartrite e cirurgias osteoarticulares, nos procedimentos de reparo de tendões e ligamentos (Aleixo *et al.*, 2018).

A literatura indica que o L-PRP apresenta maior eficácia no manejo de tendinopatias crônicas, devido ao papel essencial dos leucócitos na fase inicial da cicatrização do tendão. Essa formulação também é útil em condições como bursites, tendinites, rupturas de tendão ou ligamento, osteoartrites, luxação patelar e entre outras afecções. Por outro lado, o P-PRP é mais indicado para patologias cartilaginosas, pois a resposta inflamatória intensa induzida pelo L-PRP pode aumentar a morte de sinoviócitos, danificando a integridade do tecido (Collins *et al.*, 2021; King *et al.*, 2021) (Figura 31).



Figura 31: Aplicações terapêuticas do PRP em cães. (A) Injeção IA para tratamento de osteoartrite; (B) Terapia tópica de PRP na forma de gel em uma ferida crônica na região do ombro. (C) PRP no tratamento de uma ferida traumática no membro anterior, associado a um enxerto autólogo de pele em malha livre; (D) PRP como adjuvante biológico na reparação cirúrgica de uma ruptura aguda do tendão calcâneo. (E) PRP como alternativa ao enxerto de osso esponjoso na artrodese da articulação metatarsofalângica; (F) Aplicação do PRP durante a cirurgia para tratamento de uma fratura femoral não consolidada (Fonte: Perinelli *et al.*, 2020).

Em virtude de sua capacidade em estimular a vascularização e acelerar a consolidação óssea, o PRP tem sido investigado como adjuvante no tratamento de fraturas ósseas traumáticas agudas em cães (López *et al.*, 2019). No estudo, avaliou-se o uso do PRFG, uma composição enriquecida com plaquetas em uma concentração duas vezes superior à do sangue periférico, contendo menos de $0,2 \text{ leucóцитos} \times 10^6 / \text{mL}$. Após sua administração no local da fratura, observou-se edema nos primeiros dias do pós-operatório em razão da ativação celular e da angiogênese. Os resultados revelaram o efeito benéfico do PRGF na recuperação aguda de fraturas da ulna/rádio e tibia/fíbula, comparados ao grupo controle, onde os animais que receberam injeção de PRGF apresentaram remoção mais precoce do implante.

Aplicações intra-articulares de PRP demonstram reduzir a dor e a claudicação em pacientes com osteoartrite, em função da sua capacidade em atenuar a inflamação, promover a síntese da cartilagem ou inibir sua degradação (Alves *et al.*, 2020; Alves *et al.*, 2021). Em casos de tendinopatias, o uso do PRP varia conforme a localização da lesão, o tipo de produto utilizado e o estágio da doença (Fitzpatrick *et al.*, 2017). A aplicação intratendinosa, especialmente quando rico em leucócitos, pode induzir uma

resposta inflamatória transitória, estimulando o recrutamento e a proliferação de células para a reparação, além de promover a secreção de proteínas angiogênicas, exercendo um efeito imunomodulador positivo sobre os tenócitos (Fitzpatrick *et al.*, 2017; Everts *et al.*, 2020).

2.5. CONSIDERAÇÕES FINAIS

O plasma rico em plaquetas tem se revelado uma terapia adjuvante promissora na recuperação de lesões e no pós-operatório de pequenos animais. Identificado como um produto autólogo de fácil obtenção, com potencial para ser associado a outras terapias em abordagens multimodais, o PRP demonstra propriedades notáveis quanto à diversidade e à eficácia de sua aplicabilidade em diversas especialidades da medicina veterinária, impulsionado pelo seu elevado potencial regenerativo.

Entretanto, a alta variabilidade nas formulações, a escassez de dados detalhados nos estudos disponíveis e a falta de consenso entre os protocolos representam um desafio significativo para a padronização da terapia. Essas limitações dificultam a compreensão aprofundada dos efeitos de cada hemocomponente em diferentes tecidos, condições clínicas e objetivos terapêuticos, impactando a otimização dos resultados clínicos.

Portanto, a realização de pesquisas adicionais em cães e gatos torna-se essencial, visando à ampliação do banco de dados com informações detalhadas acerca da metodologia empregada, incluindo a caracterização dos pacientes, os protocolos de obtenção e centrifugação, a concentração dos componentes sanguíneos, os métodos de ativação e armazenamento, bem como as formas, doses e intervalos de aplicação. A ampliação desse conhecimento é fundamental para consolidar a utilização do PRP na rotina clínica veterinária, permitindo a melhoria da qualidade dos tratamentos e expansão de opções terapêuticas disponíveis, a fim de proporcionar melhor qualidade de vida aos pacientes.

3. REFERÊNCIAS

AHMAD, Z. et al. The role of platelet rich plasma in musculoskeletal science. **JRSM Short Reports**, v. 3, n. 6, p. 1–9, jun. 2012.

ALVES, R.; GRIMALT, R. A Review of Platelet-Rich Plasma: History, Biology, Mechanism of Action, and Classification. **Skin Appendage Disorders**, v. 4, n. 1, p. 18–24, 1 jan. 2018.

ALVES, J. C. et al. A report on the use of a single intra-articular administration of autologous platelet therapy in a naturally occurring canine osteoarthritis model - a preliminary study. **BMC Musculoskeletal Disorders**, v. 21, n. 1, 27 fev. 2020.

ALVES, J. C. A. et al. Management of Osteoarthritis Using 1 Intra-articular Platelet Concentrate Administration in a Canine Osteoarthritis Model. **The American Journal of Sports Medicine**, v. 49, n. 3, p. 599–608, 11 jan. 2021.

ANDIA I. Platelet-rich plasma biology. In: Alves R, Grimalt R, editors. Clinical Indications and Treatment Protocols with Platelet-Rich Plasma in Dermatology. Barcelona: Ediciones Mayo; pp. 3–15, 2016.

ANITUA E. Plasma rich in growth factors: preliminary results of use the preparation of sites for implants. *Int. J. Oral Maxil. Impl.* v.14, n.4, p.529- 535, 2007.

ANITUA E. Plasma rich in growth factors: preliminary results of use in the preparation of future sites for implants. **Int J Oral Maxillofac Implants.** v. 14, n 4, p. 35-529, 1999.

ANITUA, E.; ALKHRAISAT, M.H.; ORIVE, G. Perspectives and challenges in regenerative medicine using plasma rich in growth factors. **J. Control. Release**, v. 157, p. 29–38, 2012.

ANITUA, E.; ANDIA, I.; ARDANZA, B.; et al. Autologous platelets as a source of proteins for healing and tissue regeneration. **Thrombosis and Haemostasis**, v. 91, n. 1, p. 4–15, 2004.

ANITUA, E. et al. Delivering growth factors for therapeutics. **Trends in Pharmacological Sciences**, v. 29, n. 1, p. 37–41, 1 jan. 2008.

- ANITUA, E. et al. The potential impact of the preparation rich in growth factors (PRGF) in different medical fields☆. **Biomaterials**, v. 28, n. 31, p. 4551–4560, nov. 2007.
- AZEVEDO, M.C., et al. Aplicação do PRF em Medicina Dentária. Relatório de Atividade Clínica. Faculdade de Medicina Dentária da Universidade do Porto, 2014.
- BAKSH, N. et al. Platelet-Rich Plasma in Tendon Models: A Systematic Review of Basic Science Literature. **Arthroscopy**, v. 29, n. 3, p. 596–607, 1 mar. 2013.
- BAUM, C. L.; ARPEY, C. J. Normal Cutaneous Wound Healing: Clinical Correlation with Cellular and Molecular Events. **Dermatologic Surgery**, v. 31, n. 6, p. 674–686, 21 mar. 2006.
- BORENA, B. M. et al. Regenerative Skin Wound Healing in Mammals: State-of-the-Art on Growth Factor and Stem Cell Based Treatments. **Cellular Physiology and Biochemistry**, v. 36, n. 1, p. 1–23, 2015.
- BOSWELL, S. G. et al. Increasing Platelet Concentrations in Leukocyte-Reduced Platelet-Rich Plasma Decrease Collagen Gene Synthesis in Tendons. **The American Journal of Sports Medicine**, v. 42, n. 1, p. 42–49, 17 out. 2014.
- BRAUN, H. J. et al. The Effect of Platelet-Rich Plasma Formulations and Blood Products on Human Synoviocytes. **The American Journal of Sports Medicine**, v. 42, n. 5, p. 1204–1210, 14 mar. 2014.
- BTI BIOTECHNOLOGY INSTITUTE. **Somos BTI | BTI Biotechnology Institute**. Disponível em: <<https://bti-biotechnologyinstitute.com/pt/sobre-a-bti/somos-bti>>. Acesso em: 17 mar. 2025.
- GARBIN, L.; LOPEZ, C.; CARMONA, J. A Critical Overview of the Use of Platelet-Rich Plasma in Equine Medicine Over the Last Decade. **Frontiers in Veterinary Science**, v. 8, p. 641818, 2021.
- CANALIS, E.; MCCARTHY, T.; CENTRELLA, M. Growth factors and the regulation of bone remodeling. **Journal of Clinical Investigation**, v. 81, n. 2, p. 277–281, 1 fev. 1988.

CARR, B. J. et al. Canine Platelet-Rich Plasma Systems: A Prospective Analysis. **Frontiers in Veterinary Science**, v. 2, 5 jan. 2016.

CARR, B. J. et al. Literature review details and supports the application of platelet-rich plasma products in canine medicine, particularly as an orthobiologic agent for osteoarthritis. **Javma-journal of The American Veterinary Medical Association**, p. 1–8, 24 fev. 2024.

CAVALLO, C. et al. Comparison of Platelet-Rich Plasma Formulations for Cartilage Healing. **J Bone Joint Surg Am**. v. 96, n. 5, p. 423–429, 5 mar. 2014.

CERATOCONJUNTIVITE SECA – CAUSAS, SINAIS CLÍNICOS, DIAGNÓSTICO E TRATAMENTO. **Ceratoconjuntivite Seca – causas, sinais clínicos, diagnóstico e tratamento - Vetsmart Bulário**. Disponível em: <<https://www.vetsmart.com.br/cg/estudo/13660/ceratoconjuntivite-seca-causas-sinais-clinicos-diagnostico-e-tratamento>>. Acesso em: 17 mar. 2025.

CHAHLA, J. et al. A Call for Standardization in Platelet-Rich Plasma Preparation Protocols and Composition Reporting. **Journal of Bone and Joint Surgery**, v. 99, n. 20, p. 1769–1779, 18 out. 2017.

CHICHARRO-ALCÂNTARA, D.; RUBIO-ZARAGOZA ,M.; DAMIA-GIMENEZ, E. et al. Platelet Rich Plasma: New Insights for Cutaneous Wound Healing Management. **J Funct Biomater**. v.9, n.1, p.10, 2018.

CHILDS, D. R.; MURTHY, A. S. Overview of Wound Healing and Management. **Surgical Clinics of North America**, v. 97, n. 1, p. 189–207, fev. 2017.

COLLINS, T.; ALEXANDER, D.; BARKATALI, B. Platelet-rich plasma: a narrative review. **EFORT Open Reviews**, v. 6, n. 4, p. 225–235, abr. 2021.

CRT PurePRP®II Kits | PRP Kit | Companion Animal Health. Disponível em: <<https://companionanimalhealth.com/regenerative-medicine/crt-pureprpii-kits>>. Acesso em: 17 mar. 2025.

ALEIXO, G. A. et al. Plasma rico em plaquetas: mecanismo de ação, produção e indicações de uso - Revisão de literatura. **Medicina Veterinária (UFRPE)**, v. 11, n. 4, p. 239, 7 maio 2018.

DOHAN, D. M. et al. Platelet-rich fibrin (PRF): A second-generation platelet concentrate. Part I: Technological concepts and evolution. **Oral Surgery, Oral Medicine, Oral Pathology, Oral Radiology, and Endodontology**, v. 101, n. 3, p. e37–e44, mar. 2006.

DRAGOO, J. L. et al. Comparison of the Acute Inflammatory Response of Two Commercial Platelet-Rich Plasma Systems in Healthy Rabbit Tendons. **The American Journal of Sports Medicine**, v. 40, n. 6, p. 1274–1281, 10 abr. 2012.

Draw 10 mL of ACD-A Anticoagulant into 60 mL Syringe. [s.l: s.n.]. Disponível em: <<https://companionanimalhealth.com/hubfs/CRT%20Laminated%20Bench%20Side%20Processing%20Guide%20-%20Copy.pdf>>. Acesso em: 17 mar. 2025.

EFRON D.E. CHANDRAKANTH, A. Park J.E., et al. Wound healing. In: Brunnicardi C, Andersen DK, Billiar TR, editors. *Schwartz's principles of surgery*. 8th edition. New York: McGraw-Hill; 2005.

DOHAN EHRENFEST, D. M.; RASMUSSEN, L.; ALBREKTSSON, T. Classification of platelet concentrates: from pure platelet-rich plasma (P-PRP) to leucocyte- and platelet-rich fibrin (L-PRF). **Trends in Biotechnology**, v. 27, n. 3, p. 158–167, mar. 2009.

EVERTS, P. et al. Platelet-Rich Plasma: New Performance Understandings and Therapeutic Considerations in 2020. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 21, n. 20, p. 7794, 21 out. 2020.

FALANGA, V. Growth Factors and Wound Healing. **The Journal of Dermatologic Surgery and Oncology**, v. 19, n. 8, p. 711–714, ago. 1993.

FARGHALI, H. A. et al. Corneal Ulcer in Dogs and Cats: Novel Clinical Application of Regenerative Therapy Using Subconjunctival Injection of Autologous Platelet-Rich Plasma. **Frontiers in Veterinary Science**, v. 8, 18 mar. 2021.

FARGHALI, HAITHAM A. et al. Evaluation of subcutaneous infiltration of autologous platelet-rich plasma on skin-wound healing in dogs. **Bioscience Reports**, v. 37, n. 2, 10 abr. 2017.

FILARDO, G. et al. Platelet-rich plasma: why intra-articular? A systematic review of preclinical studies and clinical evidence on PRP for joint degeneration. **Knee surgery,**

sports traumatology, arthroscopy : official journal of the ESSKA, v. 23, n. 9, p. 2459–74, 2015.

FITZPATRICK, J.; BULSARA, M.; ZHENG, M. H. The Effectiveness of Platelet-Rich Plasma in the Treatment of Tendinopathy: A Meta-analysis of Randomized Controlled Clinical Trials. **The American Journal of Sports Medicine**, v. 45, n. 1, p. 226–233, 1 jan. 2017.

FOSTER, T. E. et al. Platelet-Rich Plasma. **The American Journal of Sports Medicine**, v. 37, n. 11, p. 2259–2272, 28 out. 2009.

FRANKLIN, S. P. et al. Influence of Cellular Composition and Exogenous Activation on Growth Factor and Cytokine Concentrations in Canine Platelet-Rich Plasmas. **Frontiers in Veterinary Science**, v. 4, 5 abr. 2017.

FRANKLIN, S. P.; GARNER, B. C.; COOK, J. L. Characteristics of canine platelet-rich plasma prepared with five commercially available systems. **American Journal of Veterinary Research**, v. 76, n. 9, p. 822–827, set. 2015.

FRYE, C. et al. Assessment of canine autologous platelet-rich plasma produced with a commercial centrifugation and platelet recovery kit. **Veterinary and Comparative Orthopaedics and Traumatology**, v. 29, n. 01, p. 14–19, jan. 2016.

FUKUDA, K. et al. Optimal activation methods for maximizing the concentrations of platelet-derived growth factor-BB and transforming growth factor- β 1 in equine platelet-rich plasma. **The Journal of Veterinary Medical Science**, v. 82, n. 10, p. 1472, 19 ago. 2020.

FURIE, B.; FURIE, B. C. Mechanisms of Thrombus Formation. **New England Journal of Medicine**, v. 359, n. 9, p. 938–949, 28 ago. 2008.

GIBBLE, J.; NESS, P. Fibrin glue: the perfect operative sealant? **Transfusion**, v. 30, n. 8, p. 741–747, out. 1990.

HUNT TK. Wound healing. In: Doherty GM, Way LW, editors. Current surgical diagnosis and treatment. 12th edition. New York: McGraw-Hill; 2006.

IACOPETTI, I. et al. Autologous Platelet-Rich Plasma Enhances the Healing of Large Cutaneous Wounds in Dogs. **Frontiers in Veterinary Science**, v. 7, 26 out. 2020.

JONSSON, R. et al. Current concepts on Sjögren's syndrome – classification criteria and biomarkers. **European Journal of Oral Sciences**, v. 126, n. Suppl Suppl 1, p. 37–48, 1 out. 2018.

KAZEMI, D.; FAKHRJOU, A. Leukocyte and Platelet Rich Plasma (L-PRP) Versus Leukocyte and Platelet Rich Fibrin (L-PRF) For Articular Cartilage Repair of the Knee: A Comparative Evaluation in an Animal Model. **Iranian Red Crescent Medical Journal**, v. 17, n. 10, 28 out. 2015.

KING, W.; CAWOOD, K.; BOOKMILLER, M. The Use of Autologous Protein Solution (Pro-Stride®) and Leukocyte-Rich Platelet-Rich Plasma (Restigen®) in Canine Medicine. **Veterinary Medicine: Research and Reports**, v. Volume 12, p. 53–65, mar. 2021.

Kulikov EV, Vatnikov YA, Parshina VI, Sotnikova ED, Vilkovyskiy IF, Popova IA, Kochneva MV, Karamyan AS. Special aspects of the pathohistological diagnostics of familial shar-pei amyloidosis. *Asian J. Pharma.* 11(1): S152-S157. 2017

LAI, F. et al. Platelet-rich plasma enhances the proliferation of human adipose stem cells through multiple signaling pathways. **Stem Cell Research & Therapy**, v. 9, n. 1, 16 abr. 2018.

LANA, J. F. et al. Leukocyte-rich PRP for knee osteoarthritis: Current concepts. **Journal of Clinical Orthopaedics and Trauma**, v. 10, p. S179–S182, out. 2019.

LANSDOWN, D. A.; FORTIER, L. A. Platelet-Rich Plasma: Formulations, Preparations, Constituents, and Their Effects. **Operative Techniques in Sports Medicine**, v. 25, n. 1, p. 7–12, mar. 2017.

LAUREANO, A.; RODRIGUES, A. M. CICATRIZAÇÃO DE FERIDAS. **Journal of the Portuguese Society of Dermatology and Venereology**, v. 69, n. 3, p. 355, 28 set. 2011.

LEITNER, G. C. et al. Platelet content and growth factor release in platelet-rich plasma: a comparison of four different systems. **Vox Sanguinis**, v. 91, n. 2, p. 135–139, ago. 2006.

LEWIS, J. S. et al. Macrophage responses to hypoxia: relevance to disease mechanisms. **Journal of Leukocyte Biology**, v. 66, n. 6, p. 889–900, dez. 1999.

LOPES, A. et al. **UFMS -UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA MARIA CCR - CENTRO DE CIÊNCIAS RURAIS DEPARTAMENTO DE CLÍNICA DE PEQUENOS ANIMAIS MANUAL DE PATOLOGIA CLÍNICA VETERINÁRIA**. [s.l.: s.n.]. Disponível em: <<https://www.bibliotecaagptea.org.br/zootecnia/sanidade/livros/MANUAL%20DE%20PATOLOGIA%20CLINICA%20VETERINARIA.pdf>>.

LÓPEZ, S. et al. Assessment of the Efficacy of Platelet-Rich Plasma in the Treatment of Traumatic Canine Fractures. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 20, n. 5, p. 1075, 1 mar. 2019.

MACHADO, T. S. L. et al. Effects of blood-derived products and sodium hyaluronate on equine synovial fluid cells and on synovial fluid from osteochondrotic joints of horses after arthroscopy and administration of treatment. **American Journal of Veterinary Research**, v. 80, n. 7, p. 646–656, 1 jul. 2019.

MARIANI, E.; PULSATELLI, L. Platelet Concentrates in Musculoskeletal Medicine. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 21, n. 4, p. 1328, 16 fev. 2020.

MARTIN-ALARCON, L.; SCHMIDT, T. A. Rheological effects of macromolecular interactions in synovial fluid. **Biorheology**, v. 53, n. 2, p. 49–67, 12 ago. 2016.

MARX, R. E. et al. Platelet-rich plasma: Growth factor enhancement for bone grafts. **Oral Surgery, Oral Medicine, Oral Pathology, Oral Radiology, and Endodontics**, v. 85, n. 6, p. 638–646, 1 jun. 1998.

MARX, R. E. Platelet-Rich Plasma (PRP): What Is PRP and What Is Not PRP? **Implant Dentistry**, v. 10, n. 4, p. 225–228, dez. 2001.

MATRAS H. [Effect of various fibrin preparations on reimplantations in the rat skin]. **PubMed**, v. 67, n. 9, p. 338–59, 1 set. 1970. (Citado por EHRENFEST, D. M.)

DOHAN EHRENFEST, D. M.; RASMUSSEN, L.; ALBREKTSSON, T. Classification of platelet concentrates: from pure platelet-rich plasma (P-PRP) to leucocyte- and platelet-rich fibrin (L-PRF). **Trends in Biotechnology**, v. 27, n. 3, p. 158–167, mar. 2009.

MCGAVIN, M. Donald; ZACHARY, J. F. *Bases da Patologia em Veterinária*. Rio de Janeiro: Elsevier Editora Ltda, 2009. p. 189–201, cap. 2.

MCLELLAN, J.; PLEVIN, S. Does it matter which platelet-rich plasma we use? **Equine Veterinary Education**, v. 23, n. 2, p. 101–104, 20 jan. 2011.

MERLINI, N. B. et al. Uso de plasma rico em plaquetas em úlceras de córnea em cães. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 66, n. 6, p. 1742–1750, dez. 2014.

MONTEIRO, S. O.; LEPAGE, O. M.; THEORET, C. L. Effects of platelet-rich plasma on the repair of wounds on the distal aspect of the forelimb in horses. **American Journal of Veterinary Research**, v. 70, n. 2, p. 277–282, fev. 2009.

NAGATA, Maria J H et al. “Effectiveness of two methods for preparation of autologous platelet-rich plasma: an experimental study in rabbits.”. **European journal of dentistry**. vol. 4,4: 395-402, 2010.

NIKOLIDAKIS, D.; JANSEN, J. A. The biology of platelet-rich plasma and its application in oral surgery: literature review. **Tissue Engineering. Part B, Reviews**, v. 14, n. 3, p. 249–258, 1 set. 2008.

OLIVEIRA, A. et al. *Técnicas Cirúrgicas em Pequenos Animais*. 1. Ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2013. p. 121, cap 7.

PACHITO, D. V. et al. Technical Procedures for Preparation and Administration of Platelet-Rich Plasma and Related Products: A Scoping Review. **Frontiers in Cell and Developmental Biology**, v. 8, 11 dez. 2020.

PELLETIER, M. et al. Platelet Function and Constituents of Platelet Rich Plasma. **International Journal of Sports Medicine**, v. 34, n. 01, p. 74–80, 14 ago. 2012.

PERAZZI, A. et al. Description of a double centrifugation tube method for concentrating canine platelets. **BMC Veterinary Research**, v. 9, p. 146, 22 jul. 2013.

PEREIRA FILHO, V. A.; VIEIRA, E. H.; GABRIELLI, M. A. C.; GABRIELLI, M. F. R.; BARBEIRO, R.H.; SCARSO FILHO, J. Bases biológicas do tecido ósseo. In: PONTUAL, M.A.B.; MAGINI, R. S. **Plasma rico em plaquetas (PRP) e fatores de crescimento**. São Paulo: Livraria Santos, 2004. p. 47-69.

PEREIRA, R. C. DA F. et al. Avaliação de sete protocolos para obtenção de plasma rico em plaquetas na espécie equina. **Ciência Rural**, v. 43, n. 6, p. 1122–1127, 10 maio 2012.

PEZZANITE, L. M. et al. Distinct differences in immunological properties of equine orthobiologics revealed by functional and transcriptomic analysis using an activated macrophage readout system. **Frontiers in Veterinary Science**, v. 10, 16 fev. 2023.

ROZMAN P, BOLTA Z. Use of platelet growth factors in treating wounds and softtissueinjuries. *Acta Dermatovenerol Alp Panonica Adriat.*2008;16(4):156–65.

SCHMAIER, A. H. The elusive physiologic role of Factor XII. **Journal of Clinical Investigation**, 21 ago. 2008.

SETHI, D. et al. Systematic literature review evaluating evidence and mechanisms of action for platelet-rich plasma as an antibacterial agent. **Journal of Cardiothoracic Surgery**, v. 16, n. 1, 28 set. 2021.

SHARUN, K.; PAWDE, A. M.; AMARPAL. Classification and coding systems for platelet-rich plasma (PRP): a peek into the history. **Expert Opinion on Biological Therapy**, v. 21, n. 2, p. 121–123, 11 nov. 2020.

SHIN, H.-S.; WOO, H.-M.; KANG, B.-J. Optimisation of a double-centrifugation method for preparation of canine platelet-rich plasma. **BMC Veterinary Research**, v. 13, n. 1, 26 jun. 2017.

SILVA, R. et al. Evaluación del método del tubo para concentrar plaquetas caninas: estudio celular. **Archivos de medicina veterinaria**, v. 43, n. 1, p. 95–98, 2011.

SILVA, R. F.; CARMONA, J. U.; REZENDE, C. M. F. Comparison of the effect of calcium gluconate and batroxobin on the release of transforming growth factor beta 1 in canine platelet concentrates. **BMC Veterinary Research**, v. 8, n. 1, p. 121–121, 1 jan. 2012.

SILVA, R. F.; CARMONA, J. U.; REZENDE, C. M. F. Uso de plasma rico em plaquetas intra-articulares como tratamento pós-cirúrgico da ruptura do ligamento cruzado cranial num cão. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 64, n. 4, p. 847–852, ago. 2012.

SILVERTHORN, Dee Unglaub et al. *Fisiologia Humana: Uma Abordagem Integrada*. 7. ed. Porto Alegre: Artmed, 2017. p. 523–531, cap. 16.

SIMONA, P et al. Platelet Rich Plasma Eye Drops: Preparation, Storage and Clinical Use in Dogs and Cats.Preliminary Results. **Archives on Veterinary Science and Technology**, v. 1, n. 1, 10 fev. 2017.

SINGER, A. J.; CLARK, R. A. F. Cutaneous Wound Healing. **New England Journal of Medicine**, v. 341, n. 10, p. 738–746, 2 set. 1999.

SOMMELING, C. E. et al. The use of platelet-rich plasma in plastic surgery: A systematic review. **Journal of Plastic, Reconstructive & Aesthetic Surgery**, v. 66, n. 3, p. 301–311, mar. 2013.

STERN, M. E.; PFLUGFELDER, S. C. What We Have Learned From Animal Models of Dry Eye. **International Ophthalmology Clinics**, v. 57, n. 2, p. 109–118, 2017.

SUNDMAN, E. A. et al. The Anti-inflammatory and Matrix Restorative Mechanisms of Platelet-Rich Plasma in Osteoarthritis. **The American Journal of Sports Medicine**, v. 42, n. 1, p. 35–41, 5 nov. 2014.

TAMBELLA AM, MARTINS, CANTALAMESSA, A, et al. Platelet-rich plasma and other hemocomponents in veterinary regenerative medicine. *Wounds*. v. 30, n. 11, p. 329–336, 1 nov. 2018.

TAZIMA, M. DE F. G. S.; ANDRADE VICENTE, Y. A. DE M. V.; MORIYA, T. BIOLOGIA DA FERIDA E CICATRIZAÇÃO. **Medicina (Ribeirao Preto. Online)**, v. 41, n. 3, p. 259, 30 set. 2008.

TEMPLE-WONG, M. M. et al. Hyaluronan concentration and size distribution in human knee synovial fluid: variations with age and cartilage degeneration. **Arthritis Research & Therapy**, v. 18, n. 1, 21 jan. 2016.

UCHIYAMA, R. et al. Effect of Platelet-Rich Plasma on M1/M2 Macrophage Polarization. **International Journal of Molecular Sciences**, v. 22, n. 5, p. 2336, 26 fev. 2021.

WELCH, M. P. Temporal relationships of F-actin bundle formation, collagen and fibronectin matrix assembly, and fibronectin receptor expression to wound contraction. **The Journal of Cell Biology**, v. 110, n. 1, p. 133–145, 1 jan. 1990.

VATNIKOV, Y. A. et al. Effect of Autologous Plasma Treatment on the Cornea Regeneration with Keratoconjunctivitis Sicca in Dogs. **Journal of Animal Health and Production**, v. 8, n. 1, 2020.

VENDRAMIN, F.; FRANCO, D.; FRANCO, T. Método de obtenção do gel de plasma rico em plaquetas autólogo. **Revista Brasileira de Cirurgia Plástica**, v. 24, n. 2, p. 212–218, 2009.

VENDRUSCOLO, C. P. et al. Avaliação da eficácia de diferentes protocolos de preparo do Plasma Rico em Plaquetas para uso em Medicina Equina. **Pesquisa Veterinária Brasileira**, v. 32, n. 2, p. 106–110, fev. 2012.

VetStem PrecisePRP Canine and PrecisePRP Equine. Disponível em: <<https://vetstem.com/pprp.php>>. Acesso em: 17 mar. 2025.

WHITMAN, D. H.; BERRY, R. L.; GREEN, D. M. Platelet gel: an autologous alternative to fibrin glue with applications in oral and maxillofacial surgery. **Journal of Oral and Maxillofacial Surgery: Official Journal of the American Association of Oral and Maxillofacial Surgeons**, v. 55, n. 11, p. 1294–1299, 1 nov. 1997.

WILMIS DA. The role of pericorneal lacrimal film in the pathogenesis of dry eye syndrome. *Monthly J. Vet. Med.* 11:54, 2007.

WU, P. I-KUNG.; DIAZ, R.; BORG-STEIN, J. Platelet-Rich Plasma. **Physical Medicine and Rehabilitation Clinics of North America**, v. 27, n. 4, p. 825–853, nov. 2016.

YAMADA, A. L. M. et al. Plasma rico em plaquetas no tratamento de lesões condrais articulares induzidas experimentalmente em equinos: avaliação clínica, macroscópica, histológica e histoquímica. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v. 64, n. 2, p. 323–332, abr. 2012.

YOSHIDA, R.; MURRAY, M. M. Peripheral blood mononuclear cells enhance the anabolic effects of platelet-rich plasma on anterior cruciate ligament fibroblasts. **Journal of Orthopaedic Research®**, v. 31, n. 1, p. 29–34, 5 jul. 2013.

YUNG, Y.-L. et al. Optimisation of platelet concentrates therapy: Composition, localisation, and duration of action. **Asia-Pacific Journal of Sports Medicine, Arthroscopy, Rehabilitation and Technology**, v. 7, p. 27–36, jan. 2017.

ZHOU, Y. et al. The differential effects of leukocyte-containing and pure platelet-rich plasma (PRP) on tendon stem/progenitor cells - implications of PRP application for the clinical treatment of tendon injuries. **Stem Cell Research & Therapy**, v. 6, n. 1, 15 set. 2015.