

Enfermagem Veterinária em Animais de Companhia

Relatório de atividades

Licenciatura em Enfermagem Veterinária

Francisca Coutinho Carvalho Baptista Carneiro

Orientadores

Professora Doutora Beatriz Maria Pinto do Vale

Dra. Ana Filipa Lagares

Relatório de Estágio apresentado à Escola Superior Agrária de Castelo Branco para cumprimento dos requisitos necessários à obtenção do grau de Licenciado em Enfermagem Veterinária, realizado sob a orientação científica da Professora Doutora Beatriz Maria Pinto do Vale, do Instituto Politécnico de Castelo Branco.

Julho 2025

Agradecimentos

Quero agradecer a todos os docentes e funcionários não docentes da Escola Superior Agrária de Castelo Branco que desde 2022 me acompanharam neste percurso e que tiveram um papel crucial na minha formação académica.

Um especial agradecimento, à Professora Beatriz Pinto do Vale, por ter sido incansável e sempre prestável.

Um obrigada ao Professor Manuel Vicente Martins, por ter acreditado em mim desde o 1º dia.

Agradeço a toda a equipa da MedicalVet por me terem recebido de braços abertos, como se fosse parte integrante da equipa, incentivando-me e confiando em mim, permitindo-me ser uma estagiária que fez mais do que olhar.

Aos meus pais, à minha irmã e ao António deixo aqui o meu obrigada por tudo. Sem vocês não teria conseguido. Obrigada por terem feito de mim o que uma “mulher de armas” deve ser. Espero ter-vos deixado orgulhosos.

Obrigada ao “Entorna a caneca” por todos os momentos, por todas as gargalhadas, por fazerem estes 3 anos tão bonitos e por terem feito de Castelo Branco casa.

Por último quero agradecer, do fundo do coração, à minha melhor amiga Helena Madeira, por me ter tirado do escuro e ter mostrado como é bom sentir a luz, por ter estado ao meu lado em todos os momentos, mesmo estando a 151 Km de distância, por me ter feito erguer a cabeça, por nunca ter desistido de mim e por me mostrar que nunca irá sair do meu lado.

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 (ESACB). O estágio decorreu na Clínica Veterinária MedicalVet, de 20 de março a 5 de julho de 2025, totalizando 634 horas.

Este relatório inclui a apresentação do local de estágio, a descrição da casuística, bem como uma análise detalhada das funções do Enfermeiro Veterinário nas diferentes áreas de intervenção: apoio em cirurgia, administração de terapêuticas (farmacológicas e fluidoterapia), realização de exames complementares de diagnóstico (análises laboratoriais e imagiologia), banhos e tosquias e apoio ao Médico Veterinário em consultas de Medicina Preventiva e Medicina Geral.

Durante o estágio foram acompanhados 447 animais, dos quais 180 foram acompanhados em mais do que uma valência. Assim, registaram-se 29 acompanhamentos em contexto de recobro, 57 na área de cirurgia, 162 na realização de exames complementares de diagnóstico, 54 em banhos e tosquias, 207 em consultas de Medicina Preventiva e 118 em consulta de Medicina Geral.

O estágio curricular foi fundamental, constituindo uma experiência enriquecedora que contribuiu significativamente para o desenvolvimento pessoal e profissional. Possibilitou uma melhor compreensão do funcionamento de uma Clínica Veterinária, promovendo o aperfeiçoamento de capacidades como a comunicação, o trabalho em equipa e a tomada de decisões de forma rápida e segura. Foi também possível aprofundar e melhorar a prática nas diversas áreas de intervenção do EV, especialmente naquelas em que inicialmente existia algum desconforto. Em suma, o estágio curricular constitui uma mais-valia para a consolidação dos conhecimentos teóricos e práticos, preparando de forma mais sólida e confiante o EV para a integração no mercado de trabalho.

Palavras-chave

Animais de companhia; colheita de sangue; Enfermagem Veterinária; monitorização

Abstract

This report outlines the activities carried out during the curricular internship included in the degree in Veterinary Nursing at Escola Superior Agrária de Castelo Branco (ESACB). The internship took place at the MedicalVet Veterinary Clinic, from March 20th to July 5th, 2025, totaling 634 hours.

The report includes a presentation of the internship site, a description of the caseload and a detailed analysis of the roles performed by a Veterinary Nurse across various areas of intervention: surgical assistance, administration of therapeutics (pharmacological and fluid therapy), performance of complementary diagnostic procedures (laboratory analysis and imaging), bathing and grooming, and support to the Veterinarian in Preventive Medicine and General Medicine consultations.

During the internship, 447 animals were monitored, 180 of which received care in more than one area. Specifically, 29 cases were followed in the recovery context, 57 in surgery, 162 in complementary diagnostic exams, 54 in bathing and grooming, 207 in Preventive Medicine consultations and 118 in General Medicine consultations.

The curricular internship was fundamental and an enriching experience that contributed significantly to the personal and professional development. It enabled to gain a better understanding of how a veterinary clinic works, improving skills such as communication, teamwork and making decisions quickly and safely. It was also possible to deepen and improve practice in the various areas of EV intervention, especially in those where there was initially some discomfort. In short, the curricular internship is an asset for consolidating theoretical and practical knowledge, preparing EV more solidly and confidently for integration into the job market.

Keywords

Companion animals; blood collection; Veterinary Nursing; monitoring

Índice geral

Agradecimentos	III
Resumo	V
Palavras-chave	V
Abstract	VII
Keywords	VII
Índice geral	IX
Índice de Figuras	XI
Lista de abreviaturas, siglas e acrónimos	XIII
1. Introdução	1
2. Apresentação do local de estágio	2
3. Casuística	3
4. Descrição das atividades realizadas durante o estágio	6
4.1. Contenção animal	6
4.1.1. Contenção de cães	6
4.1.2. Contenção de gatos	7
4.1.3. Contenção de outras espécies animais	7
4.2. Laboratório	8
4.2.1. Colheita de amostra sanguínea	8
4.2.2. Realização de análises	9
4.2.2.1. Hemograma	10
4.2.2.2. Bioquímicas	10
4.2.2.3. Testes rápidos	11
4.2.2.4. Citologia	12
4.3. Cateterização	12
4.4. Fluidoterapia	13
4.5. Administração de fármacos	15
4.5.1. Administração subcutânea	16
4.5.2. Administração intramuscular	16
4.5.3. Administração intravenosa	17
4.5.4. Administração oral	17
4.6. Cirurgia	18
4.7. Realização de pensos	21
4.8. Imagiologia	23
4.8.1. Radiografia	23

4.8.2. Ecografia	24
4.9. Eletrocardiograma e pressão arterial	24
4.10. Tosquia e banhos	25
4.11. Consultas e apoio de Enfermagem	27
5. Considerações finais	29
6. Referências Bibliográficas	30
Anexo I	31
Anexo II	34
Anexo III	35
Anexo IV	36
Anexo V	37
Anexo VI	40
Anexo VII	41
Anexo VIII	42
Anexo IX	43
Anexo X	44
Anexo XI	45
Anexo XII	46
Anexo XIII	47
Anexo XIV	48
Anexo XV	49
Anexo XVI	50

Índice de Figuras

Figura 1 - Número de animais acompanhados durante o período de estágio (n=447)	3
Figura 2 - Número de animais acompanhados em consulta de Medicina Preventiva (n=209)	4
Figura 3 - Número de animais acompanhados em consulta de Medicina Geral (n=118)	4
Figura 4 - Número de animais recebidos para tosquia e banho higiênico e banhos terapêuticos (n=54)	4
Figura 5 - Número de animais submetidos a exames complementares de diagnóstico (n=162)	5
Figura 6 - Número de animais submetidos a procedimentos cirúrgicos e HPCO (n=57)	5
Figura 7 - Número de animais acompanhados no recobro durante o período de estágio (n=72)	6
Figura 8 - Contenção de cães: (a) cão em estação, (b) cão em decúbito	7
Figura 9 - Contenção de gato com recurso a toalha	7
Figura 10 - Contenção de gato com recurso a saco	7
Figura 11 - Contenção de furão	8
Figura 12 - Colheita de sangue na veia cefálica com cateter: (a) tricotomia, (b) e (c) colheita da amostra	8
Figura 13 - Colheita de sangue na veia cefálica com seringa	9
Figura 14 - Colheita de sangue na veia jugular com seringa: (a) agulha paralela à veia acima do local de garrote, (b) colheita da amostra	9
Figura 15 - Obtenção dos valores das análises hematológicas	10
Figura 16 - Tubo de EDTA	10
Figura 17 - Obtenção dos valores das análises bioquímicas	10
Figura 18 - Tubos de colheita: (seta vermelha) tubo com gel separador, (seta verde) tubo seco	10
Figura 19 - Colocação de amostra na centrífuga	11
Figura 20 - Amostra após centrifugar	11
Figura 21 - Procedimento de medição da glicemia	11
Figura 22 - Método de coloração <i>Diff-Quick</i> : (a) soluções de coloração <i>Diff-Quick</i> , (b) procedimento	12
Figura 23 - Observação ao MO: (a) visualização no Mo, (b) imagem da lâmina ao MO	12
Figura 24 - Cateterização: (a) tricotomia, (b) inserção do cateter na veia, (c) fixação do adesivo. (d) colocação de ligadura adesiva coesiva	13
Figura 25 - Cristaloides e coloides disponíveis no CAMV	14
Figura 26 - Fluidoterapia SC	15

Figura 27 - Fluidoterapia IV: (a) preparação do sistema de venoclise (sangrar o soro), (b) acoplamento do sistema ao cateter	15
Figura 28 - Administração via SC: (a) prega de pele e assepsia do local, (b) inserção da agulha e refluxo, (c) administração do fármaco.	16
Figura 29 - Administração via IM: (a) assepsia do local com polegar caudal ao fêmur, (b) administração do fármaco no musculo semimembranoso	17
Figura 30 - Administração via IV	17
Figura 31 - Administração via PO com auxílio de lança-comprimidos: (a) contenção do animal, (b) posicionamento do lança-comprimidos para facilitar a abertura da boca, (c) colocação da ponta do lança-comprimidos na base da língua, (d) lançamento do comprimido para o esôfago.	18
Figura 32 - Organização da sala para OVH e ORQ	19
Figura 33 - Tricotomia	19
Figura 34 - Assepsia do campo cirúrgico	19
Figura 35 - Intervenção de enfermeiro ajudante de cirurgião - limpeza de local de sutura	20
Figura 36 - Penso de ferida cirúrgica: (a) camada primária, (b) camada secundária, (c) camada terciária.	22
Figura 37 - Drenagem de abscesso	22
Figura 38 - Aproximação com agrafos: (a) antes da aproximação, (b) depois da aproximação	22
Figura 39 - Utilização de pomada cicatrizante e gaze parafinada como parte da camada primária do penso	23
Figura 40 - Penso finalizado com colar isabelino	23
Figura 41 - Imagens radiográficas: (a) posição latero-lateral para visualização do tórax, (b) posição latero-lateral para visualização da região caudal, (c) posição dorso-ventral para visualização do crânio	23
Figura 42 - Preparação do animal para radiografia com proteção individual	23
Figura 43 - Diagnóstico de gestação por ultrassom	24
Figura 44 - Colocação dos elétrodos: (a) lado direito, (b) lado esquerdo	25
Figura 45 - Visualização do ECG	25
Figura 46 - Medição da pressão arterial	25
Figura 47 - Tosquia: (a) antes, (b) depois	26
Figura 48 - Banho terapêutico	26
Figura 49 - Banho após tosquia e secagem: (a) enxaguamento, (b) colocação do champô, (c) secagem com recurso a toalha, (d) secagem com recurso a secador	27
Figura 50 - Sensibilização para a primovacinação	27
Figura 51 - Remoção de corpo estranho: (a) contenção, (b) corpo estranho	28
Figura 52 - Elaboração do plano nutricional enteral: (a) colocação de sonda nasoesofágica, (b) implementação do plano nutricional enteral	28

Lista de abreviaturas, acrónimos e siglas

ALP – Fosfatase alcalina
ALT – Alanina aminotransferase
BUN – Azoto ureico
CAMV – Centro de Atendimento Médico-Veterinário
CRE – Creatinina
ECG – Eletrocardiograma
EDTA – Ácido etilenodiamino tetra-acético
ESACB – Escola Superior Agrária de Castelo Branco
EV – Enfermeiro(a) Veterinário(a)
FC – Frequência Cardíaca
FeLV – Vírus da Leucemia Felina
FIV – Vírus da Imunodeficiência Felina
FR – Frequência Respiratória
G – Gauge
GLU – Glucose
HPCO – Higienização Profissional da Cavidade Oral
IO – Intraósseo(a)
IP – Intraperitoneal
IV – Intravenoso(a)
LR – Ringer Lactato
MV- Médico(a) Veterinário(a)
MO – Microscópio Ótico
NaCl – Cloreto de sódio
ORQ – Orquiectomia
OVH – Ovariohisterectomia
PT – Proteínas totais
Rx – Raio x/radiografia
SC – Subcutâneo(a)

1. Introdução

O estágio curricular constitui uma componente essencial da Licenciatura em Enfermagem Veterinária da Escola Superior Agrária de Castelo Branco (ESACB). Trata-se de uma atividade prática, supervisionada, de carácter obrigatório e fundamental no processo de formação dos alunos, proporcionando aos mesmos a oportunidade de aplicar, em contexto real de trabalho, os conhecimentos teóricos adquiridos ao longo dos três anos do curso.

O presente relatório tem como principal objetivo descrever e analisar as atividades executadas durante o estágio, realizado na clínica MedicalVet, entre os dias 20 de março e 5 de julho, totalizando 634 horas. Ao longo deste período, foi possível promover o desenvolvimento de competências profissionais, com ênfase na aplicação de conhecimentos técnicos na prática clínica de animais de companhia, integrando a teoria e a prática.

Neste relatório é apresentado o número de animais acompanhados, bem como a área clínica e as patologias em que se encontravam. Adicionalmente, são descritas algumas atividades realizadas, que refletem as funções atribuídas a um(a) Enfermeiro(a) Veterinário(a) (EV).

O relatório encontra-se dividido em três partes: a primeira parte corresponde à apresentação do local de estágio; a segunda diz respeito à casuística; e a terceira aborda as atividades desenvolvidas.

Através deste estágio, foi possível aprofundar conhecimentos em cuidados de recobro, apoio em procedimentos cirúrgicos e prática diária clínica, bem como melhorar competências de comunicação interpessoal, fundamentais para o exercício da profissão.

2. Apresentação do local de estágio

A Clínica Veterinária Medicalvet localiza-se no Fundão, distrito de Castelo Branco. Fundada em 2008, dispõe de 2 EV e 2 Médicas Veterinárias (MV). Disponibiliza serviços de Medicina Geral, Medicina Preventiva (vacinas e desparasitações), registo e identificação eletrónica, meios complementares de diagnóstico, como análises clínicas e imagiologia, nomeadamente radiografia (RX), ecografia e eletrocardiograma (ECG). A Clínica Veterinária MedicalVet ainda presta serviços de Cirurgia Geral e outras intervenções como Higienização Profissional da Cavidade Oral (HPCO), banhos e tosquias e venda de produtos veterinários especializados.

O estabelecimento é composto por uma zona de acesso ao público e uma zona de acesso exclusivo aos profissionais. A primeira inclui receção, onde também se encontra uma balança eletrónica, para que os animais sejam pesados antes da consulta, *petshop* e um consultório. Neste último está incluído uma bancada de trabalho, todo o material necessário para a realização de consultas, como estetoscópio; otoscópio; oftalmoscópio; termómetro; leitor de *microchip*; corta-unhas; materiais para colheita de sangue, cateterização e punção; material para pensos, incluindo compressas, ligaduras elásticas e não elásticas, ligadura coesiva e adesivo; algodão, soluções de clorexidina e de cicatrização; solução de higienização da bancada de trabalho e equipamento de refrigeração para conservação de vacinas.

A zona de acesso exclusivo à equipa profissional é constituída por uma sala de cirurgia contendo uma jaula para o recobro de animais de pequeno a médio porte, uma jaula de recobro para cães de grande porte e todo o material utilizado nos procedimentos cirúrgicos tais como: mesa *Mayo*, suporte de soro, lâmpada de exame, produtos para realização da assepsia cirúrgica (clorexidina diluída, iodopovina e álcool), luvas esterilizadas, fios de sutura, panos de campo, lâminas de bisturi, materiais para colheita de sangue, punção e cateterização e *kits* cirúrgicos. Existem 2 tipos de *kits* cirúrgicos: *kits* de Ovariohisterectomia (OVH), para fêmeas de pequeno e grande porte, e *kits* de Orquiectomia (ORQ). Cada *kit* de OVH contém 4 pinças *Backhaus*, 1 porta-agulhas de *Mathieu*, 1 tesoura *Mayo* redonda, 1 tesoura *Mayo* reta, 1 pinça anatómica dentes de rato, 1 pinça anatómica bico de pato, 1 retrator *Senn-Miller*, 3 pinças hemostáticas de *Kelly* curvas, 2 pinças hemostáticas de *Kocher* retas e 1 lâmina de bisturi de tamanho 23. O *kit* de ORQ contém 1 porta-agulhas de *Mathieu*, 1 tesoura de *Mayo* reta, 2 pinças hemostáticas de *Kelly* curvas, 1 pinça anatómica dentes de rato e 1 uma lâmina de bisturi de tamanho 23. No CAMV existe, mas não é utilizado monitor multiparamétrico, pulsioxímetro, capnógrafo, tubos endotraqueais e aparelho de anestesia, pois todos os procedimentos cirúrgicos são realizados com auxílio de anestesia fixa. Neste espaço também são realizadas análises laboratoriais, havendo um analisador hematológico, um analisador bioquímico e uma centrífuga. Neste local também se procede à lavagem, desinfeção e esterilização do material cirúrgico, onde existe uma bancada utilizada apenas para esse efeito com um lavatório, forno e caixas onde se coloca e diferencia o material para os respetivos procedimentos, e um recipiente de imersão onde se coloca o material a esterilizar

Na zona de acesso exclusivo à equipa profissional também consta uma zona de recobro para gatos e cães de pequeno a médio porte, uma sala de radiografia, constituída pelo equipamento RX e equipamento de proteção individual (aventil, protetor da tiroide e protetores de pulso de chumbo), uma área conjunta de visualização radiográfica (cassetes

e revelador) e de organização de *stock* medicamentoso e de tubos de colheita, frigorífico para amostras e microondas, uma zona de banhos e tosquias, onde se inclui uma caixa de material (escovas, cardadeiras, removedor de nós, pentes, máquina tosquiadora e lâminas de vários tamanhos), champô de tratamento e de limpeza e banheira com acesso a água quente, e, por fim, uma sala para o *staff* e *stock* dos restantes produtos disponibilizados pela clínica.

O recobro está organizado de forma a permitir que os profissionais tenham acesso fácil e imediato a todo o material necessário para os diferentes procedimentos realizados nesta área. Deste modo, encontram-se à disposição materiais destinados à limpeza de feridas e outros cuidados básicos, como: compressas, algodão, álcool 70%, água oxigenada, mantas, tapetes e resguardos, colares isabelinos, luvas e *kit* de primeiros socorros. Também constam os materiais utilizados em procedimentos como fluidoterapia, administração de fármacos e alimentação de animais, como: seringas, agulhas e cateteres de vários tamanhos e calibres, ligaduras, sistemas de venoclise, taças para cães e gatos e alimentos para as várias dietas.

A sala para o *staff* possui também um espaço para visualização microscópica, com o apoio de um microscópio ótico (MO), lâminas, lamelas e soluções *Diff-Quick*.

É de salientar que em todas as zonas dirigidas à administração de fármacos, procedimentos cirúrgicos ou tratamento de feridas (consultório, sala de cirurgia e recobro) existe um recipiente para materiais cortantes, um caixote do lixo destinado a resíduos orgânicos e outro para lixo normal. Apresenta-se no Anexo I Figuras ilustrativas do local de estágio.

3. Casuística

Na clínica MedicalVet foram recebidos e acompanhados 447 animais, dos quais 308 canídeos, 164 felídeos e 5 animais de outras espécies (1 furão, 2 porquinhos-da-Índia, 1 coelho e 1 esquilo) (Figura 1).

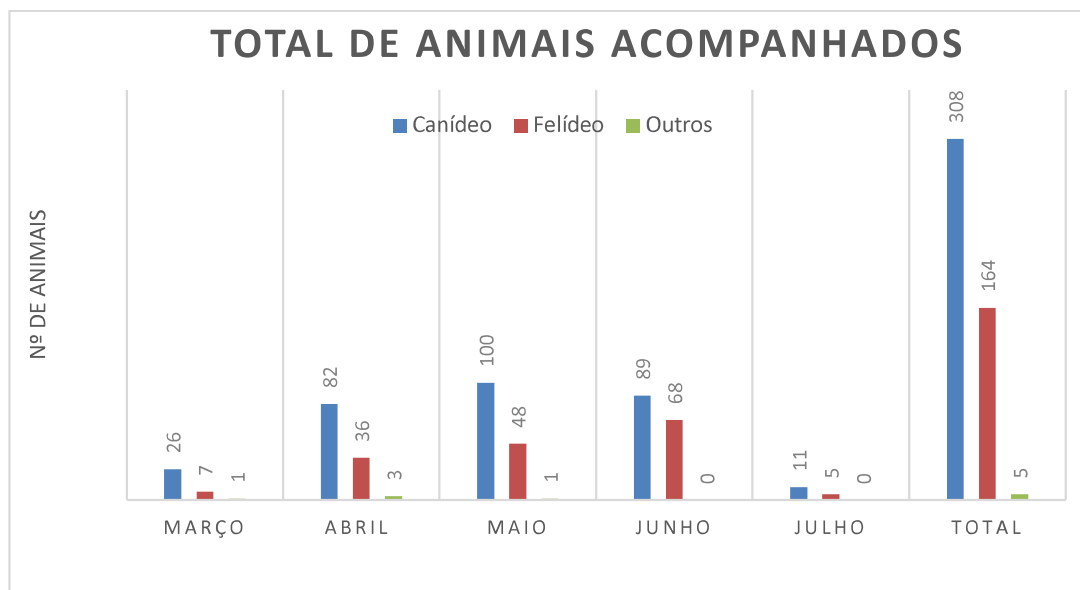


Figura 1 - Número de animais acompanhados durante o período de estágio (n=447)

Foi possível acompanhar diversos motivos de agendamento, nomeadamente consultas de Medicina Preventiva (Figura 2), e de Medicina Geral (Figura 3), bem como para banhos terapêuticos ou tosquias (Figura 4).

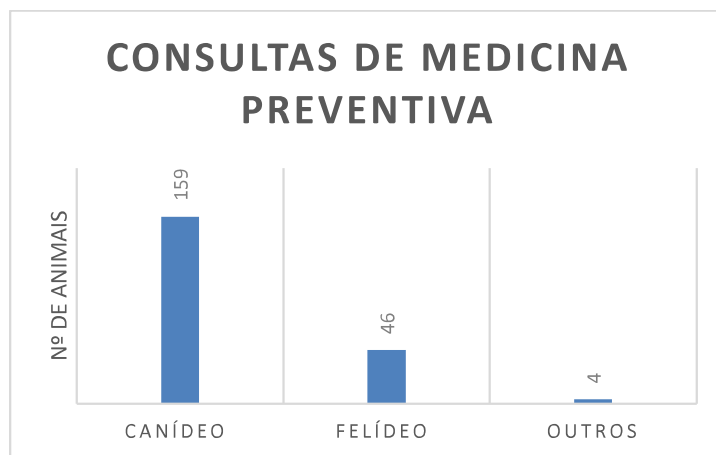


Figura 2 - Número de animais acompanhados em consulta de Medicina Preventiva (n=209)

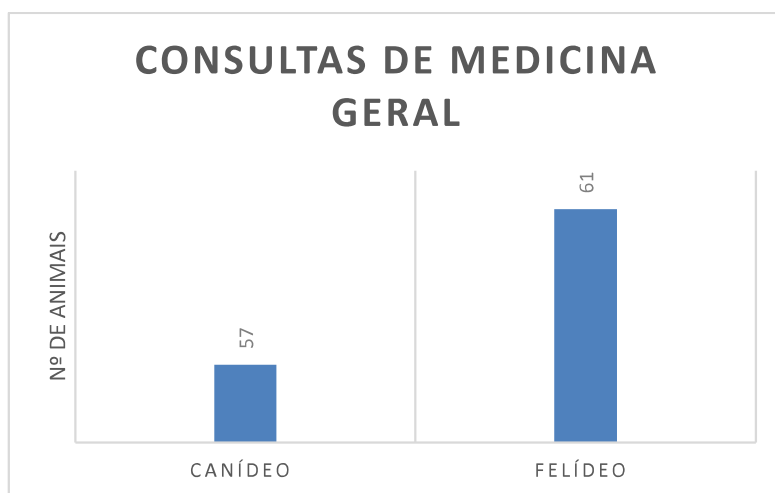


Figura 3 - Número de animais acompanhados em consulta de Medicina Geral (n=118)

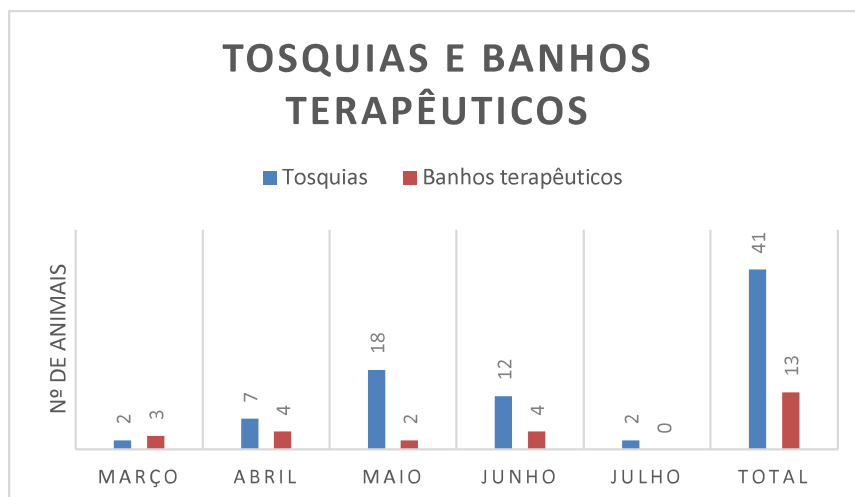


Figura 4 - Número de animais acompanhados para tosquia e banho higiénico e banhos terapêuticos (n=54)

A Figura 5 representa os diversos exames complementares de diagnóstico, realizados no âmbito das consultas de Medicina Geral, com diversos objetivos, nomeadamente: monitorização de patologias previamente diagnosticadas, avaliação de parâmetros pré-cirúrgicos e apoio ao diagnóstico de patologias ainda não identificadas.

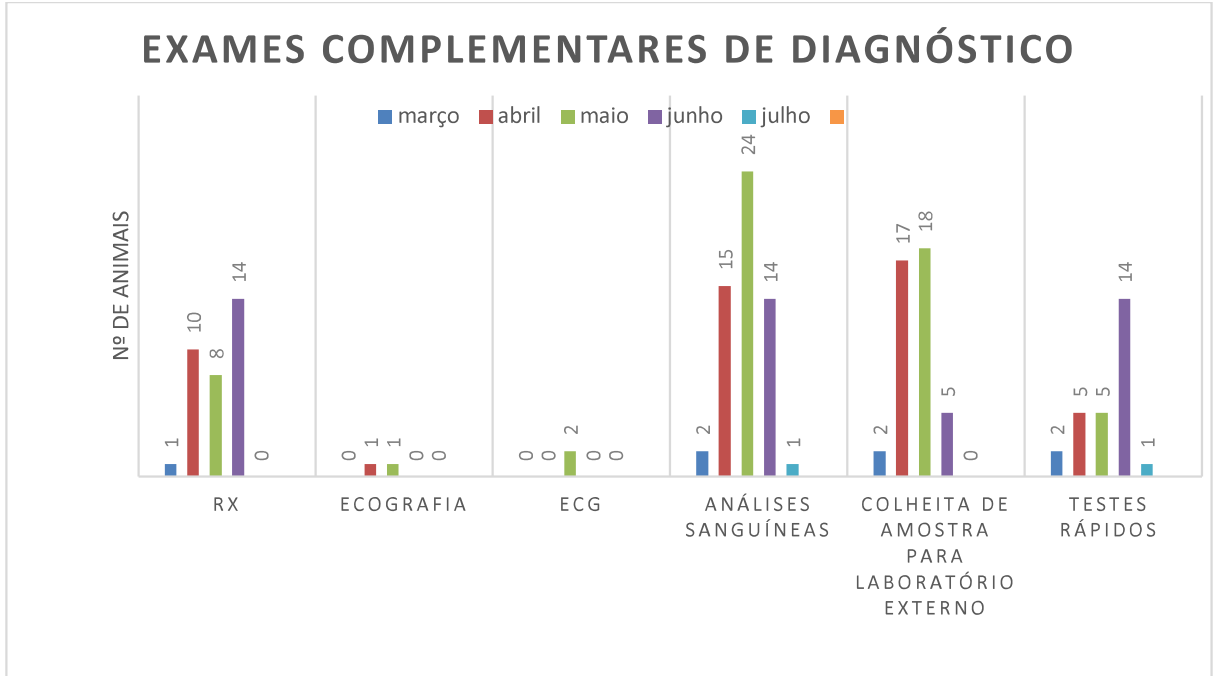


Figura 5 - Número de animais submetidos a exames complementares de diagnóstico (n=162)

Durante o período dedicado à cirurgia, e tendo em consideração as dimensões do CAMV, não se verificou uma grande diversidade de procedimentos. No entanto, esta limitação permitiu garantir um acompanhamento adequado e individualizado dos pacientes recebidos (Figura 6).

Apesar de a HPCO não ser um procedimento cirúrgico, requer anestesia geral do animal, pelo que foi inserida e contabilizada nesta secção.

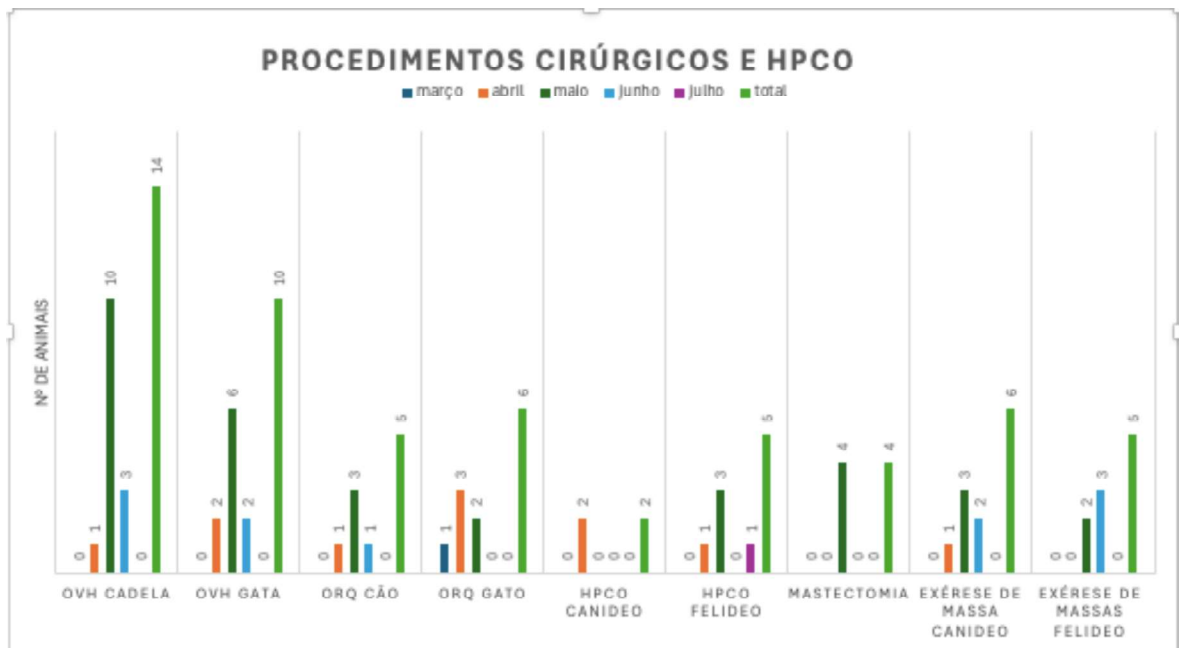


Figura 6 - Número de animais submetidos a procedimentos cirúrgicos e HPCO (n=57)

Durante o período de estágio foi possível acompanhar pacientes em recobro, sendo a maioria proveniente de cirurgias eletivas (Figura 7).

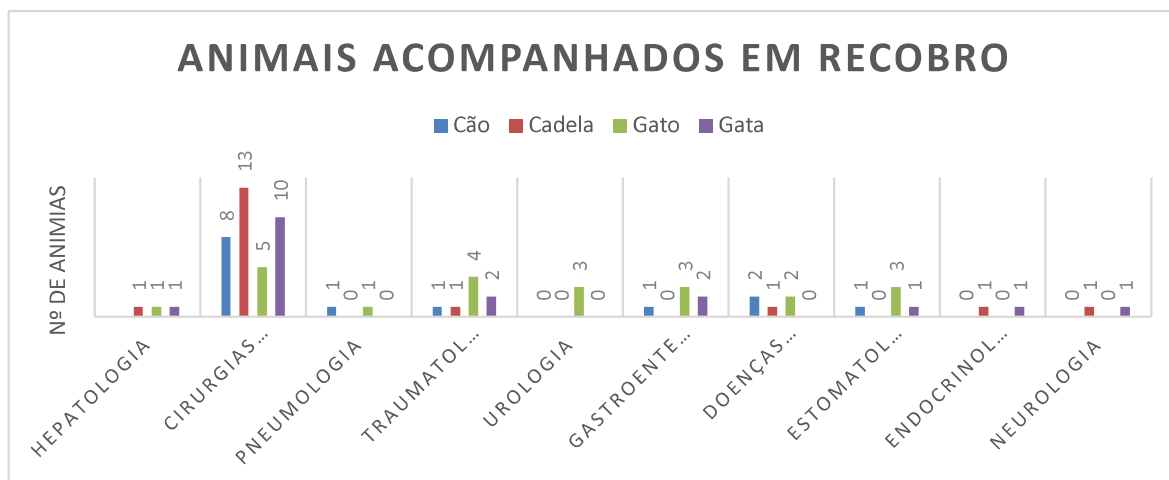


Figura 7 - Número de animais acompanhados no recobro durante o período de estágio (n=72)

4. Descrição das atividades realizadas durante o estágio

4.1. Contenção animal

A contenção animal consiste na aplicação de técnicas para limitar parcial ou totalmente os movimentos normais do animal, com o objetivo de permitir a realização de procedimentos como exame físico, colheita de amostras, administração de fármacos e/ou qualquer outra manipulação (IACUC Policy on Prolonged Physical Restraint of Animals, 2024).

A contenção deve preservar o bem-estar animal. Quanto mais confortável e seguro o animal se sentir no ambiente clínico, maior será a probabilidade de se manter calmo e cooperativo. Esta abordagem não só promove o bem-estar do animal, como também reduz os riscos para o operador, uma vez que o uso excessivo de força está associado a um aumento da probabilidade de comportamentos agressivos (Riemer et al., 2021).

4.1.1. Contenção de cães

A primeira abordagem ao cão é de extrema importância para garantir um estado de calma e facilitar a contenção e manipulação subsequente. Esta abordagem deve ser realizada de forma gentil e tranquila, recorrendo, sempre que possível, a palavras-chave ou sinais de treino previamente aprendidos, com o objetivo de reduzir o stress do animal (Cooper et al., 2020). Durante o período de estágio, a contenção foi efetuada com o animal sentado, em estação e em decúbito (Figura 8), consoante o tipo de procedimento a realizar, como por exemplo a avaliação de feridas, colheita de amostras sanguíneas ou realização de exames complementares de diagnóstico, como RX. Esta era efetuada com o animal sempre em contacto com o corpo do operador, uma mão controlando a cabeça e a outra “abraçando” o paciente (Figura 8a) ou fazendo de garrote (Figura 8b). No local de estágio, o uso de açaime encontrava-se reservado para situações em que a segurança do(s) operador(es) estivesse comprometida, nomeadamente devido a comportamentos associados a ansiedade ou reatividade por parte do animal.

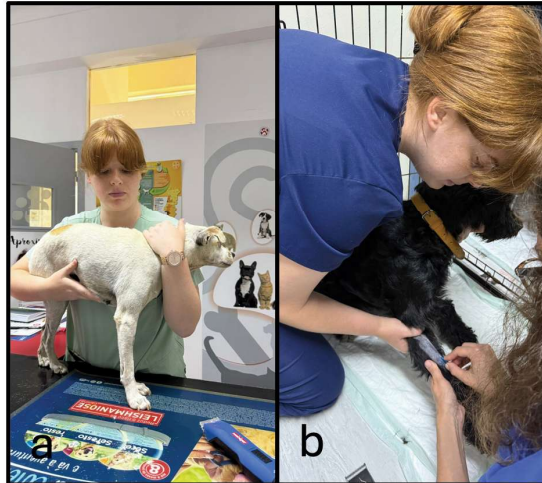


Figura 8 - Contenção de cães: (a) cão em estação, (b) cão em decúbito

4.1.2. Contenção de gatos

Durante o estágio, recorreu-se principalmente a dois métodos: o uso de toalhas ou mantas e de sacos de contenção. A toalha/manta é utilizada não só para proteger o animal de estímulos visuais e proporcionar uma sensação de segurança, semelhante a um esconderijo, mas também para criar uma barreira física entre paciente e operador. Esta técnica permite envolver o gato de uma forma segura mantendo as unhas recolhidas no interior da toalha/manta (Figura 9). O saco de contenção (Figura 10) funciona de forma semelhante, mas possui fechos que permitem a exteriorização controlada de um ou mais membros. O uso de saco de contenção não exclui a aplicação simultânea de uma toalha ou manta, caso seja necessário para reforçar a segurança e o conforto do animal (Riemer et al., 2021).



Figura 9 - Contenção de gato com recurso a toalha



Figura 10 - Contenção de gato com recurso a saco

4.1.3. Contenção de outras espécies animais

O EV tem de ser capaz de assegurar a contenção para se conseguir a manipulação de várias espécies animais, não se limitando apenas aos animais de companhia convencionais. Espécies como os furões, frequentemente classificados como novos animais de companhia, requerem técnicas de contenção específicas (Cooper et al., 2020). A contenção do furão envolveu a colocação de uma mão sob os membros posteriores para suporte, enquanto a outra mão segurava os membros anteriores, com dois dedos posicionados para elevar o focinho e os restantes a imobilizar os membros torácicos (Figura 11).



Figura 11 - Contenção de furão

4.2. Laboratório

Segundo Bassert et al. (2002), um EV que sabe e que está preparado para realizar a colheita e análise de amostras é um elemento indispensável num CAMV. Tem de ter conhecimento dos vários tipos de amostra que pode colher, das várias formas de análise da mesma e de como a armazenar.

4.2.1. Colheita de amostra sanguínea

A colheita de sangue é frequentemente realizada na veia cefálica, na veia jugular e nas veias safenas medial e lateral (Taylor, 2016). A escolha do local de colheita depende de vários fatores como o estado clínico do animal, o volume de sangue necessário, comportamento do animal e a facilidade de acesso à veia. Assim, é essencial proceder a uma avaliação prévia das condições do animal, de modo a garantir que a colheita seja realizada com sucesso e com o mínimo de desconforto possível (Mullineaux & Jones, 2007). Remete-se para o Anexo II a tabela onde estão descritas as vantagens e desvantagens de cada local de colheita.

Embora a veia jugular seja considerada a via preferencial para a obtenção de amostras sanguíneas pela sua dimensão e fiabilidade (Mullineaux & Jones, 2007), durante o estágio deu-se prioridade à veia cefálica. Esta escolha justificou-se pelo facto de a colheita neste local ter sido maioritariamente realizada através de um cateter (sendo a exceção colheita de sangue para testes rápidos) permitindo, caso necessário, manter uma via venosa aberta para fluidoterapia ou administração de fármacos (Taylor, 2016). A Figura 12 é representativa da execução do procedimento realizado no período de estágio. Remete-se para o Anexo III a descrição do procedimento.



Figura 12 - Colheita de sangue na veia cefálica com cateter: (a) tricotomia, (b) e (c) colheita da amostra

A colheita de amostra sanguínea para testes rápidos era feita com agulha e seringa, ambas esterilizadas, pois a necessidade de quantidade de amostra era menor que a quantidade requerida para análises. Em gatos e cães de porte pequeno eram utilizadas agulhas de 25G e em cães de porte médio a gigante eram utilizadas agulhas de 23G. O procedimento realizou-se da mesma maneira que o descrito em Anexo III, com a exceção da colheita. Enquanto, com cateter, apenas teria de se colocar o tubo de colheita junto do ponto de saída do sangue, aqui a amostra foi colhida ao puxar o êmbolo da seringa para trás (Figura 13), sempre com o cuidado de não deixar entrar ar para dentro da veia, com o risco de provocar embolia gasosa.



Figura 13 - Colheita de sangue na veia cefálica com seringa

Quando a observação da veia cefálica não é possível, recorre-se à veia jugular, utilizando agulha e seringa esterilizadas, para efetuar a colheita. Neste caso, utiliza-se agulha de 23G, tanto em cães como em gatos, pois o diâmetro da veia é maior (Figura 14). Remete-se para Anexo III a descrição do procedimento.



Figura 14 - Colheita de sangue na veia jugular com seringa: (a) agulha paralela à veia acima do local de garrote, (b) colheita da amostra

É importante salientar que, para qualquer procedimento, todo o material necessário para a sua realização deve ser preparado e disposto junto do operador antes do início da técnica (Bassert et al., 2002). Durante o estágio, para a colheita de sangue, foram utilizados os seguintes materiais: tubos de colheita (vão depender do propósito da colheita), algodão, álcool 70%, máquina tosquiadora, ligadura elástica coesiva e cateter segundo o tamanho apropriado ao animal ou seringa acoplada a agulha, também adequada ao animal. Remete-se para Anexo IV as Figuras representativas dos materiais mais utilizados disponíveis no CAMV.

4.2.2. Realização de análises

É fundamental saber o tipo de análise laboratorial a realizar, de modo a garantir que o acondicionamento e o armazenamento da amostra sanguínea sejam feitos adequadamente.

Durante o período de estágio, a colheita de sangue foi efetuada para análises hematológicas e bioquímicas séricas, no âmbito de exames laboratoriais de rotina ou pré-cirúrgicos, mas também para a realização de testes rápidos e, sempre que necessário, para o envio a laboratórios externos ao CAMV, com o objetivo de efetuar análises mais específicas ou avançadas. O envio de amostras para laboratório externo só é possível com o preenchimento da requisição que o mesmo providencia ao CAMV (Anexo V).

4.2.2.1. Hemograma

No local de estágio, para a realização de análises hematológicas (Figura 15) – com o objetivo de obter valores do hemograma, como hematócrito, leucograma e número de plaquetas, utilizava-se sangue total colhido diretamente para tubos contendo ácido etilendiamino tetra-acético (EDTA) (Figura 16). A escolha deste tubo justifica-se pelo efeito anticoagulante do EDTA e pela interferência pouco significativa na morfologia celular, pelo que permite a preservação da integridade das células sanguíneas (Papajeski, 2021).

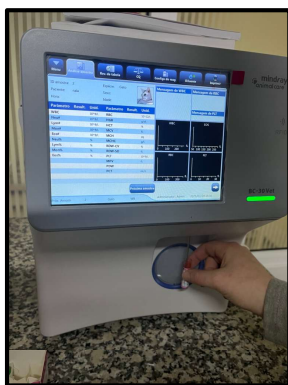


Figura 15 - Obtenção dos valores das análises hematológicas



Figura 16 - Tubo de EDTA

Após a colheita, o tubo era invertido suavemente (cerca de 8 a 10 vezes) para garantir a homogeneização do sangue com o anticoagulante. A amostra era posteriormente analisada de imediato no CAMV. Nos casos em que se previa envio para laboratório externo, a amostra era devidamente identificada e conservada a 4°C.

4.2.2.2. Bioquímicas

Para a obtenção dos valores das análises bioquímicas séricas (Figura 17), a amostra era colhida para um tubo seco ou para um tubo com gel separador (Figura 18), o qual promove uma coagulação mais rápida, facilitando a posterior separação do soro (Papajeski, 2021).

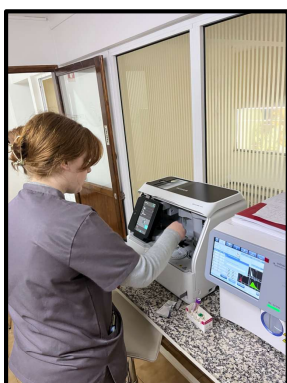


Figura 17 - Obtenção dos valores das análises bioquímicas



Figura 18 - Tubos de colheita: (seta vermelha) tubo com gel separador, (seta verde) tubo seco

Depois da colheita e devida identificação do tubo, a amostra era centrifugada (Figura 19) para separar os elementos celulares do soro (Figura 20). Esta etapa é essencial para impedir que os elementos celulares continuem a metabolizar componentes do soro, interferindo nos valores obtidos e comprometendo a fiabilidade dos resultados (Thrall et al., 2022).

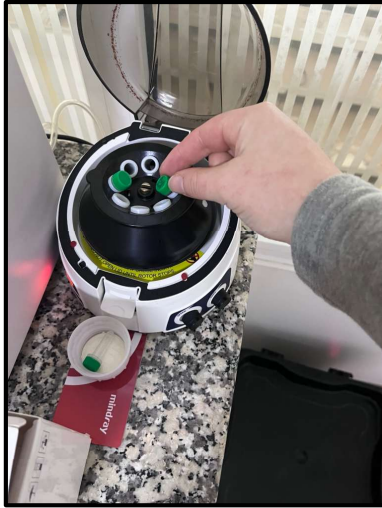


Figura 19 - Colocação de amostra na centrífuga



Figura 20 - Amostra após centrifugar

Durante o período de estágio, foram avaliados os seguintes parâmetros bioquímicos: Proteínas totais (PT), incluindo albumina e globulinas; enzimas hepáticas (alanina aminotransferase – ALT e fosfatase alcalina – ALP); parâmetros renais (azoto ureico – BUN e creatinina – CRE); e glucose (GLU). Remete-se para Anexo VI a Figura representativa do resultado de análises bioquímicas.

Também se realizaram medições de glicemia com o auxílio de um glicosímetro, no qual apenas uma gota de sangue era necessária. Para esse efeito, recorria-se à ponta de uma agulha estéril, geralmente aplicada na face interna da orelha, permitindo um procedimento minimamente invasivo e rápido (Figura 21).



Figura 21 - Procedimento de medição da glicemia

4.2.2.3. Testes rápidos

Durante o estágio foi possível realizar testes rápidos em cães para deteção de Leishmaniose, de 4 doenças (Dirofilariose, Ehrlichiose, Leishmaniose e Anaplasnose), de Parvovirose e Coronavirus, mas também em gatos para deteção do Vírus da

Imunodeficiência Felina (FIV) e do Vírus da Leucemia Felina (FeLV). A técnica foi executada conforme as instruções do fabricante, utilizando amostras de sangue total. No Anexos VII estão representadas Figuras referentes aos diferentes testes rápidos executados durante o período de estágio.

4.2.2.4. Citologia

Durante o período de estágio, houve a oportunidade de realizar a avaliação citológica de uma ferida localizada no pavilhão auricular de um canídeo. Com base nos dados recolhidos durante a consulta e nos sinais clínicos apresentados pelo paciente, efetuou-se um teste rápido de Leishmaniose, doença endémica em várias regiões de Portugal (DGAV, 2025). Como o resultado do teste foi inconclusivo, procedeu-se ao envio de uma amostra sanguínea para um laboratório externo e à colheita por zaragatoa, de acordo com o seguinte protocolo (Valenciano & Cowell, 2020):

- 1- Colher a amostra com zaragatoa estéril de algodão, posicionando-a cuidadosamente na zona de interesse;
- 2- Realizar técnica de rolamento numa lâmina de vidro, de forma a garantir uma distribuição adequada da amostra;
- 3- Proceder à coloração pelo método *Diff-Quick*, seguindo o protocolo (Figura 22);
- 4- Observar a lâmina ao MO (Figura 23).



Figura 22 - Método de coloração *Diff-Quick*: (a) soluções de coloração *Diff-Quick*, (b) procedimento

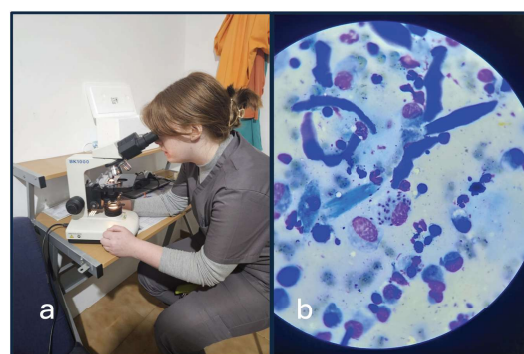


Figura 23 - Observação ao MO: (a) visualização no Mo, (b) imagem da lâmina ao MO

Ao observar a lâmina ao MO foi possível encontrar formas alongadas, que sugerem fungos, cocobacilos Gram-positivos e neutrófilos. Com todos os dados analisados foi possível obter o diagnóstico de ferida de origem fúngica com infecção bacteriana secundária.

4.3. Cateterização

Pacientes necessitam frequentemente de acesso venoso temporário para a administração de fluidos, fármacos ou transfusões sanguíneas, sendo a cateterização intravenosa (IV) o método mais utilizado para este fim. O EV deve estar familiarizado com os diferentes tipos e calibres de cateteres, cuja espessura é medida em Gauge (G), bem como com a sua manutenção, manipulação e técnica de colocação. É igualmente fundamental conhecer o diâmetro adequado para cada espécie e para cada animal, de modo a garantir uma via IV funcional e segura, minimizando o risco de dano vascular (Bassert et al., 2018). O CAMV considera o cateter de 24G ideal para gatos e cães de pequeno porte, o cateter de 22G ideal para cães de porte médio a porte grande e o cateter de 20G a cães de porte grande

a gigante. Remete-se para o Anexo VIII a Figura representativa dos cateteres disponíveis no CAMV.

Durante o período de estágio, realizou-se cateterização para administração de fluidos e fármacos, mas também para colheita de sangue. O cateter foi sempre colocado na veia cefálica pelo seguinte procedimento (Figura 24) (Taylor, 2016):

- 1- Conter adequadamente o paciente;
- 2- Proceder à tricotomia do local e assepsia com álcool 70% (Figura 24a);
- 3- Aplicar o garrote com recurso a outro operador ou através de uma fita de garrote;
- 4- Inserir o cateter paralelamente à veia até surgir sangue no manguito (Figura 24b);
- 5- Avançar o cateter pelo estilete;
- 6- Se não houver resistência, retirar cuidadosamente o estilete, enquanto outro operador aplica pressão sobre a veia, a jusante do ponto de inserção, de modo a reduzir o fluxo sanguíneo;
- 7- Colocar a tampa e fixar com adesivo (Figura 24c), seguido da colocação de ligadura elástica coesiva (Figura 24d).



Figura 24 - Cateterização: (a) tricotomia, (b) inserção do cateter na veia, (c) fixação do adesivo. (d) colocação de ligadura adesiva coesiva

A manutenção do cateter requer cuidados rigorosos. A ligadura elástica coesiva deve ser removida a cada 48 horas, ou sempre que clinicamente indicado para inspecionar sinais de flebite, infeção ou trombose. Caso se detete algum destes sinais, o cateter deve ser imediatamente removido e substituído, de preferência noutra veia sanguínea. Se parte do cateter for acidentalmente exteriorizada, não deve ser reintroduzida, mas sim retirada por completo e registar o incidente na ficha clínica do animal. Nos casos em que o local se apresenta saudável, este deve ser limpo com solução de clorexidina. De acordo com as recomendações, o cateter não deve permanecer no mesmo local por mais de 72 horas (Bassert et al., 2018).

4.4. Fluidoterapia

A administração de fluidoterapia é uma intervenção comum na prática do EV, sobretudo em contexto de emergência ou cuidados intensivos (Moore & Rudd, 2008). Para garantir a eficácia do tratamento, é crucial avaliar as necessidades do animal, bem como as características de cada fluido, via de administração, taxa de perfusão e os potenciais riscos associados (Bassert et al., 2018).

As principais indicações para fluidoterapia incluem: manutenção da hidratação, reidratação, reposição de perdas, aumento da pressão oncótica, restauro da volémia em casos de hipovolemia ou choque, aumento da produção urinária, correção de desequilíbrios ácido-base e eletrolíticos, e manutenção de acesso IV para administração de fármacos (Bassert et al., 2018).

Os fluidos utilizados dividem-se em cristaloides e coloides (Figura 25). As soluções cristaloides são um grupo de fluidos aquosos que contêm uma seleção de eletrólitos com distribuição rápida pelo fluido extracelular. Já os coloides, com maior peso molecular, permanecem mais tempo na circulação devido ao seu potencial osmótico, promovendo o movimento de fluido do espaço intersticial para o espaço intravascular, contribuindo assim para o aumento e manutenção da volémia (Mullineaux & Jones, 2007). As características específicas de cada fluido, suas funções e exemplos encontram-se no Anexo IX.

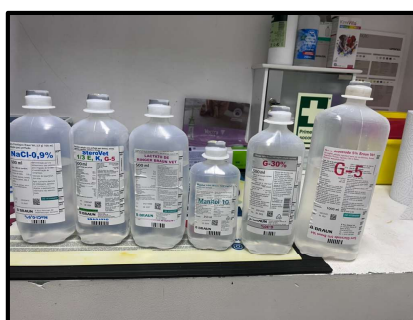


Figura 25 - Cristaloides e coloides disponíveis no CAMV

As vias de administração de fluidoterapia incluem a via subcutânea (SC), de baixo custo, bem tolerada pelos pacientes e não requer hospitalização; via intraperitoneal (IP), a qual permite a administração de volumes moderados de fluido sem comprometer o conforto do paciente, embora pouco utilizada em clínica geral; via intraóssea (IO), indicada em situações críticas (como hipovolemia grave), especialmente quando a via IV não é viável; e via IV, a mais comum e versátil, permitindo o controlo preciso da taxa e do tipo de fluido administrado (Donohoe, 2012). Durante o período de estágio, foi possível realizar fluidoterapia pelas vias SC e IV. Para a administração de fluidoterapia por via SC, o procedimento foi o seguinte:

- 1- O animal foi contido em decúbito esternal ou lateral;
- 2- Foi realizada uma prega de pele na região dorsal, procedendo-se à assepsia da zona com algodão embebido em álcool a 70%;
- 3- Inseriu-se uma agulha esterilizada de calibre 18G, acoplada a um sistema de venoclise fechado, perpendicularmente à prega cutânea (Figura 26);
- 4- Abriu-se o sistema de venoclise, permitindo a passagem do fluido da garrafa de soro para o espaço subcutâneo.

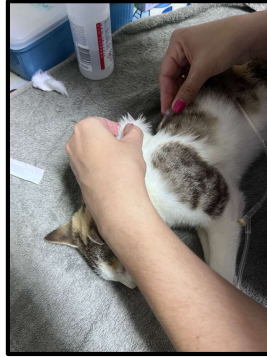


Figura 26 - Fluidoterapia SC

Quando foi realizada a fluidoterapia IV, procedeu-se do seguinte modo (Figura 27):

- 1- Preparou-se o sistema de venoclise, purgando-o para eliminar o ar (Figura 27a);
- 2- Procedeu-se à cateterização do paciente através da veia cefálica;
- 3- Acoplou-se o sistema de venoclise ao cateter e abriu-se o sistema (Figura 27b);
- 4- Verificou-se se o fluido estava a correr adequadamente. Na CV Medicalvet, é prática comum realizar um *flush* – uma pequena dobra no tubo seguida de pressão junto ao cateter – para garantir a passagem normal do fluido. Em algumas situações, a formação de coágulos obrigou à desconexão do sistema e à introdução de uma seringa com o mesmo fluido da terapia. Este foi administrado lentamente (1 a 2ml) até se restabelecer a permeabilidade do cateter;
- 5- Fixou-se o sistema ao membro com fita adesiva, seguida da aplicação de ligadura elástica coesiva.

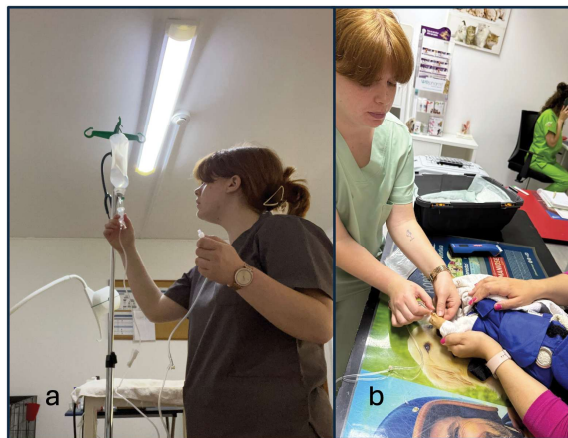


Figura 27 - Fluidoterapia IV: (a) preparação do sistema de venoclise (sangrar o soro), (b) acoplamento do sistema ao cateter

4.5. Administração de fármacos

Existem diversas vias de administração de fármacos, sendo a sua escolha determinada por vários fatores, incluindo, mas não se limitando a: condição clínica e temperamento do paciente, tipo de fármaco, urgência na sua administração, custo, facilidade de administração e objetivo terapêutico pretendido (local ou sistémico) (Bassert et al., 2018).

Durante o estágio, foi possível realizar a administração de fármacos por via SC, intramuscular (IM), IV e oral / *per os* (PO).

4.5.1. Administração Subcutânea

A via SC é uma das mais simples de executar e das mais frequentemente utilizadas em Medicina Veterinária. Permite a administração de vacinas, fluidos e uma vasta gama de antibióticos e anti-inflamatórios. No entanto, não está recomendada a animais com desidratação severa ou em estado crítico, uma vez que a taxa de absorção por esta via é mais lenta do que por via IV ou IM (Bassert et al., 2018).

Durante o período de estágio, o espaço intraescapular foi o local preferencial para a administração de fármacos por esta via. O procedimento executado foi o seguinte (Figura 28):

- 1- Realizar uma prega de pele na região intraescapular;
- 2- Proceder à assepsia do local com algodão embebido em álcool a 70% (Figura 28a);
- 3- Inserir a agulha perpendicularmente à prega cutânea e puxar ligeiramente o êmbolo da seringa para verificar se ocorreu punção vascular (Figura 28b);
- 4- Após a confirmação de que não há perfuração de vasos sanguíneos, proceder à administração do fármaco (Figura 28c).

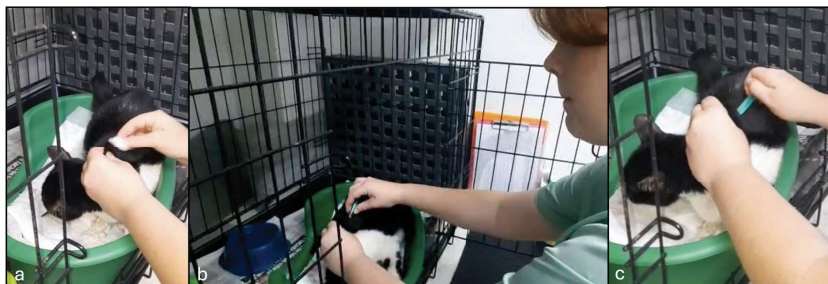


Figura 28- Administração via SC: (a) prega de pele e assepsia do local, (b) inserção da agulha e refluxo, (c) administração do fármaco.

4.5.2. Administração Intramuscular

Esta via está indicada quando se pretende administrar pequenos volumes de fármaco com uma taxa de absorção superior à obtida por via SC. Os principais locais de administração incluem os músculos semitendinoso, infraespinhoso e lombares (Bassert et al., 2018).

Sendo uma via mais dolorosa do que a via SC, recomenda-se, sempre que possível, a utilização de agulhas de calibre 25G, que minimizam o desconforto do animal (Bassert et al., 2018). O procedimento realizado durante o período de estágio foi o seguinte (Figura 29):

- 1- Conter o animal em estação, sentado ou em decúbito lateral;
- 2- Realizar a assepsia do local de administração (Figura 29a);
- 3- Posicionar o polegar caudalmente ao fémur e inserir a agulha no músculo, evitando acertar no nervo ciático;
- 4- Tal como na administração SC, puxar ligeiramente o êmbolo da seringa para verificar a ausência de refluxo sanguíneo (Figura 29b);
- 5- Proceder à administração do fármaco.

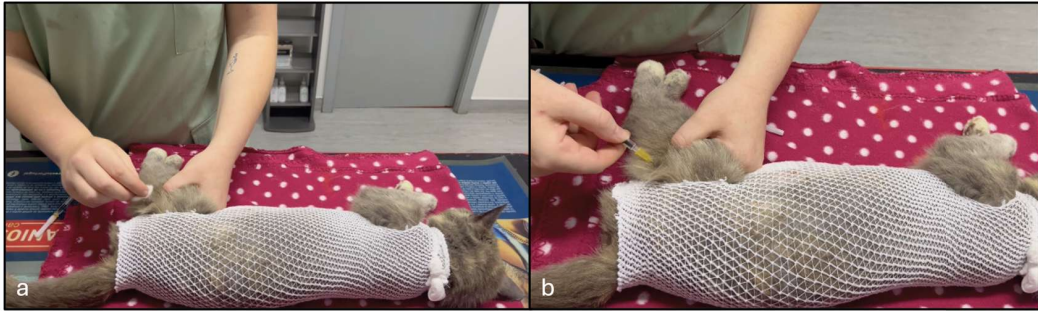


Figura 29- Administração via IM: (a) assepsia do local com polegar caudal ao fêmur, (b) administração do fármaco no músculo semimembranoso

4.5.3. Administração Intravenosa

A via IV é indicada para a administração de fármacos que requerem absorção rápida, que são irritantes para os tecidos ou que não seriam totalmente absorvidos se administrados por outras vias (Bassert et al., 2018).

No local de estágio, a administração IV foi sempre realizada em animais previamente cateterizados e submetidos a fluidoterapia (Figura 30). Nestes casos, o fármaco era injetado no sistema de venoclise, ao invés de ser administrado diretamente na veia, por razões de segurança e praticidade.



Figura 30- Administração via IV

4.5.4. Administração oral

Os fármacos cuja administração deve ser feita por via PO estão disponíveis em forma líquida, em cápsulas ou comprimidos. No CAMV, é usual a utilização de cápsulas e comprimidos, sendo a sua administração facilitada, no caso da maioria dos cães, através da incorporação do fármaco na comida. No entanto, em gatos e alguns cães, é frequentemente necessário recorrer à administração forçada, utilizando lança-comprimidos (Figura 31) ou forçando manualmente a abertura da boca. Remete-se para o Anexo X o procedimento realizado no estágio para administração forçada por abertura manual da boca.

O procedimento realizado no estágio utilizando o lança-comprimidos foi o seguinte:

- 1- Colocar o comprimido na extremidade do lança-comprimidos;
- 2- Conter o animal de forma a permitir a abertura segura da boca (Figura 31a);
- 3- Introduzir o lança-comprimidos na cavidade oral, preferencialmente de forma perpendicular ao canto da boca, facilitando o acesso (Figura 31b);
- 4- Posicionar a extremidade do dispositivo (com o comprimido) junto à base da língua (Figura 31c);

- 5- Pressionar o êmbolo do lança-comprimidos de forma rápida e precisa, permitindo que o comprimido seja projetado em direção ao esófago (Figura 31d);
- 6- Confirmar que o comprimido foi efetivamente deglutido.

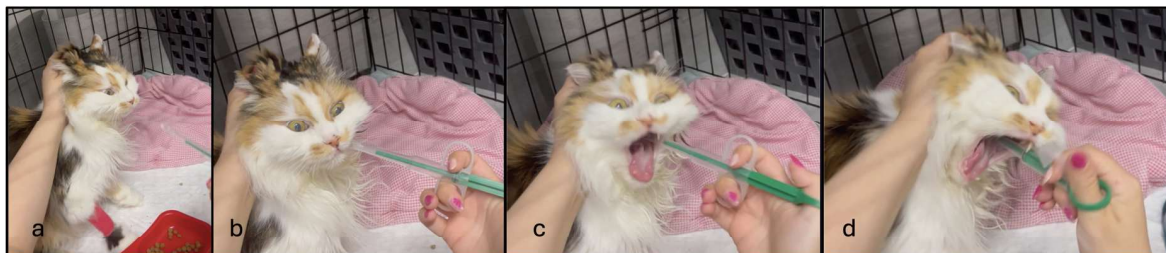


Figura 31- Administração via PO com auxílio de lança-comprimidos: (a) contenção do animal, (b) posicionamento do lança-comprimidos para facilitar a abertura da boca, (c) colocação da ponta do lança-comprimidos na base da língua, (d) lançamento do comprimido para o esófago.

4.6. Cirurgia

Segundo Clancy (2023), o procedimento cirúrgico divide-se em quatro fases: pré-anestesia, indução, manutenção e recobro. Em todas estas etapas, o EV detém um papel vital, contribuindo para o sucesso do procedimento e, em caso de necessidade, disponibilizar ajuda imediata.

Durante o período de estágio, foi possível acompanhar todas as fases do procedimento cirúrgico. Importa salientar que os tutores dos animais devem ser informados sobre a importância do jejum pré-operatório para minimizar o risco de regurgitação e aspiração durante a anestesia.

Na CV Medicalvet, a primeira tarefa consistia na preparação da sala de cirurgia (Figura 32), seguindo-se o exame físico do paciente. Nesta avaliação, procedia-se ao registo de diversos parâmetros clínicos: temperatura corporal, peso, condição corporal, coloração das mucosas, tempo de repleção capilar (TRC), estado de desidratação, frequência cardíaca (FC) e respiratória (FR), pulso femoral, auscultação cardíaca e pulmonar, bem como a identificação de eventuais alterações clínicas relevantes.

Posteriormente, realizavam-se análises pré-cirúrgicas (hemograma e bioquímica sérica), aproveitando-se a colheita de sangue para a colocação do cateter IV. Com base nos dados clínicos e laboratoriais obtidos, o animal era então classificado numa escala de I a V, de acordo com a *American Society of Anesthesiologists* (ASA), para determinar o risco cirúrgico (Anexo XI).

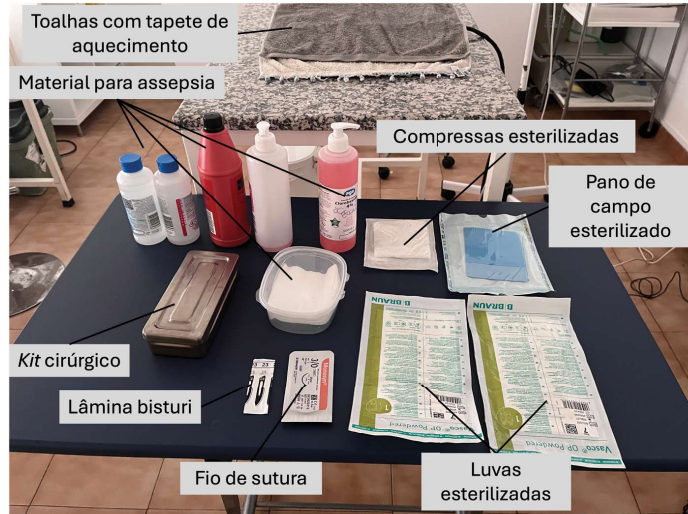


Figura 32- Organização da sala para OVH e ORQ

Após a avaliação do paciente, procedia-se à realização do protocolo anestésico, iniciado com a fase de pré-medicação. Esta etapa tem como objetivos proporcionar uma anestesia estável, recuperação tranquila, promover a sedação e o relaxamento muscular do animal, bem como facilitar procedimentos como a tricotomia (Figura 33) e a assepsia da zona cirúrgica (Figura 34).

A tricotomia era realizada com máquina de tosquiador com lâmina nº 50, em sentido contrário ao do crescimento do pelo. A assepsia da região anatômica a ser intervencionada cirurgicamente era realizada com compressas não tecido, clorexidina, iodopovina e álcool a 70%, em movimentos centrífugos, de modo a minimizar o risco de contaminação (Mullineaux & Jones, 2007).

A pré-medicação pode incluir fármacos diferentes, tais como alfa-2 agonistas, opiáceos, dissociativos, anticolinérgicos, fenotiazínicos, benzodiazepinas, ou combinações destes (Bassert et al., 2018). Durante o estágio, utilizaram-se protocolos combinados que incluíam acepromazina, cetamina, xilazina, butorfanol e diazepam, administrados por via IM, em ambas as espécies.



Figura 33- Tricotomia

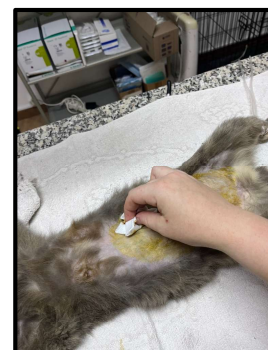


Figura 34- Assepsia do campo cirúrgico

O EV tem de ser capaz de desempenhar várias funções durante a cirurgia, nomeadamente: EV circulante – responsável por manipular todo o material não esterilizado e por estabelecer a ligação entre o bloco operatório e o exterior da sala

de cirurgia; Ajudante de cirurgião – apoia o MV na manipulação de instrumentos e na execução de procedimentos dentro do campo operatório; e EV anestesista – encarregado da monitorização contínua do paciente e da anestesia (Mullineaux & Jones, 2007). Durante o estágio, foi possível desempenhar todas estas funções. Enquanto EV circulante, assegurou-se que o material esterilizado apenas entrava em contacto com superfícies ou instrumentos igualmente esterilizados, prevenindo qualquer forma de contaminação. Foi também garantido que não ocorria acúmulo de resíduos ou lixo na sala de cirurgia. Cabia ainda ao EV circulante fornecer ao cirurgião os materiais esterilizados necessários, sem que estes tocassem em superfícies não esterilizadas.

No desempenho da função de ajudante de cirurgião, era obrigatório realizar a lavagem e desinfecção das mãos, seguida da colocação de luvas esterilizadas, com o objetivo de reduzir ao máximo a carga microbiana (Mullineaux & Jones, 2007). Durante a cirurgia, o EV posicionava-se em frente ao campo operatório e, no final da intervenção, limpava cuidadosamente o local de sutura para melhor visualização para o MV (Figura 35).

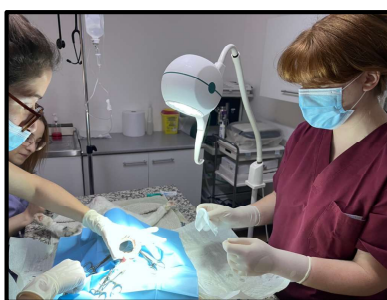


Figura 35- Intervenção de enfermeiro ajudante de cirurgião - limpeza de local de sutura

A função de EV anestesista era desempenhada junto à cabeça do animal, permitindo uma monitorização mais eficaz da profundidade anestésica, através da avaliação contínua de diversos parâmetros fisiológicos (Anexo XII). Cabia ainda ao EV anestesista monitorizar a taxa de administração da fluidoterapia e, sempre que indicado pelo MV, proceder à administração da manutenção anestésica.

No local de estágio, a manutenção anestésica era realizada com xilazina, cetamina e, ocasionalmente, diazepam. Esta era administrada por via IV, sendo o procedimento cirúrgico conduzido sob efeito de anestesia fixa.

A fase de recobro tem início assim que a manutenção anestésica é interrompida e o paciente começa a recuperar a consciência (Clancy, 2023). Esta é considerada uma das fases mais críticas do protocolo anestésico, uma vez que é nela que ocorrem muitos dos incidentes anestésicos. Por esse motivo, é fundamental que o EV mantenha a monitorização contínua e vigilância constante, nunca deixando o paciente sem supervisão, dado que o despertar pode ocorrer de forma súbita e imprevisível.

À medida que o animal recupera, passa novamente por todos os estádios anestésicos, desde aquele em que se encontrava no final da manutenção anestésica até atingir o estágio 1 (Bassert et al., 2018). Durante o estágio, os pacientes em recobro eram colocados em jaulas apropriadas ao seu porte, situadas num ambiente calmo e silencioso. Eram providos de mantas térmicas para evitar a hipotermia. As mantas não estavam em contacto direto com o animal e, sempre que necessário, eram também utilizadas botijas de água quente, devidamente protegidas com toalhas para prevenir queimaduras.

Durante o recobro pós-cirúrgico, não era fornecida alimentação ou água devido ao elevado risco de pneumonia por aspiração, uma vez que o animal ainda não recuperou totalmente os reflexos de deglutição. Era sempre colocado um resguardo absorvente por baixo do animal, dado que, nesta fase, o controlo dos esfíncteres ainda pode estar comprometido.

Após a estabilização do paciente na fase de recobro, é da responsabilidade do EV assegurar a limpeza, desinfeção e organização da sala de cirurgia, bem como lavagem, desinfeção e esterilização dos instrumentos cirúrgicos utilizados (Mullineaux & Jones, 2007). Durante o período de estágio, esta função foi executada e, posteriormente, procedia-se à organização do material em *kits* cirúrgicos. A descrição pormenorizada do procedimento encontra-se no Anexo XIII.

4.7. Realização de pensos

Os pensos são uma ferramenta essencial na gestão de feridas, abrangendo desde incisões cirúrgicas até feridas cutâneas extensas e infetadas. Estes desempenham múltiplas funções no processo de cicatrização e no controlo da infeção (Mullineaux & Jones, 2007), tais como: proteção da ferida contra contaminação ambiental e auto-traumatismo, absorção de exsudado, redução da formação de hematomas e seromas, promoção da hemostase, suporte físico, conforto, facilitação na aplicação de fármacos tópicos e, em certos casos, estabilização de fraturas através da restrição de movimento (Bassert et al., 2018).

Quer se trate de feridas de origem cirúrgica ou traumática, fatores como o grau de contaminação, a cronicidade da lesão, e o estado geral do paciente determinam a abordagem terapêutica e o método de cicatrização a adotar. Estes métodos encontram-se descritos no Anexo XIV, sendo o EV uma Figura central na sua avaliação e aplicação (Bassert et al., 2018).

Existem diversos tipos de pensos, que devem ser compostos por 3 camadas: primária (em contacto direto com a ferida), secundária (com função de absorção e suporte) e terciária (de proteção externa), conforme descrito no Anexo XV.

Durante o período de estágio, foi possível a realização de pensos em feridas cirúrgicas e traumáticas. No caso das feridas cirúrgicas (Figura 36), foi aplicada uma cicatrização por primeira intenção, na qual a sutura era inicialmente limpa com clorexidina, desinfetada com iodopovina e, de seguida, era aplicado um fármaco tópico (pomada cicatrizante) com propriedades regenerativas e cicatrizantes.

Em seguida, era realizado o penso, de acordo com a estrutura clássica das três camadas: camada primária com compressa não tecido (Figura 36a); camada secundária com adesivo

de não tecido para fixação e suporte da primeira camada (Figura 36b); e na camada terciária, uma rede de proteção destinada a impedir a manipulação da ferida por parte do animal (Figura 36c).

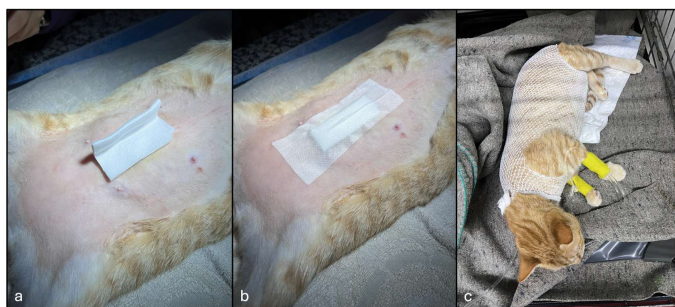


Figura 36- Penso de ferida cirúrgica: (a) camada primária, (b) camada secundária, (c) camada terciária.

Deu entrada na MedicalVet uma gata com um abscesso, resultante de uma ferida traumática localizada no lado direito do pescoço, progredindo para a espádua e face. Parte do tecido sobrejacente ao abscesso já se encontrava em necrose, tendo sido necessário proceder ao desbridamento cirúrgico da lesão após tricotomia da zona afetada e drenagem do abscesso (Figura 37). Posteriormente, realizou-se a limpeza da ferida com solução de cloreto de sódio (NaCl) e a desinfeção com clorexidina.

Foi possível realizar a aproximação das margens com agrafos nos locais onde não existia perda significativa de tecido (Figura 38), optando-se assim por um processo de cicatrização por segunda intenção.

Para a realização do penso, foi aplicada uma pomada cicatrizante com propriedades regenerativas e nutritivas, gaze parafinada (Figura 39) e uma compressa de não tecido como camada primária, seguida de uma ligadura não elástica como camada secundária. Devido à localização anatómica da lesão, não foi viável a aplicação de uma camada terciária de proteção. Assim, recorreu-se à utilização de um colar isabelino com o objetivo de evitar auto-traumatismos (Figura 40). O penso curativo teve de ser renovado diariamente durante os primeiros 3 dias, de forma a garantir a correta evolução do processo de cicatrização.



Figura 37- Drenagem de abscesso

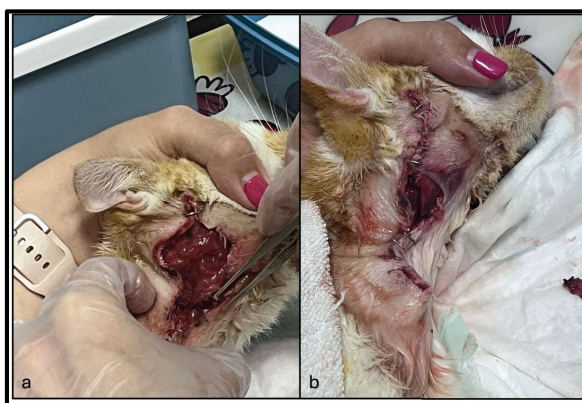


Figura 38- Aproximação com agrafos: (a) antes da aproximação, (b) depois da aproximação



Figura 39- Utilização de pomada cicatrizante e gaze parafinada como parte da camada primária do penso



Figura 40- Penso finalizado com colar isabelino

4.8. Imagiologia

A realização de exames complementares de diagnóstico por imagem é essencial, não só para o estabelecimento de diagnósticos precisos, como também para a monitorização e gestão de diversas patologias. Ao avaliar a necessidade de realizar este tipo de exames, devem ser considerados vários fatores, nomeadamente: a probabilidade de o animal apresentar uma lesão morfológica detetável, a sensibilidade e especificidade do método imagiológico escolhido e a probabilidade de produzir um impacto clínico positivo na abordagem terapêutica (Lamb, 2016).

4.8.1. Radiografia

O EV deve ser capaz de obter imagens radiográficas de qualidade diagnóstica. Para tal, é fundamental que compreenda os princípios físicos da radiologia, os riscos associados à exposição à radiação ionizante e que aplique rigorosamente as medidas de proteção radiológica (Orpet & Welsh, 2001).

Durante o período de estágio, foi possível realizar exames radiográficos (Figura 41) em diferentes contextos clínicos. A contenção do animal foi adaptada em função da região anatómica a examinar: para visualização do tórax, abdómen, coluna vertebral e membros, recorreu-se às posições ventro-dorsal e latero-lateral; para a visualização do crânio, utilizou-se a posição dorso-ventral. A realização segura destes procedimentos só foi possível com a utilização de equipamento de proteção individual, incluindo avental e protetor de tireoide à base de chumbo (Figura 42).



Figura 41- Imagens radiográficas: (a) posição latero-lateral para visualização do tórax, (b) posição latero-lateral para visualização da região caudal, (c) posição dorso-ventral para visualização do crânio



Figura 42- Preparação do animal para radiografia com proteção individual

4.8.2. Ecografia

A ecografia tornou-se uma ferramenta indispensável como exame complementar de diagnóstico essencial na prática clínica veterinária, pelo que EV deve adquirir conhecimentos sobre os princípios básicos da ultrassonografia (Bassert et al., 2018).

A preparação adequada do paciente é crucial para garantir a eficácia da ecografia. Isto deve-se ao facto de que 100% da energia de ultrassom é refletida quando o feixe incide sobre ar. Como os pelos retêm ar entre as suas fibras, a sua presença na zona a examinar impede a penetração adequada do feixe ultrassónico, refletindo a energia antes de esta atingir os tecidos internos do animal (Bassert et al., 2018). Por este motivo, durante o período de estágio, procedeu-se primeiramente à tricotomia e limpeza do local a examinar, seguida da aplicação de gel condutor, com o objetivo de eliminar a presença de ar e garantir uma boa imagem.

Foi possível acompanhar a realização de ecografia para diversos fins, nomeadamente para o diagnóstico de gestação (Figura 43), com o animal sido posicionado ventro-dorsalmente.



Figura 43- Diagnóstico de gestação por ultrassom

4.9. Eletrocardiograma e pressão arterial

O eletrocardiograma (ECG) constitui um meio de diagnóstico fundamental na avaliação da frequência e ritmo cardíacos. Os pacientes com suspeita de doença cardíaca podem necessitar de exames complementares, quer no âmbito de programas de rastreio, quer na confirmação diagnóstica, monitorização da progressão da patologia ou avaliação da eficácia terapêutica. O EV deve estar capacitado para preparar e assegurar a realização dos exames, produzir resultados fiáveis e repetíveis, minimizando sempre que possível o stress do animal (Pace, 2022).

A medição da pressão arterial também assume um papel relevante na prática veterinária. Este parâmetro permite avaliar indiretamente o débito cardíaco, identificar comorbilidades como a hipertensão arterial e a doença renal crónica, além de ser essencial para monitorizar a resposta ao tratamento instituído (Pace, 2022).

Durante o período de estágio apresentaram-se dois canídeos para consulta, nos quais, após auscultação cardíaca, foram detetados sons anómalos (sopro), o que justificou a realização de um ECG, bem como da medição da pressão arterial com recurso ao esfigmomanómetro.

Para a realização do ECG os pacientes foram posicionados em decúbito lateral, num ambiente calmo, de modo a promover a imobilidade e reduzir o stress. Os elétrodos foram colocados nos membros anteriores e posteriores, mais precisamente nas axilas e virilhas

previamente humedecidas com álcool para garantir boa condução elétrica. A colocação seguiu o protocolo padrão: eletrodo vermelho no membro anterior direito, eletrodo preto no membro posterior direito, eletrodo amarelo no membro anterior esquerdo e eletrodo verde no membro posterior esquerdo (Figura 44). A configuração permitiu a aquisição de um traçado eletrocardiográfico adequado (Figura 45).

Para a medição da pressão arterial, os pacientes foram colocados num local tranquilo e posicionados de maneira a estarem o mais imóveis e confortáveis possível. De seguida, selecionou-se o *cuff* (manguito) apropriado ao tamanho do membro, garantindo-se a colocação sobre a artéria radial (Figura 46). Realizaram-se várias medições consecutivas com o objetivo de reduzir a influência de fatores externos, como stress ou erro técnico, e assim obter leituras mais precisas e clinicamente válidas.

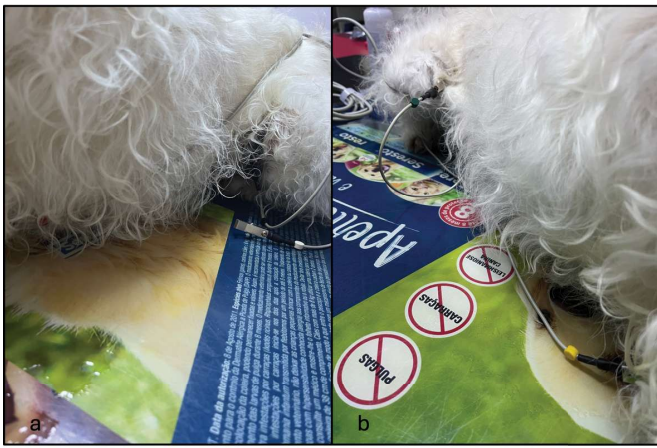


Figura 44- Colocação dos eletrodos: (a) lado direito, (b) lado esquerdo

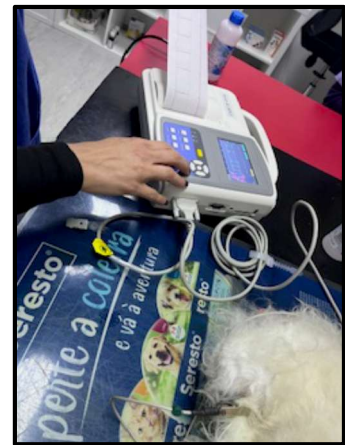


Figura 45- Visualização do ECG



Figura 46- Medição da pressão arterial

4.10. Tosquia e banhos

A população detentora de animais de companhia tem vindo a crescer, o que se traduz num aumento da procura por serviços relacionados com a higiene, tosquia e cuidados gerais, denominados de *grooming* (Dallas et al., 2006). Estes cuidados são essenciais para garantir o bem-estar físico e emocional dos animais, pelo que o EV deve possuir os conhecimentos técnicos e práticos necessários para executar tais procedimentos de forma eficaz, segura e tranquila para o animal. Cabe ao EV identificar corretamente as raças e os respetivos tipos de pelo e pelagem, bem como os cuidados específicos a ter com cada um.

Deve também dominar o uso dos equipamentos disponíveis – incluindo máquinas de tosquiar, tesouras e produtos de higiene –, conhecer as suas indicações, técnicas de utilização e métodos de aplicação adaptados às necessidades individuais de cada animal (Dallas et al., 2006).

O EV desempenha um papel fulcral na avaliação do estado geral de saúde do animal, antes da realização do *grooming*. Para além da avaliação da pelagem e do tipo de pelo, deve ser efetuada uma avaliação geral que inclua os olhos, ouvidos, cavidade oral, estado da pele, condição corporal, presença de parasitas externos, alterações comportamentais ou quaisquer sinais clínicos que possam contraindicar o procedimento. Qualquer anomalia detetada deve ser devidamente comunicada ao tutor (Dallas et al., 2006).

Durante o período de estágio, foi possível realizar tosquiadas higiénicas, sempre seguidas de banho (Figura 47), bem como banhos terapêuticos sem tosquia (Figura 48). De acordo com Dallas et al. (2006), as tosquiadas eram executadas maioritariamente com o auxílio da máquina tosquiadora, sendo utilizada a tesoura de corte ou desbaste apenas em zonas mais sensíveis, como o focinho e a área periorcular. O corte com máquina foi sempre executado no sentido do crescimento do pelo, seguindo as linhas naturais do corpo do animal e mantendo a lâmina paralela à superfície da pele, de modo a evitar cortes acidentais e garantir um acabamento uniforme.



Figura 47- Tosquia: (a) antes, (b) depois



Figura 48- Banho terapêutico

O banho após tosquia (Figura 49) iniciava-se com o enxaguamento do animal, após a verificação da temperatura da água, de forma a garantir o conforto e a segurança do mesmo. Este procedimento era iniciado na região das espáduas, progredindo no sentido caudal (Figura 49a) e terminando na cabeça.

A aplicação do champô era realizada uniformemente por todo o corpo (Figura 49b), com especial atenção para evitar o contacto direto com os olhos e a ingestão acidental do produto. O enxaguamento era efetuado, no mínimo, duas vezes, podendo ser repetido consoante o grau de sujidade do animal. Sempre que necessário, procedia-se ao esvaziamento das glândulas anais durante o banho.

Nos casos em que se realizavam banhos terapêuticos, utilizava-se um champô específico, apropriado à condição dermatológica diagnosticada, seguindo rigorosamente as indicações do fabricante, incluindo tempo de contacto e frequência de aplicação.

A secagem era efetuada inicialmente com recurso a toalha (Figura 49c) para remoção do excesso de água, seguida da utilização de secador (Figura 49d), simultaneamente com escovagem adequada.

Salienta-se que todos os materiais necessários para tosquias e banhos de tratamento têm de estar disponíveis e ao alcance do operador, garantindo a fluidez do procedimento e a segurança do animal (Anexo XVI).



Figura 49- Banho após tosquia e secagem: (a) enxaguamento, (b) colocação do champô, (c) secagem com recurso a toalha, secagem com recurso a secador

4.11. Consultas e apoio de Enfermagem

Durante o período de estágio, procedeu-se à receção dos tutores e dos respetivos animais, sendo realizada, quando pertinente, a sensibilização para importância da primovacinação (Figura 50) e para a abordagem mais adequada no que respeita à desparasitação interna e externa. Foi também efetuada a elaboração de fichas clínicas, a triagem dos pacientes e, sempre que necessário, a preparação da medicação a ser administrada em casa pelos tutores, acompanhada das respetivas instruções.



Figura 50- Sensibilização para a primovacinação

Acompanhou-se sempre o MV em consultas de Medicina Preventiva e Medicina Geral. Nas primeiras, prepararam-se vacinas e injetáveis (por exemplo, para controlo da dor associada a osteoartrite em cães e gatos), bem como desparasitantes, previamente selecionados consoante o peso do animal, e a identificação eletrónica.

Nas consultas de Medicina Geral, prestou-se apoio ao MV, nomeadamente na contenção dos animais, permitindo a realização dos diversos procedimentos, como a remoção de corpos estranhos (Figura 51) e elaboração de planos nutricionais enterais, incluindo o cálculo das necessidades energéticas em repouso e sua implementação (Figura 52).

Foram ainda desempenhadas tarefas administrativas, como o agendamento e marcação de consultas, gestão de *stocks* e cumprimento dos protocolos de higiene do CAMV.



Figura 51- Remoção de corpo estranho: (a) contenção, (b) corpo estranho



Figura 52- Elaboração do plano nutricional enteral: (a) colocação de sonda nasoesofágica, (b) implementação do plano nutricional enteral

5. Considerações finais

O estágio curricular foi fundamental, constituindo uma experiência enriquecedora que contribuiu significativamente para o desenvolvimento pessoal e profissional. Proporcionou a oportunidade de aplicar, em contexto real, os conhecimentos teóricos adquiridos ao longo da Licenciatura, permitindo desenvolver competências essenciais para o exercício da profissão.

Além disso, o estágio possibilitou uma melhor compreensão do funcionamento de uma Clínica Veterinária, promovendo o aperfeiçoamento de capacidades como a comunicação, o trabalho em equipa e a tomada de decisões de forma rápida e segura. Destaca-se ainda a experiência valiosa na interação com os tutores dos animais, permitindo compreender as suas necessidades e expectativas, bem como aprender a lidar com emergências e cuidados específicos.

Durante o estágio, foi também possível aprofundar e melhorar a prática nas diversas áreas de intervenção do EV, especialmente naquelas em que inicialmente existia algum desconforto, como a contenção de felinos e a colheita de amostras de sangue.

A inclusão do estágio no plano curricular do curso constitui uma mais-valia para a consolidação dos conhecimentos teóricos e práticos, preparando de forma mais sólida e confiante o EV para a integração no mercado de trabalho.

6. Referências Bibliográficas

Bassett, J. M., Beal, A. D. & Samples, O. M. (2018). *McCurnin's Clinical Textbook for Veterinary Technicians* (9.^a ed.). Elsevier.

Clancy, N.(2023). *The Veterinary Nurse's Practical Guide to Small Animal Anaesthesia*. Wiley-Blackwell.

Cooper, B., Mullineaux, E. & Turner, L. (2020). *BSAVA Textbook of Veterinary Nursing* (6.^a ed.). BSAVA.
https://www.bsavalibrary.com/files/editorial/BSAVA_Textbook_of_Veterinary_Nursing_6e_Ch11_Animal_handling_restraint_and_transport.pdf

Lamb, C. R. (2016). Veterinary diagnostic imaging: Probability, accuracy and impact. *The Veterinary Journal*, 215, 55–63.
<https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2016.03.017>

Dallas, S., North, D. & Angus, J. (2006). *GROOMING MANUAL FOR THE DOG AND CAT* (1.^a ed.). Blackwell Publishing Ltd.

DGAV. (2025). *Leishmaniose*. DGAV.
<https://www.dgav.pt/animais/conteudo/animais-de-companhia/saude-animal/zoonoses-doencas-transmissiveis-ao-homem/leishmaniose-2/>

Donohoe, C. (2012). *Fluid Therapy for Veterinary Technicians and Nurses*. Wiley Blackwell.

IACUC Policy on Prolonged Physical Restraint of Animals. (2024). UCI Office of Research. <https://research.uci.edu/animal-care-and-use/policies-and-guidance/physical-restraint-of-animals/>

Moore, A. H. & Rudd, S. (2008). *BSAVA Manual Of Canine And Feline Advanced Veterinary Nursing* (2.^a ed.). BSAVA.

Mullineaux, E. & Jones, M. (2007). *BSAVA Manual of Practical Veterinary Nursing* (1.^a ed.). BSAVA.

Orpet, H. & Welsh, P. (2001). *HANDBOOK OF VETERINARY NURSING* (1.^a ed.). Blackwell Science Ltd.

Pace, C. (2022). *Practical Cardiology for Veterinary Nurses*. CRC Press.

Papajeski, B. (2021, maio 12). *How to Collect and Prepare Samples for the Laboratory*. Today's Veterinary Nurse. <https://todaysveterinarynurse.com/clinical-pathology/how-to-collect-and-prepare-samples-for-the-laboratory/>

Riemer, S., Heritier, C., Windchnurer, I., Pratsch, L., Arhant, C. & Affenzeller, N. (2021). *A Review on Mitigating Fear and Aggression in Dogs and Cats in a Veterinary Setting*. 11. <https://doi.org/10.3390/ani11010158>

Taylor, S. M. (2016). *Small Animal Clinical Techiques* (2.^a ed.). Elsevier.

Thrall, M. A., Weiser, G., Allison, R. W. & Campbell, T. W. (2022). *Veterinary Hematology, Clinical Chemistry, And Cytology* (3.^a ed.). Wiley Blackwell.

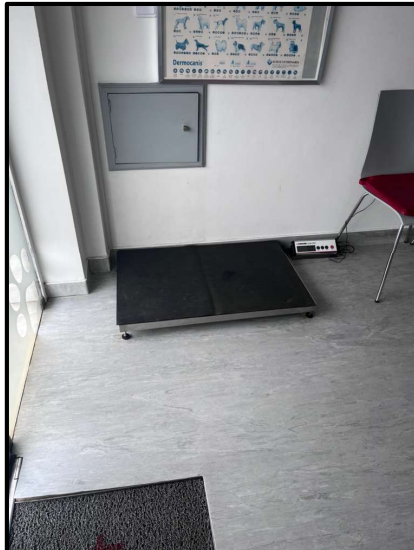
Anexo I



Clínica Veterinária Medicalvet



Recepção



Balança



Petshop



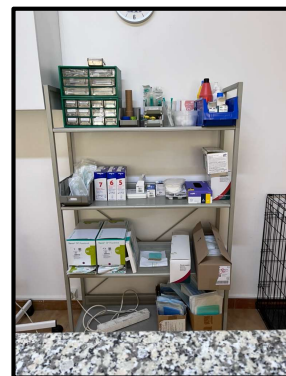
Consultório do CAMV: (a) Bancada de trabalho, (b) e (c) material necessário para consultas, (d) equipamento de refrigeração para conservação de vacinas



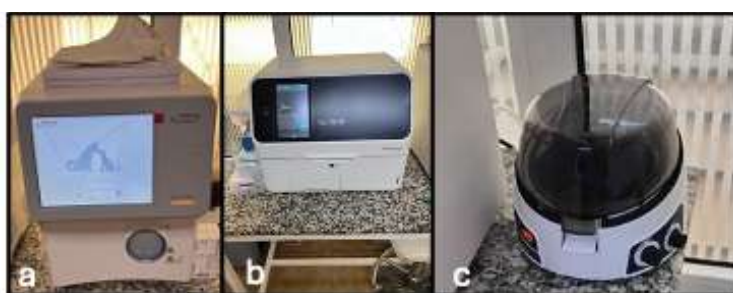
Sala de cirurgia



Jaula de recobro de animais de porte grande



Material para procedimentos cirúrgicos



Espaço para análises laboratoriais: (a) analisador hematológico, (b) analisador bioquímico, (c) centrífuga



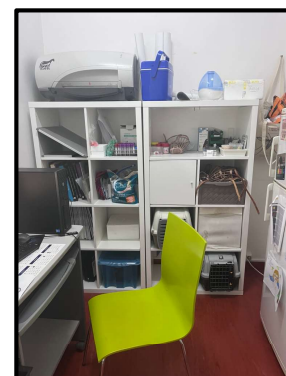
Espaço de limpeza, desinfecção e esterilização de material: (a) lavatório, (b) forno com as caixas de organização de material, (c) recipiente de imersão



Zona de recobro



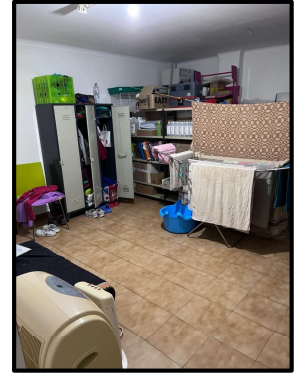
Sala de radiografia



Área conjunta de visualização radiográfica e organização de stock



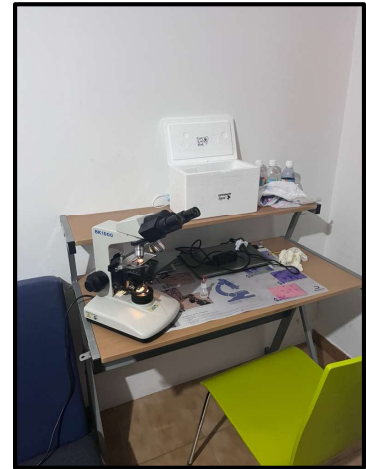
Zona de banhos e tosquiás



Zona para o *staff* e *stock* dos restantes produtos



Material disponível no recobro



Espaço para visualização microscópica

Anexo II

Fatores para a escolha do local de colheita sanguínea (Adaptado de Mullineaux & Jones, 2007; Taylor, 2016)

Local de colheita	Indicações	Contraindicações	Complicações
Veia jugular	Colheita de amostra sanguínea Colheita de grandes volumes de amostra Animais com perfusão periférica comprometida ou em choque	Pacientes com coagulopatia severa Inexperiência na contenção Difícil em animais obesos	Hemorragia Formação de hematoma subcutâneo
Veia cefálica	Colheita de amostra sanguínea Colheita de pequenos volumes em animais de grande porte	Hipotensão Inexperiência na contenção	Hemorragia Formação de hematoma subcutâneo Colapso venoso Hemólise
Veia safena lateral	Colheita de amostra sanguínea	Inexperiência na contenção	Hemorragia Formação de hematoma subcutâneo
Veia safena medial	Colheita de amostra sanguínea Local preferencial em gatos	Inexperiência na contenção	Hemorragia Formação de hematoma subcutâneo Colapso venoso

Anexo III

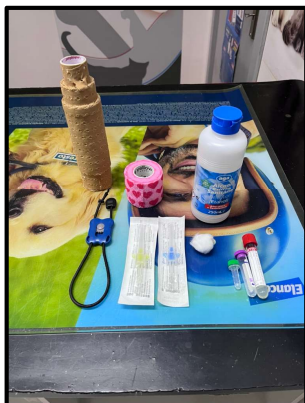
O procedimento da técnica de colheita de amostra sanguínea na veia cefálica com recurso a cateter foi o seguinte:

- 1- Posicionar o animal sentado ou em decúbito esternal em cima da mesa ou, no caso de cães de grande porte, no chão;
- 2- Um operador deve posicionar-se no lado oposto ao da colheita, ou atrás do animal, no caso de cães pequenos ou gatos, utilizando um braço para conter a cabeça do animal e outro braço para estender o membro anterior do lado da punção;
- 3- Outro operador deve proceder à tricotomia (Figura 12a) e aplicação de álcool 70% no local;
- 4- Com o polegar da mão que estende o membro anterior, deve-se rodar ligeiramente o membro e comprimir a veia cefálica, funcionando como garrote;
- 5- Proceder à colheita assim que a veia esteja visível e estabilizada (Figura 12b e c).

O procedimento efetuado no período de estágio para colheita de amostra sanguínea na veia jugular foi o seguinte:

- 1- Conter o animal e colocá-lo na ponta da bancada de forma que os anteriores não estejam apoiados na mesma;
- 2- Incliná-lo para cima e rodar ligeiramente a cabeça de modo que seja possível a realização da tricotomia e assepsia do local, assim como a visualização da veia;
- 3- Realizar a tricotomia e assepsia com máquina tosquiadora e algodão embebido em álcool 70%, respetivamente;
- 4- Comprimir a veia jugular com o polegar para originar efeito de garrote;
- 5- Colocar a agulha acima do polegar e paralelamente à veia;
- 6- Proceder à colheita, puxando o embolo da agulha para trás, assim que a veia esteja visível e estabilizada.

Anexo IV



Material utilizado na colheita de sangue




Agulhas disponíveis no CAMV: seta laranja) agulha de 25G, (seta azul) agulha de 23G, (seta verde) agulha de 21G, (seta rosa) agulha de 18G

Anexo V

FICHA DE REQUISIÇÃO

HISTOPATOLOGIA E CITOLOGIA



inno
laboratório veterinário

CAMV: Medicalvet Fundão Sigla: **MVF**

M.V. responsável: _____ Contacto: _____

ESPECIE

CANINA
 FELINA
 EQUINA
 AVES
 EXÓTICOS

MATERIAL RECOLHIDO

Tubo simples
 Tubo EDTA
 Formal

Outros _____

Data da Colheita: _____

Hora da Colheita: _____

Preencher em Manuscrito:

Nome do animal: _____ Idade: _____

Raça: _____ Sexo: M F

Tutor: _____ Microchip: _____

Código de identificação (MD): _____

PEDIDO

Citologia

Citologia (até 4 lâminas por lesão)

Técnica de colheita

Análise LCR

Estudo de medula óssea

Estudo de efusão (exudado, transudado, corizaqueto e efusão)

Biologia molecular

PARR

Técnica de colheita

Mutação do c-kit

Histopatologia

Biópsia (visuosa) (até 3 peças)

Exérese (até 3x2cm)

Tecidos de necrópsia

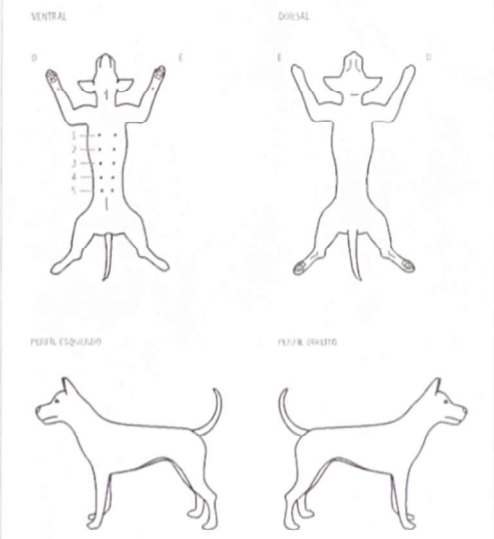
Imunohistoquímica

Colorações especiais

História Clínica:

Existe citologia/biopsia previa? SIM NÃO

Descrição da Amostra:



VENTRAL DORSAL

PERFIL ESQUERDO PERFIL DIREITO

Tamanho da Lesão (em cm): _____

Diagnósticos Diferenciais:

Não aceitar que os resultados das análises sejam utilizados para fins de diagnóstico sem a devida avaliação, em conjunto com o médico académico, e outros de investigação.


Serviços Especializados em Veterinária, Lda
Rua Cândido de Sousa, n.º 15, S. Vicente
4710-503 Braga, Portugal

Recolhas, Suporte e Informações
tlf. +351 253 615 020 / fim. +351 938 687 272
geial@inno.pt

www.inno.pt

2018-10-10

Ficha de requisição para histopatologia e citologia

FICHA DE REQUISIÇÃO		inno laboratório veterinário	
CAMV: Medicalvet Fundão		Sigla: MVF	
M.V. responsável: _____		Contacto: _____	
			
ESPÉCIE		MATERIAL RECOLHIDO	
CANINA <input type="radio"/> FELINA <input type="radio"/> EQUINA <input type="radio"/> AVES <input type="radio"/> EXÓTICOS <input type="radio"/>		Sangue <input type="radio"/> Fezes <input type="radio"/>	
Preencher em Maiúsculas. Nome do animal: _____ Idade: _____ Raça: _____ Sexo: M <input type="radio"/> F <input type="radio"/> Tutor: _____ Microchip: _____ Código de Identificação (NID): _____		Urina (Método Colheita) _____ Outros _____ Data da Colheita: _____ Hora da Colheita: _____	
História Clínica (Incluir resultados do exame físico e medicação atual)			
PERFIS			
Screens			
<input type="radio"/> Básico			
<input type="radio"/> Screen			
<input type="radio"/> Screen Geriátrico			
Gerais			
<input type="radio"/> Investigação Geral			
Sintomatológicos			
<input type="radio"/> Anemia			
<input type="radio"/> Convulsões			
<input type="radio"/> Distúrbios da Hemostase			
Monitorização			
<input type="radio"/> Renal			
<input type="radio"/> Hepático			
Endocrinológicos			
<input type="radio"/> Tiroide I			
<input type="radio"/> Tiroide II			
<input type="radio"/> Tiroide Plus			
Imunológicos			
<input type="radio"/> PIF forma "seca"			
<input type="radio"/> PIF forma "efusiva"			
<input type="radio"/> Leishmania			
<input type="radio"/> Hemograma			
<input type="radio"/> ALT + Creatinina + Ureia			
<input type="radio"/> Proteínograma			
<input type="radio"/> Leishmania Plus			
<input type="radio"/> Hemoparasitas			
<input type="radio"/> Leishmania			
<input type="radio"/> Ehrlichia canis			
<input type="radio"/> Babesia canis			
<input type="radio"/> Rickettsia			
<input type="radio"/> Dirofilaria			
Moleculares			
<input type="radio"/> Diarreia			
<input type="radio"/> Diarreia Plus			
<input type="radio"/> Hemoparasitas			
<input type="radio"/> Neurológico canino			
<input type="radio"/> Ocular felino			
<input type="radio"/> Respiratório			
<input type="radio"/> Respiratório Plus			
Outros			
<input type="radio"/> Pré-Cirúrgico			
<input type="radio"/> Fertilidade			
Perfis Moleculares +			
<input type="radio"/> 2 Agentes			
<input type="radio"/> 3 Agentes			
<input type="radio"/> 4 Agentes			
<input type="radio"/> 5 Agentes			
<input type="radio"/> 6 Agentes			
HEMATOLOGIA			
<input type="radio"/> Hemograma (inclui contagem de plaquetas)			
<input type="radio"/> Hemograma + estregaço sanguíneo			
<input type="radio"/> Hemograma + estregaço sanguíneo + reticulócitos			
<input type="radio"/> Hemograma (Aves/Reptis)			
<input type="radio"/> Micro-hematócrito			
<input type="radio"/> Estregaço sanguíneo (inclui pesquisa de hemoparasitas)			
<input type="radio"/> Reticulócitos			
<input type="radio"/> Teste de Coombs			
<input type="radio"/> Grupo sanguíneo			
BIOQUÍMICA			
<input type="radio"/> Ácidos biliares (rsgm) <input checked="" type="radio"/>			
<input type="radio"/> Ácidos biliares (pós-pancêlia) <input checked="" type="radio"/>			
<input type="radio"/> Ácido úrico			
<input type="radio"/> Albumina			
<input type="radio"/> ALP			
<input type="radio"/> ALP 65°C			
<input type="radio"/> ALT			
<input type="radio"/> Amilase			
<input type="radio"/> Amónia			
<input type="radio"/> AST			
<input type="radio"/> Bilirrubina direta			
<input type="radio"/> Bilirrubina total			
<input type="radio"/> Cálcio ionizado			
<input type="radio"/> Cálcio total			
<input type="radio"/> CK			
<input type="radio"/> Cloro			
<input type="radio"/> Cobalamina			
<input type="radio"/> Colesterol			
<input type="radio"/> Creatinina			
<input type="radio"/> Creatinina na urina			
<input type="radio"/> Ferro			
<input type="radio"/> Folato			
<input type="radio"/> Folato + Cobalamina			
<input type="radio"/> Fósforo			
<input type="radio"/> Frutosamina <input checked="" type="radio"/>			
<input type="radio"/> GGT			
<input type="radio"/> Glicose			
<input type="radio"/> Ionograma			
<input type="radio"/> LDH			
<input type="radio"/> Lipase			
<input type="radio"/> Magnésio			
<input type="radio"/> PLI canina <input checked="" type="radio"/>			
<input type="radio"/> PLI felina <input checked="" type="radio"/>			
<input type="radio"/> Potássio			
<input type="radio"/> Pro-BNP canino			
<input type="radio"/> Pro-BNP felino			
<input type="radio"/> Proteína C-Reativa canina			
<input type="radio"/> Proteína total			
<input type="radio"/> Proteínas urinárias			
<input type="radio"/> Proteínograma			
<input type="radio"/> SDMA			
<input type="radio"/> Sódio			
<input type="radio"/> TLI canina			
<input type="radio"/> TLI felina			
<input type="radio"/> TLI canina + Folato + Cobalamina			
<input type="radio"/> TLI felina + Folato + Cobalamina			
<input type="radio"/> Triglicéridos			
<input type="radio"/> Troponina I			
<input type="radio"/> Ureia			
COAGULAÇÃO			
<input type="radio"/> PT			
<input type="radio"/> APTT			
<input type="radio"/> Fibrinogénio			
<input type="radio"/> Perfil de coagulação (PL, APTT, Fibrinogénio)			
<input type="radio"/> Factor VIII			
<input type="radio"/> Factor IX			
<input type="radio"/> Factor Von Willebrand			
DOSEAMENTO DE FÁRMACOS			
<input type="radio"/> Ciclosporina			
<input type="radio"/> Digoxina			
<input type="radio"/> Fenobarbital			
<input type="radio"/> Brometo de potássio			
Serviços Especializados em Veterinária, Lda Rua Cândido de Sousa, n.º 15, S. Vicente 4710-503 Braga, Portugal		Recolhas, Suporte e Informações tlf. +351 253 615 020 / tlm. +351 938 687 272 geral@inno.pt	
Página 1/2 →		www.inno.pt	



FICHA DE REQUISIÇÃO
GERAL

ENDOCRINOLOGIA

- Cortisol
- Rácio Cortisol / Creatinina na urina
- Teste de estimulação ACTH
- Teste de supressão com dexametasona a baixas doses
- Aldosterona
- Progesterona
- T4 total canina
- T4 total felina
- T4 livre
- T4 livre por equilíbrio de diálise
- Insulina
- TSH
- PTH Intacta

MICROBIOLOGIA

- Cultura bacteriológica com antibiograma
Material recolhido
- Cultura bacteriológica com antibiograma (antibiótico)
Material recolhido
- Hemocultura com antibiograma (antibiótico + amoxicilina)
Material recolhido
- Cultura bacteriológica com antibiograma + MIC
Material recolhido
- Cultura fungica
Material recolhido
- Antifúngica em fungos leveduriformes
Material recolhido

URIANÁLISE

- Perfil urinário (urinalise completa, Rácio P/C, urocultura)
- Urinalise 1 (rão azoto + densidade)
- Urinalise 2 (sedimento)
- Urinalise completa (urinalise 1 + urinalise 2)
- Cálculos urinários (quantitativo)
- Cálculos urinários (qualitativo)
- Rácio Proteína total / Creatinina na urina
- Urocultura + Antibiograma

IMUNOLOGIA

- Adenovirus canino I e II Ac
- Anaplasma phagocytophila Ac
- Anaplasma spp
- Anticorpos anti-nucleares (ANA)
- Anticorpos anti-receptores de Acetilcolina
- Anticorpos vacinais IgG canino
- Anticorpos vacinais IgG felino
- Aspergillus fumigatus Ac
- Babesia caballi e Theileria equi Ac (IPI)
- Babesia caballi e Theileria equi Ac (IUSA)
- Babesia canis Ac
- Borrelia C6 quantitativo Ac (doença de Lyme)
- Brucella canis Ac
- Calicivirus Ac
- Chlamydophila felis Ac
- Chlamydophila psittaci Ac
- Coronavirus felino Ac

- Cryptococcus neoformans Ag
- Cryptosporidium parvum Ag
- Dirofilaria immitis Ag
- Ehrlichia canis Ac (IUSA)
- Ehrlichia canis Ac (IPI)
- Encephalitozoon cuniculi Ac
- Esqana IgG
- Esqana IgM
- FeLV Ag
- FIV Ac
- Giardia Ag
- Herpesvirus canino Ac
- Herpesvirus felino Ac
- Leishmania Ac (IUSA)
- Leishmania Ac (IPI)
- Leptospira Ac (potencial)
- Leptospira Ac (serovares)
- Leptospira Ac IgM
- Neospora canis Ac
- Panleucopenia Ac
- Parvovirus Ac IgG
- Parvovirus Ac IgM
- Parvovirus Ag (fezes)
- Raiva Ac
- Rickettsia conorii Ac
- Toxoplasma gondii Ac (potencial)
- Toxoplasma gondii Ac IgG
- Toxoplasma gondii Ac IgM

PARASITOLOGIA

- Pesquisa de microfilárias
- Exame de fezes de 1 amostra (inclui Giardia)
- Exame de fezes de 3 amostra (inclui Giardia)
- Pesquisa de parasitas pulmonares
- Pesquisa de Cryptosporidium
- Pesquisa de ectoparasitas
- Pesquisa de sangue oculto
- Técnica de McMaster (contagem de ovos)
- Tricograma

TOXICOLOGIA

- Carbamatos + Moluscicidas + Organofosforados
- Estricnina
- Rodenticidas/dicumarínicos

BIOLOGIA MOLECULAR

- Adenovirus canino tipo II (DNA) *
- Babesia spp (DNA) *
- Bartonella spp (DNA) *
- Bordetella bronchiseptica (DNA) *
- Brucella spp (DNA) *
- Calicivirus (RNA) *
- Chlamydophila spp (DNA) *
- Chlamydophila psittaci (DNA) *
- Citrovirus (DNA) *
- Coronavirus felino (RNA) *

- Coronavirus felino (RNA) em efusões
- Cytosoon spp (DNA) *
- Dermatofitos (Microsporum spp, Trichophyton spp)
- Dirofilaria spp (DNA) *
- Ehrlichia canis (DNA) *
- Ehrlichia spp (DNA) *
- Esqana (RNA) *
- FeLV (DNA) *
- Filaria spp (DNA)
- FIV (RNA) *
- Herpesvirus canino (DNA) *
- Herpesvirus felino (DNA) *
- Leishmania (DNA) *
- Leptospira spp (DNA) *
- Mycoplasma hemotrópicos felino
- Mycoplasma hemotrópicos canino
- Panleucopenia (DNA) *
- Parvovirus canino (DNA) *
- Polyomavirus (DNA) *
- Rickettsia spp (DNA) *
- Toxoplasma gondii (DNA) *

OUTRAS

Área reservada para outras análises ou procedimentos.

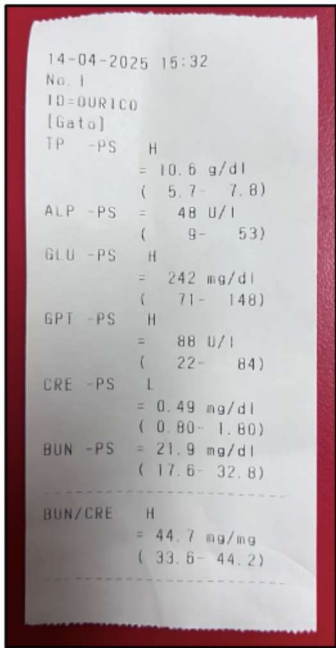
Benefício dos PERFIS*

Selecione uma análise das assinaladas com . Adicione a um perfil e poupe 2€.

Nota: O preço reduzido é aplicado a um único parâmetro extra por cada Perfil. Utilize a nossa ficha de requisição para indicar a sua seleção.

* Não avalie que os resultados das amostras enviadas pelo seu CAVET sempre sob a forma de diagnóstico, sendo utilizados em estudos e trabalhos de investigação científica realizados em conjunto com instituições académicas e centros de investigação.

Anexo VI



14-04-2025 15:32
No. 1
ID=OURICO
[Gato]

TP	-PS	H	= 10.6 g/dl (5.7- 7.8)
ALP	-PS	= 48 U/l (9- 53)	
GLU	-PS	H	= 242 mg/dl (71- 148)
GPT	-PS	H	= 88 U/l (22- 84)
CRE	-PS	L	= 0.49 mg/dl (0.80- 1.60)
BUN	-PS	= 21.9 mg/dl (17.6- 32.8)	
BUN/CRE		H	= 44.7 mg/mg (33.6- 44.2)

Exemplo de lista de resultados dos vários parâmetros bioquímicos

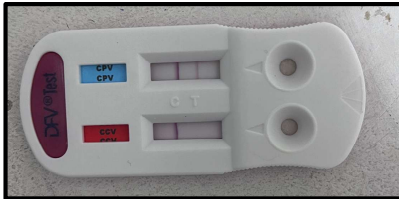
Anexo VII



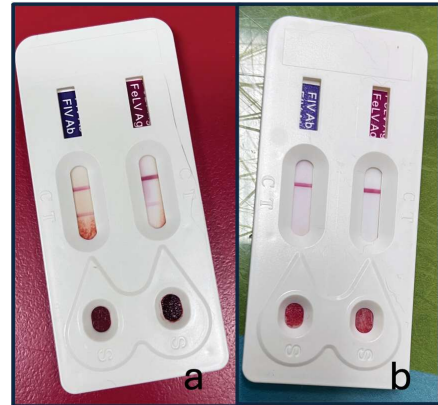
Teste rápido de Leishmaniose



Teste rápido de 4 doenças



Teste rápido de Parvovirose e Coronavírus



Testes rápidos de FIV e FeLV: (a) teste positivo para ambas as doenças, (b) teste negativo para ambas as doenças

Anexo VIII



Cateteres disponíveis no CAMV

Anexo IX

Características de cada fluido, a sua função e exemplos (Adaptado de Donohoe, 2012; Pissarreira, 2024)

Tipo de solução	Indicações	Contraindicações	Exemplos
Cristaloide	<p>Solução de reposição de fluidos</p> <p>Primeira escolha como suporte em emergências e pacientes em cuidados intensivos</p> <p>Podem ser administrados em grandes volumes</p> <p>São baratas</p>	Necessário administrar grandes quantidades o que causa aumento de risco de edema e hemodiluição em situações de hipovolemia	Lactato Ringer (LR) Cloreto de sódio (NaCl) 0,9%
	<p>Restaurar volemia em situações de choque hipovolémico ou traumatismo crânio – encefálico</p> <p>Benéfico em pequenas hemorragias</p> <p>Quando é necessária a utilização de pequenos volumes, indução da diurese osmótica ou fonte de energia</p>	<p>Não usado em pacientes com desidratação severa ou cardiopatia</p> <p>Aumento do risco de hipernatremia e osmolaridade</p>	<p>Manitol 20%</p> <p>Glucose – 10%, 20%, 30%</p> <p>NaCl 7,5</p>
	<p>Fluido de manutenção</p> <p>Indicado para pacientes que não sofrem de desidratação severa, mas que não conseguem manter o equilíbrio eletrolítico</p> <p>Administrados em taxas mais lentas com o objetivo de repor o espaço extravascular</p> <p>Uteis em cardiopatias quando o sódio é contraindicado</p>	<p>Não devem ser administrados volumes elevados em curtos períodos (<i>bolus</i>)</p> <p>Raramente usados para reposição de volume intracelular</p> <p>Não podem ser usados em animais com hipovolemia aguda</p>	<p>NaCl 0,45%</p> <p>Glicose 5%</p>
Coloide	Natural	<p>Mais caros;</p> <p>Aumentam o risco de problemas de coagulação, provocar insuficiência renal aguda (IRA) e reações anafiláticas</p>	Sangue total
	Sintético		<p>Plasma</p> <p>Gelatinas</p> <p>Dextranos</p> <p>Hidroxiethylamidos</p>

Anexo X

O procedimento realizado no estágio para administração forçada por abertura manual da boca foi o seguinte:

- 1- Inclinat a cabeça do animal para trás (é aconselhável que o operador esteja num plano mais elevado do que o animal, ou que outro operador auxilie neste passo);
- 2- Abrir a boca do animal, colocando a mão sobre a mandíbula e pressionando, com os dedos, a zona dos pré-molares;
- 3- Colocar o comprimido na base da língua;
- 4- Fechar a boca e massajar suavemente a zona das narinas ou do pescoço para estimular a deglutição.

Anexo XI

Classificação do risco cirúrgico (ASA) (Adaptado de Bassert et al., 2018; Clancy, 2023)

Classificação	Risco	Descrição do paciente	Exemplos
I	Mínimo	Saudável	Procedimentos eletivos (OVH, ORQ ou HPCO)
II	Baixo	Doença sistémica não limitante	Facoemulsificação em paciente com Diabetes <i>mellitus</i> estável, obesidade
III	Moderado	Doença sistémica que limita o normal funcionamento	Paciente com patologia cardíaca sintomática
IV	Elevado	Doença sistémica de risco constante à vida	Pneumotorax, piómetra, hemorragia interna
V	Extremo	Animal moribundo onde não é expectável a sua sobrevivência após 24 horas sem cirurgia	Embolia pulmonar, dilatação vólculo-gástrica, falência de órgãos em estadio terminal

A adição da letra “E” a uma classificação indica uma situação de carácter de emergência quando o atraso no tratamento do paciente leva a um aumento significativo de risco à vida do mesmo

Anexo XII

Avaliação da profundidade anestésica (Adaptado de Mullineaux & Jones, 2007; Hatcher et al., 2018 e Clancy, 2023)

Estadio	FR	FC	Reflexos	Posição Ocular	Tónus muscular
1	Ainda consciente, mas desorientado, alguma tolerância à dor e frequências respiratória e cardíaca aumentadas.				
2	Inconsciente, resposta exagerada ao estímulo doloroso, respiração irregular, mas estabiliza e todos os reflexos presentes.				
3 Plano 1	Regular, mas aumenta com estímulo doloroso	Regular	Pupilar: miose Palpebral: presente Corneal: presente	Central com nistagmos e terceira pálpebra saliente	Presente, responsivo, mas com alguma resistência
3 Plano 2	Normal	Ligeira bradicardia	Pupilar: miose Palpebral: ausente Corneal: ausente	Rodado ventralmente	Relaxado embora em cães muito tonificados possa haver alguma resistência
3 Plano 3	Bradipneia	Bradicardia	Pupilar: midríase Palpebral: ausente Corneal: presente	Central	Muito reduzido ou ausente
4	Apneia persistente, hipotensão grave, depressão do sistema nervoso central e pupilas em midríase e fixas. Se não houver reversão anestésica há risco de paragem cardiorrespiratória				

Anexo XIII

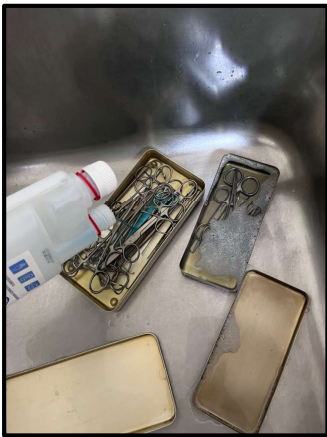
Após a sua utilização, o material era colocado na respetiva caixa metálica e imerso numa solução enzimática durante 10 a 30 minutos, com o objetivo de eliminar agentes contaminantes provenientes do contacto com os animais. Seguidamente, procedia-se à limpeza para remover a matéria orgânica, utilizando uma escova macia e detergente adequado.

Concluída esta etapa, o material era submetido ao processo de desinfeção, com vista à redução do número de microrganismos viáveis, principalmente na sua forma vegetativa. Neste processo, recorria-se a uma solução desinfetante contida num recipiente com tampa, de modo a evitar a libertação de vapores potencialmente tóxicos. O material permanecia imerso na solução durante 10 a 30 minutos.

Após o tempo estipulado, o material era enxaguado em água corrente, deixado a escorrer para secagem e, posteriormente, separado e organizado na respetiva caixa metálica (*kit* cirúrgico).

Para finalizar, realizava-se a esterilização – destruição de todas as formas viáveis de microrganismos – através de calor seco, com o auxílio de um forno. O *kit* era mantido durante 2 horas a 160°C.

Importa referir que todo o procedimento era realizado com luvas, garantindo a proteção individual do operador.



Descontaminação do material



Desinfeção do material



Esterilização do material com recurso a calor seco

Anexo XIV

Métodos de cicatrização (Adaptado de Bassert et al., 2018)

Método de cicatrização	Função	Exemplo
Cicatrização primária	Cicatrização imediata por aproximação	Incisões cirúrgicas, quando há perda mínima de tecido, ausência de infecção e mínimo edema
Cicatrização por segunda intenção	Cicatrização por contração e formação de tecido de granulação	Feridas traumáticas contaminadas, quando há perda significativa de tecido ou não pode ser fechada diretamente
Cicatrização por terceira intenção	Cicatrização por aproximação das margens após tratamento	Feridas traumáticas altamente contaminadas

Anexo XV

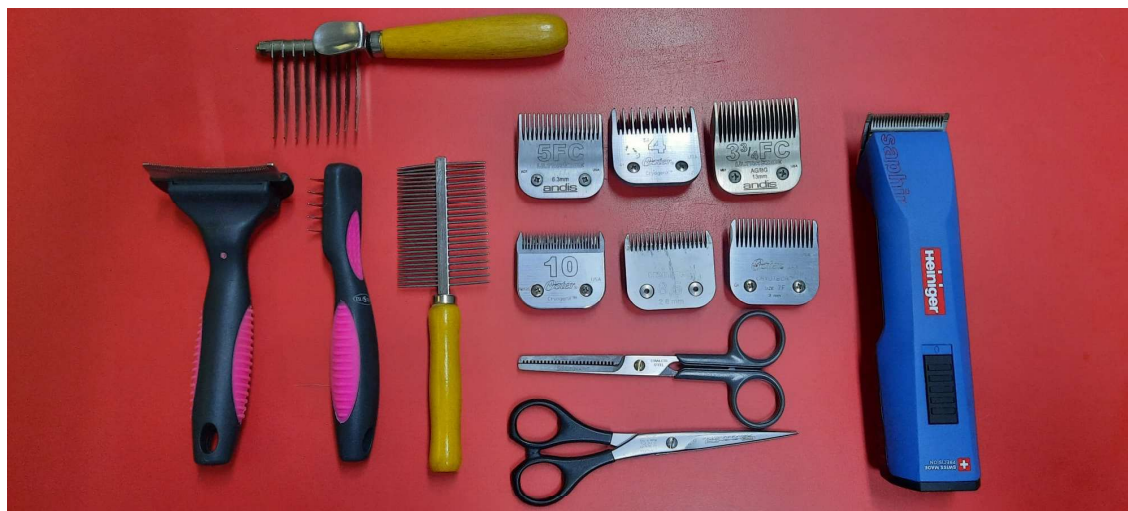
A camada primária, ou de contacto, tem como principal objetivo promover e manter condições ideais para a cicatrização eficaz da ferida. As suas funções são (Mullineaux & Jones, 2007):

- 1- Desbridamento e descontaminação da ferida;
- 2- Antibioterapia;
- 3- Regulação da humidade e pH;
- 4- Oxigenação do tecido da ferida;
- 5- Manutenção e proteção do tecido de granulação saudável.

A camada secundária pode ser dividida em 2 camadas: camada de acolchoamento e camada de conformação. A camada de acolchoamento serve para fornecer conforto ao paciente, absorver exsudados, proteger e imobilizar o tecido lesionado. Por sua vez, a camada de conformação fornece suporte e compressão, sendo responsável por manter a camada anterior no seu devido lugar, promover a hemostase, eliminar potenciais espaços mortos e/ou edema e favorecer o retorno venoso das extremidades (Mullineaux & Jones, 2007).

A camada terciária, ou camada de proteção, tem a função de manter as camadas subjacentes no seu devido lugar, proteger os tecidos lesionados de agressões ambientais ou da interferência do próprio paciente e garantir a impermeabilidade do penso (Mullineaux & Jones, 2007).

Anexo XVI



Material necessário para realização de tosquia, da esquerda para a direita e de cima para baixo: removedor de nós, pente ancinho, removedor de nós, pente com dentes de aço inoxidável, lâminas, tesoura de desbaste, tesoura de corte, máquina de tosquia.