



MARINA SCUDELLER LOPES

**ESTÁGIO SUPERVISIONADO REALIZADO NO HOSPITAL
VETERINÁRIO DA UNIVERSIDADE DE FRANCA/UNIFRAN
– FRANCA-SP E UNIVERSIDADE FEDERAL DO
PARANÁ/UFPR – CURITIBA-PR**

LAVRAS – MG

2019

MARINA SCUDELLER LOPES

**ESTÁGIO SUPERVISIONADO REALIZADO NO HOSPITAL VETERINÁRIO DA
UNIVERSIDADE DE FRANCA/UNIFRAN – FRANCA/SP E UNIVERSIDADE
FEDERAL DO PARANÁ/UFPR – CURITIBA/PR**

Relatório de estágio supervisionado apresentado a Universidade Federal de Lavras, como parte das exigências do curso de Medicina Veterinária para obtenção do título de bacharel.

Prof^a Dr^a Rosa Maria Cabral

Orientadora

LAVRAS – MG

2019

MARINA SCUDELLER LOPES

**ESTÁGIO SUPERVISIONADO REALIZADO NO HOSPITAL VETERINÁRIO DA
UNIVERSIDADE DE FRANCA/UNIFRAN – FRANCA/SP E UNIVERSIDADE
FEDERAL DO PARANÁ/UFPR – CURITIBA/PR**

Relatório de estágio supervisionado apresentado ao Colegiado do Curso de Medicina Veterinária da Universidade Federal de Lavras, como parte das exigências para obtenção do título de bacharel em Medicina Veterinária.

APROVADA em , de de .

Prof. Dr. Luis David Solis Murgas (UFLA) - Membro

Médica Veterinária Ms. Isabela Rabelo Peixoto (UNESP) - Membro

Prof^ª Dr^ª Rosa Maria Cabral - Orientadora

LAVRAS – MG

2019

AGRADECIMENTOS

Agradeço aos meus pais, Ana Maria e *Im memoriam* Claudio César, os melhores pais do mundo, cujo esforço foi infinito para me dar sempre muito mais do que tiveram. sempre compreensivos, presentes, atenciosos e com apoio incondicional, me ensinaram a importância da responsabilidade, humildade e força de vontade. O maior exemplo profissional e pessoal que uma filha poderia ter. Serão sempre minha referência e maior orgulho.

À minha irmã Luisa, que desde a infância eu admiro pela sua inteligência, por buscar sempre seus sonhos e conseguir torná-los realidade graças ao seu talento e trabalho. Obrigada pelo carinho e preocupação que você teve e tem comigo.

Às minhas amigas da UFLA, que compartilharam dos meus momentos de dificuldades e também de conquistas: Samilliany, Anaclara, Bárbara, Daniela, Isabela, Maria Eduarda e Tábata: Eternamente grata por ter conhecido vocês!

À Casa TorTa que sempre me acolheu, e a Manada que preencheu minha vida com boa música e risada!

À minha Orientadora e amiga, Professora Rosa Cabral, por ter me auxiliado e apoiado na caminhada de tantas formas.

A todos os professores, residentes e amigos(as) da UFPR e UNIFRAN, que de formas diretas e indiretas, me ajudaram a seguir o caminho.

Aos animais que fizeram parte dessa experiência e a todos os outros que durante esses anos de estudo da profissão, me ensinaram muito e fizeram parte do meu aprendizado, sendo inspiração primordial para seguir me dedicando ao meu trabalho.

Aos que me introduziram com paciência e disposição no meio científico, Prof. Dr. Nelson Curi e Prof. Dr. Passamani (LECOM).

A todos os (as) envolvidos (as) nesse trabalho, que de alguma forma ajudaram direta ou indiretamente.

Aos funcionários dos Hospitais Veterinários.

À Edgar e Consuelo, que acompanharam minha trajetória em Lavras, nos momentos difíceis e nos deliciosos.

RESUMO

O estágio curricular supervisionado, foi realizado no Setor de Anestesiologia Veterinária, no Hospital Veterinário da Universidade de Franca (UNIFRAN), em Franca – SP, no período de 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019, sob supervisão da Profa. Dra. Mônica Horr; e no Setor de Anestesiologia Veterinária do Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba – PR, de 01 a 30 de setembro, sob supervisão do Prof. Dr. Juan Carlos Duque Moreno. Em ambos os locais o estágio foi realizado de segunda à sexta-feira, das 8:00 as 17:00, ou até encerramento das atividades, totalizando 408 horas. Durante o estágio foi possível acompanhar anestésias em animais de pequeno e grande porte, e animais silvestres. O objetivo deste trabalho é relatar o procedimento anestésico de dois casos clínicos, sendo o primeiro, referente a uma cadela sem raça definida com mastocitoma, no Hospital veterinário da UNIFRAN, e o segundo, sobre uma anestesia para traqueostomia permanente em uma cadela Labrador com diagnóstico de condrossarcoma, no Hospital Veterinário da UFPR.

Palavras-chave: Anestesiologia Veterinária. Pequenos animais. Hospital Veterinário. Grandes Animais.

LISTAS DE FIGURAS

Figura 1. Fotografia da Recepção do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, Agosto 2019. Fonte: UNIFRAN.

Figura 2. Fotografia do Ambulatório de atendimento de animais de pequeno porte do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, Agosto 2019. Fonte: UNIFRAN.

Figura 3. Fotografia da sala de medicação pré anestésica, na entrada do Bloco Cirúrgico de animais de pequeno porte, do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, Agosto 2019. Fonte: UNIFRAN.

Figura 4. Fotografia da área de paramentação do centro cirúrgico de animais de pequeno porte do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, Agosto 2019. Fonte: UNIFRAN.

Figura 5. Fotografia do centro cirúrgico 1, de animais de pequeno porte do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, Agosto 2019. Fonte: UNIFRAN.

Figura 6. Fotografia do centro cirúrgico 2 de animais de pequeno porte do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, Agosto 2019. Fonte: UNIFRAN.

Figura 7. Fotografia da área de esterilização do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, Agosto 2019. Fonte: UNIFRAN.

Figura 8. Fotografia da sala de medicação pré anestésica de animais de grande porte do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, Agosto 2019. Fonte: UNIFRAN.

Figura 9. Fotografia da sala de cirurgia de animais de grande porte do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, Agosto 2019. Fonte: UNIFRAN.

Figura 10. Fotografia da sala de radiologia do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, Agosto 2019. Fonte: UNIFRAN.

Figura 11. Fotografia da sala de Centro de Tratamento Intensivo (CTI) do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, Agosto 2019. Fonte: UNIFRAN.

Figura 12. Fotografia da vista da entrada do Hospital Veterinário da UFPR – Curitiba-PR, 2013. Fonte: UFPR.

Figura 13. Fotografia da vista do Ambulatório IV do Hospital Veterinário da UFPR – Curitiba-PR, Setembro, 2019. Fonte: UFPR.

Figura 14. Fotografia da vista do Centro Cirúrgico I do Hospital Veterinário da UFPR – Curitiba-PR, Setembro, 2019. Fonte: UFPR.

Figura 15. Fotografia da vista do Centro Cirúrgico II do Hospital Veterinário da UFPR – Curitiba-PR, Setembro, 2019. Fonte: UFPR.

Figura 16. Fotografia da vista do Centro Cirúrgico III do Hospital Veterinário da UFPR – Curitiba-PR, Setembro, 2019. Fonte: UFPR.

Figura 17. Fotografia da sala de preparo do Bloco Cirúrgico do Hospital Veterinário da UFPR – Curitiba-PR, Setembro, 2019. Fonte: UFPR.

Figura 18. Fotografia da vista do Centro Cirúrgico de animais de grande porte, do Hospital Veterinário da UFPR – Curitiba-PR, 2018. Fonte: UFPR.

Figura 19. Fotografia da vista da sala de preparo do Centro Cirúrgico de animais de grande porte do Hospital Veterinário da UFPR – Curitiba-PR, 2018. Fonte: UFPR.

Figura 20. Fotografia da sala de Odontologia do Hospital Veterinário da UFPR – Curitiba-PR, 2018. Fonte: UFPR.

Figura 21. Fotografia da vista da Unidade de Tratamento Intensivo (UTI) do Hospital Veterinário da UFPR – Curitiba-PR, Setembro, 2019. Fonte: UFPR.

Figura 22. Fotografia da vista da Unidade de Tratamento Intensivo (UTI) do Hospital Veterinário da UFPR – Curitiba-PR, Setembro, 2019. Fonte: UFPR.

LISTA DE GRÁFICOS

Gráfico 1. Frequência relativa de animais de acordo com a espécie, atendidos no Setor de Anestesiologia Veterinária do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

Gráfico 2. Frequência relativa de animais de acordo com a raça, atendidos no Setor de Anestesiologia Veterinária do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

Gráfica 3. Frequência relativa de cães de acordo com a faixa etária, atendidos no Setor de Anestesiologia Veterinária do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

Gráfico 4. Frequência relativa de gatos de acordo com a faixa etária, atendidos no Setor de Anestesiologia Veterinária do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

Gráfico 5. Frequência relativa de cães e gatos de acordo com o sexo, atendidos no Setor de Anestesiologia Veterinária do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

Gráfico 6. Frequência relativa de cães e gatos de acordo com o sistema orgânico acometido, atendidos no Setor de Anestesiologia Veterinária do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

Gráfico 7. Frequência relativa de cães e gatos de acordo com os procedimentos cirúrgicos realizados em sistema genitourinário, atendidos no Setor de Anestesiologia Veterinária do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

Gráfico 8. Frequência relativa de animais de acordo com a espécie, atendidos no setor de Anestesiologia Veterinária, do Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

Gráfico 9. Frequência relativa de cães de acordo com o padrão racial, atendidos no setor de Anestesiologia Veterinária, do Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

Gráfico 10. Frequência relativa de cães de acordo com a faixa etária, atendidos no setor de Anestesiologia Veterinária, do Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

Gráfico 11. Frequência relativa de gatos de acordo com a faixa etária, atendidos no setor de Anestesiologia Veterinária, do Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

Gráfico 12. Frequência relativa de cães de acordo com o sexo, no setor de Anestesiologia Veterinária, do Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

Gráfico 13. Frequência relativa de gatos de acordo com o sexo, atendidos no setor de Anestesiologia Veterinária, do Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

Gráfico 14. Frequência de cães e gatos de acordo com o sistema orgânico acometido, atendidos no setor de Anestesiologia Veterinária, do Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

Gráfico 15. Comparação entre as modalidades anestésicas utilizadas nos procedimentos cirúrgicos, acompanhados no setor de Anestesiologia Veterinária, do Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

Gráfico 16. Comparação entre utilização da ventilação mecânica e espontânea, nos procedimentos cirúrgicos acompanhados no setor de Anestesiologia Veterinária, do Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

LISTAS DE TABELAS

Tabela 1. Frequência absoluta (n) e relativa (%) de animais atendidos, classificados por espécie, no Setor de Anestesiologia Veterinária do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

Tabela 2. Frequência absoluta (n) e relativa (%) de caninos atendidos, classificados por padrão racial no Setor de Anestesiologia Veterinária do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

Tabela 3. Frequência absoluta (n) e relativa (%) de animais atendidos, classificados por faixa etária no Setor de Anestesiologia Veterinária do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

Tabela 4. Frequência absoluta (n) e relativa (%) de caninos e felinos atendidos, classificados por sexo no Setor de Anestesiologia Veterinária do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

Tabela 5. Frequência absoluta (n) e relativa (%) de animais atendidos, classificados pelo sistema acometido no Setor de Anestesiologia Veterinária do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

Tabela 6. Frequência absoluta (n) e relativa (%) de cães e gatos atendidos, classificados pelos procedimentos cirúrgicos realizados em sistema genitourinário no Setor de Anestesiologia Veterinária do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

Tabela 7. Frequência absoluta (n) e relativa (%) de cães e gatos atendidos, classificados pelos procedimentos cirúrgicos realizados em sistema osteomuscular no Setor de Anestesiologia Veterinária do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

Tabela 8. Frequência absoluta (n) e relativa (%) de acordo com a espécie de animais atendidos no setor de Anestesiologia Veterinária, do Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

Tabela 9. Frequência absoluta (n) e relativa (%) de acordo com a raça de cães atendidos no setor de Anestesiologia Veterinária, do Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

Tabela 10. Frequência absoluta (n) e relativa (%) de acordo com faixa etária de cães e gatos atendidos no setor de Anestesiologia Veterinária, do Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

Tabela 11. Frequência absoluta (n) e relativa (%) de acordo com o sexo de cães e gatos atendidos no setor de Anestesiologia Veterinária, do Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

Tabela 12. Frequência absoluta (n) e relativa (%) de cães e gatos atendidos de acordo com o sistema orgânico acometido, no setor de Anestesiologia Veterinária, do Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

Tabela 13. Frequência absoluta (n) e relativa (%) de cães e gatos atendidos de acordo com os procedimentos cirúrgicos realizados em sistema genitourinário, no setor de Anestesiologia Veterinária, do Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

Tabela 14. Frequência absoluta (n) e relativa (%) de animais atendidos de acordo com a modalidade anestésica, no setor de Anestesiologia Veterinária, do Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

SUMÁRIO

1.	INTRODUÇÃO	14
2.	DESCRIÇÃO DO LOCAL E PERÍODO DE ESTÁGIO	15
3	DESCRIÇÃO DAS ATIVIDADES E CASUÍSTICA	4
4.	Revisão de Literatura.....	14
4.1.	Mastocitomas	14
4.2	Anestésicos locais	15
4.2.1.	Lidocaína	16
4.3.	Anestesia Regional Intravenosa (BIER).....	17
4.4.	Mastocitomas e anestesia.....	19
4.5.	Caso Clínico nº1.....	20
4.5.1.	Resenha.....	20
4.5.2.	Anamnese.....	20
4.5.3	Exame físico.....	20
4.5.4.	Exames complementares	22
4.5.5.	Diagnóstico	23
4.5.6.	Tratamento	23
4.5.7.	Anestesia.....	24
4.5.8.	Medicação Pré-Anestésica	24
4.5.9.	Indução	24
4.5.10	Bloqueio Locorregional.....	24
4.5.11	Manutenção.....	25
5.0	CONSIDERAÇÕES.....	28
6.1	DESCRIÇÃO DAS ATIVIDADES E CASUÍSTICA.....	37
7	Revisão de literatura.....	46
7.1.	Condrossarcomas	46
7.2	Traqueostomia.....	47
7.3	Caso Clínico nº2.....	48
7.3.1.	Resenha.....	48
7.3.2.	Anamnese.....	49
7.3.3.	Tratamento	50

7.3.4. Anestesia.....	50
7.3.5. Medicação Pré-Anestésica.....	50
7.3.6. Indução.....	50
7.3.7. Manutenção.....	51
7.4 Anestesia Intravenosa Total (AIT/TIVA).....	52
8.0 CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	55
9.0 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	56

1. INTRODUÇÃO

Esse trabalho tem o objetivo de descrever as atividades realizadas em cumprimento da disciplina PRG107 – Estágio Supervisionado, que representa a última etapa para a conclusão do curso de Medicina Veterinária na Universidade Federal de Lavras – UFLA.

A carga horária a ser cumprida é de 476 horas, sendo 408 horas correspondentes a atividades práticas em instituição e 68 horas teóricas, utilizadas para elaboração do Trabalho de Conclusão de Curso (TCC), com auxílio do docente orientador.

A área pretendida foi no setor de Anestesiologia Veterinária, e os locais escolhidos para realização do estágio foram o Hospital Veterinário da Universidade de Franca (UNIFRAN), Franca-SP, sob supervisão da Profa. Dra. Mônica Horr, e na Universidade Federal do Paraná (UFPR) Curitiba-PR, sob supervisão do Prof. Dr. Juan Carlos Duque Moreno.

Ambos os locais me permitiram vivências enriquecedoras com muito aprendizado, diálogo, oportunidades e paciência.

Durante a graduação e também nesta etapa com a conclusão deste trabalho, fui orientada pela Professora Dra. Rosa Maria Cabral, docente da Universidade Federal de Lavras.

2. DESCRIÇÃO DO LOCAL E PERÍODO DE ESTÁGIO

A Universidade de Franca (UNIFRAN) é uma Universidade particular que foi fundada em 1970. Atualmente faz parte do Cruzeiro do Sul Educacional, possui mais de 16 mil alunos distribuídos em 55 cursos de graduação, tecnológicos, à distância, especializações, mestrado e doutorado. Está situada no bairro Parque Universitário em Franca-SP.

O Departamento de Medicina Veterinária compreende o setor de Anestesiologia, Clínica Médica, Clínica Cirúrgica e Patologia. Possui Hospital Veterinário (HV) para atendimento de animais de pequeno e grande porte, com funcionamento de segunda a sexta-feira, das 8h as 21h, sendo de 8 as 11h destinado ao agendamento de consultas, atendimento de retornos, emergências e urgências; com horário de almoço de 12h às 13h, e de 13h as 18h destinado ao atendimento de consultas agendadas e situações de emergência. De 18h as 21h30 funciona como horário de plantão. Aos finais de semana, o HV abre para atendimento emergencial de 8h as 16h.

O Hospital possui uma equipe de médicos veterinários residentes preparados para atendimento clínico e cirúrgico, além de laboratórios para realização de exames complementares, exames de imagem, centro de tratamento intensivo e salas de necropsias.

A equipe de veterinários é formada por: três anestesiólogos residentes e dois professores, uma ultrassonografista, quatro residentes responsáveis pelo atendimento de animais de grande porte e oito pelo atendimento de animais de pequeno porte. A equipe também conta com o auxílio de dois enfermeiros e dois técnicos radiologistas.

A equipe responsável pelo atendimento de animais de pequeno porte é composta por oito residentes, sendo quatro médicos veterinários clínicos e quatro cirurgiões; além de cinco professores, com especialidades em: anestesiologia e intensivismo, ortopedia, oftalmologia, odontologia, nefrologia, obstetrícia e cardiologia.

Na área de patologia clínica, são dois residentes e uma biomédica. Além disso, o hospital conta nove auxiliares de limpeza, dois farmacêuticos e dois enfermeiros. Todos os profissionais seguem o horário de funcionamento do hospital (segunda a sexta, 8h às 18h), exceto os enfermeiros que realizam horário de plantão.

Os atendimentos são realizados após o agendamento da consulta. Na recepção, a secretária preenche uma ficha de cadastro computadorizada com informações do tutor e do

animal. Após o cadastro e pagamento da consulta, o tutor com seu animal são encaminhados para um dos quatro consultórios existentes, onde um médico veterinário residente da Clínica Médica e os estagiários realizam a anamnese, exame físico do animal, coleta de amostras biológicas e solicita exames complementares quando necessário. Após atendimento inicial, o paciente é encaminhado para o atendimento específico da afecção. Se for atendimento clínico, realiza-se a prescrição do tratamento e avalia-se a necessidade de retorno. Se o caso for cirúrgico, é passado para um dos residentes da cirurgia, que fará exames específicos. Exames pré-anestésicos são solicitados e é agendada a cirurgia. Em caso de emergência, os animais são encaminhados para o Internamento e se possível, realização da cirurgia no mesmo dia, no período da tarde ou noite. Todos os procedimentos realizados são anotados na ficha do animal. Ao final da consulta e/ou cirurgia, o médico veterinário residente é responsável para ligar para o tutor e informar sobre resultado dos exames e/ou cirurgia. Os tutores então retornam ao Hospital Veterinário para receber a ficha de cadastro e realizar o pagamento final. Abaixo, imagens das instalações do HV (Figura 1).

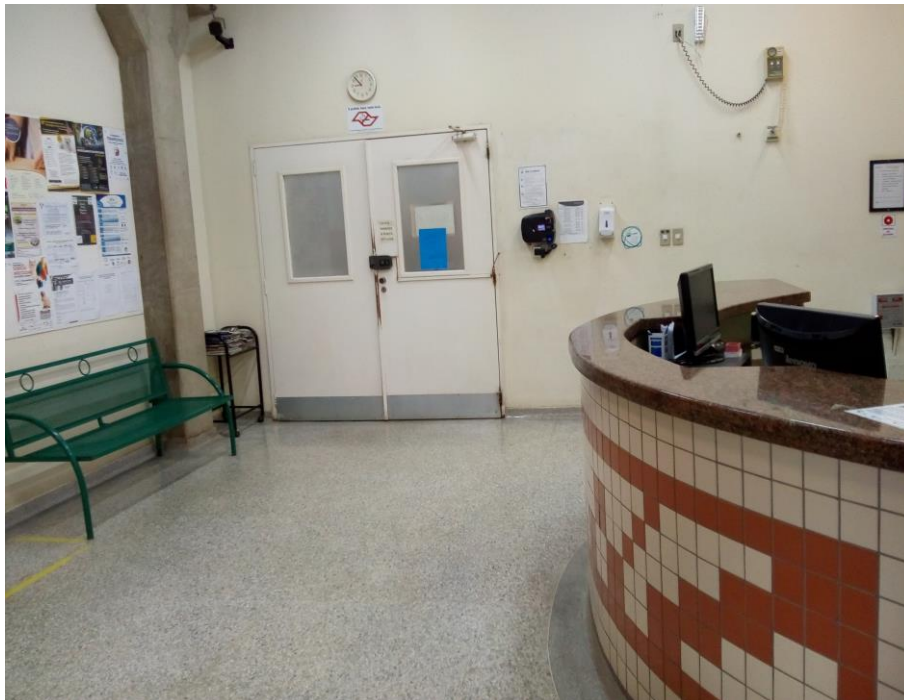


Figura 1: Fotografia da recepção na entrada do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, Agosto 2019. Fonte: UNIFRAN.

As consultas clínicas são realizadas em um dos quatro ambulatórios, em que constam: uma mesa de aço inoxidável e uma mesa para uso do médico veterinário, com cadeiras para

os tutores; uma pia para higienização; almotolias contendo álcool 70%, degermantes, lixeiras para descarte de materiais biológicos e perfurocortantes, e na parte externa, uma balança para pesagem dos pacientes (Figura 2).



Figura 2: Fotografia do ambulatório de atendimento de animais de pequeno porte no Hospital Veterinário da UNIFRAN - Franca/SP, Agosto 2019. Fonte: UNIFRAN.

As cirurgias são realizadas no Bloco Cirúrgico, composto por dois centros cirúrgicos para animais de pequeno porte e um para animais de grande porte, cada um deles contendo uma área de paramentação. No Bloco Cirúrgico há uma sala destinada a medicação pré-anestésica, onde realizam-se a avaliação pré-anestésica, tricotomias, cateterização venosa e outros procedimentos pré operatórios (Figuras 3 e 4).

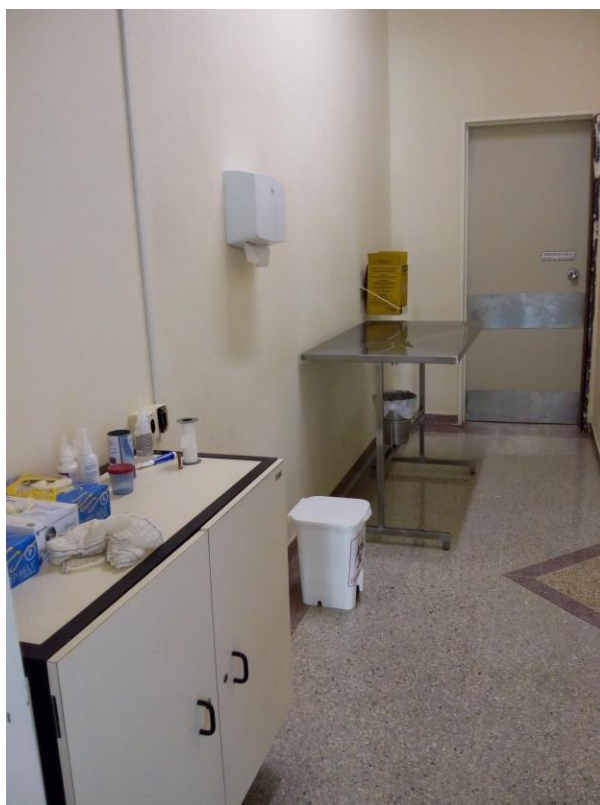


Figura 3: Fotografia da sala de medicação pré-anestésica, na entrada do Bloco Cirúrgico de animais de pequeno porte do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, Agosto 2019. Fonte: UNIFRAN.

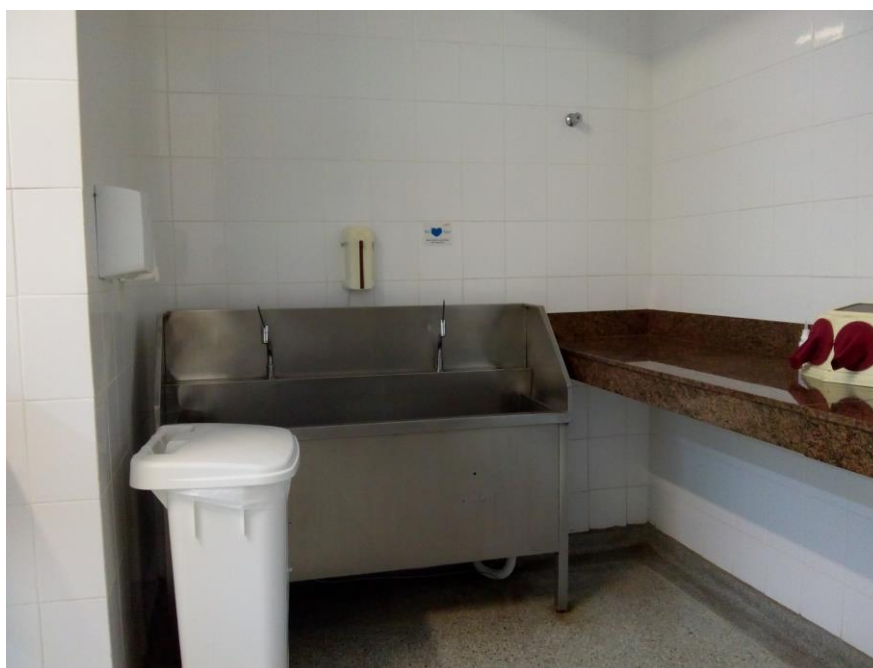


Figura 4: Fotografia da área de paramentação do centro cirúrgico de animais de pequeno porte do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, Agosto 2019. Fonte: UNIFRAN.

Nos centros cirúrgicos de animais de pequeno porte, há uma mesa de aço inoxidável para a realização do procedimento cirúrgico e outras mesas móveis de mesmo material para colocação dos instrumentais cirúrgicos, aparelho de anestesia, monitores de anestesia, raio x portátil odontológico, focos de luz, ar condicionado, armários para acondicionamento de medicações de emergências¹, doppler vascular, esfigmomanômetro, manguitos e tubos endotraqueais.



Figura 5: Fotografia do centro cirúrgico I de animais de pequeno porte do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, Agosto 2019. Fonte: UNIFRAN.

¹ Adrenalina (Adren ®) 1 mg/mL – Hipolabor Farmacêutica Ltda.
Sulfato de Atropina 0,25 mg/mL – Isofarma Industrial Farmacêutica Ltda.
Hemitartarato de norepinefrina 2 mg/mL – Novafarma Industria Farmacêutica Ltda.
Diazepam 5 mg/mL – União Química Farmacêutica Nacional S/A.
Efedrina (Efedrin ®) 50 mg/mL – Cristália Produtos Químicos Farmacêuticos Ltda.



Figura 6: Fotografia do centro cirúrgico II de animais de pequeno porte do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, Agosto 2019. Fonte: UNIFRAN.

No corredor que interliga os centros cirúrgicos, há uma sala de esterilização e uma lavanderia (Figura 7).

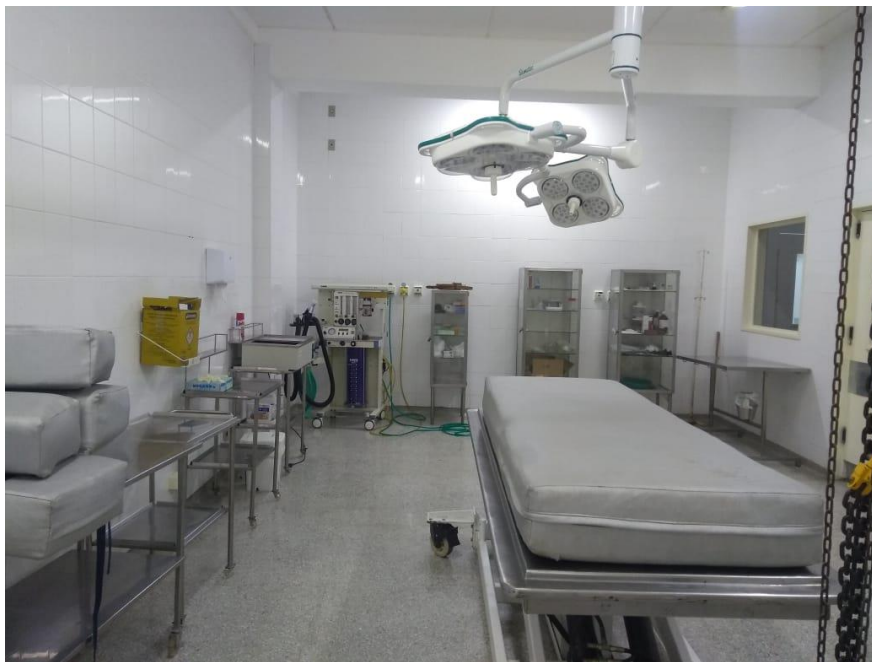


Figura 7: Fotografia da área de esterilização do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, Agosto 2019. Fonte: UNIFRAN

Em relação as instalações para grandes animais, há uma sala para pré medicação e indução anestésica e uma sala cirúrgica (Figuras 8 e 9).



Figura 8: Fotografia da sala de medicação pré-anestésica para animais de grande porte do Hospital Veterinário da UNIFRAN - Franca/SP, Agosto 2019. Fonte: UNIFRAN.



Fotografia 9: Fotografia da sala de cirurgia de animais de grande porte do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, Agosto 2019. Fonte: UNIFRAN.

Além disto, o Setor conta com uma sala de radiologia com aparelho fixo (figura 10) e na sala para tratamento intensivo constam mesas de aço inoxidável para manipulação do paciente, gaiolas, aparelho de anestesia inalatória portátil, cilindro de oxigênio, armário com equipamentos de emergência: sondas endotraqueais e ressuscitador manual ambú; e lixeiras de descarte de material perfurocortante e contaminante (figura 11).



Figura 10: Fotografia da sala de radiologia do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, Agosto 2019. Fonte: UNIFRAN.



Figura 11: Fotografia da sala de Centro de Tratamento Intensivo (CTI) do Hospital Veterinário da UNIFRAN – Franca-SP, Agosto 2019. Fonte: UNIFRAN.

3 DESCRIÇÃO DAS ATIVIDADES E CASUÍSTICA

A casuística acompanhada durante o estágio supervisionado no Hospital Veterinário da UNIFRAN, no setor de Anestesiologia Veterinária, no período de 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019, com relação à espécie, padrão racial, faixa etária, sexo, sistema orgânico acometido, afecções e/ou procedimento cirúrgico, modalidade anestésica, estão apresentados em forma de tabelas (1 a 7) e gráficos (1 a 7). No período de estágio foi possível acompanhar 67 anestésias em animais de pequeno porte e 4 em animais de grande porte.

Espécie	N	f%
Caninos	44	75,8
Felinos	10	17,2
Equinos	4	6,8
Total	58	100

Tabela 1. Número absoluto (n) e relativo (%) de animais acompanhados de acordo com a espécie, no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da UNIFRAN, Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

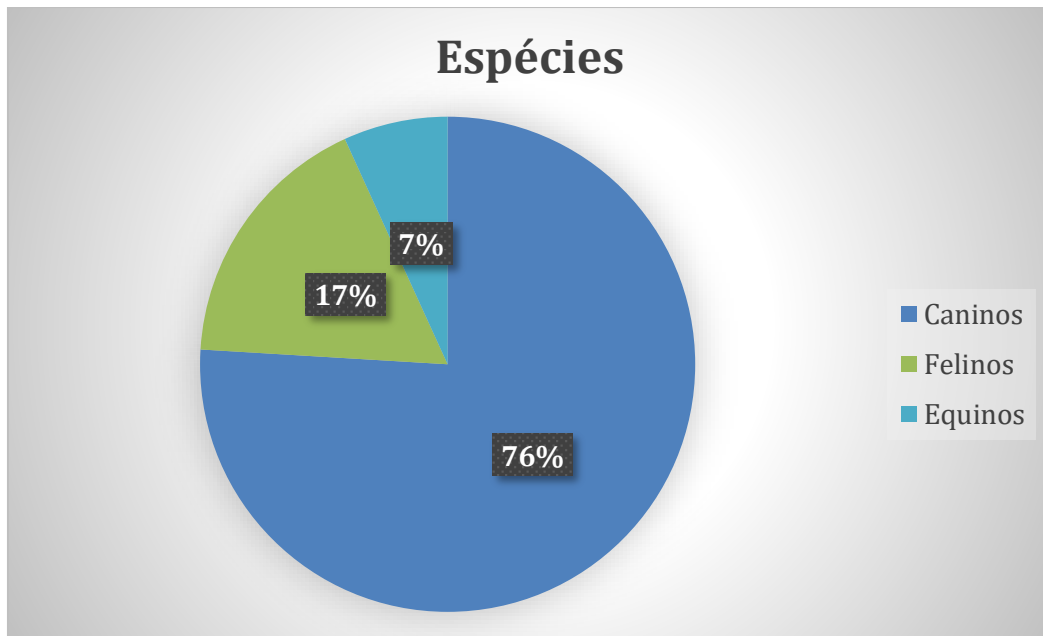


Gráfico 1. Frequência relativa de animais acompanhados, de acordo com a espécie, no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da UNIFRAN, Franca/SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

Raças	n	f%
Sem raça definida	22	50
Yorkshire	2	4,5
Poodle	3	6,8
Pug	1	2,7
Pastor Alemão	2	4,5
RedHeeler	1	2,7
Blueheeler	1	2,7
Shih-tzu	3	6,8
Dachshund	1	2,7
Bulldog Francês	1	2,7
Beagle	1	2,7
Pinscher	1	2,7
Husky Siberiano	1	2,7
Bichon Frisé	1	2,7
Terra Nova	1	2,7
Fox Paulistinha	1	2,7
Schnauzer	1	2,7
Total	44	100

Tabela 2. Frequência absoluta (n) e relativa (%) de caninos atendidos, classificados com o padrão racial, no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da UNIFRAN, Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

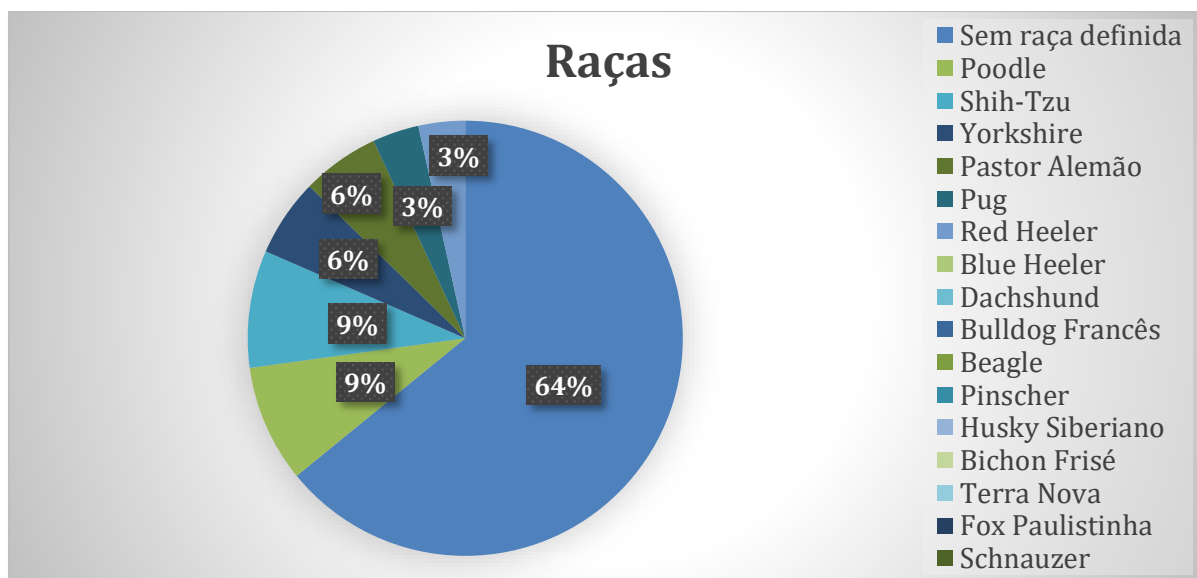


Gráfico 2. Frequência relativa de cães atendidos de acordo com a raça, no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da UNIFRAN, Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

Faixa Etária	caninos		felinos	
	n	f%	n	f%
< 1 ano	7	15,9	2	20
1 a 3 anos	10	22,7	4	40
3 a 5 anos	8	18,1	0	0
5 a 7 anos	3	6,8	1	10
7 a 10 anos	13	29,5	2	20
> 10 anos	3	6,8	1	10
Total	44	100	10	100

Tabela 3: Frequência absoluta (n) e relativa (%) em relação à faixa etária de caninos e felinos atendidos Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da UNIFRAN, Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

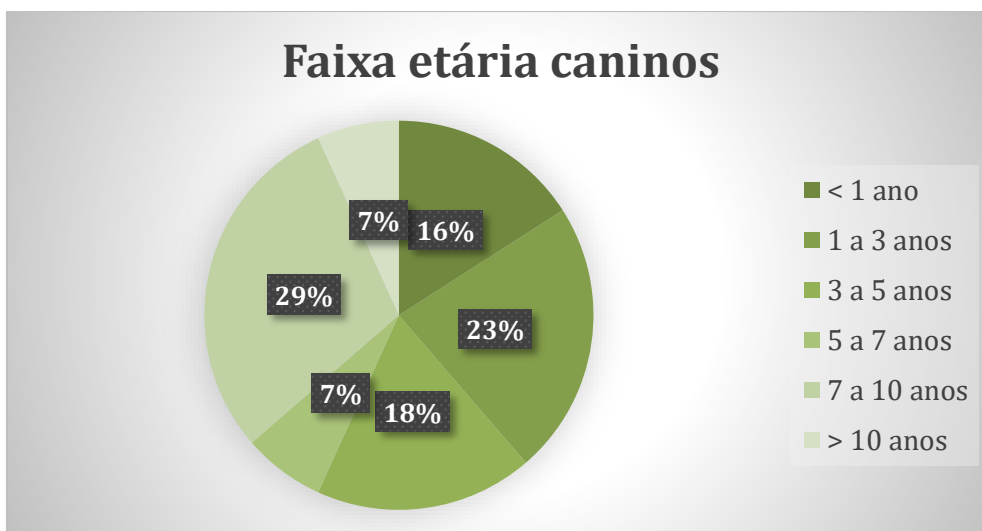


Gráfico 3: Frequência relativa de cães atendidos, de acordo com a faixa etária, no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da UNIFRAN, Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.



Gráfico 4: Frequência relativa de gatos atendido, de acordo com a faixa etária, no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da UNIFRAN, Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

Sexo	Caninos		Felinos	
	n	f%	n	f%
Fêmea	23	52,2	7	70
Macho	21	47,7	3	30
Total	44	100	10	100

Tabela 4: Frequência absoluta (n) e relativa (%) de caninos e felinos atendidos de acordo com o sexo, no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da UNIFRAN, Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

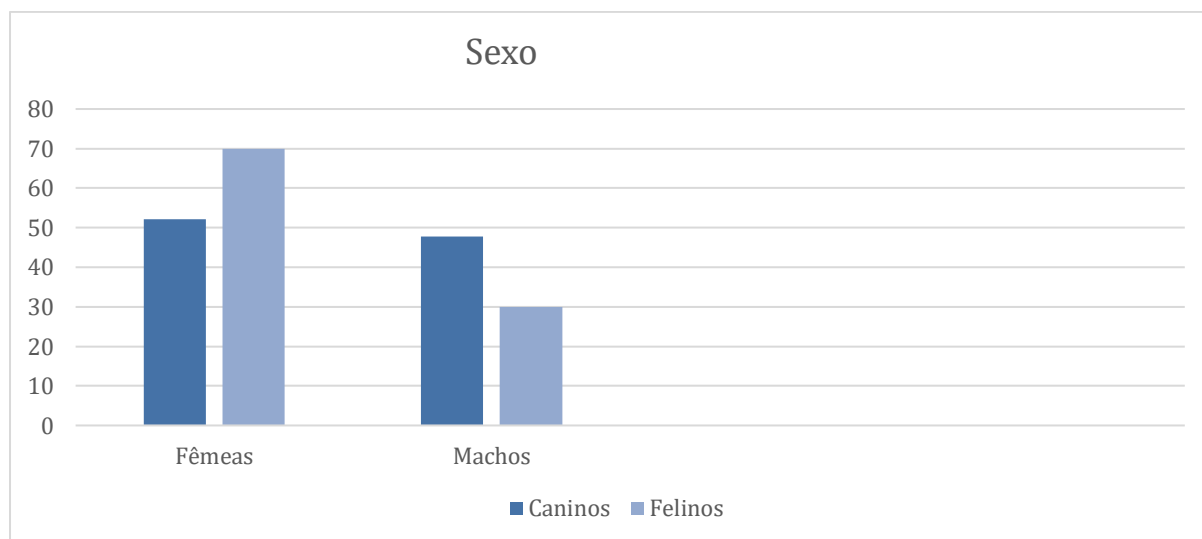


Gráfico 5: Frequência relativa de cães e gatos atendidos, de acordo com o sexo, no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da UNIFRAN, Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

Sistema orgânico acometido	Caninos		Felinos	
	N	f%	n	f%
Genitourinário	19	34,5	6	50
Tegumentar e anexos	5	9	0	0
Osteomuscular	10	18,1	2	16,6
Órgão dos sentidos	3	5,4	0	0
Cavidades e hérnias	3	5,4	2	16,6
Hematopoiético	1	1,8	0	0
Respiratório	0	0	1	8,3
Digestório	7	12,7	1	8,3
Neurológico	3	5,4	0	0
Cardiovascular	5	9	0	0
Total	55	100	12	100

Tabela 5: Frequência absoluta (n) e relativa (%) de animais atendidos de acordo com os sistemas acometidos, no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da UNIFRAN, Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

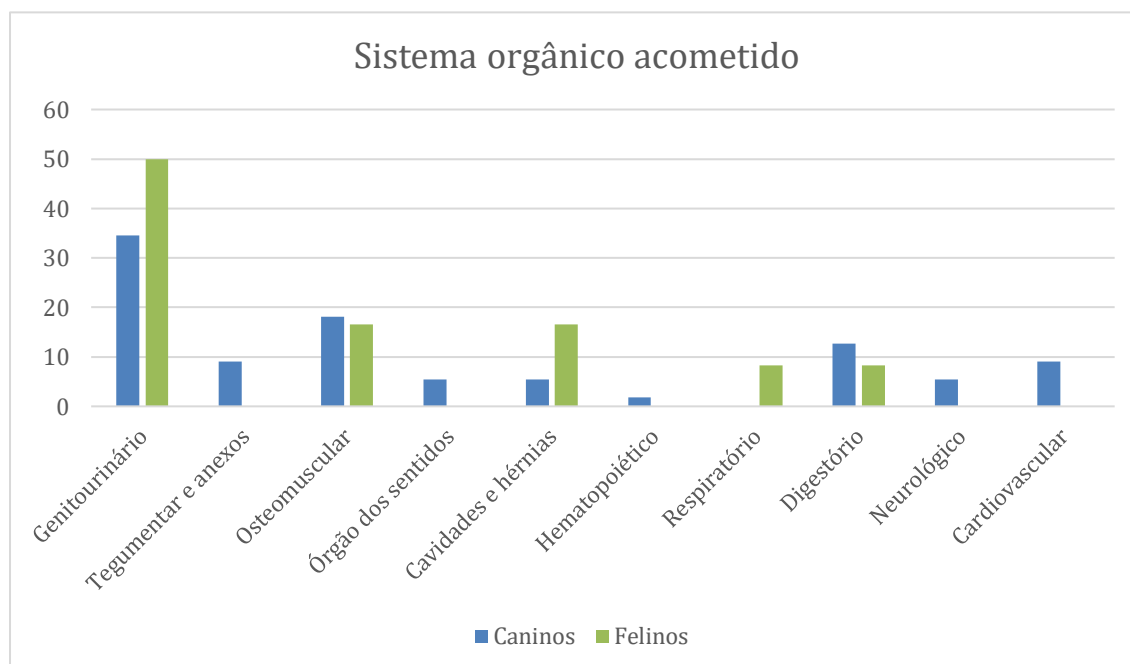


Gráfico 6: Frequência relativa de cães e gatos atendidos, de acordo com o sistema orgânico acometido, no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da UNIFRAN, Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

O somatório das afecções e procedimentos cirúrgicos relacionados aos sistemas orgânicos não é igual ao somatório do número de casos acompanhados, pois alguns animais apresentam mais de uma afecção em um ou mais sistemas orgânicos distintos.

Afecção ou procedimento cirúrgico	caninos		felinos	
	n	f%	N	f%
Ovariosalpingohisterectomia	5	26,3	2	33,3
Orquiectomia	5	26,3	1	16,6
Cistotomia	3	15,7	1	16,6
Mastectomia	2	10,5	0	0
Uretorrafia	1	5,2	1	16,6
Cesárea	1	5,2	0	0
Reimplantação de ureter ectópico	1	5,2	0	0
Sondagem uretral	1	5,2	1	16,6
Total	19	100	6	100

Tabela 6: Frequência absoluta (n) e relativa (%) de cães e gatos atendidos, de acordo com os procedimentos cirúrgicos realizados em sistema genitourinário, no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da UNIFRAN, Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

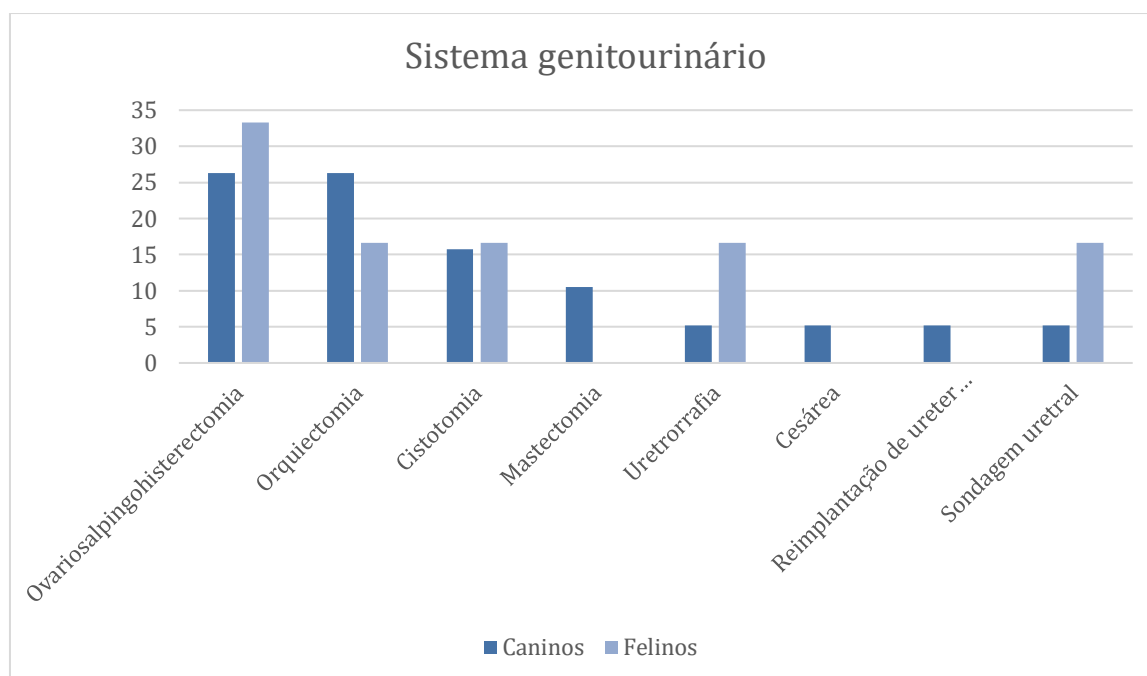


Gráfico 7: Frequência relativa de cães e gatos atendidos, de acordo com os procedimentos cirúrgicos realizados em sistema genitourinário, no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da UNIFRAN, Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

Afecção ou procedimento cirúrgico	caninos		Felinos	
	n	f%	N	f%
Amputação membro pélvico	2	20	1	50
Fratura de sacro/pelve	2	20	1	50
Osteossíntese de rádio e ulna	1	10	0	0
TPLO	1	10	0	0
Colocefalectomia	1	10	0	0
Caudectomia	1	10	0	0
Luxação de cotovelo	1	10	0	0
Osteossíntese de fêmur	1	10	0	0
Total	10	100	2	100

Tabela 7: Frequência absoluta (n) e relativa (%) de cães e gatos atendidos, de acordo com os procedimentos cirúrgicos realizados em sistema osteomuscular, no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da UNIFRAN, Franca-SP, entre 01 a 31 de agosto e 07 a 18 de outubro de 2019. Fonte: UNIFRAN.

Quanto aos procedimentos realizados em sistema tegumentar em cães, foram realizadas nodulectomias, biópsias e limpezas de feridas cicatrizadas por terceira intenção.

Sobre o sistema digestório, foram realizadas passagem de sondas esofágicas em cães e gatos, hemimandibulectomia e retirada de espinhos em região oral e face. No sistema cardiovascular, foi acompanhado passagem de cateter central em cães e gatos e colocação de dreno torácico.

4. Revisão de Literatura

4.1. Mastocitomas

Mastócitos são células que contêm grânulos secretórios citoplasmáticos que abrigam um grande número de constituintes bioativos, como histamina e heparina, envolvidos em processos de hipersensibilidade, alergia e inflamação (BLACKWOOD et al, 2012).

Os mastocitomas cutâneos são neoplasias com origem nos mastócitos do tipo mesenquimatoso, são uma das neoplasias cutâneas mais comuns em cães, com uma prevalência de 0.27% no total da população canina e representando entre 16 a 21% dos tumores da pele (MOREIRA, 2018).

O comportamento clínico dos mastocitomas é muito variável, ocorrendo desde tumores benignos que são tratados com remoção cirúrgica, a tumores altamente malignos, com comportamento biológico agressivo e altas taxas de metastização, independente da técnica empregada: cirurgia, radioterapia e quimioterapia. Desta forma, um diagnóstico preciso com gradação histopatológica torna-se essencial para as decisões clínicas e definição do prognóstico e terapêutica (MOREIRA, 2018).

Não há predisposição sexual, apenas racial, sendo as raças mais afetadas: Boxer, Sharpei, Labrador, Golden retriever, Boston terrier, Bulldogs, Weimareners, Cocker spaniel, Leão da Rodésia, Dachshund, Cão pastor australiano, Pug e Schnauzers. Apesar disso, também se verifica grande ocorrência em cães sem raça definida (MOREIRA, 2018).

A literatura relata que embora os mastocitomas possam localizar-se em qualquer parte do corpo, os locais mais acometidos são tronco (48-65%), extremidades (25-47%), cabeça e pescoço (10-13%), com maior predisposição para a região posterior corporal (RASKIN, 2016). Geralmente se apresentam como tumores solitários, porém uma proporção significativa de cães (10-30% dos casos) desenvolve tumores múltiplos.

O diagnóstico é facilmente obtido com base na análise citológica ou histológica. A citologia aspirativa por agulha fina (CAAF) é o método de escolha para o diagnóstico inicial de mastocitomas cutâneos caninos, por ser simples, de baixo custo e eficiente, 92 a 96% (WELLE et al 2008, BLACKWOOD, et al 2012). O diagnóstico final e a correta gradação devem ser realizados por provas histopatológicas (STREFEZZI, 2007).

O tratamento de eleição para o mastocitoma é a excisão cirúrgica, mas existem outras terapias que podem ser utilizadas em associação a cirurgia, e incluem a radioterapia, quimioterapia, inibidores de tirosina-quinase, criocirurgia, braquiterapia intralesional, terapia fotodinâmica e eletroquimioterapia (HUETE, 2016).

Para determinação do prognóstico, o fator mais importante é o diagnóstico do grau histológico da neoplasia. Um tumor grau I bem diferenciado, normalmente é resolvido com a exérese cirúrgica, enquanto cães com tumor grau III, pouco diferenciado, frequentemente se deparam com recidivas ou metástase em poucos meses. A localização da neoplasia também é importante na previsão do prognóstico devido a sua interferência em processos metastáticos (MEDLEAU, 2003).

4.2 Anestésicos locais

O primeiro relato de um anestésico local foi feito em 1858 pelo alemão Albert Niemann, que extraiu a cocaína das folhas de *Erythroxylon coca*. Einhorn, em 1904, sintetizou a procaína (éster dietil-amino-etílico), obtendo grande avanço científico e prático no campo da anestesia regional. Outros anestésicos locais foram sintetizados até 1932, como benzocaína, piperocaína e tetracaína. A partir de 1943, iniciou-se a fase dos anestésicos locais modernos, amino-amidas, como lidocaína, prilocaína, etidocaína, bupivacaína, levobupivacaína e ropivacaína (REIS, 1996).

Pode-se definir os anestésicos locais como agentes que bloqueiam de forma reversível a condução elétrica nervosa da periferia para o sistema nervoso quando aplicados localmente no tecido em concentrações apropriadas. Após o seu tempo de ação, ocorre a recuperação completa da função nervosa sem que se evidencie dano estrutural nas células ou fibras nervosas (GONZAGA, 2016). Ocorre a dessensibilização da área bloqueada, nessa ordem: sensibilidade dolorosa, térmica, tátil e da atividade motora, sem causar perda da consciência do indivíduo (OLIVEIRA et al, 2010). Isso é possível pois esses fármacos utilizados como anestésicos locais, atuam penetrando na membrana da célula nervosa, chegam até os canais de sódio e inibem o influxo desse íon, impedindo, assim, a despolarização da célula e conseqüente condução e propagação do impulso nervoso pelo axônio (HUBBELL, 2009).

A composição química dos anestésicos locais é basicamente um anel aromático (porção lipossolúvel); uma cadeia intermediária de éster ou amida, o que implica diretamente na

potência e toxicidade; e um grupamento amina (porção hidrossolúvel) que pode ser álcool etílico ou ácido acético, que representa a porção ionizável, capaz de sofrer interferências do meio pelo pH (KLAUMANN, 2013).

A alteração da estrutura química produz efeitos farmacológicos diferentes: como exemplo, uma maior lipossolubilidade permite uma maior difusão do fármaco pela membrana celular, caracterizando a potência anestésico local. As formas de ligação química se correlacionam com o metabolismo do anestésico, sendo os ésteres hidrolisados por colinesterases plasmáticas, e amidas biotransformadas pelo fígado (KLAUMANN, 2013).

Pode-se citar como exemplo os principais anestésicos locais utilizados na Medicina Veterinária, Cloridrato de Lidocaína, Mepivacaína, Ropivacaína, Bupivacaína e Procaína, Cloroprocaína e Etidocaína (KLAUMANN, 2013).

No relato citado, escolheu-se a Lidocaína como anestésico local no procedimento por sua alta lipossolubilidade, tempo de ação e analgesia. A Bupivacaína não é indicada em anestesia local intravenosa por seu efeito cardiotoxico e nefrotóxico, e a Cloroprocaína já foi associada a casos de flebites (REIS, 1996).

4.2.1. Lidocaína

O cloridrato de lidocaína [2-(diethylamino)-N-(2,6-dimethylphenyl)acetamide] é um anestésico local com eficácia em bloqueio tanto sensorial quanto motor, por sua alta lipossolubilidade e dispersão pela membrana celular, com efeito de 40 a 120 minutos (KLAUMANN, 2013). A ação da lidocaína quando utilizada por via venosa é periférica e central, e seu mecanismo de ação é o bloqueio de canais de sódio, com ação glicinérgica, bloqueio de receptores NMDA e redução de substância P. Em baixas concentrações, a lidocaína inibe a atividade anormal em fibras aferentes primárias, principalmente fibras C, causa bloqueio simpático, vasodilatação e atua nas etapas da transdução, transmissão e modulação (OLIVEIRA et al, 2010), por isso é utilizada em dores crônicas e neuropáticas. A lidocaína também promove significativo alívio de dor, alodinia e hiperalgesia. (ATTAL, 2004).

A Lidocaína é metabolizada no fígado pelo sistema enzimático microsomal (citocromo P450). Os metabólitos são eliminados pelos rins, e a intoxicação pode ocorrer após repetidas doses do fármaco ou infusão contínua. No caso de intoxicação, o tratamento é suporte, com oxigenação do paciente, reposição hidrolítica, uso de vasopressores, fármacos inotrópicos, anticonvulsivantes e antiarrítmicos, conforme necessário (OLIVEIRA et al, 2010).

A dose recomendada na literatura para cães pode variar entre 5 e 10 mg/kg. Felinos por terem maior sensibilidade, a dose máxima não deve exceder 6 mg/kg (OTERO, 2005).

Como efeitos colaterais, observa-se sonolência, analgesia em alguns casos dolorosos crônicos, antiepilético e antiarrítmico, dose dependentes (KLAUMANN, 2013). A administração rápida de altas doses do medicamento pode ocasionar fraqueza, tremor e/ou agitação. Alterações cardiovasculares são mínimas quando utilizada doses corretas (OLIVEIRA et al, 2010).

4.3. Anestesia Regional Intravenosa (BIER)

Em 1908, August Karl Gustav Bier iniciou a Anestesia Regional Intravenosa, também chamada de Bloqueio de Bier. É uma técnica anestésica utilizada principalmente na clínica de animais de grande porte para procedimentos rápidos em regiões distais e extremidades. É realizada com o animal sedado ou anestesiado pois requer restrição de movimento, e é indicado para remoção de tumores, biópsias, amputação digital (REIS, 2008).

Para ser realizada, é recomendada a colocação da bandagem de Esmarch, idealizada por Johan Friederich August von Esmarch, com a finalidade de drenar proximalmente o volume sanguíneo do membro antes do garrote, evitando perdas sanguíneas por congestão. É necessária a cateterização venosa no membro acometido, comumente utilizadas veia cefálica ou safena. Colocação de um torniquete ou manguito de pressão acoplado a um esfigmomanômetro, proximal ao catéter, e com pressão suficiente para ocluir completamente a passagem de sangue. A vantagem de se utilizar um esfigmomanômetro é poder controlar a pressão aplicada sobre a pele, evitando lesão traumática e isquêmica no local (LOVE, 2009).

Após garroteamento, retira-se a faixa de Esmarch e infunde-se o anestésico local, comumente utilizado a Lidocaína ou a Ropivacaína, nas doses 3-4 mg/kg e 1,2 a 1,7 mg/kg

respectivamente. Para evitar possíveis intoxicações, o cálculo do volume de anestésico a ser injetado deve considerar diversos fatores relacionados ao paciente, como a idade, pressão de garroteamento, área operatória, volume do membro, peso do animal; e relacionados ao fármaco de escolha, como a dose e concentração do anestésico local, devendo ser aplicado sempre um volume menor àquele calculado para a dose tóxica (BARRIE, 2001; GONZAGA, 2016). A vantagem dessa técnica é a mínima absorção sistêmica do fármaco local enquanto o torniquete impedir o retorno venoso da extremidade (LOVE, 2009).

Estudos sobre a pressão venosa regional durante a administração da solução anestésica provam que ela se eleva até atingir um platô; isso pode ocasionar paresias e aquecimento nas porções distais do membro, quase sempre suaves e de curta duração. No entanto, se a injeção for feita em alta velocidade, ela pode causar ardor pela brusca distensão da rede vascular, irritação mecânica do endotélio e grande aumento da pressão venosa, a ponto de, em certas situações e condições técnicas, ultrapassar a de garroteamento e permitir o escape de anestésico local para a circulação geral, com consequências diversas (JONHSON, 2000).

Outras complicações que podem ser citadas com a utilização da técnica são lesões cutâneas por pinçamento de pele entre duas voltas da faixa elástica, ou compressão sobre protuberâncias ósseas, queimaduras sob o garrote por anti-sépticos, contaminação por torniquete mal desinfetado, hematomas pós-anestésicos, espasmo arterial por uso indevido de solução anestésica contendo epinefrina, trombose vascular, síndrome compartimental e reações alérgicas. Por sua vez, reações neurológicas sistêmicas (tremores, disartria, disforia, distúrbios visuais, zumbidos e outras) e anormalidades eletrocardiográficas (bradicardia, ritmo juncional, extra-sístolia e depressão transitória do segmento S-T), são menos comuns; dependem, sobretudo, do anestésico local e da dose utilizados, além da medicação pré-anestésica, da idade e das condições gerais do paciente (REIS, 2008).

A isquemia de um membro causa hipóxia, aumento da concentração de gás carbônico e acidificação do meio, poucas alterações histológicas, e outros pequenos desequilíbrios bioquímicos na região, como nas concentrações de sódio, potássio, cálcio, glicose e bicarbonato. Quando o garroteamento no membro é corretamente empregado, a recuperação da normalidade das condições bioquímicas e histológicas instala-se rápida e integralmente após a retirada do garrote. Entretanto, após isquemias prolongadas ou emprego incorreto da técnica, podem ocorrer reações inflamatórias celulares, alterações

histológicas mais graves, edema, processos degenerativos, sangramento sob forma de petéquias, deposição de fibrina e até mesmo paralisia muscular (REIS, 1998).

Para se realizar a retirada do garrote, correto do membro anestesiado, está comprovado que a liberação intermitente e lenta do garrote reduz as concentrações plasmáticas arteriais de anestésicos locais; isso é mais significativo quando a retirada é realizada por 10 a 15 segundos, repetidos duas ou mais vezes, e intercalados por reinstalações de isquemias por 3 a 4 minutos (REIS, 2006).

4.4. Mastocitomas e anestesia

O cloridrato de prometazina foi o fármaco de escolha para a medicação pré anestésica devido ao seu efeito sedativo, a potencializador de outros analgésicos e anti-histamínico; visto que a excessiva manipulação do tumor - e outros fatores -, podem levar a degranulação de mastócitos e liberação de substâncias bioativas como a histamina, podendo desencadear uma reação anafilática.

A histamina também está relacionada com a ativação das células parietais gástricas a produzirem maior quantidade de ácido clorídrico, justificando o sinal clínico de anorexia, úlceras gastrointestinais, vômitos e fezes escuras (PALMA, 2009), podendo levar a um quadro de síndrome paraneoplásica.

A degranulação mastocitária e liberação de alta quantidade de histamina pelos mastócitos neoplásicos, pode causar além de edema, eritema e prurido local, (processo denominado de sinal de Darier) até um quadro de arritmia cardíaca e choque hipotensivo (PALMA, 2009).

4.5. Caso Clínico nº1

4.5.1. Resenha

Espécie: Canina

Raça: sem raça definida

Peso: 28,7 kg

Sexo: Fêmea

Idade: 6 anos

Data da primeira consulta: 25/07/2019

4.5.2. Anamnese

O animal foi encaminhado ao Hospital Veterinário da UNIFRAN no dia 25/07/2019, a tutora relatou aparecimento há 20 dias de um nódulo de crescimento rápido nas falanges do membro torácico esquerdo. Após realizado o exame citológico da formação em outra clínica veterinária, com resultado sugestivo de mastocitoma, a tutora levou o animal ao Hospital Veterinário da UNIFRAN para realizar o tratamento cirúrgico.

O animal encontrava-se com bom escore corporal, normorexia, normodipsia, normoquesia e normoúria. A alimentação oferecida baseava-se em ração misturada com comida caseira. Fezes e urina com aspectos normais. Tutora negou ocorrência de tosse, vômitos, espirros, cansaço fácil, síncope e convulsão. Anteriormente castrada, e não apresentava nódulos mamários. Estava com a vacinação e desverminação atrasadas. Tutora nega infestação anterior por carrapatos e pulgas, e o animal vive em uma propriedade rural com outros contactantes.

4.5.3 Exame físico

Ao exame físico, animal apresentava frequência cardíaca de 120 batimentos por minuto, na auscultação cardíaca as bulhas estavam rítmicas, normofonéticas, e frequência respiratória igual a 20 movimentos respiratórios por minuto e campos pulmonares limpos. As mucosas gengival, ocular e vulvar estavam normocoradas, tempo de reperfusão capilar igual a 2 segundos; hidratação adequada, linfonodos mandibulares e poplíteos de

consistência e tamanho normais; temperatura retal igual a 38,4 °C e escore corporal igual a 5.

O nódulo localizado nas falanges do membro torácico esquerdo tinha aparência rósea, redondo, liso, macio, aderido no subcutâneo, não ulcerado, não hemorrágico, medindo 3,0 x 2,5 x 2,0 cm.

Foram solicitados exames complementares, hemograma (eritrograma, leucograma e trombograma) e bioquímica sérica (perfil renal e hepático).

4.5.4. Exames complementares

Os exames apresentaram resultados normais, com normocitose e normocromia.

Parâmetro	Resultados	Valores de Referências
Hemácias (10 ⁶ /uL)	6,7	5,5 – 8,5
Hemoglobina (g/dL)	14,3	12,0 – 18,0
Hematócrito (%)	44	37 – 55
VCM (fL)	65,6	60 – 77
HCM (pg)	21,3	19 – 24
CHCM (%)	32,5	32 – 36
RDW (%)	10,7	12 – 15
Plaquetas (uL)	338.000	200.000 – 500.000
Leucócitos totais	12.200	6.000 – 17.000
Mielócitos	Ausente	Ausente
Metamielócitos	Ausente	Ausente
Bastonetes	0	0 – 300
Segmentados	9.760	3.000 – 11.500
Linfócitos	1.342	1.000 – 4.800
Monócitos	244	0 – 1.350
Eosinófilos	854	100 – 1.250
Basófilos	0	0 – 100

Fonte: Valores de referências retirados de Hematologia e Bioquímica Clínica Veterinária, Mary Anna Thrall, 2ª Edição, ROCA, 2015.

A bioquímica sérica mostrou normalidades nas funções hepática e renal.

Parâmetros	Resultado	Valores de referência
ALT (U/L)	35	10 – 120
Fosfatase Alcalina (U/L)	18	20 – 156
Ureia (mg/dL)	21	15 – 59,5
Creatinina (mg/dL)	1,4	0,5 – 1,5
BUN (mg/dL)	9,9	7 – 28
Relação BUN:Creat	7,1	> 20
Proteínas totais (g/dL)	6,4	5,4 – 7,1
Albumina (g/dL)	3,1	2,6 – 4,0
Globulinas (g/dL)	3,4	2,7 – 4,4

Fonte: Valores de referências retirados de Hematologia e Bioquímica Clínica Veterinária, Mary Anna Thrall, 2ª Edição, ROCA, 2015.

Foi realizado exame ultrassonográfico abdominal e radiografia simples de tórax e abdome, no dia 05/08/2019 para pesquisa de metástases e não foram localizados focos metastáticos.

4.5.5. Diagnóstico

O diagnóstico foi realizado por citologia em outra clínica veterinária, cujo resultado foi sugestivo de mastocitoma. Após excisão cirúrgica, o nódulo foi enviado para avaliação histopatológica, a qual confirmou mastocitoma cutâneo de grau I.

4.5.6. Tratamento

O tratamento de escolha para este caso foi a remoção cirúrgica do nódulo, sem necessidade de associar ao tratamento quimioterápico devido a ausência da visualização de focos metastáticos e possibilidade de retirada com margem de segurança de 3 cm. Foi indicado o procedimento de nodulectomia e amputação de falange, na altura do metacarpo 4, para auxiliar no fechamento da ferida cirúrgica. O animal ficou internado no dia anterior ao procedimento cirúrgico, que foi agendado para o dia 06/08/2019.

4.5.7. Anestesia

4.5.8. Medicação Pré-Anestésica

No dia do procedimento cirúrgico, o animal estava em jejum alimentar de 12 horas e sem jejum hídrico. A paciente foi levada para a sala de medicação pré-anestésica, onde foi realizado o exame físico do animal. Após, medicação pré-anestésica com Cloridrato de Prometazina² associado ao Cloridrato de Tramadol³, nas doses de 0,5 mg/kg e 4 mg/kg, respectivamente. A medicação foi aplicada por via intramuscular no membro pélvico, sendo a antisepsia da pele feita previamente com gaze e álcool 70%. Após 10 minutos, realizou-se o acesso venoso pela veia cefálica com cateter intravenoso nº 20⁴, e tricotomia ampla do membro torácico esquerdo para o acesso cirúrgico. O animal então foi levado ao centro cirúrgico, submetido a fluidoterapia para receber Ringer Lactato⁵ na taxa de 7 ml/kg/h por meio de bomba de infusão.

4.5.9. Indução

Com o animal posicionado em decúbito lateral, foi realizada a indução anestésica com uso de propofol⁶ por via intravenosa, na dose de 6 mg/kg. Após perda de reflexos palpebrais e laringotraqueal, o animal foi intubado com tubo endotraqueal nº 10 mm com *cuff*, seguido da colocação do leitor de capnografia entre a sonda endotraqueal e o circuito anestésico, iniciando o fornecimento dos gases oxigênio e Isoflurano⁷. O oxímetro foi posicionado na língua do animal e foram colocados os eletrodos para monitoração eletrocardiográfica. O circuito utilizado foi o semifechado com ventilação espontânea.

4.5.10 Bloqueio Locorregional

Foi realizada a anestesia multimodal, que consiste na associação de diversas técnicas anestésicas para garantir analgesia. Neste caso, o bloqueio local escolhido foi a “Técnica

2 Cloridrato de Prometazina (Prometazol ®) 25 mg/mL – Sanval Comércio e Indústria Ltda.

3 Cloridrato de Tramadol (Tramal ®) 50 mg/mL – Laboratórios Pfizer Ltda.

4 Catéter Intravenoso SAFELET ® NIPRO 20G.

5 Ringer com Lactato 500 mL – Fresenius Kabi Brasil Ltda.

6 Propofol (Propovan ®) 10 mg/mL – Cristália Produtos Químicos Farmacêuticos Ltda.

7 Isoflurano (Isoforine ®) 10 mL – Cristália Produtos Químicos Farmacêuticos Ltda.

de Bier”, que consiste na colocação de um garrote proximal à área cirúrgica, sendo essa geralmente em extremidades de membros e em rápidos procedimentos cirúrgicos.

Para sua execução, realizou-se uma tricotomia ampla do membro torácico esquerdo até articulação úmero radio ulnar, antissepsia prévia com Digliconato de Clorexidina degermante 2%, e posteriormente com solução alcóolica 0,5%. A seguir, colocou-se a bandagem de Esmarch, com a intenção de drenar o sangue da região distal do membro para a proximal, evitando a congestão e perda de sangue durante a cirurgia após o garrote.

Foi colocado o garrote distal a articulação úmero radio ulnar e imediata contabilização do tempo, não podendo exceder 90 minutos para evitar lesão tecidual e isquemia. Foi cateterizada a veia cefálica e injetada lentamente Cloridrato de Lidocaína 2%⁸ sem vasoconstritor, na dose de 4 mg/kg. Após 5 a 10 minutos havia analgesia para o procedimento cirúrgico.

4.5.11 Manutenção

Durante todo o procedimento foi monitorado a frequência cardíaca e respiratória, temperatura periférica, pressão arterial pelo método invasivo e não invasivo (doppler vascular). Pelo monitor multiparamétrico pode-se avaliar além dos parâmetros citados, o eletrocardiograma, temperatura transesofágica, saturação de oxigênio por oximetria de pulso e pressão parcial de CO₂ pelo capnógrafo.

No período transoperatório constatou-se que a paciente apresentava sinais de dor, então foi administrado Dipirona na dose de 25 mg/kg⁹ e Meloxicam na dose de 0,1 mg/kg¹⁰ e, posteriormente, bolus de citrato de fentanila¹¹ na dose de 2,5 µg/kg diluído em solução de Ringer com lactato, pois o animal continuava apresentando hipertensão, com a pressão arterial média de aproximadamente 140 mmHg, que foi mensurada pelo método invasivo e doppler. A avaliação da pressão arterial pelo método direto consistiu na cateterização de uma artéria (metatársica neste caso), colocação de um plug adaptador PRN e acopla-se a um extensor, ligado a uma torneira de 3 vias, com uma seringa de solução fisiológica NaCl

8 Cloridrato de Lidocaína 2% - Hipolabor Farmacêutica Ltda.

9 Dipirona (D-500 ®) 500 mg/mL – Fort Dodge Saúde Animal Ltda.

10 Meloxicam (Maxican ®) 2 mg/mL – Ourofino

11 Citrato de fentanila (Fentanil ®) 50 µ/mL – Janssen-Cilag Farmacêutica Ltda.

0,9%¹² e Heparina¹³, e um manômetro. A interface gás/líquido deve estar na altura da base do coração do paciente, para que a pressão da artéria desloque a coluna de líquido e possa ser mensurada pelo manômetro com precisão.

Decorridos 60 minutos e fim da cirurgia, o garrote foi solto por 1 minuto e recolocado por 5 minutos, sendo repetido a técnica por 5 vezes. Após a soltura total do garrote, a pressão arterial média reduziu significativamente para 100 mmHg, indicando que o animal estava sentindo dor do garrote.



Figura 12: Fotografia do paciente em plano anestésico e com o garrote colocado, no Bloco Cirúrgico do Hospital Veterinário da UNIFRAN - Franca/SP, Agosto 2019. Fonte: UNIFRAN.

12 Cloreto de sódio 0,9% - Eurofarma Laboratórios S.A.

13 Heparina: (Heparin ®) 5.000 UI/mL – Cristália Produtos Químicos Farmacêuticos Ltda.



Figura 13: Fotografia do membro torácico esquerdo, face dorsal. Bloco Cirúrgico, Hospital Veterinário da UNIFRAN - Franca/SP, Agosto 2019. Fonte: UNIFRAN.

Após fim do procedimento e retirada do garrote, desligou-se a anestesia inalatória e aguardou-se o retorno dos reflexos normais para extubação do animal. Após isso e constatado que o paciente mantinha adequadamente os parâmetros e retorno da consciência, o animal retornou à sala de internamento para total recuperação anestésica.

Durante o procedimento, foi administrado cefalotina sódica¹⁴ na dose de 30 mg/kg por via intravenosa. Foi prescrito para casa cefalexina¹⁵ 30 mg/kg, e Ranitidina¹⁶ 2,2 mg/kg por 7 dias, duas vezes ao dia, por via oral. Analgesia com cloridrato de tramadol 4 mg/kg e dipirona¹⁷ 25 mg/kg duas vezes ao dia por 5 dias por via oral. Piroxicam¹⁸ e cloridrato de prometazina, ambas 0,4 mg/kg com administração uma vez ao dia por cinco dias por via oral.

O retorno foi agendado para o dia 08/08/2019 (dois dias após o procedimento), para avaliação da ferida cirúrgica.

5.0 CONSIDERAÇÕES

A técnica do bloqueio intravenoso total utilizada teve resultado positivo pois o animal teve rápida recuperação anestésica e alta no mesmo dia. Entretanto, o manejo da dor neste caso pareceu ser ineficiente; a dose de Tramadol utilizada como medicação pré-anestésica poderia ter sido maior (6 mg/kg), proporcionando melhor qualidade no transcirúrgico. A dose de fentanil utilizada em bolus durante o procedimento cirúrgico, após elevação da pressão arterial média, também poderia ter sido superior (5mcg/kg).

A diminuição da pressão arterial média após retirada do garrote, pode ser resultado do restabelecimento normal do fluxo sanguíneo, não estando diretamente associada a um processo doloroso.

6 DESCRIÇÃO DO LOCAL E PERÍODO DE ESTÁGIO

A Universidade Federal do Paraná foi criada em 1912; é a Universidade mais antiga do Brasil e possui aproximadamente 42 mil estudantes, distribuídos em cursos de graduação e pós graduação.

O Hospital Veterinário (HV), localizado na Rua dos Funcionários, 1540 – Juvevê, Curitiba – PR, foi criado em 1972. Possui Médicos Veterinários preparados para atendimento de animais de pequeno e grande porte, e silvestres (Figura 12), incluindo diversas especialidades.



Figura 12: Fotografia da entrada do Hospital Veterinário da UFPR – Curitiba - PR, 2013. Fonte: UFPR.

O serviço de Anestesiologia atende aos setores de Diagnóstico por Imagem, Clínica Médica de pequenos e grandes animais, Clínica Cirúrgica de pequenos e grandes animais, Clínica Cirúrgica de animais silvestres, Odontologia, Oftalmologia, Cardiologia e Unidade de Tratamento Intensivo. Os residentes e estagiários possuem uma escala semanal para rotatividade entre os setores citados.

O HV tem funcionamento de segunda à sexta feira, iniciando os atendimentos as 7:30 até as 19:30; com exceção da UTI cujo funcionamento é de 24 horas incluindo finais de semana. Todos os dias pela manhã ocorrem reuniões entre residentes da Anestesiologia, professores responsáveis pelos setores e estagiários, para discussão dos casos do dia e protocolos anestésicos. Atualmente, o setor de Anestesiologia conta com oito médicos veterinários residentes, um mestrando e dois professores.

A dinâmica do atendimento aos animais no HV é a seguinte: os tutores com seus animais chegam ao Hospital Veterinário, passam pela recepção para preencherem o cadastro e, após a triagem, caso seja indicação cirúrgica o médico veterinário residente da Anestesiologia realiza a consulta pré-anestésica em um dos ambulatórios (Fig. 13), onde se realiza a anamnese e exame físico específico (auscultação cardíaca, pulmonar, palpação de linfonodos e coloração de mucosas gengival e ocular, pressão arterial sistólica, score de condição corporal), além da avaliação do risco cirúrgico (ASA - Sociedade Americana de Anestesiologia). Com estes procedimentos, obtém-se todos os dados necessários para o preenchimento da ficha de avaliação pré-anestésica do animal.



Figura 13: Fotografia do Ambulatório IV do Hospital Veterinário da UFPR – Curitiba - PR, Setembro 2019. Fonte: UFPR.

O bloco cirúrgico de pequenos animais do HV conta com 3 centros cirúrgicos, em que são realizadas cirurgias de tecidos moles, ortopédicas, oftalmológicas e de animais silvestres (Figuras 14, 15 e 16).

Nos centros cirúrgicos, há mesas de aço inoxidável para realização dos procedimentos cirúrgicos e outras mesas móveis, focos de luz, armários, aparelhos de anestesia HB Conquest®, bombas de infusão de seringa (digiPUMP®) e de equipo (RZ – RE700®) ventiladores mecânicos (RZ- VentPet plus e Air Vet®), cilindros de oxigênio e monitores multiparamétricos (RZ – RM1000vet®).



Figura 14: Fotografia do Centro Cirúrgico I do Hospital Veterinário da UFPR – Curitiba - PR, Setembro 2019. Fonte: UFPR.



Figura 15: Fotografia do Centro Cirúrgico II do Hospital Veterinário da UFPR – Curitiba - PR, Setembro 2019. Fonte: UFPR.



Figura 16: Fotografia do Centro Cirúrgico III do Hospital Veterinário da UFPR – Curitiba - PR, Setembro 2019. Fonte: UFPR.

No bloco cirúrgico há também uma sala de preparo operatório (Fig.17), sala de esterilização e de paramentação cirúrgica.



Figura 17: Fotografia da sala de preparo operatório do Bloco Cirúrgico do Hospital Veterinário da UFPR – Curitiba - Paraná, Setembro 2019. Fonte: UFPR.

O Bloco Cirúrgico de grandes animais, possui um centro cirúrgico (Fig. 18), uma área de paramentação cirúrgica, e uma sala de tranquilização e indução anestésica (Fig. 19). Na sala cirúrgica, há mesas de aço inoxidável, focos de luz, armários, aparelhos de anestesia Takaoka® e Dixtal®, monitores multiparamétricos (Life Window Digicare®) e bombas de seringa (LifeMed®).



Figura 18: Fotografia do Centro Cirúrgico de animais de grande porte do Hospital Veterinário da UFPR – Curitiba - Paraná, 2018. Fonte: UFPR.



Figura 19: Fotografia da sala de tranquilização e indução anestésica do Centro Cirúrgico de animais de grande porte do Hospital Veterinário da UFPR – Curitiba - PR, 2018. Fonte: UFPR.

O serviço de Odontologia (Fig. 20) possui sala própria para seus procedimentos. Possui uma mesa, foco de luz, equipamento de radiografia portátil, armários, instrumentais cirúrgicos, aparelho de anestesia (Delta Life®) e monitor multiparamétrico (Life Window Digicare®).



Figura 20: Fotografia da sala de Odontologia do Hospital Veterinário da UFPR – Curitiba - PR, 2018. Fonte: UFPR.

A Unidade de Tratamento Intensivo (UTI) (Fig. 21 e 22) contém dois berços para os pacientes, mesas de aço inoxidável, armários, monitores multiparamétricos (Life Window Digicare®), bombas de infusão de seringa e de equipo (Digicare®).



Figura 21: Fotografia da Unidade de Tratamento Intensivo do Hospital Veterinário da UFPR – Curitiba - PR, 2019. Fonte: UFPR.



Figura 22: Fotografia da Unidade de Tratamento Intensivo do Hospital Veterinário da UFPR – Curitiba - PR, 2019. Fonte: UFPR.

Cada Médico Veterinário residente do setor de Anestesiologia possui sua própria maleta que contem fármacos anestésicos, medicações de emergências e tubos endotraqueais, para uso na rotina, e que é repostada ao final do dia.

6.1 DESCRIÇÃO DAS ATIVIDADES E CASUÍSTICA

Durante o estágio supervisionado no Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, no setor de Anestesiologia Veterinária, no período de 01 a 30 de setembro de 2019, foi possível acompanhar 65 procedimentos anestésicos, sendo 51 em animais de pequeno porte, 7 em animais de grande porte e 7 em animais silvestres.

A casuística acompanhada, com relação à espécie, padrão racial, faixa etária, sexo, sistema orgânico acometido, afecções e/ou procedimento cirúrgico, modalidade anestésica e modalidade de ventilação estão apresentados na forma de tabelas (1 a 7) e gráficos (1 a 9).

Espécie	N	f%
Canina	45	69,2
Felina	6	9,2
Silvestre	7	10,7
Suína	3	4,6
Caprina	2	3,0
Ovina	1	1,5
Muar	1	1,5
Total	65	100

Tabela 1: Frequência absoluta (n) e relativa (%) de acordo com a espécie, de animais atendidos no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

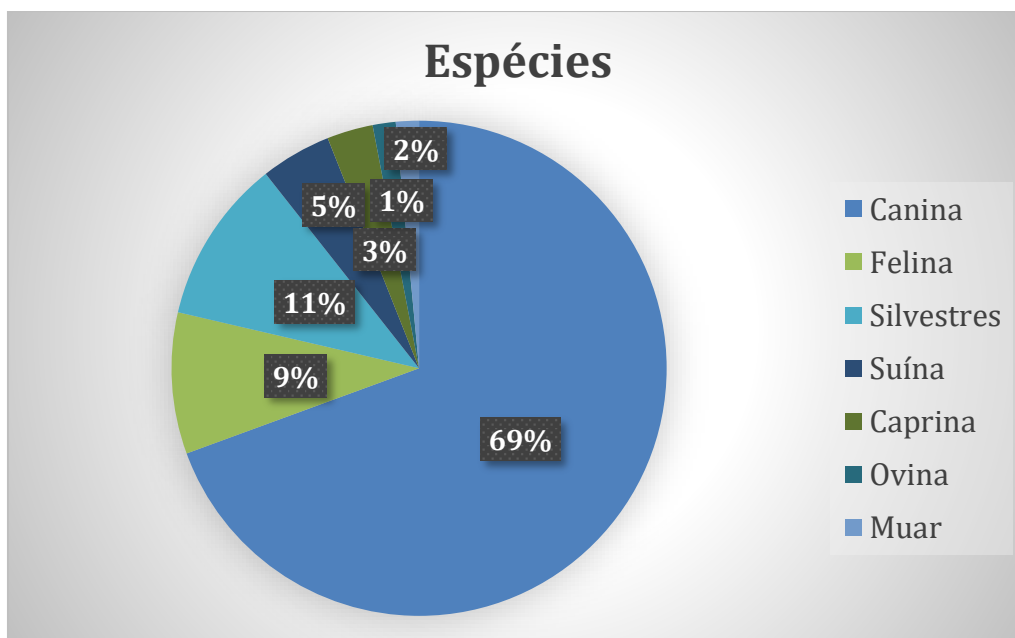


Gráfico 1: Frequência relativa de animais atendidos, de acordo com a espécie, no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

Raças	n	f%
Sem raça definida	18	40
Poodle	7	15,5
Pug	3	6,6
Labrador	2	4,4
Pitbull	2	4,4
Shih - tzu	2	4,4
Lhasa Apso	2	4,4
Scoth Terrier	1	2,2
Dachshund	1	2,2
Bulldog Francês	1	2,2
Beagle	1	2,2
Dobermann	1	2,2
Pinscher	1	2,2
Chow Chow	1	2,2
Yorkshire	1	2,2
Bichon Frisé	1	2,2
Total	45	100

Tabela 2: Frequência absoluta (n) e relativa (%) de acordo com a raça de cães atendidos no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

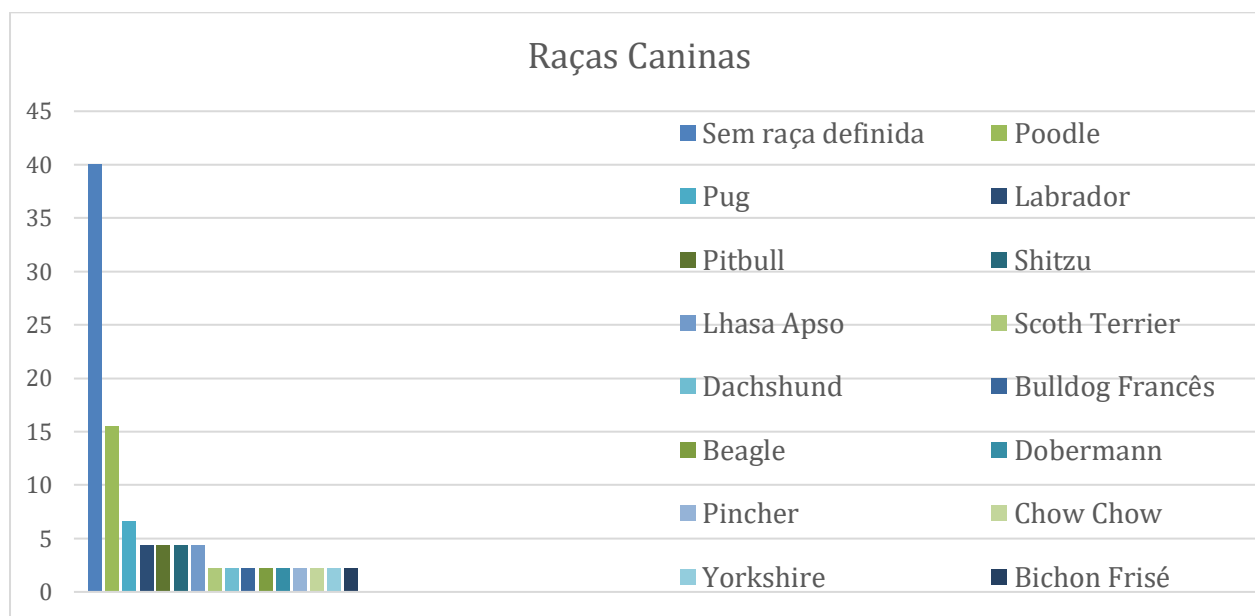


Gráfico 2: Frequência relativa de cães atendidos, de acordo com a raça, no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

Faixa Etária	caninos		Felinos	
	n	f%	n	f%
< 1 ano	4	8,8	0	0
1 a 3 anos	4	8,8	4	66,6
3 a 5 anos	3	6,6	1	16,6
5 a 7 anos	7	15,5	0	0
7 a 10 anos	17	37,7	0	0
10 a 15 anos	8	17,7	1	16,6
15 a 20 anos	2	4,4	0	0
Total	45	100	6	100

Tabela 3: Frequência absoluta (n) e relativa (%) classificado com a faixa etária de cães e gatos atendidos no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

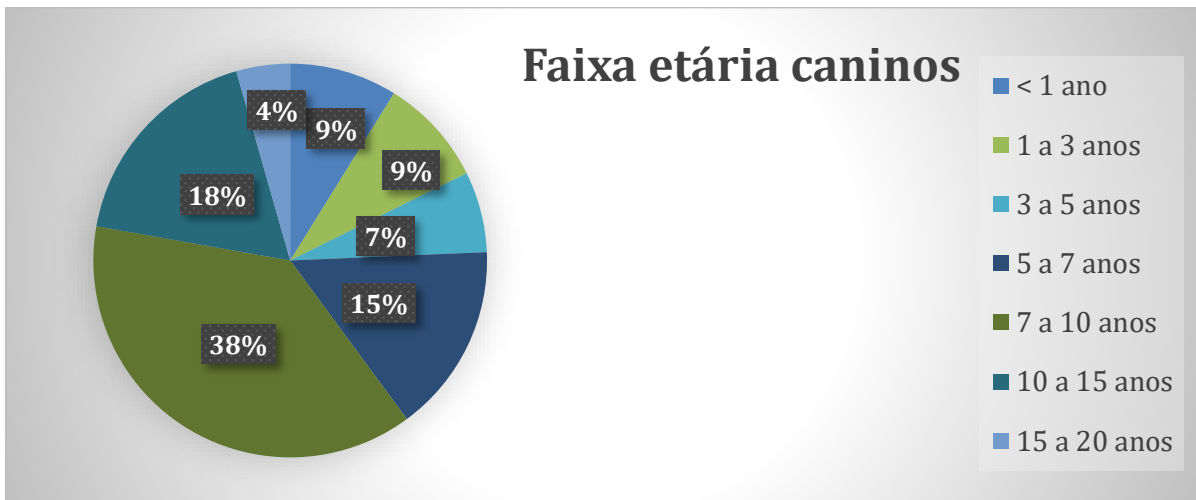


Gráfico 3: Frequência relativa de cães atendidos, de acordo com a faixa etária, no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

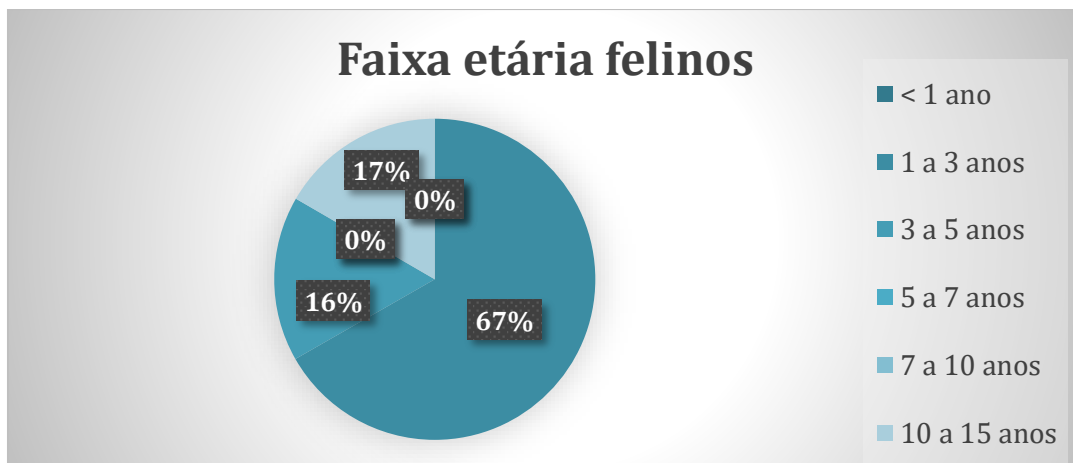


Gráfico 4: Frequência relativa de gatos atendidos, de acordo com a faixa etária, atendidos no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

Sexo	Caninos		Felinos	
	N	f%	N	f%
Fêmea	29	64,4	5	71,4
Macho	16	35,6	2	28,5
Total	45	100	7	100

Tabela 4: Frequência absoluta (n) e relativa (%) de acordo com o sexo de cães e gatos atendidos no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR

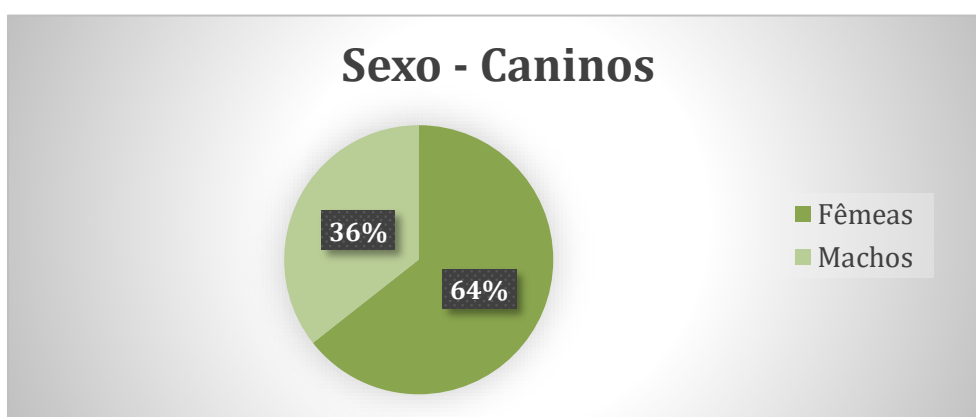


Gráfico 5: Frequência relativa de cães atendidos, de acordo com o sexo, atendidos no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

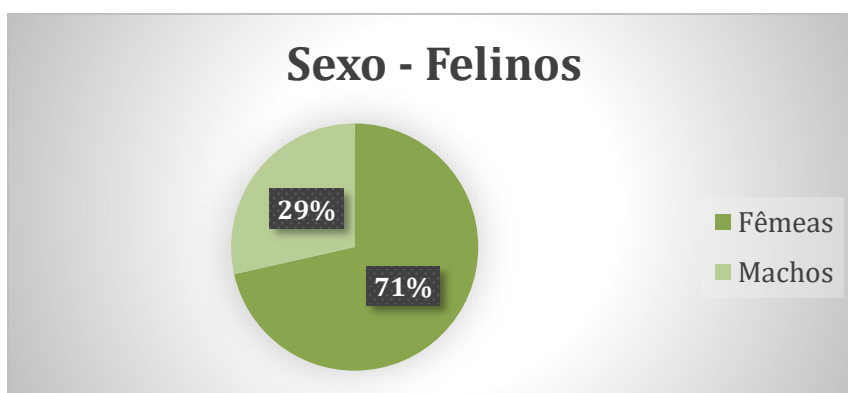


Gráfico 6: Frequência relativa de gatos atendidos, classificados de acordo com o sexo no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

Sistema orgânico acometido	Caninos		Felinos	
	n	f%	n	f%
Genitourinário	23	38,9	5	83,3
Tegumentar e anexos	8	13,5	0	0
Osteomuscular	7	11,8	0	0
Órgão dos sentidos	4	6,7	0	0
Cavidades e hérnias	2	3,3	1	16,6
Hematopoiético	2	3,3	0	0
Respiratório	3	5,0	0	0
Digestório	8	13,5	0	0
Neurológico	0	0	0	0
Cardiovascular	2	3,3	0	0
Total	59	100	6	100

Tabela 5: Frequência absoluta (n) e relativa (%) de cães e gatos atendidos, de acordo com o sistema orgânicos acometido, no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

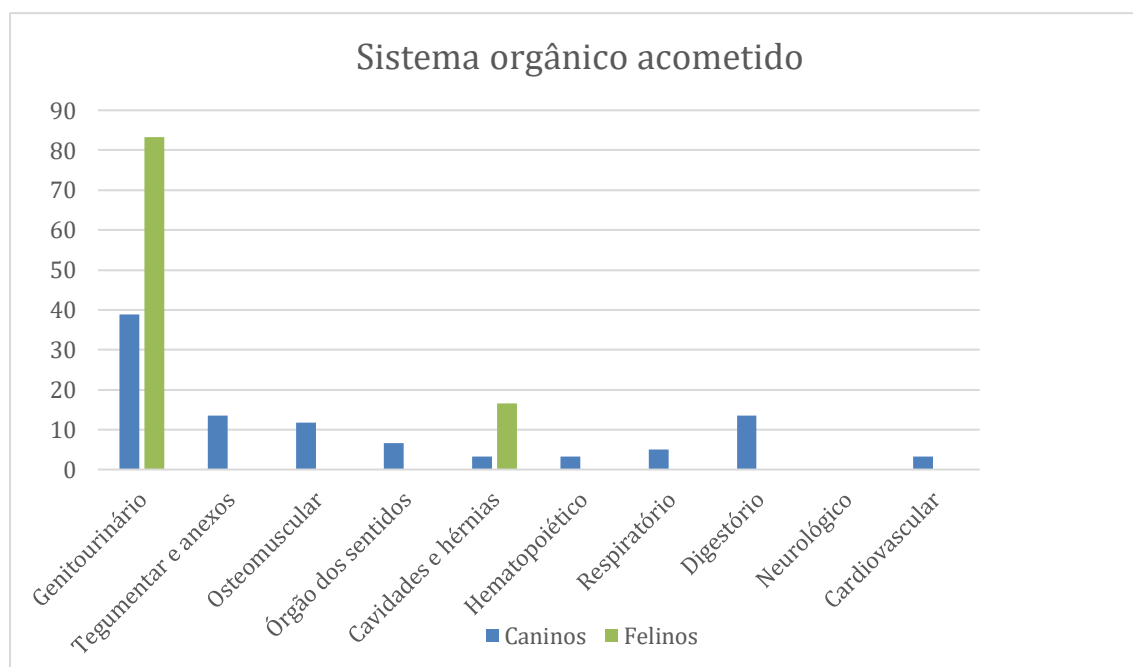


Gráfico 7: Frequência relativa de cães e gatos atendidos, de acordo com o sistema orgânicos acometido, no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

O somatório das afecções e procedimentos cirúrgicos relacionados aos sistemas orgânicos não é igual ao somatório do número de casos acompanhados, pois alguns animais apresentam mais de uma afecção em um ou mais sistemas orgânicos distintos.

Afecção ou procedimento cirúrgico	caninos		felinos	
	n	f%	n	f%
Ovariosalpingohisterectomia	9	39,1	3	60
Mastectomia	8	34,7	1	20
Orquiectomia	4	17,3	0	0
Episiotomia	1	4,3	0	0
Cistotomia	1	4,3	1	20
Total	23	100	5	100

Tabela 6: Frequência absoluta (n) e relativa (%) de cães e gatos atendidos, de acordo com os procedimentos cirúrgicos realizados no sistema genitourinário, no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

Quanto aos procedimentos do sistema digestório, foram em sua maioria, tratamentos periodontais em cães e um em suíno, além de uma gastrostomia em um coelho. Em relação ao sistema osteomuscular, foram acompanhadas anestésias em cães, para cirurgias de colocefalectomia, caudectomia, osteossíntese de fêmur, amputação de membro pélvico e correção de ruptura de ligamento cranial cruzado (TPLO). Sobre o sistema tegumentar e anexos, em sua maioria os procedimentos acompanhados foram nodulectomias com enxerto, retirada de pontos e debridações de feridas.

Quanto à modalidade anestésica adotada nos procedimentos cirúrgicos acompanhados, pode-se classificar em anestesia multimodal, que consiste na utilização de diferentes técnicas anestésicas para obtenção do plano cirúrgico e analgesia; anestesia total intravenosa, anestesia parcial intravenosa e dissociativa.

Modalidade Anestésica	N	f%
Multimodal	24	36,9
Total Intravenosa	22	33,8
Inalatória	10	15,3
Parcial Intravenosa	3	4,6
Sedação	5	7,9
Dissociativa	1	1,5
Total	65	100

Tabela 7: Frequência absoluta (n) e relativa (%) de animais atendidos classificados com a modalidade anestésica, no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

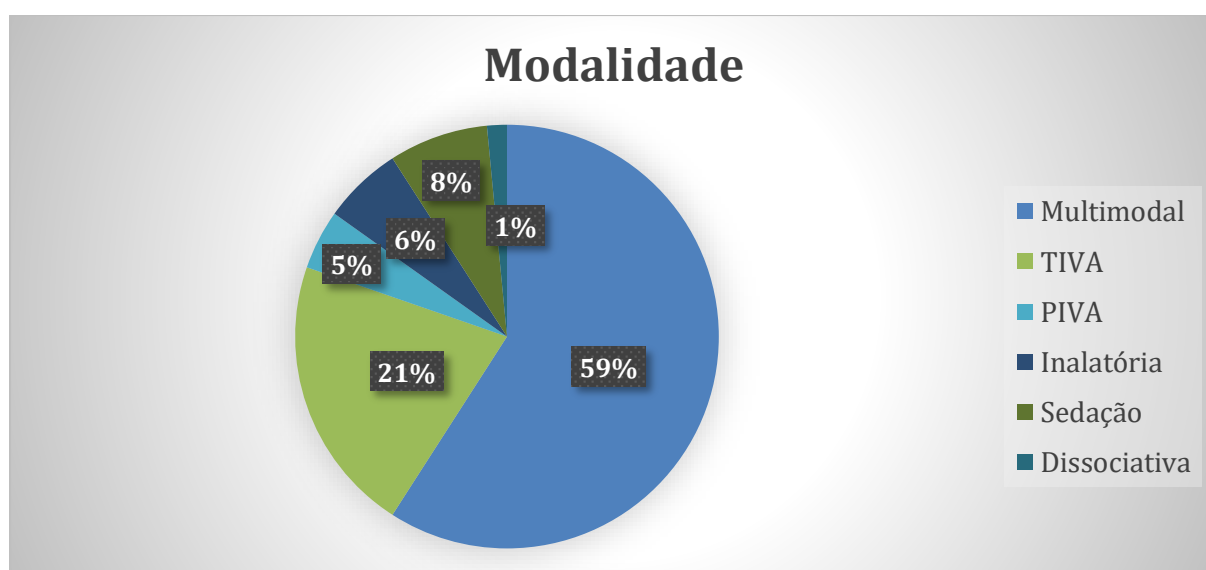


Gráfico 8: Comparação entre as modalidades anestésicas utilizadas nos procedimentos anestésicos acompanhados no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

Nas anestésias acompanhadas, foram utilizadas ventilação mecânica controlada ou assistida, e ventilação espontânea (Gráfico 9).

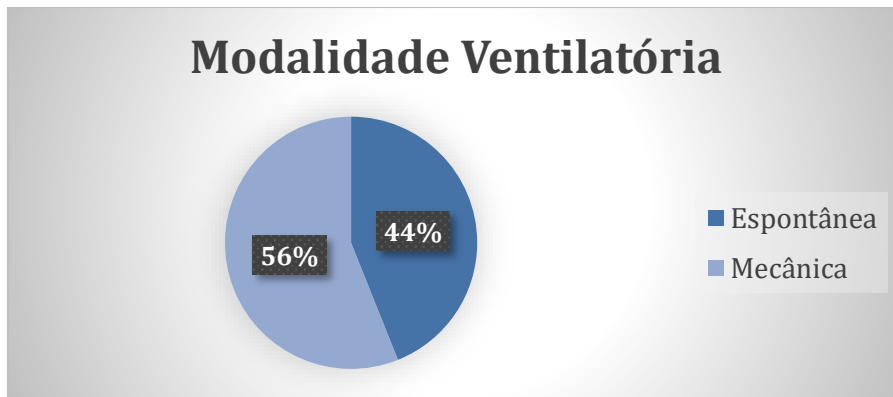


Gráfico 9: Comparação entre utilização da ventilação mecânica e espontânea, nos procedimentos anestésicos acompanhados no Setor de Anestesiologia Veterinária no Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, Curitiba-PR, entre 01 a 30 de setembro de 2019. Fonte: UFPR.

7 Revisão de literatura

7.1. Condrossarcomas

O condrossarcoma é uma neoplasia maligna de origem cartilaginosa, caracterizada pela proliferação predominante de células condróides neoplásicas com produção de matriz cartilaginosa e origem em tecido esquelético ou extra esquelético. (GONÇALVES et al, 2012). Comum em cães de raças grandes e ovinos, tem como sitio de origem principal, os ossos planos do esqueleto como costelas, ossos nasais e pelve (ARAÚJO, 2006).

Em cães, os tumores intranasais representam aproximadamente 1% de todos os tumores na espécie. Dentre os principais tumores malignos nesse local estão os melanomas, linfomas, sarcomas e carcinomas, sendo que estes representam aproximadamente dois terços das neoplasias nasais malignas. (GOMES et al, 2007; LANA, 2007)

Nos condrossarcomas de cavidade nasal de cães, as metástases são pouco frequentes. No entanto, em grande parte dos casos, esses tumores apresentam comportamento agressivo com comprometimento de estruturas ósseas e tecidos moles adjacentes, podendo levar a obstrução da via respiratória, e deformação dos ossos faciais, do palato duro e da arcada dentária (GONÇALVES, 2012).

A rápida obtenção do diagnóstico favorece a sobrevida. O prognóstico para essa neoplasia está relacionada com a localização, o grau de diferenciação celular e a possibilidade de ressecção cirúrgica com margem de segurança.

Diferentes métodos de diagnóstico podem ser empregados para neoplasias de cavidade nasal, entre eles a citologia, histopatologia, rinoscopia, tomografia computadorizada, ressonância magnética (MELER, 2008). Sendo que apenas o histopatológico possui capacidade de confirmar o diagnóstico. As áreas de matriz cartilaginosa, observadas em meio à massa tumoral, são positivas para o ácido periódico de Schiff (PAS) e podem auxiliar no diagnóstico do tumor. Os proteoglicanos presentes no tecido cartilaginoso normal são facilmente marcados nessa coloração (MALINOWSKI, 2006).

Entretanto, deve-se avaliar que em alguns casos, a punção aspirativa por agulha fina (PAAF) para avaliação citológica e remoção cirúrgica de fragmento para exame histopatológico, pode contribuir para o aceleração do crescimento tumoral. Em alguns

casos esses tumores podem promover invasão da caixa craniana e compressão de tecido nervoso (THOMPSON, 2002).

Como diagnósticos diferenciais para os condrossarcomas primários de cavidade nasal, devem ser considerados outras neoplasias como o osteossarcoma, carcinoma de células escamosas, fibrossarcoma e hemangiossarcoma (MALINOWSKI, 2006), e outras afecções como a rinosporidiose causada pelos fungos (*Rhinosporidium seeberi*) e aspergilose (*Aspergillus* spp.) (BURKHARD, 2011).

O tratamento consiste na ressecção cirúrgica com margens amplas, visto que a grande maioria dos casos não responde a outras modalidades de terapia.

A radioterapia tem sido utilizada como tratamento para melhorar o tempo de sobrevivência de cães com neoplasias naso-sinusais. O tempo médio de sobrevida é de três a seis meses, mas também pode haver agravamento do quadro clínico, levando à eutanásia (MALINOWSKI, 2006).

O prognóstico para cães com condrossarcoma pobremente diferenciados, embora não causem metástases com frequência, são localmente infiltrativos, de crescimento rápido e o prognóstico tende a ser reservado (FARESE et al, 2009).

7.2 Traqueostomia

A traqueostomia permanente em cães, é um tratamento cirúrgico realizado em situações de obstrução das vias aéreas superiores, por massas neoplásicas, colapso de traqueia, casos de dispneia moderada ou severa sem tratamento alternativo, neoplasia laríngea, pneumomediastino (NELSON E COUTO, 2015). Se trata de uma intervenção paliativa, visto que não interfere na causa primária da doença.

Outras situações como massas nas vias aéreas superiores e colapso proximal da traqueia podem também ter indicação para traqueostomia permanente (HEDLUND, 1994).

A técnica cirúrgica consiste na secção de um segmento da traqueia, e sutura da mucosa da traqueia à pele formando um traqueostoma (HEDLUND, 1994). Após o procedimento, os pacientes devem ser vigiados durante as primeiras 24 a 48 horas para detectar situações de dispneia e cuidar do traqueostoma. Obstrução deste pode levar à morte por asfixia. A limpeza do estoma deve ser realizada com frequência forma antisséptica, sempre que

houver acúmulo de muco ou aumento do esforço respiratório (SIQUEIRA, 2015). Até depois do primeiro mês, 80% dos animais precisa de duas limpezas diárias. A exposição ao fumo e perfumes, provoca irritação da mucosa traqueal o que aumenta a produção de muco e o risco de obstrução (HEDLUND, 1994).

As complicações após a cirurgia, observadas em um estudo em cães que realizaram traqueostomia permanente, ocorreu pneumonia por aspiração em 25% da amostra, obstrução do traqueostoma com necessidade de revisão cirúrgica em 20% e foram também descritos casos de colapso da traqueia na região do estoma (OCCHIPINTI; HAUPTMAN 2014). Após análises histopatológicas verificou-se que o epitélio da mucosa traqueal quando exposto ao ambiente externo sofre uma metaplasia escamosa (epitélio pseudoestratificado ciliado) (HEDLUND et al., 1982).

Apesar das intercorrências com o animal traqueostomizado, como obstrução por muco, deiscência de suturas, dermatite dos bordos do estoma, rinite, obstrução pelas pregas da pele, formação de granuloma no lúmen da traqueia e necessidade de reintervenção cirúrgica; um estudo feito por Siqueira em 2016 na Universidade de Lisboa demonstrou que cães traqueotomizados devido a síndrome braquicefálica, apresentaram um tempo médio de sobrevivência de 662,3 dias (aproximadamente 22 meses), sendo um mínimo de 74 dias e máximo de 1157 dias. Além disso, foi feito um inquérito com os tutores a respeito da qualidade de vida antes e depois da traqueostomia, e todos classificaram os animais antes da cirurgia como “sem qualidade de vida”, e “qualidade média” após o procedimento.

7.3 Caso Clínico nº2

7.3.1. Resenha

Espécie: Canina

Raça: Labrador

Peso: 29,5 kg

Sexo: Fêmea

Idade: 9 anos e 2 meses

Data da primeira consulta: **30/07/2019**

7.3.2. Anamnese

O animal foi levado ao Hospital Veterinário da Universidade Federal do Paraná, em Curitiba/PR, no dia 30/07/2019, pois os tutores notaram o surgimento de uma massa na região nasal com evolução de 6 meses e crescimento progressivo. O animal apresentava bom estado de escore corporal, normorexia, normodipsia, normoquesia e normoúria.

O paciente foi sedado para coleta de material e solicitação de biópsia do tumor, em que se observou um processo neoplásico com origem em condrócitos, com comportamento biológico maligno, sugestivo de condrossarcoma.

No dia 02/08/2019 foram realizados os exames complementares:

- Hemograma: leucocitose por neutrofilia com desvio à esquerda e trombocitose;
- Bioquímica sérica: albumina e globulinas abaixo dos valores de referência: 2,3 g/dL (2,6 – 4,0) e 2,5 g/dL (2,7 – 4,4) respectivamente; ALT acima, 207,4 U/L (10 - 120), e fosfatase alcalina também alta, 240 U/L (20 – 156);
- Radiografia de tórax e abdome, que confirmaram presença de metástase com massa pulmonar;
- Eletrocardiograma: arritmia sinusal, marcapasso migratório com momentos de taquicardia sinusal. 41 Complexos prematuros ventriculares (VPC) em 6 minutos;
- Ecocardiograma: degeneração e insuficiência discreta de valva mitral; e disfunção diastólica inicial do ventrículo esquerdo.

7.3.3. Tratamento

No dia 14/08/2019 foi realizada a cirurgia para ressecção do tumor do plano nasal. Foi enviado o material para histopatologia o qual confirmou o diagnóstico de condrossarcoma. O animal foi medicado com Amoxicilina, 10-20 mg/kg, a cada 12 horas, dipirona, 25 mg/kg, e Cloridrato de ranitidina, 1-2 mg/kg, duas vezes ao dia, todos administrados por via oral.

No dia 23/08/2019 o animal compareceu ao retorno da consulta, apresentando outra massa tumoral na mesma localidade, com crescimento rápido. Foi feita radiografia de tórax e constatou-se aumento da massa no pulmão e presença de nódulos pulmonares.

Devido à agressividade do tumor e característica infiltrativa, optou-se por realizar uma traqueostomia permanente por conta da obstrução das vias aéreas superiores, com a finalidade de proporcionar qualidade de vida para o animal.

7.3.4. Anestesia

O procedimento realizado foi uma traqueostomia permanente, com retirada da parede traqueal correspondente a 3 a 4 cartilagens traqueais, na região cervical ventral, no dia 06/09/2019.

O animal recebeu alta no mesmo dia.

7.3.5. Medicação Pré-Anestésica

No dia do procedimento cirúrgico, o animal já estava internado no Hospital Veterinário, em jejum alimentar de 12 horas e jejum hídrico. A paciente já estava cateterizada, e foi levada para a sala de preparo, onde foi feito o exame físico. Por se tratar de um animal muito dócil e estar recebendo Carprofeno e dipirona, não foi aplicada a medicação pré-anestésica e ele foi levada para o centro cirúrgico.

7.3.6. Indução

Com o animal colocado sobre a mesa cirúrgica, foi feita a pré-oxigenação do paciente com máscara facial, e lentamente injetado por via intravenosa Propofol¹ na dose de 3 mg/kg, com 2 mg/kg de Cloridrato de Lidocaína², na mesma seringa. Após rotação ventromedial dos olhos, perda dos reflexos palpebrais e laringotraqueal, o animal foi

intubado com tubo endotraqueal nº 10 com cuff, e mantido em circuito fechado com fornecimento de oxigênio 100%.

Colocaram-se os eletrodos para monitoração do traçado eletrocardiográfico, o oxímetro de pulso com o sensor posicionado na língua do animal, termômetro esofágico e o capnógrafo, sendo utilizado um monitor multiparamétrico.

7.3.7. Manutenção

O animal foi mantido durante o procedimento cirúrgico com infusão contínua de Propofol, com doses variando de 0,05 a 0,25 mg/kg/min, Remifentanila³ na dose 10µ/kg/h na taxa de 0,2 mL/kg/h, e Cloridrato de Lidocaína na dose 3mg/kg/h na taxa de 1 mL/kg/h. Foi utilizado o sistema de ventilação mecânica controlada, com frequência respiratória de 10 movimentos por minuto, relação inspiração/expiração de 1:2 (I/E).

Foram monitorados em intervalo de 5 minutos, parâmetros como a frequência cardíaca, que se manteve estável durante o procedimento, eletrocardiograma que apresentou complexos prematuros ventriculares (VPC) isolados no início do procedimento; saturação de oxigênio nas hemoglobinas (SpO₂) acima de 95%, tensão de dióxido de carbono no final da expiração (ETCO₂) entre 35 – 45 mmHg, temperatura corporal que se manteve estável, pressão arterial sistólica pelo método não invasivo, com a utilização de um doppler vascular, que variou de 120 a 150 mmHg.

O procedimento cirúrgico teve duração de 40 minutos. Após 20 minutos do início, a pressão arterial sistólica teve uma redução de 20%, que levou à conduta de desligar a infusão contínua de remifentanila¹⁴. O capnógrafo também indicou EtCO₂ próximo ao limite superior, portanto a frequência respiratória foi aumentada no ventilador para 14 movimentos respiratórios por minuto.

As infusões foram realizadas por meio de bombas de seringa, com diluição em seringas de 60mL, acopladas a extensores de 120 cm e ligados a torneiras de três vias no acesso venoso do paciente.

¹⁴ Cloridrato de remifentanila (Remifas) 2 mg – Cristália Prod. Quim. Farm. Ltda

Após fim do procedimento cirúrgico e desligadas as infusões de propofol¹⁵ e lidocaína¹⁶, o animal foi desmamado da ventilação mecânica com diminuição da frequência respiratória para 8 movimentos por minuto, fazendo com que o mesmo voltasse a respirar espontaneamente. Com a confirmação pelo oxímetro de pulso que o animal estava saturando adequadamente fora do ventilador, o animal foi extubado. Medicação pós operatória foi com Ciclofosfamida, Piroxicam e Gabapentina; e o retorno agendado para 15 dias após o procedimento cirúrgico.

7.4 Anestesia Intravenosa Total (AIT/TIVA)

Dentre modalidades para se promover anestesia geral, existe a anestesia intravenosa total (TIVA), que pode ser definida como uma técnica em que na indução e na manutenção anestésica são utilizadas somente fármacos por via intravenosa, capazes de produzir inconsciência, analgesia e relaxamento muscular, com depressão cardiorrespiratória e efeito cumulativo mínimo. Tem como vantagem não necessitar instalações e equipamentos específicos e onerosos, e ser isenta de poluição ambiental (CASTRO, 2005).

O propofol é um dos fármacos comumente empregados na TIVA, por tratar-se de um agente hipnótico, de uso exclusivo intravenoso e que se destaca por possuir ação ultra-curta, com biotransformação rápida, extensa distribuição para os tecidos e recuperação suave (BARBOSA, 2007). Devido a sua farmacocinética, facilita a utilização na indução e manutenção da anestesia. Esse anestésico apresenta potente efeito agonista sobre a transmissão gabaérgica e promove redução da atividade metabólica cerebral (BOVILL, 2001; PAIN et al., 2002; THURMON et al., 1996), o que o caracteriza como potente depressor do sistema nervoso central, de maneira dependente da dose administrada (SHORT e BUFALARI, 1999). Por isso, mudanças na taxa de infusão refletem rapidamente em mudança na profundidade anestésica.

Um estudo demonstrou que o emprego de propofol na dose de 0,3mg kg⁻¹ min⁻¹ produz anestesia satisfatória, com redução da frequência cardíaca (FC), pressão arterial (PA) e depressão respiratória em gatos pré-medicados com a associação de cetamina-midazolam

¹⁵ Propofol (Propovan ®) 10 mg/mL – Cristália Produtos Químicos Farmacêuticos Ltda.

¹⁶ Cloridrato de Lidocaína 2% - Hipolabor Farmacêutica Ltda.

(SELMI et al, 2005). A administração conjunta de cetamina e benzodiazepínicos é uma das associações mais empregadas tanto como medicação pré-anestésica (SELMI et al., 2005), quanto anestesia de pequenos animais.

Por não possuírem propriedades analgésicas, tanto propofol quanto isoflurano devem ser associados a drogas analgésicas (BRANSON; GROSS, 1994). A administração de fármacos analgésicos em infusão contínua, como opióides, cetamina ou lidocaína, podem promover redução do requerimento do anestésico de manutenção, mantendo de forma mais estável a função cardiovascular, resultando em uma melhor recuperação anestésica (MUIR, LERCHE, ERICHSON, 2009).

Atualmente, com o maior uso de opióides, há um incremento na qualidade anestésica durante o período perioperatório. O emprego desses fármacos é justificado pela prevenção de alterações como arritmias, aumento no consumo de oxigênio pelo miocárdio, hipoventilação e hipóxia, decorrentes da ativação neuroendócrina causada por estímulos nociceptivos, relativos às lesões cirúrgicas ou mórbidas (BARBOSA, 2007).

Entretanto, utilizando-se dessa modalidade anestésica, é conveniente sempre administrar com cautela os agentes intravenosos, respeitando as necessidades e respostas individuais de cada paciente, para reduzir a ocorrência de depressão respiratória e apnéia (MUIR e GADAWSKI 1998). Segundo Smith et al. (1993), imediatamente após a indução anestésica com propofol observou-se período variável de apnéia, em 85% dos cães avaliados, ocasionando aumento da tensão venosa de dióxido de carbono (ETCO₂) e redução do pH.

Como opções analgésicas para anestesia intravenosa tem-se o fentanil, sulfentanil, alfentanil e remifentanil, opioides agonistas μ com meia vida extremamente curta, em torno de 12 minutos para cavalos (BENMANSOUR et al., 2014), devido ao seu metabolismo por esterases plasmáticas e tissulares não específicas. Conferem analgesia potente e estabilidade hemodinâmica durante a manutenção anestésica, tornando-os de eleição para infusão contínua ou bolus repetidos (FANTONI E MASTROCINQUE, 2002).

A associação com remifentanil reduz a necessidade do anestésico de manutenção e promove excelente estabilidade cardiovascular (MUSK; FLAHERTY, 2007), sendo uma opção analgésica a infusões de cetamina, medetomidina ou lidocaína, comumente utilizados na anestesia equina em associações com propofol ou isoflurano

(BETTSCHARTWOLFENSBERGER et al., 2005). A utilização de remifentanil com propofol mostrou ser um excelente protocolo anestésico para cirurgias cardíacas em humanos, pois a combinação de uma alta dose de opioide e baixa dose de agente hipnótico promoveu excelente estabilidade hemodinâmica (MUSK; FLAHERTY, 2007).

O sufentanil e o remifentanil são capazes de provocar analgesia profunda, fraca hipnose e miorelaxamento, além de mínima depressão no aparelho cardiocirculatório. Eles frequentemente induzem acentuada depressão respiratória, sendo comum o uso de ventilação mecânica até que os efeitos indesejados passem (PASCOE et al., 2006).

Mesmo após longo tempo de infusão e altas doses de remifentanil, o rápido clearance dos locais de ação do fármaco, torna-o ideal para procedimentos longos, uma vez que os efeitos desaparecem assim que a infusão é interrompida (MICHELSEN et al., 1996).

A lidocaína é um anestésico local utilizado para diversas finalidades. Quando a lidocaína é administrada pela via intravenosa, ocorre aumento da concentração de acetilcolina no líquido cefalorraquidiano, exacerbando as vias descendentes inibitórias da dor (ABELSON; HOGLUND, 2002) e promovendo liberação de opioides endógenos. A lidocaína tem sido utilizada sob a forma de infusão contínua intravenosa no período trans-operatório em equinos como adjuvante da anestesia geral com efeitos cardiovasculares mínimos, reduzindo em torno de 25% o requerimento do anestésico inalatório (DZIKITI; HELLEBREKERS; VAN DIJK, 2003), além de possuir ação anti-inflamatória (PEIRO et al., 2010), anti-endotoxêmica (RIMBACK et al., 1988) e propriedades pró-cinéticas (BRIANCEAU et al., 2002; TORFS et al., 2009), tornando-se uma boa opção para anestésias de laparotomia exploratória devido à cólica equina.

8.0 CONSIDERAÇÕES FINAIS

Com a oportunidade de realização dos estágios curriculares em Hospitais Veterinários de ótima qualidade, pude ter contato com diferentes perspectivas, modos de trabalho, e conhecimentos que me agregaram grandiosamente. A partir desse contato e trocas (muito além de conhecimentos específicos), posso afirmar que me sinto capacitada para realizar a profissão com dedicação, buscando sempre o aperfeiçoamento.

O contato com um HV de grande impacto como o da UFPR em Curitiba, ampliou completamente minhas perspectivas, exigindo um desenvolvimento diário da melhor versão de mim mesma, profissionalmente e como ser humana.

O trabalho em ambos locais, exigiu uma interação intersetorial que me agregou muito para uma avaliação mais completa dos pacientes. Apesar da diferença da rotina entre os HVs, pude aproveitar o melhor que cada um tinha a oferecer.

9.0 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABELSON, K. S.; HOGLUND, A. U. Intravenously administered lidocaine in therapeutic doses increases the intraspinal release of acetylcholine in rats. **Neurosci Lett**, v. 317, n. 2, p. 93-6, Jan 11 2002.

ARAÚJO A. C. P., SEITZ A.L., DREIMEIER D. Condrossarcoma de escápula em felino. **Acta Scientiae Veterinariae**. 34 (1): 93-95, 2006.

ATTAL N., et al. Systemic lidocaine in pain due to peripheral nerve injury and predictors of response. **Neurology**, 2004;62:218-225.

BARBOSA, V. F. **Anestesia total intravenosa em cães pela administração de propofol e butorfanol em infusão contínua: hemodinâmica, eletrocardiografia e índice biespectral**. 2007. xvi, 72 f. Tese (mestrado) - Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho, 2007.

BENMANSOUR, P. et al. Cardiopulmonary effects of an infusion of remifentanil or morphine in horses anesthetized with isoflurane and dexmedetomidine. **Vet Anaesth Analg**, v. 41, n. 4, p. 346-56, Jul 2014.

BETTSCHART-WOLFENSBERGER, R. et al. Total intravenous anaesthesia in horses using medetomidine and propofol. **Vet Anaesth Analg**, v. 32, n. 6, p. 348-54, Nov 2005.

BLACKWOOD, L. et al. European Consensus Documento n Mast Cell Tumours in Dogs and Cats, **Veterinary and comparative oncology**, 10, 1-29, 2012.

BOVILL, J. G. Mecanismos de anestesia venosa. In: WHITE, P. F. **Tratado de anestesia venosa**. Porto Alegre: Artmed Editora, 2001. p. 42-51.

BRANSON, K. R.; GROSS, M. E. Propofol in veterinary medicine. **J Am Vet Med Assoc**, v. 204, n. 12, p. 1888-90, Jun 15 1994.

BRIANCEAU, P. et al. Intravenous lidocaine and small-intestinal size, abdominal fluid, and outcome after colic surgery in horses. **J Vet Intern Med**, v. 16, n. 6, p. 736-41, Nov-Dec 2002.

BURKHARD M.J.; MILLWARD L.M. 2011. Trato Respiratório. In: RASKIN R.E.; MEYER D.J. (Eds). **Citologia Clínica de cães e gatos**. 2.ed. Rio de Janeiro: Elsevier, pp.123-170.

CASTRO, V.B. **Avaliação dos efeitos analgésicos e cardiovasculares da infusão contínua de propofol e cloridrato de dexmedetomidina em felinos**. 2005. 131p. Tese (Mestrado em Anestesiologia). Curso de Pós Graduação em Cirurgia, Universidade Estadual Paulista. Faculdade de Medicina de Botucatu, 2005.

DZIKITI, T. B.; HELLEBREKERS, L. J.; VAN DIJK, P. Effects of intravenous lidocaine on isoflurane concentration, physiological parameters, metabolic parameters and stress-related hormones in horses undergoing surgery. **J Vet Med A Physiol Pathol. Clin Med**, v. 50, n. 4, p. 190-5, May 2003.

FANTONI, D. T.; MASTROCINQUE, S. Fisiopatologia e controle da dor. In FANTONI, D. T.; CORTOPASSI, S. R. G. **Anestesia em cães e gatos**, São Paulo, 2002.

FARESE J.P, et al. 2009. Biologic behavior and clinical outcome of 25 dogs with canine appendicular chondrosarcoma treated by amputation: a veterinary society of surgical oncology retrospective study. **Veterinary Surgery**. 38(8): 914-919.

GARCEZ T.N.A., et al. 2009. Condrossarcoma mixóide em um coelho. **Acta Scientiae Veterinariae**. 37(3): 295-299.

GOMES, C. et al. Condrossarcoma nasal em cão – relato de caso / Nasal chondrosarcoma in dog – case report. **Veterinaria em Foco**. 5. 22-27.

GONÇALVES M.A., et al. 2012. Condrossarcoma primário de cavidade nasal em um cão. **Acta Scientiae Veterinariae**. 40(2): 1042.

GONZAGA, M. C. da. **Técnicas de anestesia local do sistema locomotor de bovinos: Revisão de literatura**– Brasília, 2016.

HALL, L. W.; CHAMBERS, J. P. A clinical trial of propofol infusion anaesthesia in dogs. **Journal of Small Animal Practice**, Oxford, v. 28, n. 1, p. 623-637, 1987.

HEDLUND, C. 1994. Tracheostomy in the management of the canine and feline upper respiratory disease. **Veterinary clinics of north america: small animal practice**, 24, 873-885.

HUETE, G. C. **Avaliação de macrófagos e eosinófilos associados ao tumor como fatores prognósticos em mastocitomas cutâneos caninos**. Dissertação (mestrado em Ciências) – Faculdade de Zootecnia e Engenharia de Alimentos, Universidade de São Paulo, Pirassununga, 2016.

JOHNSON C. N. – Intravenous regional anesthesia: new approaches to an old technique. **CRNA**, 2000;11:57-61.

KLAUMANN, P. R., OTERO, P. E. **Anestesia locorreional em pequenos animais**. São Paulo: Roca, 2013.

LOVE, L. Local and regional anesthesia techniques, part 1: overview and five simple techniques. **Veterinary Medicine**, jan 01 2009.

MALINOWSKI C. 2006. Canine and Feline Nasal Neoplasia. **Clinical Techniques in Small Animal Practice**. 21(2): 89-94.

MEDLEAU, L. **Dermatologia de pequenos animais: atlas colorido e guia terapêutico**. São Paulo: Roca, 2003. 353p

MELER E., DUNN M., LECUYER M. 2008. A retrospective study of canine persistent nasal disease: 80 cases (1998–2003). **Canine Veterinary Journal**. 49(1): 71-76.

MICHELSSEN, L. G., et al. Anesthetic Potency of Remifentanil in Dogs. **Anesthesiology**, v. 84, n. 4, p. 865-872, 1996.

MOREIRA, R. S. **Revisão bibliográfica e estudo da imunomarcção do c-KIT em citologia e histopatologia**. Dissertação (Mestrado Integrado em Medicina Veterinária) – Universidade do Porto. Porto, 2018.

MUIR, W. W.; GADAWSKI, J. E. Respiratory depression and apnea induced by propofol in dogs. **American Journal of Veterinary Research**, Schaumburg, v. 59, n. 2, p.157- 161, 1998.

MUIR, W. W.; LERCHE, P.; ERICHSON, D. Anaesthetic and cardiorespiratory effects of propofol at 10% for induction and 1% for maintenance of anaesthesia in horses. **Equine Vet J**, v. 41, n. 6, p. 578-85, Jul 2009.

MUSK, G. C.; FLAHERTY, D. A. Target-controlled infusion of propofol combined with variable rate infusion of remifentanyl for anaesthesia of a dog with patent ductus arteriosus. **Vet Anaesth Analg**, v. 34, n. 5, p. 359-64, Sep 2007.

OCCHIPINTI, L., HAUPTMAN, J. 2014. Long-term outcome of permanent tracheostomies in dogs: 21 cases (2000-2012). **Canadian veterinary journal**, 55, 357-360.

OLIVEIRA, C. M. B., et al. Lidocaína por via venosa intraoperatória. **Rev. Bras. Anesthesiol.**, Campinas, v. 60, n. 3, p. 325-332, June 2010 .

PAIN, L. et al. In vivo dopamine measurements in the nucleus accumbens after nonanesthetic and anesthetic doses of propofol in rats. **Anesthesia and Analgesia**, Baltimore, v. 95, n. 4, p. 915-919, 2002.

PALMA H. E., et al. Medvep - Revista Científica de Medicina Veterinária - Pequenos Animais e Animais de Estimação 2009; 7(23); 523-528.

PASCOE, P. J.; ILKIW, J. E.; FRISCHMEYER, K. J. The effect of the duration of propofol administration on recovery from anesthesia in cats. **Veterinary Anaesthesia and Analgesia**. v. 33, p. 2-7, 2006.

PEIRO, J. R. et al. Effects of lidocaine infusion during experimental endotoxemia in horses. **J Vet Intern Med**, v. 24, n. 4, p. 940-8, Jul-Aug 2010

RASKIN, R. E. "Skin and Subcutaneous Tissues" In: RASKIN R. E., MEYER D. J. *Canine and Feline Cytology a Color atlas and Interpretation Guide*, 3ª Ed, Elsevier, Missouri, 39-90, 2016.

REIS J. A – Anestesia Regional Intravenosa, 1ª Ed., Rio de Janeiro, Atheneu, 1996.

REIS J. A. Anestesia Regional Intravenosa, em: CANGIANI L. M., POSSO I. P., POTÉRIO G. M. B. *Tratado de Anestesiologia*, 6ª Ed., São Paulo, Atheneu, 2006;1295-1315.

REIS J. R. A. Anestesia regional intravenosa primeiro centenário (1908-2008): Início, desenvolvimento e estado atual. **Rev. Bras. Anesthesiol.** [online]. vol.58, n.3, 2008.

REIS, J. A. Dessangramento e Garroteamento de Membros com Finalidade Cirúrgica, 1ª Ed., São Paulo, Atheneu, 1998.

RIMBACK, G. et al. Inhibition of peritonitis by amide local anesthetics. **Anesthesiology**, v. 69, n. 6, p. 881-6, Dec 1988.

SELMI, A. et al. Infusão contínua de propofol em gatos prémedicados com cetamina-midazolam. **Arq Bras de Med Vet e Zoot**, v.57, n3, p.295-299, 2005.

SHORT, C. E.; BUFALARI, A. Propofol anesthesia. **Veterinary Clinics of North America - Small Animal Practices**, Philadelphia, v. 29, n. 3, p. 747-778, 1999.

SIQUEIRA, N. M. F. A. A. Estudo retrospectivo sobre traqueostomia permanente como tratamento cirúrgico em cães com síndrome braquicefálica obstrutiva. Universidade de Lisboa. Nelson e Couto, 2015

SMITH, J. A. et al. Advers effects of administration of propofol with various preanesthetics regimes in dogs. **Journal of American Veterinary Medical Association, Schaumburg**, v. 202, n. 7, p. 1111-1115, 1993.

STREFEZZI, R. F. **Indicadores prognósticos para mastocitomas: estudo morfométrico e imunoistoquímico.** 93 p. Tese (Doutorado em Ciências) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 2007.

THOMPSON K.G.; POOL R.R. 2002. Tumors of bones. In: MEUTEN D.J. (Ed). **Tumors in Domestic Animals.** 4th edn. Iowa: Iowa State Press, pp.245-317.

THURMON, J. C.; TRANQUILLI, W. J.; BENSON, G. J. Injectable anesthetics. In:____. **LUMB & JONES' Veterinary anesthesia.** 3. ed. Philadelphia: Lippincott Williams & Wilkins, 1996. cap. 9, p. 232-233.

TORFS, S. et al. Risk factors for equine postoperative ileus and effectiveness of prophylactic lidocaine. **J Vet Intern Med**, v. 23, n. 3, p. 606-11, May-Jun 2009.

TUREK, M. M.; LANA, S. E. Canine Nasosinal Tumors. In: WITHROW, S. J.; VAIL, D. M. **Small Animal Clinical Oncology**. St. Louis, Missouri: Saunders Elsevier, 2007, cap. 22, p.525-536.

WELLE, M. M. et al. Canine mast cell tumours: a review of the pathogenesis, clinical features, pathology and treatment. **Vet Dermatol. Oxford and New York**, v. 19, p. 321-339, 2008.