



Instituto Politécnico
de Castelo Branco

Instituto Politécnico de Castelo Branco

Silva, Beatriz dos Santos

Relatório de estágio e descrição de atividades de enfermagem veterinária

<https://minerva.ipcb.pt/handle/123456789/4356>

Metadados

Data de Publicação	2024
Resumo	O presente relatório descreve as atividades desenvolvidas durante o estágio curricular incluído na licenciatura em Enfermagem Veterinária da Escola Superior Agrária de Castelo Branco. O estágio decorreu no Centro Veterinário Oliveiravet, de 15 de abril a 17 de maio de 2024, e na Clínica Veterinária da Covilhã, de 20 de maio a 4 de julho de 2024, totalizando 640 horas. No Centro Veterinário Oliveiravet foram acompanhadas atividades tanto em animais de companhia como em animais de pecuária. Na Cl...
Editor	IPCB. ESA
Palavras Chave	Animais de companhia, Inseminação artificial, Animais de produção, Colheita de sangue, Cirurgia
Tipo	report
Revisão de Pares	Não
Coleções	ESACB - Enfermagem Veterinária

Esta página foi gerada automaticamente em 2024-08-31T03:07:14Z com informação proveniente do Repositório



Relatório de estágio e descrição de atividades de Enfermagem Veterinária

Beatriz dos Santos Silva

Orientadores

Dra. Sílvia Pissarreira

Enf. Veterinária Sónia Miranda

Dr. Hugo Brancal

Relatório de Estágio apresentado à Escola Superior Agrária do Instituto Politécnico de Castelo Branco para cumprimento dos requisitos necessários à obtenção do grau de Licenciado em Enfermagem Veterinária, realizada sob a orientação científica da Professora Sílvia Dias Pissarreira, do Instituto Politécnico de Castelo Branco.

Julho 2024

Agradecimentos

Deixo aqui um agradecimento a todos os professores e à instituição de ensino por todo o conhecimento e oportunidades partilhadas, com especial atenção à professora Sílvia pela paciência e disponibilidade como orientadora.

À equipa do Centro veterinário Oliveiravet um obrigado pelo ensino e pela confiança que sempre me depositaram. Obrigado enfermeira Sónia, a minha ídola da enfermagem veterinária.

Agradeço à equipa da CVC pela oportunidade e por todo o ensino.

Obrigado Sarita pelo companheirismo.

Quero agradecer também à minha família, pelo apoio e pela compreensão da minha falta de tempo.

Por fim, um eterno agradecimento ao meu Tiago Miguel, por tudo.

Resumo

O presente relatório descreve as atividades desenvolvidas durante o estágio curricular incluído na licenciatura em Enfermagem Veterinária da Escola Superior Agrária de Castelo Branco. O estágio decorreu no Centro Veterinário Oliveiravet, de 15 de abril a 17 de maio de 2024, e na Clínica Veterinária da Covilhã, de 20 de maio a 4 de julho de 2024, totalizando 640 horas.

No Centro Veterinário Oliveiravet foram acompanhadas atividades tanto em animais de companhia como em animais de pecuária. Na Clínica Veterinária da Covilhã, o foco foi exclusivamente em animais de companhia.

Ao longo do relatório é apresentada uma descrição detalhada das funções praticadas no âmbito da enfermagem veterinária, assim como a contenção animal, colheita de sangue, colocação de cateter endovenoso, monitorização anestésica e colheita de sémen em ovinos.

Durante o período de estágio foram observados 407 animais de companhia e 1007 animais de produção.

Palavras chave

Animais de companhia; Animais de produção; Cirurgia; Colheita de sangue; Inseminação artificial

Abstract

This report describes the activities developed during the curricular internship included in the degree of Veterinary Nursing at the Escola Superior Agrária de Castelo Branco. The internship took place at the Oliveiravet Veterinary Center from April 15th to May 17th, 2024 and at the Covilhã Veterinary Clinic, from May 20th to July 4th, 2024, totaling 640 hours.

At the Oliveiravet Veterinary Center the activities were developed in both companion and farm animals. At the Covilhã Veterinary Clinic, the focus was exclusively on companion animals.

Throughout the report a detailed description of the most common functions of the veterinary nurse practice is presented including animal restraint, blood collection, intravenous catheter placement, anesthetic monitoring and semen collection in rams .

During the internship period, 407 companion animals and 1007 production animals were observed.

Keywords

Companion animals; Production animals; Surgery; Blood collection; Artificial insemination.

Índice

Agradecimentos.....	III
Resumo.....	V
Palavras chave.....	V
Abstract.....	VII
Keywords	VII
Índice de figuras	XI
Lista de tabelas.....	XIII
Lista de gráficos	XIII
Lista de abreviaturas, siglas e acrónimos.....	XV
1. Introdução.....	1
2.Caracterização do CAMV.....	2
2.1 Centro veterinário Oliveiravet.....	2
2.2 Clínica Veterinária da Covilhã.....	2
3.Casuística.....	3
3.1. Centro Veterinário Oliveiravet	3
3.2. Clínica Veterinária da Covilhã.....	6
4. Descrição de atividades de enfermagem em animais de companhia.....	8
4.1. Contenção animal.....	8
4.2. Colheita de sangue.....	8
4.3. Cateterização	10
4.4. Fluidoterapia	11
4.5. Administração de fármacos	13
4.6. Colocação de pensos	15
4.7. Cirurgia	15
4.8. Tosquias e banhos	21
5.Descrição de atividades de enfermagem em animais de produção.....	22
5.1. Profilaxia, identificação e planos de erradicação em pequenos ruminantes.....	22
5.2. Maneio reprodutivo em ovinos	25
6. Conclusão.....	28
7.Bibliografia.....	29
Anexo I.....	31
Anexo II	33
Anexo III.....	36
Anexo IV.....	37
Anexo V	38

Anexo VI	40
Anexo VII.....	41
Anexo VIII.....	43

Índice de figuras

Figura 1- Material necessário para a colheita de sangue.	9
Figura 2- Tubos utilizados na CVC para colheita de sangue.....	9
Figura 3- Colheita de sangue na veia jugular em felídeo.....	9
Figura 4- Cateter rosa de 20G; Cateter azul de 22G; Cateter amarelo de 24 G.	10
Figura 5- Material necessário para a cateterização.....	10
Figura 6- Procedimento de cateterização.....	11
Figura 7- Sistema de soro (à esquerda) e unidade de soro de NaCl- 0,9% (à direita).	12
Figura 8- Ato de sangrar um sistema de soro.....	12
Figura 9- Sistema de soro acoplado num cateter intravenoso na veia safena.	12
Figura 10- Administração de fármaco por via subcutânea.	14
Figura 11- Administração de fármaco por via intramuscular, no músculo semitendinoso.....	14
Figura 12- Administração de fármaco por via intravenosa, realizada no sistema de soro.....	14
Figura 13- Administração de comprimido via oral com o auxílio de uma seringa.	14
Figura 14- Tricotomia.....	17
Figura 15- Assepsia.....	17
Figura 16- Avaliação do diâmetro do tubo endotraqueal pela largura do septo nasal.....	18
Figura 17- Avaliação do comprimento do tubo endotraqueal pela distância da boca à espinha da escápula.....	18
Figura 18- Localização dos elétrodos.....	19
Figura 19- Localização do pulsioxímetro e do termómetro.....	19
Figura 20- Monitor multiparamétrico e legenda dos respetivos parâmetros	19
Figura 21- Material necessário para realização de tosquia, da esquerda para a direita e de cima para baixo: champô, amaciador, perfume, amaciador para pelo seco, spray de brilho, removedor de nós, pente ancinho, tesoura de desbaste, tesoura de corte, cardadeira, laços, máquina de tosquia, lâmina nº10, e corta unhas.....	21
Figura 22- Vacina utilizada na vacinação contra a Língua Azul.	23
Figura 23- Vacina utilizada na vacinação contra as clostridioses.....	23
Figura 24- Colheita de sangue na veia jugular, em ovino.....	24
Figura 25- Tubos utilizados na colheita de sangue.	24
Figura 26- Administração de bolo reticular em caprino.	24
Figura 27- Colocação de brinco convencional em ovino.	24
Figura 28- Administração de desparasitante por via oral em ovino.	25
Figura 29- Administração de desparasitante por via subcutânea.....	25
Figura 30- Contenção do carneiro.....	25
Figura 31- Eletroestimulador.	25
Figura 32- Eletroestimulação.....	25
Figura 33- Tubo com funil e luva de apoio junto ao pénis do animal para a colheita do sémen.	26
Figura 34- Sémen colhido.....	26
Figura 35- Microscópio ótico com fonte externa de aquecimento.	26

Figura 36- Copo com água a 33°C com ampola de ácido acético, termómetro e sémen diluído.....	27
Figura 37- Sucção do sémen diluído para o interior das palhinhas.	27
Figura 38- Recipiente levado para o ato de inseminação.	27
Figura 39- Procedimento da inseminação artificial realizada.	28
Figura 40 - Receção e sala de espera.	31
Figura 41 - Consultório.	31
Figura 42 - Sala de tosquias e banhos.	31
Figura 43 - Sala de tratamento e análises clínicas.	31
Figura 44- Sala de cirurgia.	32
Figura 45- Sala de esterilização de material.	32
Figura 46 - Sala de recobro.	32
Figura 47- Receção e sala de espera para cães.	33
Figura 48- Sala de espera para gatos.	33
Figura 49- Corredor de acesso aos consultórios.	33
Figura 50- Consultório para cães.	33
Figura 51- Sala de análises clínicas.	34
Figura 52- Recobro para cães.	34
Figura 53- Recobro para gatos.	34
Figura 54- Recobro para animais com doenças infecciosas.	34
Figura 55- Sala de cirurgia.	34
Figura 56- Sala de dentisteria.	34
Figura 57- Sala de recobro pós-cirúrgico.	35
Figura 58- Sala de radiografia.	35
Figura 59- Sala de ecografia.	35
Figura 60- Hotel para gatos.	35
Figura 61- Hotel para cães.	35
Figura 62- Contenção do animal para exame físico.	36
Figura 63- Contenção do animal para colheita de sangue na veia jugular.	36
Figura 64- Contenção animal para colheita de sangue na veia femoral.	36
Figura 65- Contenção do animal para cateterização.	36
Figura 66- Contenção do animal para colheita de sangue na veia safena.	36
Figura 67- Colheita de sangue na veia safena.	37
Figura 68- Colheita de sangue na veia femoral.	37
Figura 69 - Transfusão sanguínea.	39
Figura 70- Lesão após tricotomia e desinfeção da ferida.	41
Figura 71- Material utilizado para a realização do penso.	41
Figura 72- Aplicação de mel e pomada cicatrizante.	41
Figura 73- Camada primária: Compressa de não tecido.	41
Figura 74- Camada secundária: ligadura não elástica.	41
Figura 75- Camada secundária: ligadura elástica.	42
Figura 76- Camada terciária: ligadura coesiva.	42
Figura 77 - Protocolo usado até à inseminação artificial.	43

Lista de tabelas

Tabela 1- Número de animais de companhia observados no Centro Veterinário Oliveiravet.	3
Tabela 2 – Número de animais observados por área clínica e/ou patologia.	4
Tabela 3- Número de animais de produção observados, por espécie.....	5
Tabela 4 - Distribuição dos animais observados por área clínica.....	5
Tabela 5- Número de animais de companhia observados na CVC, por espécie.	6
Tabela 6 – Número de animais acompanhados segundo a sua patologia/condição e a respetiva área clínica. *Cirurgia- os casos cirúrgicos acompanhados encontram-se na tabela 10.....	6
Tabela 7 – Classificação do risco cirúrgico (ASA). Nota: Pode ainda ser adicionada a letra E à frente do número quando a cirurgia é de carácter urgente. Tabela adaptada de (Duke-Novakovski, Vries, e Seymour 2016)	16
Tabela 8- Parâmetros a avaliar para classificar a profundidade anestésica. Adaptado de: (Duke-Novakovski, Vries, e Seymour 2016).	17
Tabela 9- Parâmetros de monitorização durante a anestesia (Duke-Novakovski, Vries, e Seymour 2016).	20
Tabela 10- Número de cirurgias observadas por tipologia.....	20

Lista de gráficos

Gráfico 1- Contagem das atividades desenvolvidas no Centro Veterinário Oliveiravet.	4
Gráfico 2 – Contagem das atividades desenvolvidas na CVC.....	7

Lista de abreviaturas, siglas e acrónimos

ASA – *American Society of anesthesiologists*

ANCOSE - Associação Nacional de criadores de Ovinos da Serra da Estrela

CAMV- Centro de atendimento médico-veterinário

CVC- Clínica Veterinária da Covilhã

eCG- Hormona coriónica equina

EDTA – *Ethylenediamine tetraacetic acid*

FeLV -Leucemia felina

EV – Enfermeiro(a) Veterinário(a)

FIV – Imunodeficiência felina

FSH – Hormona estimulante de folículos

G – Gauge

GnRH – Hormona libertadora de gonadotrofinas

IA- Inseminação artificial

IM – Intramuscular

IV – Intravenosa

LH – Hormona luteinizante

ml – mililitros

MV – Médico(a) Veterinário(a)

Na – Sódio

NaCl – Cloreto de sódio

OPSA – Organização de Produtores para a Sanidade Animal

P4 – Progesterona

PGF2 α – Prostaglandina

PISA – Plataforma Informática para a Saúde Animal

SC – Subcutânea

SNIRA – Sistema Nacional de Informação e Registo Animal

1. Introdução

O estágio curricular consiste numa etapa fundamental no processo de formação dos alunos de Enfermagem Veterinária, proporcionando a oportunidade de aplicar conhecimentos teóricos e práticos adquiridos na licenciatura, adaptando esse conhecimento ao quotidiano clínico envolvente.

Este relatório tem como objetivo descrever e analisar as atividades realizadas durante o estágio, que ocorreu no Centro Veterinário Oliveiravet e na Clínica Veterinária da Covilhã (CVC), abrangendo um total de 640 horas.

O estágio foi dividido em duas fases: a primeira no Centro Veterinário Oliveiravet, em Oliveira do Hospital, de 15 de abril a 17 de maio, onde houve a oportunidade de trabalhar com animais de companhia e animais de espécies pecuárias, permitindo uma experiência diversificada e abrangente. A segunda fase ocorreu na Clínica Veterinária da Covilhã, em Boidobra, de 20 de maio a 4 de julho, focando-se exclusivamente em animais de companhia. Através deste estágio, foi possível aprofundar conhecimentos em cuidados de recobro, assistências cirúrgicas e prática diária clínica, bem como melhorar habilidades de comunicação interpessoal.

Neste relatório é enunciado o número de animais acompanhados, a área clínica e a patologia em que se encontravam e ainda uma breve descrição de algumas atividades realizadas, as quais se enquadram nas funções de um(a) enfermeiro(a) veterinário(a).

2. Caracterização do CAMV

2.1 Centro veterinário Oliveiravet

O primeiro local de estágio realizou-se em colaboração com a empresa Estrelavet Lda., à qual pertencem a Clínica Veterinária do Crestelo, situada em Seia e fundada em março de 2016 e o Centro Veterinário Oliveiravet, localizado em Oliveira do Hospital e fundado em outubro de 2023, tendo sido o estágio realizado neste último CAMV.

O corpo clínico é constituído por 4 médicos veterinários (MV) e 3 enfermeiros veterinários (EV).

O estabelecimento é composto por receção e sala de espera com casa de banho para o público; sala de banhos e tosquias; dois consultórios médicos; uma sala de tratamento, onde se realiza a preparação pré-cirúrgica e análises clínicas; uma sala de cirurgia; uma sala de esterilização do material cirúrgico; uma sala de recobro para cães e gatos; um escritório, uma casa de banho para o público, balneário para os funcionários e cozinha. O CAMV não contém aparelhos de imagiologia, porém, quando necessário realizar radiografia, o animal é transportado à Clínica Veterinária do Crestelo para a sua concretização. As imagens do estabelecimento seguem-se no anexo I.

O centro oferece os seguintes serviços a animais de companhia: consultas de profilaxia, registo e identificação animal; consultas médicas; cirurgias; meios complementares de diagnóstico, como análises clínicas e imagiologia (radiografia e ecografia) e banhos e tosquias. Quanto aos serviços prestados em animais de produção são: registo e identificação eletrónica; cumprimento do protocolo sanitário (vacinação e desparasitação); colheita de sangue para rastreio laboratorial e clínica de assistência a animais doentes.

O CAMV tem um horário de atendimento das 10:00 às 19:30 horas, com hora de almoço das 12:30 às 14:30 horas, aos dias úteis, e das 9:00 às 13:00 horas aos sábados, estando assim encerrados aos domingos e feriados. Possui ainda serviço de urgência 24 horas no qual o médico de urgência é contactado, via telefónica, e dirige-se à clínica, se assim for necessário. No período de estágio o horário executado foi das 8:30 às 20:00 horas, sendo o período matinal dedicado ao trabalho com animais de produção e posterior à hora de almoço o trabalho decorria na clínica, com pequenos animais. Ainda aos sábados e feriados o horário realizado foi das 9:00 às 21:00 a prestar serviço a animais de produção, perfazendo assim um total de 282 horas realizadas neste CAMV.

2.2 Clínica Veterinária da Covilhã

A Clínica Veterinária da Covilhã, situada em Boidobra, foi o segundo local de estágio, decorrido de 20 de maio a 4 de julho de 2024. O CAMV foi fundado a julho de 2002 pelo Dr. Hugo Brancal, o diretor clínico. Atualmente designa-se Hospital Veterinário da Covilhã, tendo sido enunciado esta evolução de meio clínico para meio hospitalar dia 24 de junho de 2024.

O corpo clínico é composto por 8 MV, 7 EV, dois auxiliares veterinários, 4 rececionistas, um gestor de operações e stock e um responsável de marketing e relações-públicas.

Quanto à sua estrutura é constituída por: receção, com uma sala de espera para cães e outra para gatos; dois consultórios para cães e um consultório para gatos; uma sala para análises clínicas; recobro para cães, outro para gatos e ainda para animais com doenças infecciosas; uma sala de cirurgia; uma sala para procedimentos odontológicos; uma sala de recobro pós-cirúrgico; uma sala de radiografia e outra de ecografia; uma zona interior de hotel para gatos e outra exterior para cães; uma sala de refeições, uma sala de reuniões e biblioteca e dois balneários.

No anexo II encontram-se imagens da estrutura do CAMV assim como uma descrição mais detalhada dos espaços.

Os serviços disponíveis neste CAMV são: consultas de profilaxia; consultas de especialidade; consultas de clínica geral; análises clínicas; ecografia, ecocardiografia, radiografia; cirurgia geral; cirurgia ortopédica; eletrocardiograma; venda de alimento para animais de companhia; recobro de animais em ambulatório; domicílios e urgências 24 horas.

A clínica tem atendimento ao público das 10:00 às 20:00 horas nos dias úteis e das 10:00 às 18:00 horas aos sábados, estando encerrada aos domingos e feriados. Fora do horário de atendimento, o CAMV disponibiliza serviço de urgência, via telefónica.

No decorrer do estágio houve dois horários praticados nos dias úteis: das 9:00 às 20:00 horas e das 12:00 às 22:00 horas, permanecendo em cada um dos horários duas semanas. Aos sábados o horário realizado foi das 8:00. às 20:00 horas. Em qualquer um dos horários praticados era realizada uma pausa de 1 hora. Desta forma foi possível perfazer um total de 358 horas neste local de estágio

3. Casuística

Este capítulo é dedicado à descrição da casuística ao longo do período de estágio, dividida pela ocorrência nos diferentes CAMV.

3.1. Centro Veterinário Oliveiravet

Na tabela 1 são apresentados todos os animais em que houve contacto, não só por patologia e profilaxia como também se incluem os animais recebidos na área de estética.

Tabela 1- Número de animais de companhia observados no Centro Veterinário Oliveiravet.

Espécie	Quantidade
Canídeos	75
Felídeos	44
Total	119

O motivo de observação dos animais descritos na Tabela 1 encontra-se discriminado na Tabela 2, por área clínica, com distinção entre felídeos e canídeos.

Tabela 2 - Número de animais observados por área clínica e/ou patologia.

Área clínica	Patologia/ Condição	Felídeos	Canídeos	Total
Infeciologia	FIV	3		12
	FeLV	2		
	Parvovirose		7	
Traumatologia	Fratura óssea	2	2	9
	Laceração cutânea	3	2	
Otorrinologia	Otite		2	2
Odontologia	Doença periodontal	3		7
	Abcesso da raiz do carniceiro		2	
	Acumulação de tártaro		2	
Dermatologia	Dermatite fúngica	1		2
	Dermatite húmida		1	
Endocrinologia	Hipertireoidismo	3		5
	Diabetes	2		
Parasitologia	Ehrliquiose	2		9
	Leishmaniose		3	
	Sarna sarcótica		4	
Nefrologia	Insuficiência renal	4	1	6
	Obstrução urinária	1		
Profilaxia		3	9	12
Neonatologia		5	9	14
Cirurgia	Ovariohisterectomia	5	4	19
	Orquiectomia	4	5	
	Mastectomia		1	
Ginecologia	Piômetra	1	2	3
Oncologia	Carcinoma mamário		2	2
Total		44	58	102

No gráfico 1 é apresentado o número de atividades desenvolvidas.

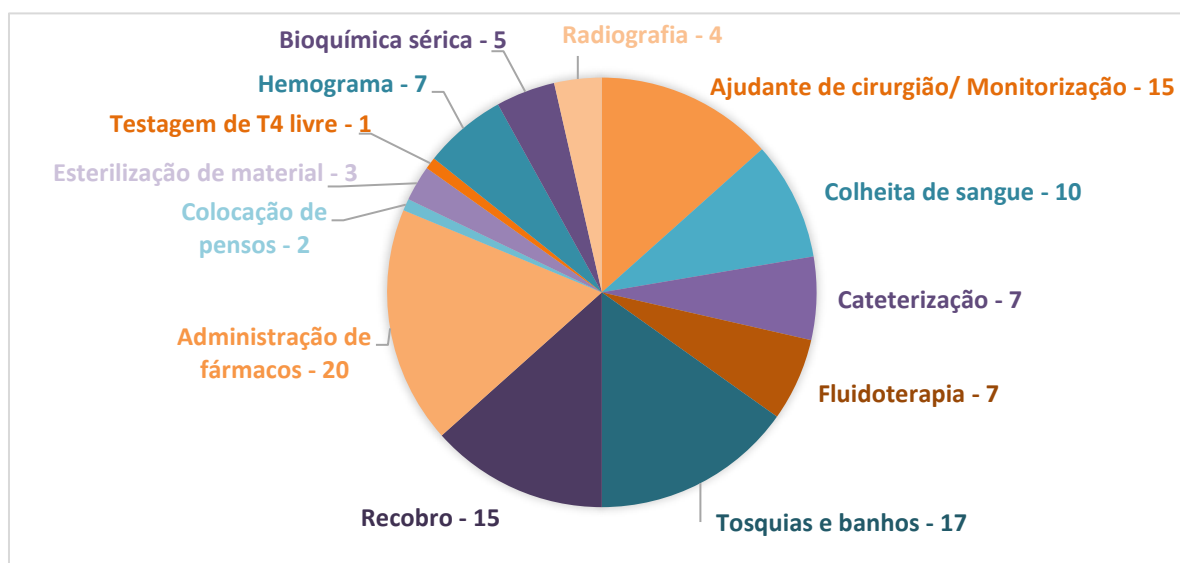


Gráfico 1- Contagem das atividades desenvolvidas no Centro Veterinário Oliveiravet.

As atividades desenvolvidas no âmbito de animais de produção realizaram-se no período de estágio de 15 de abril a 17 de maio, de forma domiciliária. As ações profiláticas realizadas nestes animais decorrem de uma parceria entre a empresa Estrelavet Lda. e a organização de produtores para a Sanidade Animal (OPSA) Associação Nacional de criadores de Ovinos da Serra da Estrela (ANCOSE).

Nas tabelas 3 e 4 estão quantificados os animais observados e as respetivas áreas clínicas.

Tabela 3- Número de animais de produção observados, por espécie.

Espécie	Quantidade
Ovinos	622
Caprinos	369
Asininos	3
Bovinos	11
Suínos	2
Total	1007

Tabela 4 - Distribuição dos animais observados por área clínica

Área clínica	Ovinos	Caprinos	Bovinos	Asininos	Suínos	Total
Medicina preventiva	594	369	11	3		977
Reprodução	22					22
Traumatologia	4					4
Pneumologia	1				1	2
Obstetrícia	1					1
Dermatologia					1	1
Total	622	369	11	3	2	1007

A medicina preventiva engloba o ato de vacinação, desparasitação, colheita de sangue e identificação dos animais.

Na área da reprodução incluem-se dois ovinos machos para colheita de sémen e 20 ovinos fêmeas nas quais foi realizada inseminação artificial. Dos quatro casos de traumatologia observados em ovinos três foram lacerações cutâneas, causadas por mordida de cão, e o quarto uma fratura completa da tíbia. Ainda em ovinos foi também possível dar apoio num caso de distocia, contabilizado na área clínica de obstetrícia. Quanto aos suínos foi observado um animal com pneumonia e outro com um abscesso cutâneo.

Quanto à descrição das atividades desenvolvidas, como na sua maioria foram praticadas na área de medicina preventiva, não foi possível contabilizar cada atividade realizada individualmente como colheita de sangue, administração de fármacos e colocação de brincos auriculares e do bolo reticular e respetivo registo.

3.2. Clínica Veterinária da Covilhã

De seguida apresenta-se o número de animais observados neste CAMV (Tabela 5), bem como a área clínica e respetivas condições que os animais apresentaram (Tabela 6).

Tabela 5- Número de animais de companhia observados na CVC, por espécie.

Espécie	Quantidade
Canídeos	212
Felídeos	132
Total	344

Tabela 6 - Número de animais acompanhados segundo a sua patologia/condição e a respetiva área clínica.
*Cirurgia- os casos cirúrgicos acompanhados encontram-se na tabela 10.

Área clínica	Patologia/ Condição	Felídeos	Canídeos	Total
Infeciologia	FIV	6		21
	FeLV	3		
	Parvovirose		9	
	Peritonite infecciosa felina	2		
	Leptospirose		1	
Traumatologia	Fratura óssea	2	7	22
	Laceração cutânea	3	10	
Otorrinologia	Otite		4	12
	Corpo estranho auricular		5	
	Otohematoma		3	
Estomatologia	Doença periodontal	3	6	15
	Abcesso da raiz do carniceiro		2	
	Acumulação de tártaro		2	
	Gengivite	2		
Dermatologia	Dermatite fúngica	1		4
	Dermatite húmida		1	
	Piodermatite		4	
Endocrinologia	Hipertiroidismo	5		33
	Hipotiroidismo		8	
	Síndrome de Cushing		10	
	Diabetes	7	3	
Parasitologia	Sarna sarcótica		1	11
	Leishmaniose		5	
	Dermatite alérgica à picada da pulga		3	
	Malassezia		2	
Urologia	Insuficiência renal	15	3	32
	Obstrução urinária	5		
	Cistite idiopática	3		
	Infeção urinária	6	2	
Oftalmologia	Entrópion	2		9

	Corpo estranho	5	2	
Neonatologia		16	9	25
Obstetrícia	Parto distócico	2		2
Cirurgia*				
Ginecologia e Andrologia	Piómetra	3	5	14
	Cálculo uretral	2		
	Ovário poliquístico	3	1	
Oncologia	Carcinoma mamário		1	7
	Carcinoma das células escamosas	2		
	Adenoma pulmonar	1	1	
	Linfoma	1	1	
Cardiologia	Cardiomiopatia dilatada		4	25
	Cardiomiopatia hipertrófica		2	
	Insuficiência cardíaca congestiva	5	6	
	Insuficiência valvular mitral	2	6	
Gastroenterologia	Disbiose		4	28
	Gastroenterite		7	
	Pancreatite	2	9	
	Colangite	2		
	Hepatite		4	
Total		111	157	268

No gráfico 2 estão quantificadas as atividades desenvolvidas na CVC.

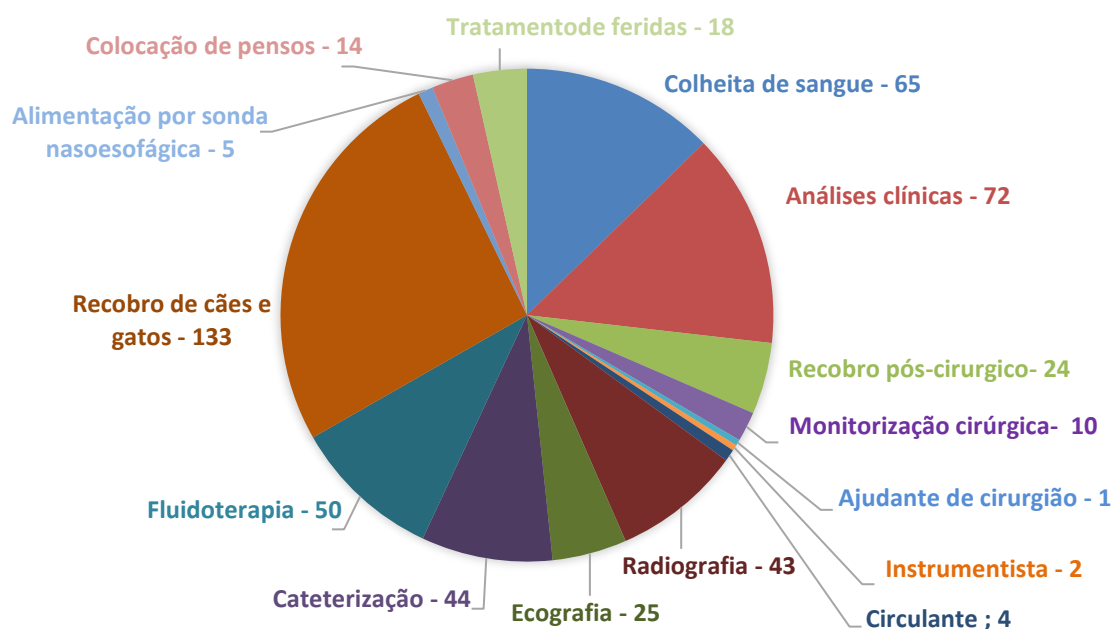


Gráfico 2 - Contagem das atividades desenvolvidas na CVC.

4. Descrição de atividades de enfermagem em animais de companhia

4.1. Contenção animal

Designa-se contenção animal o uso de técnicas utilizadas com o objetivo de limitar o movimento do animal visando facilitar a manipulação, tratamento e diversos procedimentos veterinários. Podem ser utilizadas técnicas manuais ou fazer uso de equipamentos próprios como as jaulas de contenção, açaimes ou laços (Yin 2009).

Uma correta contenção é essencial, seja qual for o procedimento a realizar, para manter a segurança tanto da equipa como do animal. A forma de conter um animal depende da finalidade para a qual é necessária (Yin 2009).

Durante o período de estágio foi possível realizar a contenção de cães e gatos para procedimentos como administração de fármacos, cateterização e colheita de sangue. Para tal foram utilizadas as contenções apresentadas no [anexo III](#).

4.2. Colheita de sangue

A colheita de sangue é o ato de obtenção de uma amostra de sangue de um paciente e uma das atividades mais comuns a realizar no âmbito clínico. A amostra de sangue tem várias finalidades, como por exemplo, realização de analítica de rotina, controlo pré-cirúrgico, pesquisa de hemoparasitas, tipificação sanguínea, entre outros (Thrall et al. 2022).

Existem dois grandes grupos de análises realizadas ao sangue: a hematologia e as bioquímicas séricas. Com a hematologia é possível mensurar os valores do hemograma (ex. hematócrito, leucograma, número de plaquetas, entre outros) em que há recurso a uma amostra de sangue total, e com as análises bioquímicas séricas, as proteínas séricas, a glucose sérica, a ureia e creatinina séricas, entre outros, consoante o parâmetro que se requer avaliar, onde é utilizado o soro sanguíneo (Thrall et al. 2022).

A escolha do tubo de colheita depende da análise a realizar. São utilizados tubos com EDTA nas análises de hematologia e tubos com heparina no caso da analítica bioquímica. Salienta-se que os tubos de colheita poderão ter outro meio químico, no entanto, estes foram os tubos utilizados durante o período de estágio. Por este motivo é importante saber previamente à colheita qual será a análise a realizar para que seja escolhido o tudo adequado (Thrall et al. 2022).

A amostra de sangue pode ser colhida de diversos locais como a veia cefálica, a veia safena, a veia jugular ou a veia femoral. A decisão sobre qual o vaso a utilizar depende de vários fatores: preferência do operador, calibre do vaso ou até da necessidade de futura cateterização (Mullineaux e Jones 2007). A escolha baseia-se nas vantagens e desvantagens de cada técnica. A veia cefálica é utilizada pela sua fácil identificação e acessibilidade, no entanto, este local é desvantajoso quando o paciente se encontra em hipotensão ou quando existe possibilidade de posterior cateterização, por exemplo, numa situação de pré-cirurgia. Já o uso da veia jugular é muito vantajoso quando há necessidade de um grande volume de sangue, em animais com hipotensão ou choque, ou quando a veia cefálica é necessária para intervenções como

fluidoterapia ou administração de fármacos. A veia jugular, contudo, pode ser desvantajosa para pessoas inexperientes uma vez que há maior dificuldade na sua identificação. Esta veia é considerada a melhor para obtenção de uma amostra sanguínea (Mullineaux e Jones 2007).

A colheita de sangue na veia safena é vantajosa pelo fácil acesso e pela sua localização superficial, no entanto, é de menor calibre o que pode ser mais suscetível a colapsos ou danos durante a punção, principalmente em gatos (Valenciano e Cowell 2020). Já a veia femoral é útil na obtenção de uma pequena amostra de sangue, contudo, além de causar mais stress ao animal também tem maior risco de complicações pela proximidade à artéria e a nervos femorais (Valenciano e Cowell 2020).

Durante o período de estágio foi possível realizar: 38 colheitas na veia jugular, 21 na veia safena e 16 na veia femoral.

Previamente à colheita é essencial selecionar o material necessário como: luvas, agulha, seringa, tubos, álcool a 70% ou clorexidina a 1% e algodão, como representado na figura 1.



Figura 1- Material necessário para a colheita de sangue.

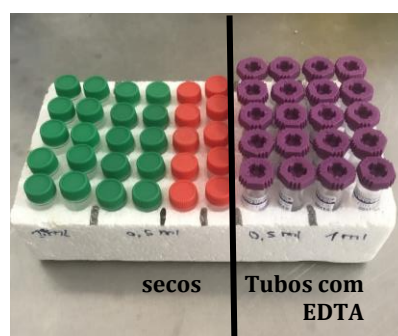


Figura 2- Tubos utilizados na CVC para colheita de sangue.

Na figura 2 são apresentados os tubos utilizados para análises bioquímicas, tubos secos (à esquerda) e para hemograma, tubos com EDTA (à direita).

Uma vez que a colheita na veia jugular foi a mais comum segue-se o procedimento para a sua execução e as restantes no [anexo IV](#) (Aspinall, s.d.):

- 1- Colocar o animal numa posição sentada, decúbito esternal ou esfinge, junto à extremidade da mesa ou no chão, consoante o tamanho do animal;
- 2- Elevar a cabeça do animal, com ligeira rotação lateral e esticar os membros anteriores do animal para baixo;
- 3- Aplicar pressão no sulco jugular para ingurgitar a veia;
- 4- Aplicar álcool a 70% no local a colher;
- 5- Realizar a colheita.



Figura 3- Colheita de sangue na veia jugular em felídeo

4.3. Cateterização

A colocação de um cateter endovenoso (cateterização) é realizada com o objetivo de ter uma via aberta para diferentes procedimentos como fluidoterapia, administração de fármacos em anestesia, internamento ou episódios de urgência.

A escolha do cateter é influenciada pela espécie animal a que se destina e o calibre venoso. No entanto, deve ser selecionado o de maior calibre possível para o paciente, permitindo que o fluido a administrar flua rapidamente e diminuindo o risco de obstrução. Os cateteres são classificados em função do seu calibre (diâmetro) usando como unidade o Gauge (G). Nesta unidade quanto maior o valor em Gauge menor o calibre do cateter (Mullineaux e Jones 2007).



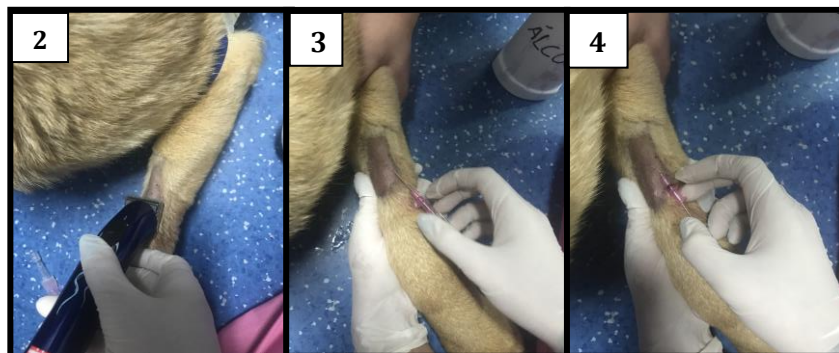
Figura 4- Cateter rosa de 20G; Cateter azul de 22G; Cateter amarelo de 24 G.



Figura 5- Material necessário para a cateterização.

No decorrer do estágio foi possível cateterizar 51 animais. O ato de colocação de cateter inicia-se pela escolha do material necessário como: luvas, máquina de tricotomia, fita de garrote, álcool a 70% ou clorexidina a 1%, cateter e adesivo (figura 5) e deve ser executado da seguinte forma (Aspinall, s.d.):

- 1- Contenção do animal;
- 2- Tricotomia do local onde será colocado o cateter;
- 3- Garrote feito por outra pessoa ou fita de garrote;
- 4- Inserir o cateter, lentamente, até aparecer sangue no manguito;
- 5- Retirar o estilete e colocar a tampa;
- 6- Fixar o cateter com adesivo.



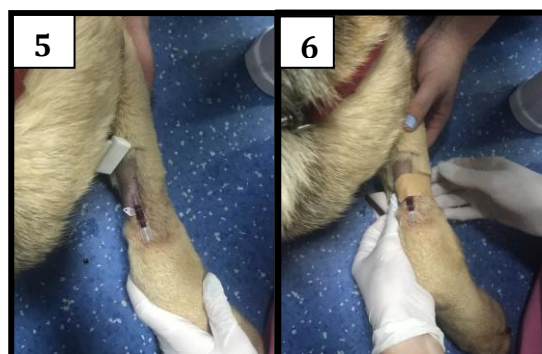


Figura 6- Procedimento de cateterização.

Salienta-se que um cateter intravenoso deve ser removido e recolocado noutra veia a cada 48 horas, quando o tempo de cateterização excede um período superior a dois dias, devendo ser verificada a sua viabilidade 4 vezes ao dia para descartar ocorrência de hematomas, deslocamentos do cateter (infiltração) ou flebites (Mullineaux e Jones 2007).

4.4. Fluidoterapia

Existem variados métodos para administração de fluídos: por via intravenosa, subcutânea e intraóssea, tendo sido exclusivamente a via intravenosa praticada neste período de estágio.

Os fluídos que podem ser administrados dividem-se em dois grupos: os cristaloides e os coloides.

Os cristaloides são fluídos com partículas de relativamente baixo peso molecular que contribuem para a pressão osmótica pelo seu efeito no espaço intersticial. Estes são capazes de se deslocarem do espaço intravascular para o espaço intersticial e vice-versa, dependendo da osmolaridade da solução administrada. Existem três tipos de soluções de cristaloides: hipotónica, isotónica e hipertónica (Donohoe, s.d.).

A solução hipotónica contém menor osmolaridade que o sangue, tendo como funções a manutenção de fluídos corporais ou o restabelecimento dos fluídos extravasculares e por isso é administrada principalmente em situação de internamento cuja doença causa perdas contínuas superiores às do metabolismo para prevenir a perda de água e eletrólitos. Exemplo desta solução é o NaCl 0,45% (Donohoe, s.d.).

A solução isotónica é usada com o objetivo de reposição de fluídos no espaço intersticial, para animais que apresentam sinais clínicos de desidratação. Estes fluídos contêm concentrações de sódio semelhantes às do sangue como por exemplo a solução de NaCl a 0,9% e o Lactato de Ringer composto por lactato que provoca um aumento do pH sanguíneo pela formação de bicarbonato após a sua metabolização no fígado e por isso está recomendada a sua utilização em caso de acidose metabólica (Donohoe, s.d.).

A solução hipertónica contém maior osmolaridade que o sangue pela elevada concentração, por exemplo, de sódio (Na) ou glucose. Permite uma rápida expansão do volume vascular pelo deslocamento de fluídos intersticiais para o espaço intravascular. Esta é vantajosa em casos de choque hipovolémico e não indicada em

caso de desidratação. Ainda assim é recomendado a administração de uma solução isotônica após a fluidoterapia hipertônica, para evitar a desidratação intracelular. São exemplos de soluções hipertônicas o manitol e NaCl a 7,5% (Donohoe, s.d.).

Os coloides contêm moléculas de grandes dimensões como proteínas e polissacarídeos sintéticos, maiores que as dos cristalóides, aumentando a pressão oncótica e restabelecendo a volêmia de forma mais duradoura que os cristalóides. Estes dividem-se em naturais, como por exemplo, sangue (total ou concentrado de eritrócitos), plasma sanguíneo (fresco ou congelado) e crioprecipitado; e sintéticos, como gelatinas, dextrans e hidroxietilamidas (Donohoe, s.d.).

Durante o período de estágio, além de acompanhar diversos animais em fluidoterapia, foi possível acompanhar 3 transfusões de concentrado de eritrócitos e 7 de plasma sanguíneo congelado. No anexo V é apresentado o procedimento de transfusão de concentrado de eritrócitos e plasma, realizado no estágio, incorporado na apresentação de um caso clínico acompanhado.

Para a fluidoterapia endovenosa, a mais utilizada durante o período de estágio, é necessário a cateterização, descrita no ponto 4.3. Após cateterização é acoplado o sistema de soro ao cateter, como mostrado na figura 9, ao qual foi retirado todo o ar no seu interior, vulgarmente designado por “sangrar o sistema”. Tanto o sistema como o fluido para infusão deverão estar estéreis e serem cuidadosamente manipulados para evitar contaminação.



Figura 7- Sistema de soro (à esquerda) e unidade de soro de NaCl- 0,9% (à direita).



Figura 8- Ato de sangrar um sistema de soro.



Figura 9- Sistema de soro acoplado num cateter intravenoso na veia safena.

As soluções cristalóides que foram utilizadas durante o estágio foram: NaCl 0,9% e Lactato de Ringer.

O cálculo da quantidade de fluídos a administrar envolve a determinação do volume de manutenção que contabiliza as perdas diárias fisiológicas (como urina, transpiração, respiração, saliva e fezes) para o qual foi utilizada a seguinte fórmula: $30 \times \text{peso vivo} + 70$ (Byers 2017). Acresce a este volume o défice hídrico, calculado, em função das perdas por desidratação, da seguinte forma: $\% \text{ de desidratação} / 100 \times \text{peso vivo} \times 1000$ e ainda a quantidade de fluídos perdidos não fisiológicos (como diarreia e vômito) em que se acrescenta a quantidade de fluídos ao volume total a administrar de solução de reposição (Byers 2017).

Quanto à taxa de administração, os valores dos cálculos anteriormente referidos devem ser somados e administrados em 24 horas, excetuando casos de desidratação

extrema em que é aconselhado administrar a metade do volume de desidratação nas primeiras 6-8 horas e o restante nas próximas 16-18 horas (Ettinger, Feldman, e Côté 2017). Após as primeiras 24 horas o paciente deve ser reavaliado e a taxa de administração pode ser reajustado consoante a resposta deste (Ettinger, Feldman, e Côté 2017). Estes foram os cálculos utilizados durante o período de estágio que vão de encontro às referências bibliográficas.

A administração dos fluídos pode ser realizada de forma contínua, quando o objetivo é a manutenção ou reposição de fluídos, ou em *bolus*, no caso de animais hipovolémicos (Donohoe, s.d.)

A monitorização dos pacientes a realizar esta terapia deve ser constante. Sinais de excesso de fluídos incluem edema dos tecidos, dispneia, letargia ou até edema pulmonar. Se houver a ocorrência de algum destes sintomas deve ser imediatamente interrompida a administração de fluídos (Donohoe, s.d.).

4.5. Administração de fármacos

A administração de fármacos é dividida em dois grupos: tópica, onde se incluem as vias cutânea, ocular e auricular e sistémica, que se divide em via parenteral, onde a absorção não ocorre no trato gastrointestinal, (subcutânea, intramuscular, intravenosa e intradérmica) e a via enteral, com absorção pelo trato gastrointestinal (oral e retal) (Mullineaux e Jones 2007).

As vias mais utilizadas são a oral, pela cavidade oral; subcutânea (SC), na prega cutânea do pescoço ou sobre a espádua; intramuscular (IM), usualmente no músculo semitendinoso, mas também na tábua do pescoço em animais de produção; e intravenosa (IV), pela veia cefálica ou safena em animais de companhia (administração venosa periférica) e pela veia jugular em animais de produção e animais de companhia (administração venosa central) (Mullineaux e Jones 2007).

Os fármacos administrados por via oral são absorvidos ao longo do trato gastrointestinal pela grande irrigação da mucosa. Múltiplos fatores podem influenciar a sua absorção como: o tamanho molecular do fármaco, a presença ou ausência de alimento no tubo digestivo, a motilidade gastrointestinal, o pH do medicamento e até a presença de doença. Esta via não é adequada para animais que estejam a vomitar ou com diarreia. Por ser uma via de absorção lenta provoca um efeito mais duradouro do fármaco no organismo (Mullineaux e Jones 2007).

A taxa de absorção na via SC é mais lenta que a IM e por isso tem uma duração mais longa uma vez que o fármaco se difunde no tecido até atingir capilares, onde é absorvido o fármaco. Nesta via de administração não devem ser usados fármacos irritantes para tecidos nem soluções hiperosmóticas (Mullineaux e Jones 2007).

A via de administração IM provoca um efeito mais rápido que a via SC e oral, mas mais lento que a via IV. A rapidez do efeito depende também da forma do medicamento, ocorrendo absorção mais rápida de fármacos aquosos do que de oleosos. Não devem ser administrados por esta via medicamentos irritantes para os tecidos. Na administração de fármacos por esta via assim como pela anterior (SC) deve ser sempre aplicada contração no êmbolo para garantir que o fármaco não está a ser direcionado para um vaso sanguíneo (Mullineaux e Jones 2007).

A administração por via IV resulta num efeito mais rápido, no entanto tem uma duração mais curta. Geralmente são administrados por esta via fármacos irritantes para os tecidos ou em situações em que se requer uma rápida ação do medicamento. Esta via é comumente utilizada em paciente em internamento, recobro ou cirurgia. Para o uso desta via é recomendado que o paciente possua um cateter endovenoso. Com o uso da via intravascular deverá ter-se em conta o risco de embolia (Mullineaux e Jones 2007).

No período de estágio foram realizadas diversas administrações nas vias: subcutânea, intramuscular, intravenosa e oral.

Na administração subcutânea deve-se realizar uma prega de pele no dorso do pescoço e administrar nessa prega, posterior à realização de refluxo na seringa para verificar a ausência de interseção num vaso sanguíneo. A administração intramuscular pode ser realizada nos músculos semitendinoso, infraespinhoso e lombares, a agulha deve ser inserida de forma perpendicular ao músculo, o refluxo deve também ser aplicado. A administração intravenosa deve ser aplicada após cateterização do animal para os fármacos serem administrados no cateter ou no sistema de soro, salienta-se que esta administração deve ser feita lentamente. Na administração oral o fármaco deve ser administrado no pós-boca, garantindo sempre que o animal deglute o fármaco.



Figura 10- Administração de fármaco por via subcutânea.



Figura 11- Administração de fármaco por via intramuscular, no músculo semitendinoso.



Figura 12- Administração de fármaco por via intravenosa, realizada no sistema de soro.

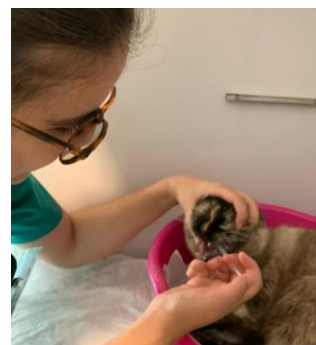


Figura 13- Administração de comprimido via oral com o auxílio de uma seringa.

4.6. Colocação de pensos

O uso de pensos é uma prática clínica comum e importante para o tratamento de feridas abertas por forma a proporcionar um ambiente que promove a cicatrização de feridas. Tem diversas funções como: proteção contra contaminação ambiental, prevenção de maior dano nos tecidos já afetados, fornecer pressão para reduzir o espaço morto, edema e hemorragia, promove a absorção de medicamentos tópicos, absorção de exsudados, se presentes, e ajuda na estabilização de lesões ortopédicas (Swaim, s.d.).

Existem diversos tipos de pensos e todos devem ser compostos por três camadas: a primária, a secundária e a terciária, explicadas funcionalmente no anexo VI.

Durante o período de estágio foi possível realizar a colocação de 16 pensos em cães e gatos. Previamente à execução do primeiro penso realizava-se a tricotomia, a limpeza e desinfecção da ferida, com clorohexidina a 4%, e, quando necessário, o desbridamento da mesma. Para o penso eram aplicados topicamente fármacos ou outros compostos (exemplo: mel) com efeitos na regeneração, nutrição e cicatrização. De seguida, na camada primária, compressas de não tecido; na camada secundária ligadura não elásticas e ligadura elástica, permitindo uma boa fixação, mas com atenção para não comprimir em demasia; e por fim, na camada terciária uma ligadura coesiva e adesivo que permitam a impermeabilização do local e a fixação correta. A fixação é condicionada pela localização do penso e por isso existem diversas técnicas para tal.

No anexo VII é apresentado um exemplo de penso curativo realizado durante o período de estágio, com descrição detalhada do material utilizado por camadas.

4.7. Cirurgia

O procedimento cirúrgico conta com três divisões temporais: o pré-operatório, o peri-operatório e o pós-operatório. Em todas elas o EV desempenha funções essenciais, tais como, limpeza e esterilização de material cirúrgico, elaboração do protocolo anestésico, preparação do animal e da sala de cirurgia, monitorização anestésica, ajudante de cirurgião, circulante e responsável pelo acompanhamento no recobro pós-cirúrgico (Mullineaux e Jones 2007). Durante o período de estágio houve oportunidade de praticar todas as tarefas acima mencionadas.

Salienta-se que, qualquer animal que necessite de cirurgia deverá passar por um exame físico prévio e pela realização de exames complementares de diagnóstico, tais como, hemograma, bioquímica sérica ou radiografia, definidos em função da condição que motivou o procedimento cirúrgico e com o objetivo de avaliar a condição geral em que o paciente se encontra de forma a selecionar a melhor abordagem cirúrgica e farmacológica para este, tentando prevenir complicações intra e pós-cirúrgicas (Duke-Novakovski, Vries, e Seymour 2016). Quanto ao exame físico deve ser detalhado e registado: o peso do animal, a temperatura corporal, a coloração das mucosas e o tempo de repleção capilar, a presença ou não de linfadenomegalia, a medição das frequências cardíaca e respiratória, a auscultação cardiopulmonar, a medição do pulso, a condição corporal e o estado de desidratação. Deve-se ter ainda em consideração na realização de um plano anestésico a idade, espécie e raça do animal, além da natureza do procedimento a desenvolver (Duke-Novakovski, Vries, e Seymour 2016).

Nos CAMV onde decorreu o estágio, após exame físico e analítico, e avaliando a existência e estado de alguma situação patológica, o animal era classificado de I a V segundo a *American Society of Anesthesiologists (ASA)*, determinando assim o risco cirúrgico. Esta classificação consiste numa adaptação da medicina humana para a medicina veterinária. É abaixo apresentada (tabela 7) a descrição do estado do paciente e o risco associado à mesma. (*The Veterinary Nurse's Practical Guide to Small Animal Anaesthesia*).

Tabela 7 - Classificação do risco cirúrgico (ASA). Nota: Pode ainda ser adicionada a letra E à frente do número quando a cirurgia é de caráter urgente. Tabela adaptada de (Duke-Novakovski, Vries, e Seymour 2016)

Risco	Condição do paciente	Exemplos
I	Saudável, sem patologia reconhecida	Procedimentos eletivos
II	Doença localizada, sem sinais sistêmicos	Braquicefálicos; Doença gastrointestinal
III	Doença sistémica com sinais moderados que limitam a função	Anemia; Epilepsia; Doença renal
IV	Doença sistémica severa com risco de vida	Arritmia cardíaca; Endotoxemia; Doença hepática
V	Moribundo, sem expectativa de sobrevivência sem cirurgia	Hemorragia intracraniana; Disfunção multiorgânica; Sepsis

Pacientes com classificação acima de III é necessário realizar estabilização do animal para diminuir o risco cirúrgico (Fults e Yagi 2022).

Uma boa escolha de pré-medicação permite obter uma anestesia estável e uma recuperação tranquila. A pré-medicação tem como benefícios a analgesia do paciente, potenciar a ação do indutor usado na anestesia e minimizar a atividade reflexa autónoma, o que facilita a cateterização para posterior fluidoterapia, a tricotomia e a assepsia do animal sem provocar desconforto, medo ou ansiedade e assim permitindo uma maior colaboração do mesmo. Esta deve ter a capacidade de ser revertida (Clancy 2023).

Na pré-medicação podem ser utilizados fármacos anticolinérgicos, fenotiazínicos, α 2agonistas, benzodiazepinas, opioides e bloqueadores neuromusculares, dependendo do animal e das suas condições fisiológicas, do tipo de cirurgia a realizar e da escolha mais segura para o anestesista (Duke-Novakovski, Vries, e Seymour 2016). No Centro veterinário Oliveiravet foram utilizados, exclusivamente, dexmedetomidina, butorfanol e quetamina, já na Clínica Veterinária da Covilhã eram administrados: dexmedetomidina, metadona e quetamina em gatos e dexmedetomidina e metadona em cães.

Após a colocação de cateter endovenoso é administrado o fármaco de indução, sendo exemplos desta fase: os barbitúricos, o propofol, a alfaxalona ou a quetamina. Em ambos os CAMV foi usado o propofol, exceto em animais cardíacos ou cesarianas em que foi administrada a alfaxalona. Idealmente a tricotomia e a assepsia do campo cirúrgico devem ser realizadas após a indução anestésica (Clancy 2023). O corte do pelo foi realizado com uma lâmina nº40 ou 50, contra o sentido do crescimento do pelo (figura 14) e deve ser tomado em conta uma considerável área de tricotomia de

modo a aumentar o máximo possível o campo cirúrgico assético. Uma vez removido o pelo segue-se a limpeza e assepsia com compressas de não tecido e, por exemplo, clorexidina a 1% ou 4% ou iodopovidona (figura 15) (Clancy 2023). Salienta-se que a limpeza deve obedecer movimentos do centro para o exterior (centrífugos) de modo a não passar novamente em regiões previamente limpas (Clancy 2023).



Figura 14- Tricotomia.

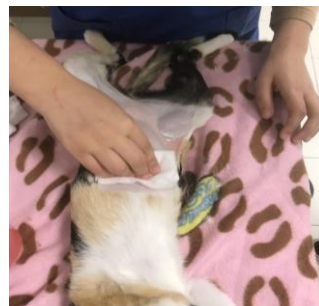


Figura 15- Assepsia.

De seguida o animal é transportado para a sala de cirurgia onde era realizada novamente a assepsia (com álcool a 70%) antes da incisão.

Para animais sujeitos a anestesia volátil a ausência de reflexos palpebral e de deglutição sinalizam a profundidade anestésica (figura 16) e permitem a entubação endotraqueal do paciente. Durante o período de estágio foi possível tanto auxiliar na colocação do tubo como a colocação do tubo endotraqueal.

Tabela 8- Parâmetros a avaliar para classificar a profundidade anestésica. Adaptado de: (Duke-Novakovski, Vries, e Seymour 2016).

Parâmetros	Anestesia leve	Anestesia cirúrgica	Anestesia profunda
Movimentos	possível	ausente	ausente
Tónus mandibular	moderado/forte	relaxada	relaxada
Lacrimejo	córnea húmida	córnea húmida	córnea seca
Posição do olho	central	rodado	central
Reflexo palpebral	presente	ausente	ausente
Frequência cardíaca	usualmente aumentada	normal	pode estar diminuída
Frequência respiratória	usualmente aumentada	normal	usualmente diminuída
Alterações responsivas à estimulação cirúrgica	presente	usualmente ausente	ausente

Previamente à inserção do tubo endotraqueal deve ser seleccionado o tamanho adequado de tubo. Para tal pode usar-se a largura do septo nasal e o comprimento desde a boca até à espinha da escápula, como representado nas figuras 16 e 17. Preferencialmente, deve-se usar um tubo com *cuff* para prevenir pneumonias por aspiração (Duke-Novakovski, Vries, e Seymour 2016).



Figura 16- Avaliação do diâmetro do tubo endotraqueal pela largura do septo nasal.



Figura 17- Avaliação do comprimento do tubo endotraqueal pela distância da boca à espinha da escápula.

Quanto à técnica de entubação (Mullineaux e Jones 2007):

- 1- Insuflar o *cuff* para verificar que não está danificado, voltando a desinsuflar para realizar a entubação;
- 2- Elevar a cabeça e o pescoço, alinhados com a coluna, pelo maxilar do paciente;
- 3- Pressionar a língua com um laringoscópio por forma a visualizar a epiglote;
- 4- Inserir o tubo deprimindo a epiglote e progredindo-o ventralmente;
- 5- Insuflar o *cuff*;
- 6- Fixar o tubo com uma ligadura no maxilar ou atrás das orelhas.

Como os gatos são propensos a laringoespasmos, a laringe pode ser pulverizada com lidocaína após o ponto 3.

Após a entubação e fixação do tubo acopla-se o capnógrafo e o sistema da torre anestésica, iniciando-se assim a anestesia volátil. Esta forma de anestesia pode ser realizada com isoflurano, sevoflurano ou halotano (Duke-Novakovski, Vries, e Seymour 2016). Durante o estágio foi possível acompanhar a utilização de anestesia volátil com isoflurano.

Já em animais sujeitos apenas a anestesia fixa, como animais sujeitos a orquiectomia, não há a colocação do tubo endotraqueal.

O posicionamento do animal na mesa cirúrgica deverá permitir o fácil acesso do cirurgião ao local a intervir devendo, para tal, prender as extremidades do animal à mesa. Durante a cirurgia devem ser usadas, se necessário, fontes de aquecimento de modo a proporcionar uma temperatura corporal estável (Mullineaux e Jones 2007).

Após o posicionamento do animal devem ser colocados os elétrodos que permitem medir a frequência cardíaca (figura 18). Além disso deve ser colocado um pulsioxímetro, que mede a oxigenação, medida pela percentagem de saturação de oxigénio da hemoglobina no sangue arterial (SpO₂); um termómetro esofágico e um tensiómetro, para medir a pressão arterial (Duke-Novakovski, Vries, e Seymour 2016).

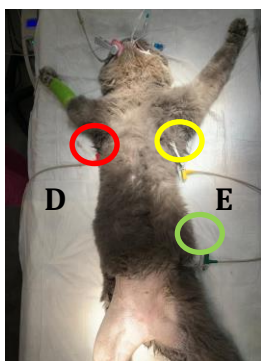


Figura 18- Localização dos elétrodos.

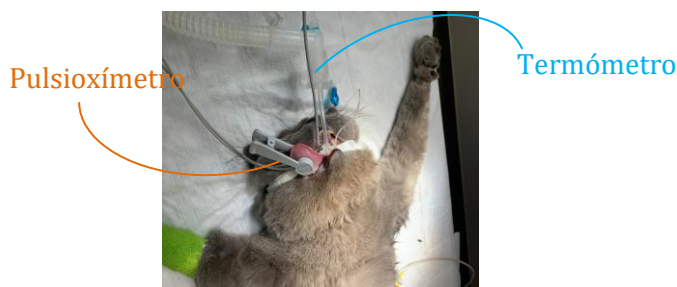


Figura 19- Localização do pulsioxímetro e do termómetro.

Quanto ao processo peri-operatório o(a) EV pode desempenhar as seguintes funções: ajudante de cirurgião, instrumentista, circulante ou monitorização anestésica.

O ajudante cirurgião presta apoio na manipulação de instrumentos ou de algum procedimento no campo operatório. O instrumentista deve selecionar o material necessário para a cirurgia a efetuar, descartar material contaminado da mesa de instrumentos, fornecer os instrumentos ao médico cirurgião ou ajudante e, antes do final da cirurgia, contabilizar todo o material para garantir que nada seja deixado acidentalmente no interior do animal. O enfermeiro circulante deve manipular todos os objetos não esterilizados e é o responsável por realizar qualquer função de ligação entre a sala de cirurgia e o exterior. O enfermeiro anestesista é responsável pela monitorização do paciente e da anestesia (Mullineaux e Jones 2007).

No animal sob anestesia deve ser monitorizado: a frequência e ritmo cardíaco através de um eletrocardiograma, obtido pela colocação de elétrodos no animal; a oxigenação, medida pela percentagem de saturação de oxigénio da hemoglobina no sangue arterial (SpO₂), pelo uso de um pulsioxímetro, que pode ser colocado na língua, no lábio ou na membrana interdigital; a perfusão sanguínea através do pulso periférico, tensiómetro ou doppler; a frequência e padrão respiratório, avaliado indiretamente através da capnografia (quantidade de dióxido de carbono expirado); a temperatura com um termómetro no esôfago ou no reto e a profundidade anestésica avaliando, principalmente, os reflexos palpebral e pupilar e a rotação do globo ocular (Duke-Novakovski, Vries, e Seymour 2016). Os valores de referência de cada parâmetro estão representados na tabela 8. No estágio, os parâmetros eram avaliados pela leitura no monitor multiparamétrico e confirmação por auscultação cardíaca e respiratória, a cada 5 minutos.

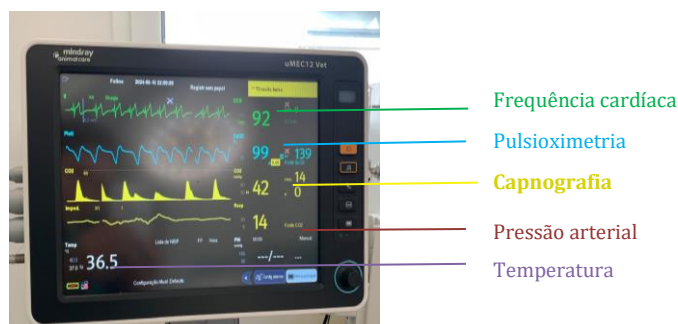


Figura 20- Monitor multiparamétrico e legenda dos respetivos parâmetros

Tabela 9- Parâmetros de monitorização durante a anestesia (Duke-Novakovski, Vries, e Seymour 2016).

Parâmetros	Valores de referência no cão	Valores de referência no gato
Frequência cardíaca	60-100	160-200
Pulsioximetria	95-98%	
Pressão arterial	60-100 mmHg	
Capnografia	35-45 mmHg	
Temperatura corporal	38.3- 38.7 °C	38.0 - 38.5 °C

Logo após a cirurgia o material era colocado no lavatório de lavagem e passado por água corrente para remover a sujidade maior. De seguida era deixado de molho em água e detergente enzimático durante 20 minutos. Após este período era escovado e enxaguado em água corrente. Por fim realizava-se a secagem por escorrência. Após a secagem o material era separado em conjuntos cirúrgicos (*kits*), previamente estabelecidos em função das cirurgias a que se destinam, embalados e colocados em autoclave. Este processo permite a destruição de microrganismos e formas de resistência (esporos) através da utilização de calor húmido. Por norma, nos dois CAMV onde decorreu o estágio, as cirurgias eram realizadas de manhã e a lavagem, desinfeção e esterilização do material efetuada após a conclusão de todos os atos cirúrgicos.

Na fase pós-cirúrgica compete ao EV acompanhar o paciente. Trata-se de uma fase crucial para o mesmo e tem de ser realizada com o melhor critério. Imediatamente após a cirurgia deve ser estimado o grau de profundidade anestésica de maneira a planear o pós-cirúrgico e proporcionar o acordar mais tranquilo possível.

Até ao estado normal de alerta do paciente, devem ser avaliados os seguintes parâmetros: a temperatura corporal, frequência cardíaca e respiratória, o pulso e a coloração das mucosas, os quais foram avaliados no período de estágio. Salienta-se que mesmo após o retorno normal o animal deve ser igualmente monitorizado. Quanto à monitorização esta era realizada a cada 10 minutos até ao animal estar acordado e após isso a cada 30 minutos durante 4 horas.

Na tabela 10 são apresentadas as cirurgias observadas durante todo o período de estágio.

Tabela 10- Número de cirurgias observadas por tipologia.

Cirurgia	Canídeo	Felídeo	Total
Ovariohisterectomia	15	10	25
Orquiectomia	8	4	12
Mastectomia	6		6
Esplenectomia	1		1
Exérese	4		4
Amputação	2	1	3
TPLO	8		8

Destartarização	5	3	8
Exodontia	3	1	4
Gastrotomia	2		2
Cesariana		2	2
Total	54	21	75

4.8. Tosquias e banhos

A realização de tosquias e banhos constitui uma das áreas da estética animal (*grooming*), onde o(a) EV pode ter um papel diferenciador.

Para que estas atividades sejam realizadas com sucesso é necessário identificar corretamente as raças, o tipo de pelo e pelagem de cada uma, os tipos de corte indicados realizar, o material disponível e respetivas funções bem com as técnicas e métodos de tosquia e banho que devem ser utilizadas (Dallas, North, e Angus 2006).

Antes de uma sessão de *grooming* o animal deve ser avaliado não só quanto à sua morfologia externa (tipo de pelo e pelagem) como também verificar se está saudável. Para tal devem ser observados os olhos, a cavidade oral, os ouvidos, o estado da pele e pelagem, a condição corporal, a presença de alteração no comportamento do animal (apatia), a presença de cheiros, entre outros aspetos que estejam alterados (Dallas, North, e Angus 2006).

Pelo anteriormente dito um profissional de estética é também um importante agente na saúde do animal. Qualquer alteração num animal deve ser comunicada ao tutor e, consoante a alteração presente, poderá ser recomendada uma avaliação pelo médico veterinário. Algumas alterações poderão condicionar o procedimento de *grooming*.

Estando o animal capacitado para a realização da tosquia deve ser do conhecimento do técnico as etapas englobadas.

Inicialmente deve-se selecionar todo o material essencial à realização do *grooming* como representado na figura 21. Esta seleção dependerá do tipo de pelo e pelagem do animal, do estado em que se encontra, bem como do efeito que se pretende após o *grooming*.

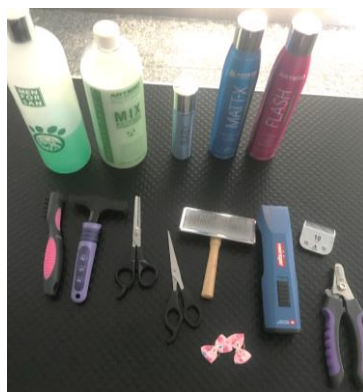


Figura 21- Material necessário para realização de tosquia, da esquerda para a direita e de cima para baixo: champô, amaciador, perfume, amaciador para pelo seco, spray de brilho, removedor de nós, pente ancinho, tesoura de desbaste, tesoura de corte, cardadeira, laços, máquina de tosquia, lâmina nº10, e corta unhas.

Primeiramente a pelagem do animal deve ser escovada permitindo remover o pelo morto, alguma sujidade do pelo bem como retirar os nós.

Todas as tosquiadas realizadas foram executadas com máquina de tosquia, reservando apenas o uso de tesoura de corte e/ou desbaste para corte do pelo do focinho ou da cauda. O corte, quando realizado com máquina de tosquia, deve ser executado no sentido do crescimento do pelo, seguindo as linhas do corpo e com a lâmina sempre paralela ao corpo do animal. As áreas que requerem mais cuidado são as axilas, virilhas e orelhas, pelo risco acrescido de poder cortar a pele inadvertidamente (Dallas, North, e Angus 2006).

O banho deve ser iniciado com o enxaguamento na zona da escápula, progredir caudalmente e por fim lavar a cabeça. A temperatura da água deve ser constantemente verificada e o chuveiro deve ser usado junto ao corpo permitindo que a água penetre mais facilmente no pelo. Não deve ser colocada água no canal auditivo para não causar irritação. O pelo deve ficar saturado em água, de seguida aplicado o champô por todo o corpo, massajando, e de novo enxaguado. Este procedimento deve ser realizado, no mínimo, duas vezes consoante o tipo de pelo e o seu grau de sujidade pode. O champô a utilizar deve ser específico para a espécie e tipo de pelo. A maioria dos champôs necessitam ser diluídos antes da sua utilização devendo ser consultado o rotulo do fabricante para esclarecimento desta situação. Durante o banho devem ser esvaziadas as glândulas anais, principalmente nos canídeos. No caso dos gatos é importante, anteriormente ao banho, o corte de unhas e verificar se este tolera a aplicação de expulsor ou secador. Para estes o melhor método de secagem seria uma cabine de secagem, método muito dispendioso e por isso pouco utilizado em centros não especializados (Dallas, North, e Angus 2006).

Após o banho segue-se a secagem. Inicialmente por compressão manual, seguida da utilização de toalha para ajudar na remoção do excesso de água e facilitar a secagem mecânica. Esta pode ser realizada com o uso de um secador ou expulsor e ainda, consoante o tipo de pelo, pode ser necessário escovar simultaneamente (Dallas, North, e Angus 2006).

Durante o período de estágio no Centro Veterinário Oliveiravet, único com serviço de tosquiadas e banhos disponível, foram realizadas: 14 tosquiadas e 3 banhos, todas em cães.

5. Descrição de atividades de enfermagem em animais de produção

5.1. Profilaxia, identificação e planos de erradicação em pequenos ruminantes

A profilaxia em pequenos ruminantes refere-se às práticas preventivas destinadas a proteger ovinos e caprinos contra doenças e garantir a saúde do rebanho. Estas práticas incluem: vacinação, controlo de parasitas, manejo sanitário e manejo nutricional (Aiello, Moses, e Allen 2016).

Esta foi a atividade mais realizada em animais de produção durante o período de estágio e, na sua maioria, praticada na espécie ovina.

Não existem protocolos vacinais em ruminantes a nível nacional. O protocolo é definido pelo médico veterinário de cada exploração individualmente e tem em conta inúmeros fatores como: o tipo de exploração (extensiva, semi-intensiva ou intensiva), a aptidão dos animais (carne ou leiteira), surtos prévios na exploração, localização e condição sanitária de explorações contíguas e o grau de proximidade com estas.

Em ovinos acompanhou-se a administração da vacina obrigatória contra a Língua Azul (Febre Catarral ovina) para os serotipos 1, 4 e 8 (figura 22). Trata-se de uma vacina inativada, com administração de 2 ml por via SC, realizada anualmente, no caso de uma revacinação. Nos animais jovens a vacinação deve iniciar-se aos 3 meses de idade. Esta vacina pode ser realizada durante a gestação e lactação (Pombo, s.d.).

Em caprinos foi administrada a vacina contra a enterotoxémia (clostridioses), com 2 ml aplicados por via SC, em dose única, realizada anualmente (figura 23). Esta vacina não é obrigatória, mas recomendada para pequenos ruminantes. Durante o período de estágio esta vacina apenas foi administrada em caprinos. O protocolo recomendado para esta vacina é o seguinte: no caso de primovacinações estas devem ser feitas às 3-4 semanas (mães não vacinadas) ou às 8 semanas (mães vacinadas) e um reforço após 4-6 semanas, sendo posteriormente a vacinação realizada anualmente em ovinos e semestralmente em caprinos. Em fêmeas gestantes estas devem ser vacinadas 3-4 semanas antes do parto para garantir a proteção dos recém-nascidos via colostro. O ato de vacinação é exclusivo do MV (Quintas, s.d.).



Figura 22- Vacina utilizada na vacinação contra a Língua Azul.



Figura 23- Vacina utilizada na vacinação contra as clostridioses.

No âmbito da profilaxia foi possível realizar: colheita de sangue (figura 24) utilizando os tubos apresentados na figura 25, colocação de bolo reticular (figura 26) e/ou brincos auriculares (figura 27) e administração de desparasitante tanto por via oral (figura 28) como por via SC (figura 29).

A colheita de sangue foi realizada na veia jugular e a amostra colocada num tubo identificado com um número, o qual se registou associado à identificação do animal na plataforma PISA (Plataforma Informática para a Saúde Animal). Posteriormente todas as colheitas são enviadas para um laboratório externo oficial para pesquisa de *Brucella melitensis*. Este procedimento é obrigatório a partir dos 6 meses de idade segundo o Plano Nacional de Erradicação da Brucelose dos Pequenos Ruminantes. Com os resultados do rastreio distinguem-se assim os efetivos livres dos infetados,

permitindo, no caso destes últimos, a imposição de medidas que impedem a disseminação da doença. Todos os animais positivos deverão ser submetidos a abate.

Na identificação de ovinos e caprinos foi utilizado um *kit* com um bolo reticular e um brinco convencional (parte macho cor salmão e parte fêmea cor amarela) ou brinco eletrónico, sendo que o aplicado no estágio foi o brinco convencional e o bolo reticular. Previamente à aplicação deve-se verificar se o animal ainda não possui identificação, passando o leitor do chip do lado esquerdo, junto ao diafragma. Se o animal não possuir qualquer identificação, deve ser feita uma leitura ao bolo a introduzir para posterior registo no SNIRA (Sistema Nacional de Informação e Registo Animal). É administrado o bolo reticular com um aplicador, que permite ao animal a sua deglutição que posteriormente se alojará no retículo. Quanto ao brinco auricular deve ser aplicado com um alicate próprio, na orelha esquerda. Um animal jovem deve ser identificado até 6 meses após o nascimento (DGAV, 2017).



Figura 24- Colheita de sangue na veia jugular, em ovino.



Figura 25- Tubos utilizados na colheita de sangue.



Figura 26- Administração de bolo reticular em caprino.



Figura 27- Colocação de brinco convencional em ovino.

No caso de animais que contenham o bolo reticular, mas perderam o brinco auricular, deve ser aplicado um brinco de substituição (parte macho da cor salmão e parte fêmea cor vermelha), com um número diferente ao do bolo reticular, no entanto devem ser posteriormente associados na plataforma do SNIRA (DGAV, 2017)

Quanto à desparasitação foi usado a associação de princípios ativos moxidectina e triclabendazol, via oral, exceto em animais sujeitos a ordenha. Nestes é utilizado eprinomectina, isto para evitar a presença de resíduos de medicamentos no leite. Ambos os desparasitantes atuam de forma a eliminar e prevenir endo e ectoparasitas.



Figura 28- Administração de desparasitante por via oral em ovino.



Figura 29- Administração de desparasitante por via subcutânea.

5.2. Maneio reprodutivo em ovinos

5.2.1. Colheita, análise e processamento de sémen em carneiros

A colheita, análise e processamento de sémen são etapas críticas em programas de reprodução animal, com significativas aplicações na produção animal. Estas práticas têm como objetivo a avaliação da qualidade do sémen, a otimização do processamento e a melhoria das técnicas de inseminação, sendo significativamente importantes na melhoria genética, pela possibilidade de seleção de machos com características desejáveis a transmitir à descendência, ou seja, a disseminação de genes de alto valor. O processamento do sémen é importante por aumentar a sua viabilidade e eliminar agentes patogénicos, reduzindo assim o risco de transmissão de doenças durante a reprodução (Aiello, Moses, e Allen 2016).

Quanto à colheita de sémen, análise e processamento realizada durante o período de estágio, esta foi realizada com o uso de 2 machos ovinos da raça Bordaleira da Serra da Estrela.

Primeiramente o carneiro deve ser contido por forma a evitar a fuga do animal (figura 30). A obtenção de sémen foi realizada por electroestimulação, em que o electroestimulador (figura 31) é colocado no reto do animal (figura 32) emitindo vários choques de baixa voltagem, com um aumento progressivo de intensidade que irão estimular a ejaculação por parte do carneiro. Este processo dura 30 segundos. Enquanto ocorre a electroestimulação, um operador deverá ter um tubo próximo do pénis do animal, para a recolha do sémen (figura 33).



Figura 30- Contenção do carneiro.



Figura 31- Electroestimulador.



Figura 32- Electroestimulação.



Figura 33- Tubo com funil e luva de apoio junto ao pênis do animal para a colheita do sêmen.



Figura 34- Sêmen colhido.

Após a colheita o sêmen é levado de imediato para o laboratório (próximo do local de colheita) onde é identificado e analisado quanto aos seguintes aspectos: volume, mobilidade massal e individual e concentração de espermatozoides. O volume é observado diretamente no tubo de colheita e a mobilidade e concentração são analisados ao microscópio ótico a uma ampliação de 4000x. É atribuída uma classificação de zero a cinco, sendo zero a baixa mobilidade dos espermatozoides e cinco mobilidade com muita energia. Nas amostras recolhidas foram observadas classificações de 4 e 5.

Na observação ao microscópio deve-se ter em atenção que a placa do microscópio deverá ser aquecida constantemente, por uma fonte externa (figura 35), assim como a lâmina onde é colocada a amostra de sêmen, que é retirada no momento da análise de uma estufa. Este procedimento deve-se à sensibilidade dos espermatozoides à temperatura garantindo assim que estes se mantêm viáveis.



Figura 35- Microscópio ótico com fonte externa de aquecimento.

De seguida as amostras foram diluídas, com uma solução que contém: citrato de sódio, glucose, lectina de soja e glicerol para garantir a viabilidade e o poder fecundante dos espermatozoides. Esta solução de diluição deve ser também aquecida previamente, a 33°C, para que no momento da diluição esteja à mesma temperatura que o sêmen. A diluição deve ser de 1:2 e de seguida o sêmen diluído deverá ser colocado em banho-maria a 33°C

Após a diluição a amostra foi colocada num copo com água a 33°C, com uma ampola de ácido acético, para que ocorra refrigeração lentamente, até aos 19°C, o ponto de equilíbrio. Neste copo é colocado um termómetro para verificação da

temperatura da água (figura 36) e o conjunto colocado numa câmara de refrigeração onde permanece até a água do copo atingir os 19°C. Quando o termómetro atingiu os 19°C foi feita a divisão da amostra de sémen por palhinhas de 0,25 ml. Este procedimento foi feito por sucção do sémen diluído para o interior das palhinhas (figura 37). Posteriormente estas são colocadas num recipiente com um bom isolamento térmico e com uma ampola de ácido acético (figura 38) para que não haja aquecimento dos tubos. Este recipiente é levado para o ato de inseminação artificial de imediato.



Figura 36- Copo com água a 33°C com ampola de ácido acético, termómetro e sémen diluído.

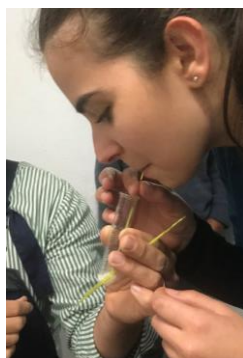


Figura 37- Sucção do sémen diluído para o interior das palhinhas.



Figura 38- Recipiente levado para o ato de inseminação.

5.4. Inseminação artificial em ovinos

A inseminação artificial (IA) em ovelhas é uma técnica reprodutiva que permite a introdução de sémen no trato reprodutivo da fêmea sem necessidade de monta natural pelo macho. As vantagens desta técnica incluem o melhoramento genético, o controlo reprodutivo preciso e uma gestão económica mais eficiente do rebanho, no entanto é método muito dispendioso, requer mão de obra qualificada e equipamentos específicos para a sua realização (Tandle 2017).

Existem vários métodos durante todo o processo envolvente à IA, no entanto, será apenas referido o protocolo realizado pelo MV acompanhado no estágio.

Previamente à IA é realizada a colocação de esponjas intravaginais para a sincronização de cio do rebanho, essencial para o sucesso desta. Este processo não foi acompanhado durante o período de estágio, no entanto foi cumprido o seguinte protocolo pelo MV: no dia 0 foi administrada Prostaglandina (PGF2 α) e colocadas esponjas intravaginais contendo progestagénios (progesterona, P4). Estas têm uma permanência de 12 a 14 dias, tempo esse para que haja regressão do corpo lúteo (luteólise) por ação das hormonas absorvidas pelas esponjas. Após a remoção, administrou-se uma dose de gonadotrofina coriónica equina (eCG) para indução do estro. Com a regressão do corpo lúteo aumenta a produção de hormona libertadora de gonadotrofinas (GnRH) e consequentemente hormona folículo-estimulante (FSH) e hormona luteinizante (LH), iniciando-se a foliculogénese e consequentemente a ovulação (Tandle 2017). Estes últimos processos ocorrem entre dois a três dias, tempo de espera para o ato de inseminação. Este processo segue explicado de forma gráfica no [anexo VIII](#).

A IA pode ser realizada por via cervical ou intrauterina, sendo a última, apesar de mais complexa pela forma convoluta e estreita do cérvix da ovelha, a que tem maior taxa de fertilização. A inseminação praticada no estágio foi a cervical, em que é introduzido o sêmen na abertura cervical externa (Antonio Nelson Lima da Costa, Airton Alencar de Araujo, e Jose Valmir Feitosa 2011).

O procedimento da inseminação artificial realizado no estágio foi o seguinte:

- 1- Preparação da ovelha: a ovelha deve ser elevada pelas virilhas; limpeza asséptica da área perineal;
- 2- Preparação do cateter de inseminação com a palhinha no interior;
- 3- Inserir um espéculo com fonte de luz na vagina para visualização da cérvix;
- 4- Inserir o cateter de inseminação na cérvix;
- 5- Inserir o sêmen;
- 6- Registrar o número de identificação de todos os animais inseminados.

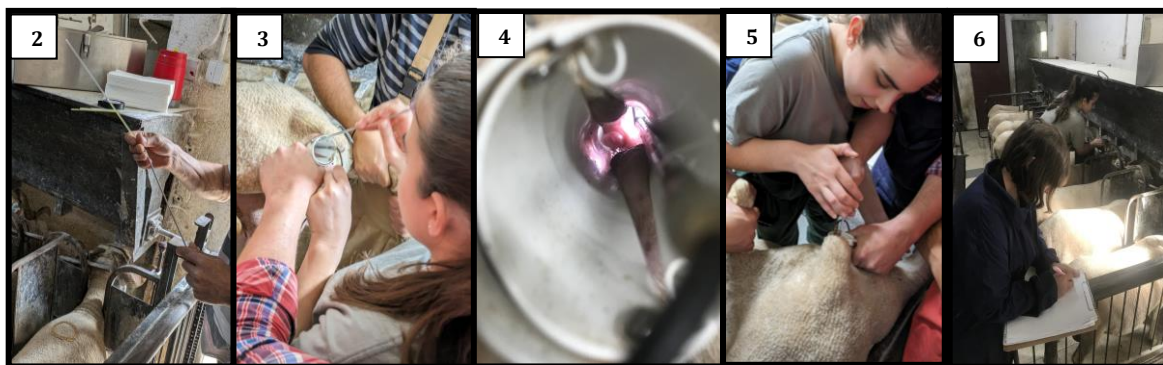


Figura 39- Procedimento da inseminação artificial realizada.

Após a inseminação é importante observar o comportamento das ovelhas, para detetar possíveis sinais de retorno ao cio, que pode indicar falha na concepção, como: recetividade ao macho, úbere ligeiramente aumentado e montas entre o mesmo sexo. Nestas pode realizar-se uma nova inseminação (Lima da Costa A., Araujo A., & Feitosa J., 2011). É também importante ter maneio alimentar e ambiente adequado. Aproximadamente 30 dias após a IA é possível realizar ecografia abdominal para confirmação da gestação (Lima da Costa A., Araujo A., & Feitosa J., 2011).

6. Conclusão

O estágio curricular realizado foi uma experiência extremamente enriquecedora que contribuiu significativamente para o desenvolvimento pessoal enquanto enfermeira veterinária. No Centro Veterinário Oliveiravet, a exposição a uma variedade de espécies animais ampliou a compreensão das necessidades e cuidados específicos de diferentes tipos de animais. Já na Clínica Veterinária da Covilhã, o foco em animais de companhia permitiu aprofundar conhecimentos específicos e desenvolver habilidades práticas essenciais para a prática clínica diária.

A observação e participação ativa em múltiplos atos veterinários possibilitaram uma compreensão aprofundada da dinâmica de trabalho em ambiente clínico e das funções do enfermeiro veterinário nesta e por isso a escolha dos temas desenvolvidos ao longo do presente relatório.

Em suma, as 640 horas de estágio foram fundamentais para consolidar conhecimentos teóricos e práticos, permitindo enfrentar os futuros desafios da profissão de Enfermagem Veterinária.

7. Bibliografia

- Aiello, Susan E., Michael A. Moses, e Dana G. Allen, eds. 2016. *The Merck Veterinary Manual*. Eleventh edition. Kenilworth, NJ, USA: Merck & Co., Inc.
- Antonio Nelson Lima da Costa, Airton Alencar de Araujo, e Jose Valmir Feitosa. 2011. *Particularities of Bovine Artificial Insemination*. INTECH Open Access Publisher.
- Aspinall, Victoria. s.d. «Clinical Procedures in Veterinary Nursing».
- Byers, Christopher G. 2017. «Fluid Therapy». *Veterinary Clinics of North America: Small Animal Practice* 47 (2): 359–71. <https://doi.org/10.1016/j.cvsm.2016.09.007>.
- Clancy, Niamh, ed. 2023. *The veterinary nurse's practical guide to small animal anaesthesia*. First edition. Chichester, West Sussex; Hoboken, NJ: Wiley-Blackwell.
- Dallas, Sue E., Diana North, e Joanne Angus. 2006. *Grooming Manual for the Dog and Cat*. Oxford: Blackwell Pub. Ltd.
- DGAV, SANIDADE ANIMAL Relatório 2010-2016 Versão 2 / janeiro de 2019
- DGAV, IDENTIFICAÇÃO ELECTRONICA (IE) DE OVINOS E CAPRINOS UMA OBRIGAÇÃO EM 2010
- Donohoe, Charlotte. s.d. «Fluid Therapy for Veterinary Technicians and Nurses».
- Duke-Novakovski, Tanya, Marieke de Vries, e Chris Seymour, eds. 2016. *BSAVA Manual of Canine and Feline Anaesthesia and Analgesia*. Third edition. BSAVA Manuals Series. Gloucester: British Small Animal Veterinary Association.
- Ettinger, Stephen J., Edward C. Feldman, e Etienne Côté, eds. 2017. *Textbook of veterinary internal medicine: diseases of the dog and the cat*. Eighth edition. St. Louis, Missouri: Elsevier.
- Fulfs, Mandy, e Kenichiro Yagi, eds. 2022. *Veterinary Technician and Nurse's Daily Reference Guide: Canine and Feline*. Fourth edition. [Revised and Expanded new edition]. Hoboken, NJ: Wiley-Blackwell.
- Mullineaux, Elizabeth, e Marie Jones, eds. 2007. *BSAVA Manual of Practical Veterinary Nursing*. Quedgeley: BSAVA.
- Pombo, Susana Guedes. s.d. «EDITAL N.º 80 FEBRE CATARRAL OVINA LÍNGUA AZUL».
- Quintas, Hélder. s.d. «Guia Sanitário para Criadores de Pequenos Ruminantes».
- Swaim, Steven F. s.d. «Small Animal Bandaging, Casting, and Splinting Techniques».
- Tandle, M.K. 2017. *Veterinary Andrology and Artificial Insemination in Domestic Animals*. NIPA. <https://doi.org/10.59317/9789390175864>.
- Thrall, Mary Anna, Glade Weiser, Robin W. Allison, e Terry W. Campbell, eds. 2022. *Veterinary Hematology, Clinical Chemistry and Cytology*. Third edition. Hoboken: Wiley Blackwell.

- Valenciano, Amy C., e Rick L. Cowell. 2020. *Cowell and Tyler's Diagnostic Cytology and Hematology of the Dog and Cat*. Fifth edition. St. Louis, Missouri Elsevier.
- Yin, Sophia A. 2009. *Low stress handling, restraint and behavior modification of dogs & cats: techniques for developing patients who love their visits*. Davis, CA: CattleDog Pub.

Anexo I

Na recepção e sala de espera estão presentes expositores com produtos para venda ao público como rações, champôs e perfumes, cadeiras para utilização pelos acompanhantes dos animais e uma balança para pesagem dos animais (Figura 40).

Os consultórios estão equipados com mesa para observação, material de apoio ao exame físico (estetoscópio, termómetro, otoscópio e balança), bem como medicamentos e produtos de uso veterinário para utilização nos atos de consulta e consumíveis diversos como agulhas, seringas, compressas e desinfetantes.



Figura 40 - Recepção e sala de espera.

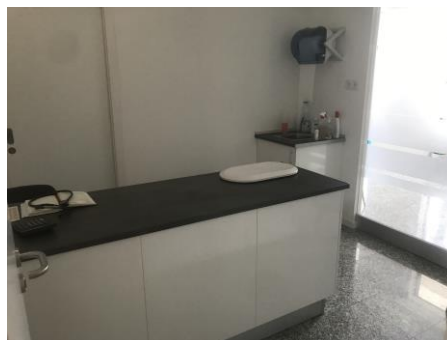


Figura 41 - Consultório.

A sala de tosquiagem e banhos conta com banheira, mesa de secagem e tosquia, bem como o material para o serviço como máquina de tosquia, tesouras, champôs, amaciadores, expulsores, secadores e corta unhas (Figura 42).

A sala de tratamento possui uma mesa para preparação cirúrgica, aparelho de hemograma e bioquímicas séricas, fármacos anestésicos e de tratamento, todo o stock de consumíveis como seringas, agulhas e cateteres (Figura 43).



Figura 42 - Sala de tosquiagem e banhos.



Figura 43 - Sala de tratamento e análises clínicas.

Na sala de cirurgia está presente uma mesa de cirurgia e outra para o material cirúrgico, uma lâmpada cirúrgica e uma torre de anestesia volátil (Figura 44). Quanto ao material cirúrgico este é limpo e esterilizado (com recurso a uma autoclave) numa sala junto à sala cirúrgica (Figura 45).



Figura 44- Sala de cirurgia.



Figura 45- Sala de esterilização de material

Na sala de recobro encontram-se as jaulas para o recobro dos animais, bebedouros e comedouros, assim como alimento (Figura 46).



Figura 46 - Sala de recobro

Anexo II

Na recepção da CVC é possível encontrar uma sala de espera para cães (figura 47) e outra para gatos (figura 48) e em ambas as áreas produtos de venda ao público.



Figura 47- Recepção e sala de espera para cães.



Figura 48- Sala de espera para gatos.

Os consultórios dispõem de mesa de apoio, otoscópio, estetoscópio, material de contenção animal (colar isabelino e açaimes) e produtos de uso exclusivo do médico veterinário.

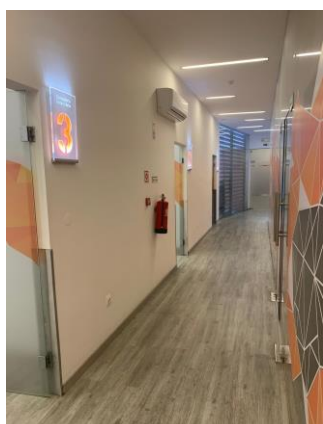


Figura 49- Corredor de acesso aos consultórios.



Figura 50- Consultório para cães.

Na sala de análises consta um aparelho de hemograma, um aparelho de bioquímica, um leitor de testes rápidos, um analisador de tiras de urina, uma centrifugadora, um microscópio ótico e material de colheita, processamento e armazenagem de amostras (figura 51).



Figura 51- Sala de análises clínicas.

O recobro para cães contém 16 *box's* (figura 52) e o recobro para gatos contém 4 *box's* (figura 53). Já o recobro para cães e gatos com doença infecciosa contém 8 *box's* (figura 54).



Figura 52- Recobro para cães.



Figura 53- Recobro para gatos.



Figura 54- Recobro para animais com doenças infecciosas.

A sala de cirurgia conta com mesa de cirurgia e de material cirúrgico, luzes, uma torre anestésica e monitor de monitorização do paciente bem como de um ventilador mecânico. Para procedimentos com recurso a endoscópio, colonoscópio ou rinoscópio existe ainda uma televisão de apoio (figura 55).

Na sala de procedimento odontológicos consta com uma torre multifunções de dentisteria (figura 56).



Figura 55- Sala de cirurgia.



Figura 56- Sala de dentisteria.

De apoio a estes dois últimos locais existe uma sala de recobro pós-cirúrgico com 6 *box's* para gatos e 7 *box's* para cães (figura 57).



Figura 57- Sala de recobro pós-cirúrgico.

Na figura 58 e 59 são apresentadas a sala de radiografia e ecografia, respetivamente.



Figura 58- Sala de radiografia.

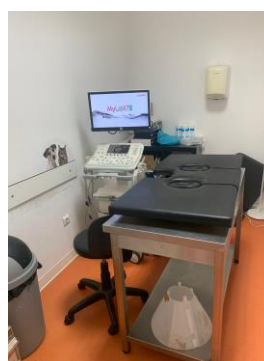


Figura 59- Sala de ecografia.

O hotel de gatos, situado no interior do edifício, conta com 4 *box's* (figura 60) enquanto o hotel para cães, no exterior, com 12 *box's* (figura 61).



Figura 60- Hotel para gatos.



Figura 61- Hotel para cães.

Anexo III



Figura 62- Contenção do animal para exame físico.



Figura 63- Contenção do animal para colheita de sangue na veia jugular.



Figura 64- Contenção animal para colheita de sangue na veia femoral.



Figura 65- Contenção do animal para cateterização.

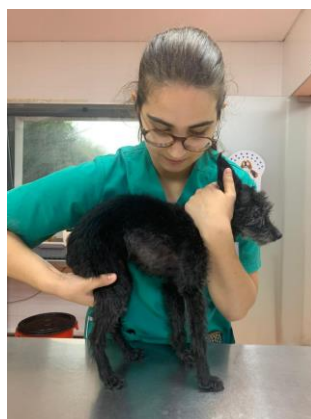


Figura 66- Contenção do animal para colheita de sangue na veia safena.

Anexo IV

Procedimento de colheita de sangue na veia safena:

- 1- Posicionar o animal em decúbito lateral ou em estação;
- 2- Realizar garrote proximal ao joelho, manualmente ou com fita de garrote;
- 3- Aplicar álcool no local a colher;
- 4- Realizar a colheita.

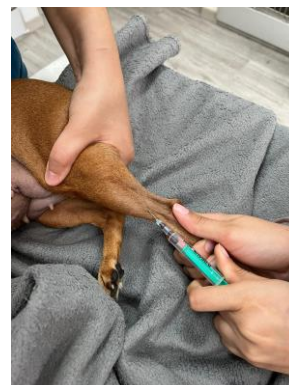


Figura 67- Colheita de sangue na veia safena.

Procedimento de colheita de sangue na veia femoral:

- 1- Posicionar o animal em decúbito lateral;
- 2- Aplicar garrote na face interna da coxa, sobre a virilha, manualmente ou com fita de garrote;
- 3- Aplicar álcool a 70% no local a colher;
- 4- Realizar a colheita

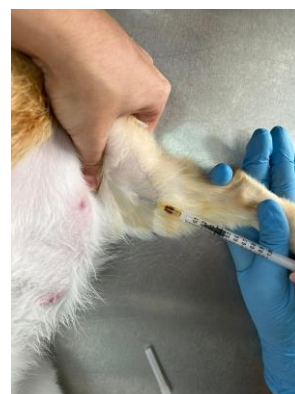


Figura 68- Colheita de sangue na veia femoral.

Anexo V

O paciente canino acompanhado em meio clínico, o Leão, compareceu à clínica para realização de esplenectomia de urgência uma vez que além da esplenomegalia observada à ecografia apresentava-se prostrado, anorético, anêmico e com hipoalbuminemia.

Após a cirurgia foi indicado pelo médico veterinário a transfusão de concentrado de eritrócitos e de plasma congelado.

No caso dos cães são reconhecidos sete tipos de grupos sanguíneos, no entanto estes não têm naturalmente alo-anticorpos contra um grupo sanguíneo diferente do seu. Desta forma pode ser realizada a transfusão sanguínea uma primeira vez mesmo que não seja feita a tipificação, apenas há obrigatoriedade para a sua realização a partir da segunda transfusão (Fulst e Yagi 2022). Assim sendo, e uma vez que o paciente nunca tinha executado uma transfusão, não foi realizada a tipificação.

Na preparação prévia à transfusão deverá ser colocado um cateter endovenoso exclusivo para a transfusão. O saco do sangue deve ser colocado à temperatura ambiente por 30 minutos ou colocado em “banho-maria” por 15 minutos, a uma temperatura abaixo dos 37°C. Quanto ao saco de plasma este deve ser descongelado igualmente em “banho-maria” (Fulst e Yagi 2022). Este último foi o método escolhido no caso clínico apresentado tanto para o sangue como para o plasma.

Não é aconselhada a administração de Lactato de Ringer, dextrose a 5% ou soluções hipotônicas durante a transfusão (Fulst e Yagi 2022).

Quanto ao volume a administrar, no caso do plasma deverá ser 6-12 ml/kg a uma taxa inicialmente de 1-2 ml/minuto e progride até um máximo de 3-6 ml/ minuto, devendo este ser administrado num período de uma a duas horas. Quanto ao volume de sangue a administrar deverá ser de 10-20 ml/kg a uma taxa inicial de 0.1-1 ml/minuto, com um aumento gradual até 4-6 ml/minuto. O plasma pode ser administrado com recurso a bomba infusora (Fulst e Yagi 2022). A administração de sangue (concentrado de globos) deverá ser feita por gravidade e durar no máximo 4 horas para evitar o crescimento bacteriano (Fulst e Yagi 2022).

No caso do Leão foram administrados 600 ml de sangue, por gravidade, e teve uma duração de cerca de 40 minutos. Posteriormente foi administrado plasma, que segundo as diretrizes, deveria ser um total de 150 ml, no entanto, imediatamente após o início da transfusão, a mesma teve que ser interrompida devido a uma reação adversa, abaixo enunciada, por parte do paciente.

Durante a transfusão devem ser monitorizados os parâmetros vitais básicos (temperatura, cor das mucosas, frequência cardíaca e respiratória, tempo de repleção capilar) a cada 5 minutos e a cada 15 minutos após a transfusão (Fulst e Yagi 2022), o que foi praticado em meio clínico com o Leão.

As reações adversas possíveis numa transfusão de sangue incluem hemólise intra ou extravascular, hipotensão, apneia, cianose, emese ou até choque. Numa transfusão de plasma poderão variar de urticária, a edema facial, eritema ou prurido. O Leão após cerca de 10 ml de volume de plasma administrado apresentou edema facial e por esse motivo a transfusão foi interrompida.



Figura 69 - Transfusão sanguínea.

Anexo VI

A camada primária é a camada de contacto direto com a ferida e desempenha um papel vital para a formação de um ambiente ideal para a cicatrização assim como também promove a absorção de exsudados e o contacto e administração de fármacos para o tratamento da lesão. Esta camada deve conter duas propriedades essenciais: a oclusividade e absorção, características que podem ser encontradas em ligaduras/compressas de gaze, hidrocoloides, de hidrogel ou de solução hipertónica (Swaim, s.d.).

Quanto à camada secundária a sua principal função é a absorção e por isso esta deve ter uma boa capilaridade para a retenção de soro, exsudado ou sangue. Outras funções desta camada são: proteção da ferida contra traumas, evitar o excesso de mobilidade dos tecidos afetados e assegurar a fixação da camada primária próxima da lesão. Esta camada deve ser aplicada de forma envolvente assegurando a sobreposição de camadas. Na aplicação desta deve-se ter especial atenção à pressão efetuada pois pode prejudicar a absorção e a irrigação sanguínea do local (Swaim, s.d.).

A camada terciária desempenha um papel importante na fixação das outras camadas e na proteção de contaminação externa, devendo para tal ser impermeável (Swaim, s.d.).

Um penso deve ser trocado frequentemente, dependendo do estado de cicatrização da ferida. À medida que a cicatrização progride a frequência de troca tende a diminuir. Pensos altamente absorventes devem ser trocados diariamente, no entanto há momentos em que poderão ser feitas trocas não programadas como em episódios de deslizamento, danos ou contaminação externa do penso (Swaim, s.d.).

Na realização do penso podem ser utilizadas diversas substâncias, como mel e pomadas cicatrizantes, o uso destas depende do tipo de ferida, do estado de cicatrização da ferida e do estado geral do animal. O mel deve ser aplicado em feridas com necrose, infetadas ou inflamadas pelo seu efeito de desbridagem autolítica, por conter propriedades antibacterianas e pelo auxílio na redução da inflamação e edema, além de que promove a formação de tecido de granulação. Já as pomadas cicatrizantes devem ser aplicadas em feridas limpas ou recentemente suturadas pelo que estas promovem a cicatrização e previnem a infeção (Swaim, s.d.).

Anexo VII

Apresentou-se ao Centro Veterinário Oliveiravet um canídeo macho que tivera sido mordido por outro e apresentava uma ferida aberta na região dorsal do pescoço. Pelo estado necrótico dos bordos dos tecidos estimou-se que a ferida teria mais de 5 dias. Perante esta apresentação clínica o médico veterinário decidiu que a sutura da ferida seria inviável optando pelo tratamento médico, com limpeza e desinfecção da ferida seguida da aplicação de penso, renovado diariamente durante os primeiros três dias. Procedeu-se assim à tricotomia local, desbridamento da lesão, desinfecção do local com clorexidina a 4% (figura 70) e realização de penso curativo.

Para a realização do penso foi utilizado mel e um fármaco tópico para a regeneração, nutrição e cicatrização dos tecidos; compressas de não tecido, ligadura não elástica, ligadura elástica, ligadura coesiva e adesivo, material este apresentado na figura 71.

Primeiramente foi realizada aplicação tópica de mel e pomada cicatrizante à base de plantas. Na primeira camada foi usada uma compressa de não tecido (figura 73) e, para o suporte desta, duas ligaduras. A primeira não elástica, em volta do pescoço (figura 74), e de seguida uma elástica (figura 75), para uma boa fixação. Por último foi colocado uma ligadura coesiva impermeável para evitar contaminação (figura 76).



Figura 70- Lesão após tricotomia e desinfecção da ferida



Figura 71- Material utilizado para a realização do penso.



Figura 72- Aplicação de mel e pomada cicatrizante.



Figura 73- Camada primária: Compressa de não tecido.



Figura 74- Camada secundária: ligadura não elástica.

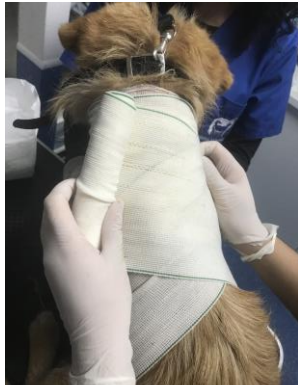


Figura 75- Camada secundária: ligadura elástica.

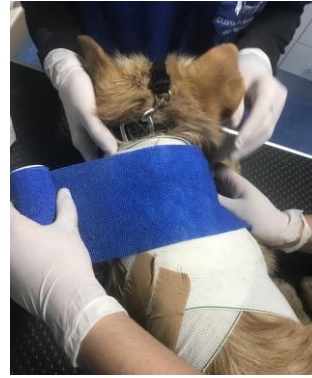


Figura 76- Camada terciária: ligadura coesiva.

Anexo VIII

Abaixo é apresentado o protocolo utilizado pelo médico veterinário até à inseminação artificial.

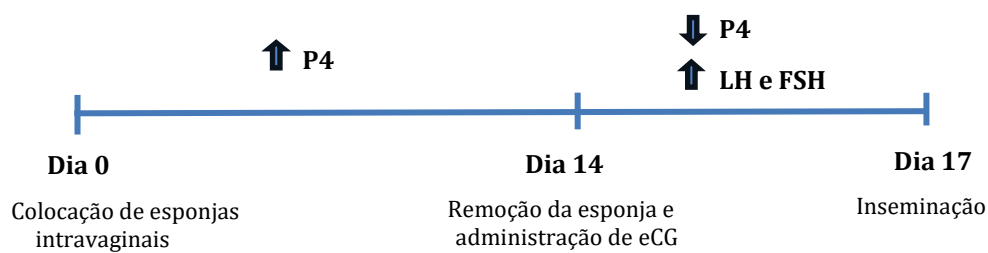


Figura 77 - Protocolo usado até à inseminação artificial.