

Universidade de Évora



Mestrado integrado em Medicina Veterinária
2009/2010

Relatório de Estágio
(domínio fundamental)

**CLÍNICA DE ANIMAIS DE COMPANHIA E
ESPÉCIES EXÓTICAS**

Joana Gaspar da Silva Brás

Orientador: Dr. João Pedro André Martins

Tutor: Prof. Hélder Carola Espiguiinha Cortes

Évora, 2010

Agradecimentos

Ao Dr. Assis Costa, pela sua gentileza ao me ter permitido realizar o estágio na sua clínica.

Ao meu orientador, o Dr. João Martins, por ser uma pessoa muito porreira e me ter ensinado e ajudado muito. À Dr.^a. Margarida e ao Dr. João Brito, por me terem recebido muito bem e por tudo o que me ensinaram. À Inês e ao João, pela ajuda e boa disposição.

Ao meu tutor, pela ajuda que me prestou.

À minha família, por me ter apoiado durante todos estes anos e por me ter permitido desenvolver o gosto pelos animais e pela Natureza.

Aos meus amigos, por toda a alegria que me dão!

À São, à Lúcia e restantes amigos da Travessa das Gatas. Nunca vos esquecerei!

Aos meus queridos animais, de hoje, do passado e todos os que virão a seguir.

Índice Geral

Agradecimentos.....	i
Índice de Gráficos	vi
Índice de Tabelas	vii
Índice de Figuras.....	viii
Índice de Siglas e Abreviaturas.....	ix
1. Introdução.....	1
2. Descrição das actividades desenvolvidas e apresentação da casuística.....	2
2.1. Medicina preventiva.....	4
2.2. Patologia médica	6
2.2.1. Dermatologia	9
2.2.2. Gastroenterologia e órgãos anexos	10
2.2.3. Ortopedia.....	13
2.2.4. Doenças Parasitárias	14
2.2.5. Doenças Infecciosas	16
2.2.6. Ginecologia, Andrologia e Obstetrícia.....	16
2.2.7. Endocrinologia.....	17
2.2.8. Urologia e Nefrologia.....	18
2.2.9. Pneumologia.....	19
2.2.10. Neurologia	20
2.2.11. Cardiologia e Angiologia.....	21
2.2.12. Odontoestomatologia	23
2.2.13. Oftalmologia	24
2.2.14. Oncologia	25
2.2.15. Etologia.....	26
2.2.16. Doenças metabólicas	27
2.3. Patologia cirúrgica.....	28
2.4. Meios complementares de diagnóstico	30
2.5. Outros procedimentos	33
3. Anestesia e analgesia de pequenos mamíferos	34
3.1. Considerações pré-anestésicas	35
3.1.1. Anatomia e fisiologia	35
3.1.1.1. Aparelho respiratório	35
3.1.2. Stress.....	36
3.1.3. Jejum	36
3.1.4. Contenção física.....	37
3.1.4.1. Coelho	37
3.1.4.2. Rato, gerbilo e degu	39

3.1.4.3.	Ratazana, porquinho-da-Índia e esquilo	40
3.1.4.4.	Chinchila	41
3.1.4.5.	Hamster	41
3.1.4.6.	Ouriço	42
3.1.4.7.	Petauro-do-açúcar	42
3.1.4.8.	Furão	42
3.2.	Exame físico e exames complementares	43
3.2.1.	História pregressa	43
3.2.2.	Exame físico	43
3.2.3.	Exames complementares	44
3.3.	Vias de administração	45
3.3.1.	Oral	45
3.3.2.	Intramuscular	45
3.3.3.	Subcutânea	45
3.3.4.	Intraperitoneal	45
3.3.5.	Intravenosa	46
3.3.6.	Intraóssea	46
3.3.7.	Intracardíaca	47
3.4.	Anestesia	48
3.4.1.	Risco anestésico	48
3.4.2.	Medicação pré-anestésica	49
3.4.2.1.	Anticolinérgicos	49
3.4.2.1.1.	Atropina	49
3.4.2.1.2.	Glicopirrolato	50
3.4.2.2.	Tranquilizantes e sedativos	50
3.4.2.2.1.	Derivados fenotiazínicos	50
3.4.2.2.2.	Butirofenonas	51
3.4.2.2.3.	Benzodiazepinas	51
3.4.2.2.4.	Agonistas α 2-adrenérgicos	51
3.4.2.3.	Analgésicos	52
3.4.3.	Anestésicos	52
3.4.3.1.	Anestesia local	52
3.4.3.2.	Anestesia fixa	53
3.4.3.2.1.	Fármacos injectáveis	53
3.4.3.2.1.1.	Propofol	53
3.4.3.2.1.2.	Agentes dissociativos	54
3.4.3.3.	Anestesia volátil	54
3.4.3.3.1.	Fármacos	55

3.4.3.3.2.	Equipamento para anestesia volátil	56
3.4.3.3.3.	Máquina anestésica	56
3.4.3.3.4.	Circuitos anestésicos	56
3.4.3.3.5.	Câmaras de indução	57
3.4.3.3.6.	Máscara de indução	58
3.4.3.3.7.	Tubos endotraqueais.....	58
3.4.3.3.7.1	Técnicas de intubação.....	59
3.4.3.3.7.1.1	Técnica cega	59
3.4.3.3.7.1.2	Técnica de visualização da laringe	60
3.4.3.3.7.1.3	Intubação naso-traqueal.....	61
3.5.	Cuidados de suporte e monitorização anestésica	62
3.5.1.	Cuidados de suporte	62
3.5.1.1.1.	Fluidoterapia.....	62
3.5.1.2.	Temperatura	62
3.5.1.3.	Ventilação	63
3.5.1.3.1.	Ventiladores mecânicos	63
3.5.1.4.	Posicionamento do animal	65
3.5.2.	Monitorização	65
3.5.2.1.	Profundidade anestésica	65
3.5.2.2.	Aparelho cardiovascular	66
3.5.2.2.1.	Auscultação	66
3.5.2.2.2.	Pulso e tempo de repleção capilar	67
3.5.2.2.3.	Electrocardiografia	67
3.5.2.2.4.	Pressão arterial	67
3.5.2.3.	Sistema respiratório.....	68
3.5.2.3.1.	Auscultação e cor das membranas mucosas	68
3.5.2.3.2.	Pulsoximetria	68
3.5.2.3.3.	Capnometria.....	69
3.5.2.3.3.1	Curva de capnograma	70
3.5.2.3.3.2	Capnogramas anormais	71
3.5.2.3.4.	Gasimetria	72
3.5.3.	Procedimentos de emergência.....	72
3.5.3.1.	Problemas respiratórios.....	72
3.5.3.2.	Problemas cardiovasculares	73
3.5.3.3.	Outros problemas	74
3.5.3.4.	Drogas de urgência	74
3.6.	Protocolos anestésicos	75
3.7.	Recuperação anestésica e cuidados pós-operatórios	77

3.7.1.	Fluidoterapia.....	78
3.7.2.	Analgesia.....	78
3.7.2.1.	Sinais de dor em pequenos mamíferos.....	79
3.7.2.2.	Analgesia preemptiva	81
3.7.2.3.	Fármacos analgésicos.....	82
3.7.2.3.1.	Opióides	83
3.7.2.3.2.	AINEs	84
3.7.3.	Nutrição	86
4.	Conclusões.....	87
	Referências bibliográficas	88
	ANEXO 1	a
	ANEXO 2	b
	ANEXO 3	c
	ANEXO 4	m
	ANEXO 5	n

Índice de Gráficos

Gráfico 1- Frequência absoluta de procedimentos na área de Medicina Preventiva, divididos por tipo de procedimento e grupo de espécies.	4
Gráfico 2 – Frequência relativa de casos clínicos na área de Patologia Médica de cada grupo de espécies.	6
Gráfico 3 – Frequência relativa de casos clínicos de cada classe de espécies exóticas.....	7
Gráfico 4 – Frequência relativa de casos clínicos por gênero em canídeos e felídeos.....	7
Gráfico 5 – Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Dermatologia em cada grupo de espécies.	9
Gráfico 6 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Gastroenterologia e órgãos anexos em cada grupo de espécies.	11
Gráfico 7 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Ortopedia em cada grupo de espécies.	13
Gráfico 8 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Doenças Parasitárias em cada grupo de espécies.	14
Gráfico 9 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Doenças Infecciosas em cada grupo de espécies.	16
Gráfico 10 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Ginecologia, Andrologia e Obstetrícia em cada grupo de espécies.....	17
Gráfico 11 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Endocrinologia em cada grupo de espécies.	18
Gráfico 12 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Urologia e Nefrologia em cada grupo de espécies.	18
Gráfico 13 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Pneumologia em cada grupo de espécies.	19
Gráfico 14 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Neurologia em cada grupo de espécies.	20
Gráfico 15 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Cardiologia e Angiologia em cada grupo de espécies.	21
Gráfico 16 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Odontoestomatologia em cada grupo de espécies.	24
Gráfico 17 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Oftalmologia em cada grupo de espécies.	24
Gráfico 18 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Oncologia em cada grupo de espécies.	26
Gráfico 19 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Etologia em cada grupo de espécies.	27
Gráfico 20 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Doenças Metabólicas nas espécies exóticas.	27
Gráfico 21 - Frequência relativa de número de casos na área de Patologia Cirúrgica por grupo de espécies.	28
Gráfico 22 – Frequência absoluta de casos de Patologia Cirúrgica em cada grupo de espécies.	29
Gráfico 23 – Frequência absoluta dos diversos exames complementares de diagnóstico.	30
Gráfico 24 – Frequência absoluta dos diversos tipos de análises clínico-laboratoriais realizados.	31
Gráfico 25 – Frequência absoluta dos diversos tipos de exames imagiológicos realizados.....	31
Gráfico 26 – Frequência absoluta dos diferentes tipos de exames da função cardiovascular realizados.	32
Gráfico 27 – Frequência absoluta dos diferentes tipos de testes oftalmológicos realizados.	32
Gráfico 28 – Frequência absoluta dos diversos tipos de análises anatomo-patológicas.	33

Índice de Tabelas

Tabela 1 – Frequência absoluta de casos clínicos divididos por grupo de espécies e total, relativa a cada uma das áreas clínicas de Patologia Médica.	8
Tabela 2 – Classificação ASA para categorias do risco anestésico. ⁷⁶	48
Tabela 3 – Parâmetros fisiológicos de alguns pequenos mamíferos. ^{21,32,33,34,35,36,37,53,55}	a
Tabela 4 – Vias de administração parenteral em alguns pequenos mamíferos. ^{8,33,34,35,36,37}	b
Tabela 5 – Doses de anestésicos e tranquilizantes e via de administração utilizados no coelho. ^{3,11,34}	c
Tabela 6 – Doses de analgésicos, com respectivas via de administração e duração, utilizados no coelho. ^{3,14,34}	c
Tabela 7 – Doses de fármacos de urgência e via de administração utilizados no coelho. ^{3,34}	d
Tabela 8 - Doses de anestésicos e tranquilizantes e via de administração utilizados na ratazana. ^{3,11,35}	d
Tabela 9 – Doses de analgésicos, com respectivas via de administração e duração, utilizados na ratazana. ^{3,14,35}	e
Tabela 10 – Doses de fármacos de urgência e via de administração utilizados na ratazana. ^{3,35} e	
Tabela 11 - Doses de anestésicos e tranquilizantes e via de administração utilizados no rato. ^{3,11,35}	f
Tabela 12 – Doses de analgésicos, com respectivas via de administração e duração, utilizados no rato. ^{3,14,35}	f
Tabela 13 - Doses de anestésicos e tranquilizantes e via de administração utilizados no hamster. ^{3,11,35}	g
Tabela 14 – Doses de analgésicos, com respectivas via de administração e duração, utilizados no hamster. ^{3,14,35}	g
Tabela 15 - Doses de anestésicos e tranquilizantes e via de administração utilizados no porquinho-da-Índia. ^{3,11,35}	h
Tabela 16 – Doses de analgésicos, com respectivas via de administração e duração, utilizados no porquinho-da-Índia. ^{3,14,35}	h
Tabela 17 – Doses de fármacos de urgência e via de administração utilizados no porquinho-da-Índia. ^{3,35}	h
Tabela 18 - Doses de anestésicos e tranquilizantes e via de administração utilizados na chinchila. ^{3,11,35}	i
Tabela 19 – Doses de analgésicos, com respectivas via de administração e duração, utilizados na chinchila. ^{3,14,35}	i
Tabela 20 – Doses de fármacos de urgência e via de administração utilizados na chinchila. ^{3,35}	i
Tabela 21 - Doses de anestésicos e tranquilizantes e via de administração utilizados no furão. ^{3,36}	j
Tabela 22 – Doses de analgésicos, com respectivas via de administração e duração, utilizados no furão. ^{3,36}	j
Tabela 23 – Doses de fármacos de urgência e via de administração utilizados no furão. ^{3,36}	k
Tabela 24 - Doses de anestésicos e tranquilizantes e via de administração utilizados no ouriço. ³	k
Tabela 25 – Doses de analgésicos, com respectivas via de administração e duração, utilizados no ouriço. ³	k
Tabela 26 - Doses de anestésicos e tranquilizantes e via de administração utilizados no petauro-do-açúcar. ^{3,37}	k
Tabela 27 – Doses de analgésicos, com respectiva via de administração, utilizados no ouriço. ^{3,37}	l
Tabela 28 – Correspondência entre o nome comum e o nome das espécies referidas neste trabalho. ^{21,53}	m
Tabela 29 – Estádios e planos de profundidade anestésica em pequenos animais. ⁷⁴	n

Índice de Figuras

Figura 1 – Bomba infusora de fluidoterapia.	2
Figura 2 – Máquina de anestesia com vaporizador de isoflurano e balão de reinalação.	2
Figura 3 – Acumulador de oxigênio.	2
Figura 4 – Contenção de coelho junto ao corpo, com uma mão sob o tórax e a outra a suportar a porção posterior. ⁷⁷	38
Figura 5 – Contenção de coelho segurando a pele interescapular e suportando a porção posterior com a outra mão. ⁶⁸	38
Figura 6 – Contenção de coelho junto ao corpo cobrindo os olhos com o braço. ⁷³	38
Figura 7 – Contenção de coelho envolvendo-o numa toalha. ⁷⁷	38
Figura 8 – Contenção de coelho sobre a mesa, segurando na pele interescapular e fazendo pressão com o braço. ⁶⁶	39
Figura 9 – Contenção de coelho para administração subcutânea, cobrindo-lhe os olhos e encostando-o ao corpo. ⁶⁶	39
Figura 10 – Contenção de gerbilo segurando a pele do cachaço e a base da cauda. ²¹	40
Figura 11 – Contenção de gerbilo segurando-o com uma única mão, contendo a cabeça entre os dedos indicador e médio.	40
Figura 12 – Contenção de ratazana, contendo a cabeça com o dedo polegar e suportando a porção posterior com a outra mão. ⁷⁰	41
Figura 13 – Contenção de porquinho-da-Índia, semelhante à da ratazana. ⁷²	41
Figura 14 - Contenção de chinchila com uma mão sob o abdómen e a outra na base da cauda. ⁵³	41
Figura 15 – Contenção de hamster, segurando a pele do cachaço desde a porção cranial aos ombros para impedir que morda. ⁷¹	41
Figura 16 – Contenção de petauro-do-açúcar, colocando a cabeça do animal entre os dedos, para impedir que morda.	42
Figura 17– A contenção de um furão pela pele interescapular acalma o animal e provoca um bocejo.	42
Figura 18 - Contenção de furão, segurando o tronco e a porção posterior. ⁶⁵	42
Figura 19 – Flebotomia da veia cava cranial num furão. ⁸	46
Figura 20 – Circuito anestésico T de Ayre com modificação de Jackson-Rees.	57
Figura 21 – Ouriço numa câmara de indução improvisada a partir de uma máscara de indução. ⁷⁵	57
Figura 22 – Anestesia de hamster na qual o conector do circuito anestésico serve de máscara de indução.	58
Figura 23 – Imagem da epiglote e glote de um coelho vista através de um endoscópio. A – A epiglote está na sua posição normal, acima do palato mole. B – A epiglote foi descoberta do palato mole e é possível visualizar as cartilagens aritenóides e introduzir o tubo endotraqueal. ²⁷	60
Figura 24 – Intubação de ratazana com o auxílio de um otoscópio. A boca é aberta colocando gaze nos incisivos. ⁵⁵	61
Figura 25 – Capnógrafo portátil utilizado em pequenos mamíferos. ⁵⁴	70
Figura 26 – Curva de capnograma com as suas quatro fases. ⁵⁴	71
Figura 27 – Conector de tubo endotraqueal com tubo de recolha de amostra do capnógrafo. ⁵⁴	71

Índice de Siglas e Abreviaturas

AINE – Anti-inflamatório não esteróide

ASA - American Society of Anesthesiologists

BID – *Bis in die* (duas vezes por dia)

CAM – Concentração alveolar mínima

CDV – *Canine Distemper Virus* (vírus da esgana)

Cm H₂O – Centímetros de água

COX - Ciclooxigenase

DAPP – Dermatite alérgica à picada de pulga

DHV – Doença hemorrágica viral dos coelhos

DNA - *Deoxyribonucleic acid* (ácido desoxirribonucleico)

DTM - *Dermatophyte test médium*; meio de crescimento para dermatófitos

ECG – Electrocardiograma

e.g. - *Exempli gratia* (por exemplo)

ELISA - *Enzyme Linked Immuno Sorbent Assay*

EMLA[®] - *Eutectic mixture of local anesthetic*

FCV – *Feline calicivirus* (calicivírus felino)

FeLV - *Feline leukemia vírus* (vírus da leucemia felina)

FHV – *Feline herpesvirus* (herpesvirus felino)

FIV - *Feline immunodeficiency virus* (vírus da imunodeficiência felina)

FLUTD – *Feline lower urinary tract disease* (doença do tracto urinário inferior dos felinos)

G - Gauge

GABA - *γ-aminobutyric acid*

GI – Gastrointestinal

IASP – *International Association for the Study of Pain*

IC - Intracardíaca

IM – Intramuscular

IO - Intraóssea

IPE – Insuficiência pancreática exócrina

IPPV - *Intermittent positive pressure ventilation* (ventilação por pressão positiva intermitente)

IRC – Insuficiência renal crónica

IT - Intratraqueal

ITU – Infecção do tracto urinário

IV – Intravenoso

mmHg – Milímetros de mercúrio

NMDA - *N-methyl-D-aspartic acid*

OPG – Ovos por grama de fezes

PCO₂ – Pressão parcial de dióxido de carbono

PetCO₂ - *Partial pressure of end-tidal carbon dioxide* (pressão parcial expiratória final de dióxido de carbono)

PIF – Peritonite infecciosa felina

PO – *Per os* (pela boca/por via oral)

SC – *Sub cutem* (subcutânea)

SID – *Semel in die* (uma vez por dia)

SNC – Sistema nervoso central

SpO₂ – Saturação periférica de oxigénio

TLI - *Trypsin-like immunoreactivity*

1. Introdução

O trabalho a seguir apresentado resulta de um estágio curricular realizado na Clínica Veterinária João XXI de Algés, no período de Dezembro de 2009 a Abril de 2010, subordinado ao tema “Clínica de Animais de Companhia e espécies Exóticas”. O principal motivo para ter escolhido este local para a realização do meu estágio foi a possibilidade de poder acompanhar consultas de espécies exóticas, tendo o acompanhamento de um médico veterinário com interesse nesta área. O outro motivo foi ser uma clínica bem equipada para prestar cuidados médicos e cirúrgicos, assim como na realização de exames complementares.

A primeira parte deste trabalho consiste na exposição das actividades desenvolvidas durante o estágio e numa análise estatística dos casos acompanhados durante o mesmo. A casuística está dividida em Medicina Preventiva, Patologia Médica, onde serão analisadas as diversas áreas clínicas de actuação, e em Patologia Cirúrgica, onde são indicadas as intervenções cirúrgicas que tive a oportunidade de acompanhar. A casuística é, ainda, distribuída por grupo de espécies, sendo referidos como Canídeos, Felídeos e Exóticos. Não foi acompanhado nenhum Felídeo ou Canídeo exótico ou silvestre, por isso optei por esta divisão. Finalizando, apresentarei também de forma estatística os exames complementares de diagnóstico e outros procedimentos efectuados. Todos os procedimentos apresentados foram realizados por mim ou com a minha participação, da mesma forma que só apresento casos clínicos que acompanhei.

A segunda parte deste trabalho consiste numa monografia subordinada ao tema “Anestesia e Analgesia em pequenos mamíferos”. A escolha deste tema deve-se ao meu interesse particular em espécies ditas exóticas; os pequenos mamíferos foram os mais representados na casuística de exóticos e foram também os que me permitiram realizar procedimentos mais variados. Durante o estágio adquiri e desenvolvi bastantes conhecimentos na área da Anestesia, tanto em canídeos e felídeos, como em animais exóticos. Por este motivo, considereei um tema interessante para desenvolver e complementar esses mesmos conhecimentos.

Na monografia irei mencionar as considerações pré-anestésicas, referindo características especiais dos pequenos mamíferos que podem afectar a anestesia e o seu maneiio, as formas de contenção mais correctas, a realização do exame clínico e exames complementares de diagnóstico e as vias de administração de fármacos.

Relativamente à anestesia, descreverei os fármacos mais utilizados nestas espécies na pré-medicação, indução e manutenção, os diversos tipos de anestesia possíveis, os meios de monitorização anestésica e os procedimentos de urgência durante a anestesia. Referirei também alguns exemplos de protocolos anestésicos utilizados durante o estágio.

Por fim, irei referir os cuidados essenciais na recuperação anestésica, com especial atenção na analgesia e na nutrição.

2. Descrição das actividades desenvolvidas e apresentação da casuística

A Clínica Veterinária João XXI de Algés situa-se num meio urbano com elevada densidade populacional, com uma situação periférica em relação à cidade de Lisboa. Esta clínica possui três consultórios, uma sala de espera e recepção, uma área de análises clínicas, uma sala de cirurgia, uma sala de tosquia, uma sala de imagiologia, uma sala de internamentos e uma farmácia.

Em termos de equipamento de diagnóstico, a clínica possui otoscópios e oftalmoscópios, um electrocardiógrafo, dois aparelhos de análises bioquímicas, um aparelho de análises hematológicas, um microscópio, um aparelho de radiologia com fluoroscópio e revelador, um ecógrafo, um medidor de pressão arterial, um aparelho medidor de fluxo Doppler, e vários negatoscópios.

A clínica possui ainda uma máquina de anestesia volátil (Figura 2) com vaporizador de isoflurano e circuitos anestésicos, uma mesa de cirurgia regulável e aquecida, um acumulador de oxigénio (Figura 3), dois aparelhos de ultrassons para destartarização, um pantófono, duas bombas infusoras de fluidoterapia (Figura 1) e uma seringa perfusora, um capnógrafo, um pulsoxímetro com termómetro e um bisturi eléctrico.



Figura 1 – Bomba infusora de fluidoterapia.

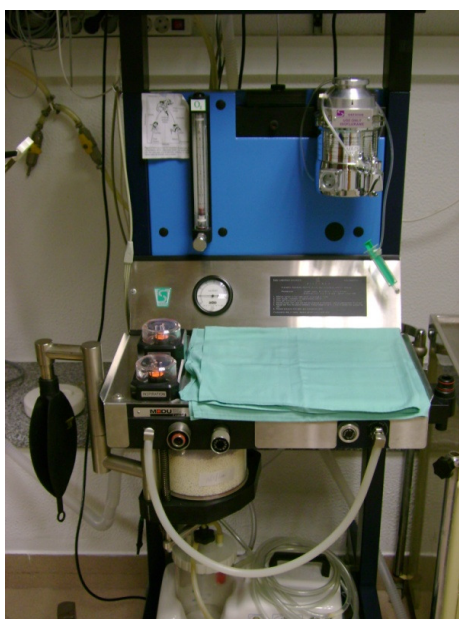


Figura 2 – Máquina de anestesia com vaporizador de isoflurano e balão de reinalação.



Figura 3 – Acumulador de oxigénio.

Esta clínica tem uma casuística de animais exóticos com alguma relevância, pelo que possui algum equipamento específico, tal como um Dremel[®], abre bocas para coelhos e roedores, espéculo oral para papagaios, uma balança para pequenos animais e uma incubadora.

Durante o estágio realizado na Clínica Veterinária João XXI de Algés tive a possibilidade de assistir e auxiliar nas diversas consultas e cirurgias, participando nos mais variados procedimentos clínicos, desde simples desparasitações, vacinações e aconselhamento, até realização de exames de estado geral, anamnese, colheita de amostras, realização de exames complementares de diagnóstico (radiografias, ecografias, análises hematológicas e bioquímicas, citologias e necrópsias) e instituição da terapêutica. Acompanhei também algumas situações de emergência/urgência com recepção e estabilização dos animais.

A Clínica Veterinária João XXI de Algés presta diversos serviços médico-veterinários a animais de companhia, incluindo os chamados “novos animais de companhia” ou “espécies exóticas”. Estas espécies são referidas, ao longo deste relatório, pelo seu nome comum. A referência ao nome científico da espécie é feita no Anexo 4.

2.1. Medicina preventiva

Na área da medicina preventiva incluem-se a vacinação, a desparasitação interna e externa realizada pelo médico veterinário na clínica, as consultas efectuadas para esclarecimento de dúvidas de manejo dos animais e a identificação electrónica. Realizaram-se 247 consultas na área de Medicina Preventiva.

As consultas de manejo são cada vez mais comuns em animais exóticos. Muitos proprietários ou futuros proprietários procuram o médico veterinário para se informarem sobre alimentação, comportamento próprio da espécie, onde e como alojar o animal, doenças mais comuns da espécie, longevidade e outras dúvidas que tenham.

Alguns proprietários que adoptam um cão ou um gato pela primeira vez também recorrem à clínica para que o animal seja observado e para tirarem dúvidas básicas sobre manutenção de um animal de estimação. As dúvidas mais comuns prendem-se com a alimentação, hábitos de higiene, vacinações e desparasitações e aconselhamento sobre esterilização/castração do animal.

As consultas de vacinação foram as mais comuns em canídeos (132) e em felídeos (36).

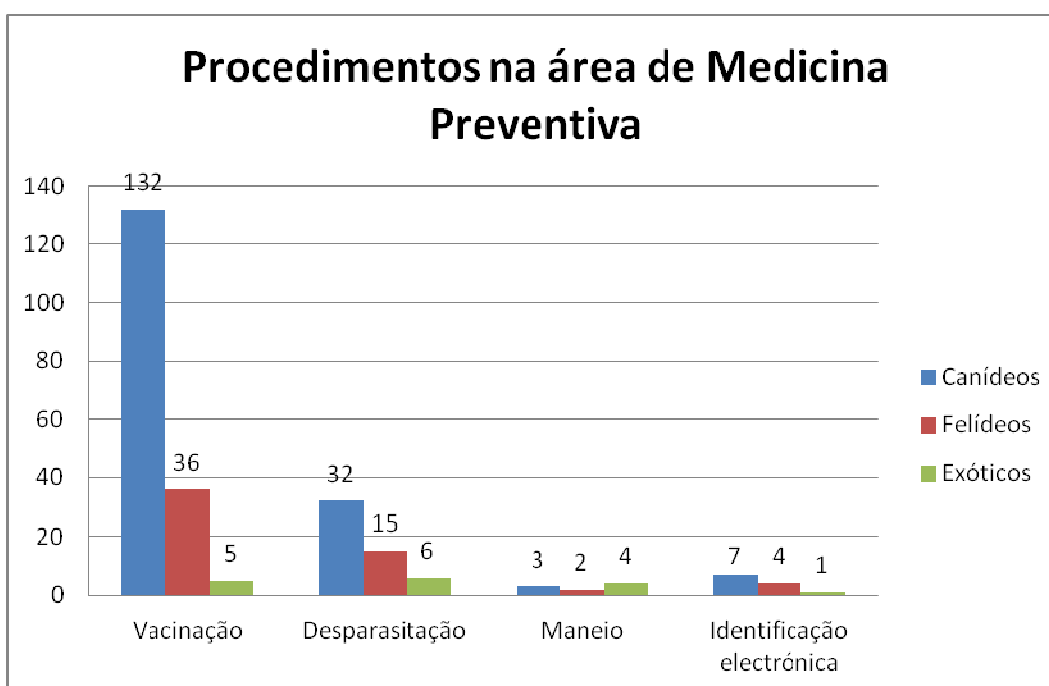


Gráfico 1- Frequência absoluta de procedimentos na área de Medicina Preventiva, divididos por tipo de procedimento e grupo de espécies.

Em exóticos efectuaram-se 6 vacinações, todas elas em coelhos. Estes animais podem ser vacinados contra a mixomatose e contra a doença hemorrágica viral (DHV).

A mixomatose é uma doença viral fatal provocada por um poxvírus. É transmitida através de picada de vectores (pulgas, mosquitos, moscas, ácaros) e por contacto directo. Provoca febre, anorexia, convulsões, blefaroconjuntivite purulenta e nódulos eritematosos e edematosos na

face e no períneo.⁷⁸ A vacinação é recomendada a todos os coelhos que tenham acesso ao exterior, a outros coelhos ou a outros animais. Esta deve ser realizada a partir dos dois meses de idade, fazendo-se um reforço 3 semanas a um mês depois.⁷⁹ A partir desta altura o reforço deverá ser semestral.

A doença hemorrágica viral (DHV) é uma doença extremamente contagiosa, de elevada morbidade e mortalidade, provocada por um calicivírus. Afecta apenas coelhos e é transmitida por contacto directo ou fómite. Provoca febre, necrose hepática e dos tecidos linfóides, seguida de coagulopatia e hemorragias generalizadas. A vacina é administrada a partir das 10 semanas e é aconselhada a todos os animais que possam ter contacto directo ou indirecto com outros coelhos. O reforço é repetido anualmente.⁷⁹

Os furões podem ser infectados com o vírus da esgana (CDV), sendo recomendada a sua vacinação a partir dos 2 meses, num total de 3 administrações. Os dois reforços vacinais são feitos com um intervalo de 3 semanas a um mês entre cada um. A partir daí o reforço é anual. Em alguns países, a vacina da raiva é obrigatória, devendo ser efectuada a partir dos 3 meses de idade com reforço anual.⁶²

Na área de Medicina Preventiva de espécies exóticas foram mais comuns as desparasitações. A desparasitação interna rotineira de lagomorfos e roedores foi feita com a administração oral de fenbendazol (Panacur[®]) na dose de 10-20 mg/kg PO SID durante 5 dias. (Comunicação pessoal)

Os coelhos são parasitados por diversas espécies do género *Eimeria*, sendo que uma delas, *E. stiedae*, é a responsável pela coccidiose hepática. As restantes espécies parasitam apenas o intestino. A coccidiose intestinal é uma das principais causas de consulta em animais com enterite, sendo um dos principais sinais clínicos a alteração da consistência fecal. As substâncias com maior eficácia contra coccidiose em coelhos são sulfadimetoxina, combinações trimetoprim-sulfa e amprolium. O nemátodo intestinal mais comum é o *Passalurus ambiguus*. O tratamento contra infecções por helmintes é a administração de benzimidazóis.²⁴

A desparasitação contra céstodes e tremátodes é feita com praziquantel na dose de 5-10 mg/kg PO, repetindo 10 dias depois.³ A infecção de roedores por *Cryptosporidium wrairi*, *Giardia sp.*, entre outros, é bastante comum e tem carácter zoonótico.²⁴

A desparasitação interna de uma iguana verde foi efectuada utilizando um produto *spot on* contendo uma combinação de 7,94% praziquantel e 1,98% emodepside (Profender[®]). Melhorn *et al*³⁹ testaram a utilização deste produto aprovado para uso em gatos em quatro espécies de répteis, dragão barbudo, *gecko*-leopardo, tartaruga das estepes e iguana verde, sem quaisquer efeitos adversos e com boa eficácia contra nemátodes gastrointestinais como oxiurídeos, estrôngilos, ascarídeos e spirurídeos (redução de OPG de 69% no mínimo). As doses recomendadas deste produto são 2 ml/kg na tartaruga das estepes e 1 ml/kg nas restantes três espécies. A administração é feita na região interescapular.³⁹

Durante o estágio procedeu-se à identificação electrónica de um papagaio cinzento de cauda vermelha, através da colocação intramuscular de um *microchip* nos músculos peitorais do lado esquerdo.

2.2. Patologia médica

Os dados referentes à Patologia Médica estão apresentados de acordo com as diferentes áreas de actuação clínica, de forma a facilitar a sua consulta. As áreas consideradas foram: Dermatologia, Oncologia, Gastroenterologia e órgãos anexos, Doenças Parasitárias, Doenças Infecciosas, Ginecologia, Andrologia e Obstetrícia, Endocrinologia, Urologia e Nefrologia, Pneumologia, Neurologia, Cardiologia e Angiologia, Odontoestomatologia, Ortopedia, Oftalmologia, Oncologia, Etologia e Doenças Metabólicas.

Durante o estágio tive a possibilidade de acompanhar 436 casos clínicos. A casuística é apresentada em número de casos e não em número de animais ou consultas. Isto deve-se ao facto de vários animais serem acompanhados por mais do que uma doença ou serem sujeitos a mais do que um procedimento.

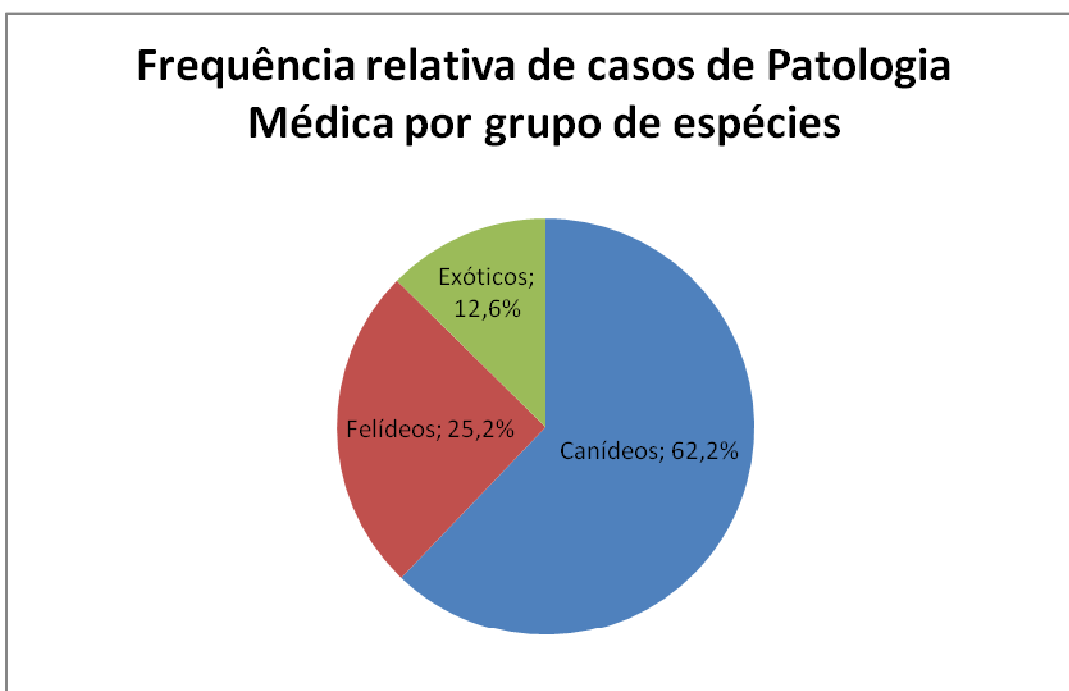


Gráfico 2 – Frequência relativa de casos clínicos na área de Patologia Médica de cada grupo de espécies.

Os canídeos foram os mais representados, com 271 casos clínicos, representando 62,2% do total. Seguem-se os felídeos com 25,2% e as espécies exóticas com 12,6% dos casos.

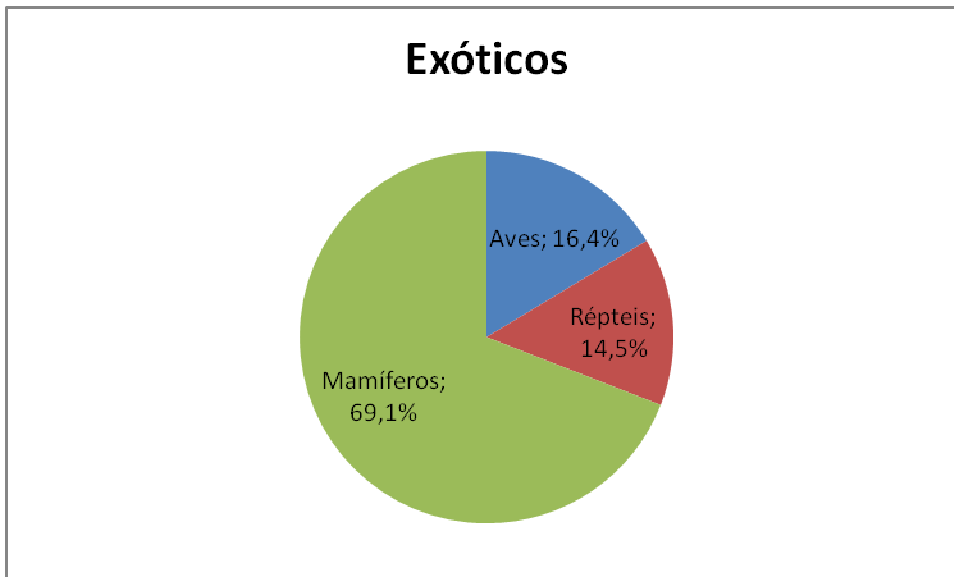


Gráfico 3 – Frequência relativa de casos clínicos de cada classe de espécies exóticas.

Durante este estágio tive contacto com diversas espécies de animais exóticos. A classe dos Mamíferos foi a mais representada, com 69,1% dos casos clínicos observados; seguem-se as Aves e os Répteis, com 16,4% e 14,5%, respectivamente. Não foram observados Anfíbios, Peixes e Invertebrados.

Tanto em felídeos como em canídeos, 55,4% dos pacientes pertenciam ao sexo masculino e 44,6% eram fêmeas.

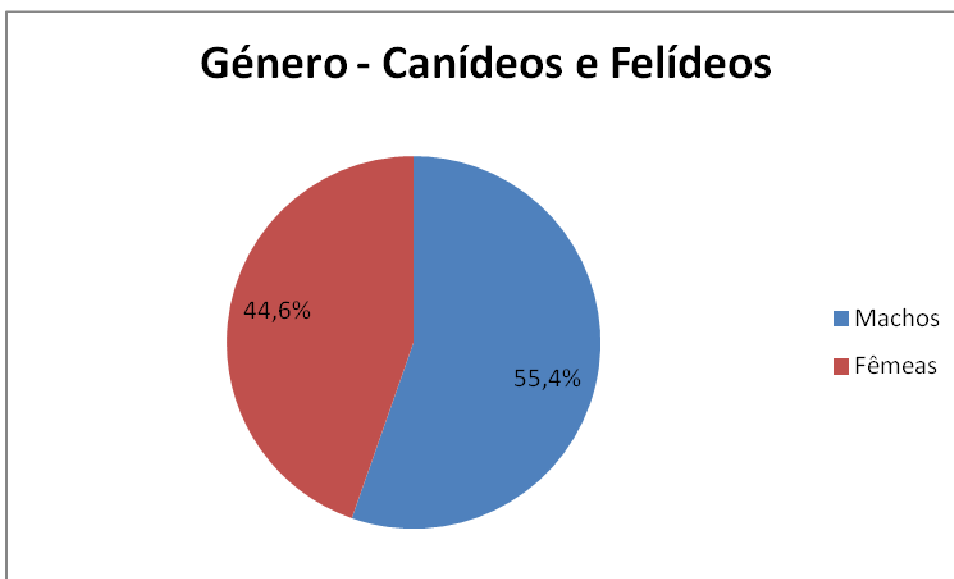


Gráfico 4 – Frequência relativa de casos clínicos por género em canídeos e felídeos.

Não foi possível analisar estatisticamente, quanto ao género, o grupo dos exóticos, uma vez que, no caso de algumas espécies de répteis (principalmente em animais jovens) e aves, não existe dimorfismo sexual evidente. É importante salientar que alguns donos muitas vezes estão equivocados quanto ao género do seu animal exótico, o que também acontece em gatos pré-

púberes. O médico veterinário deve sempre verificar e confirmar o sexo do animal, quando isso for possível.

Tabela 1 – Frequência absoluta de casos clínicos divididos por grupo de espécies e total, relativa a cada uma das áreas clínicas de Patologia Médica.

Área clínica	Canídeos	Felídeos	Exóticos	Total
Dermatologia	75	14	8	97
Oncologia	28	14	2	44
Gastroenterologia e órgãos anexos	28	8	7	43
Ortopedia	28	7	5	40
Urologia e Nefrologia	15	18	0	33
Doenças Parasitárias	15	8	8	31
Ginecologia, Andrologia e Obstetrícia	17	6	2	25
Odontostomatologia	8	4	7	19
Endocrinologia	13	5	0	18
Oftalmologia	12	4	1	17
Neurologia	9	3	4	16
Doenças Infecciosas	3	10	1	14
Cardiologia e Angiologia	9	4	0	13
Pneumologia	6	2	3	11
Etologia	4	3	0	7
Doenças metabólicas	0	0	7	7
Toxicologia	1	0	0	1
Total	271	110	55	436

A área clínica com maior representação estatística em Patologia Médica foi a Dermatologia com 97 casos, seguida da Oncologia com 44 casos, a Gastroenterologia e órgãos anexos com 43 casos e a Ortopedia com 40 casos clínicos.

As áreas clínicas com menor número de casos são a Etologia (7), as Doenças Metabólicas (7) e a Toxicologia (1). Em algumas áreas clínicas não houve casos de animais exóticos. Por outro lado, apenas as espécies exóticas apresentaram casos de Doenças Metabólicas.

2.2.1. Dermatologia

Esta foi a área clínica com mais casos observados, totalizando 97 casos clínicos.

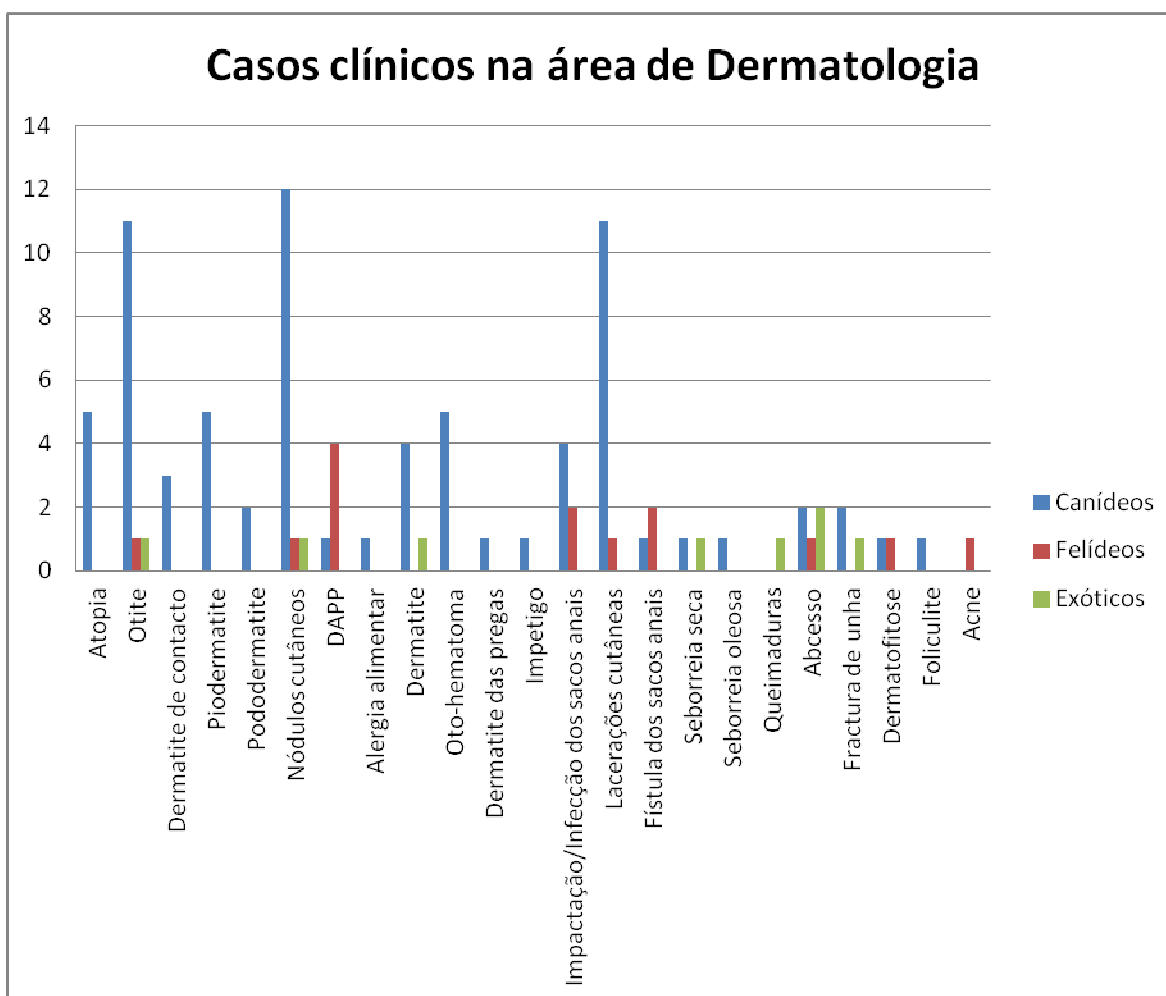


Gráfico 5 – Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Dermatologia em cada grupo de espécies. (n= 97)

Em canídeos, os casos da área de Dermatologia mais observados foram a otite, as lacerações cutâneas e os nódulos cutâneos. Só foram diagnosticadas otites externas.

O termo nódulos cutâneos engloba quistos, papilomas/verrugas e neoplasias cutâneas que não seguiram para exame histopatológico por opção dos proprietários dos animais.

As lacerações cutâneas apresentadas pelos animais ocorreram por traumatismo, por objecto contundente ou por luta com outros animais.

Nos felídeos, os casos mais comuns foram a dermatite por alergia à picada de pulga, a impactação/infecção dos sacos anais e a fístula dos sacos anais.

A dermatite por alergia à picada de pulga é a dermatose pruriginosa mais comum no gato.⁵⁷ Deve-se suspeitar desta doença sempre que existam alopecia autoinduzida, principalmente na região dorsolombar, e uma ou mais apresentações do complexo granuloma eosinofílico, que

são a dermatite miliar, placa eosinofílica e granuloma linear. Pode-se ou não encontrar pulgas no animal, mas normalmente encontram-se as suas fezes.⁵⁷

Foi possível aperceber-me que grande parte dos gatos acompanhados fazem uma vida inteiramente *indoor*, e a maioria dos proprietários que possuem mais do que um gato, tem-nos esterilizados/castrados. Estes factos podem explicar a baixa casuística de animais com lacerações cutâneas por luta e comportamento competitivo.

Nas espécies exóticas, os casos mais comuns foram os de abscessos cutâneos. Estes foram resolvidos lancetando-os e realizando a antissépsia do local. Administrou-se oralmente sulfametoxazol e trimetoprim e meloxicam subcutâneo (SC).

2.2.2. Gastroenterologia e órgãos anexos

As afecções do tracto digestivo e dos seus órgãos anexos foram as segundas mais comuns, totalizando 43 casos clínicos.

Nos canídeos, os casos mais comuns foram a gastrite com 5 casos, a colite com 4 casos e a hepatite com 3 casos clínicos. A principal causa de gastrite foi indisciplina alimentar.

Foi observado um caso de dilatação gástrica não complicada num Labrador Retriever e outro caso de dilatação e volvo gástrico num Leão da Rodésia. Este animal foi referenciado para um hospital onde foi submetido a uma gastropexia e esplenectomia.

A insuficiência pancreática exócrina foi diagnosticada num Golden Retriever ao qual também se diagnosticou diabetes mellitus. Este animal era jovem e apresentava um atraso de crescimento, para além de esteatorreia crónica. O diagnóstico definitivo foi obtido através do teste *Trypsin-like immunoreactivity* (TLI) e de ecografia que evidenciou uma hipoplasia pancreática.

O caso de megaesófago foi diagnosticado num animal jovem com história de regurgitação várias horas após a refeição. O diagnóstico foi obtido através da realização de uma série de radiografias de contraste. O animal não apresentava sinais clínicos de miastenia gravis. Foi aconselhada a alimentação em posição bípede, várias vezes ao dia, de alimento misturado com água.

Um West Highland Terrier ingeriu um caroço de pêssigo e foi sujeito a uma enterotomia para o retirar. O diagnóstico baseou-se na história de vômito durante algumas semanas e foi confirmado através de ecografia.

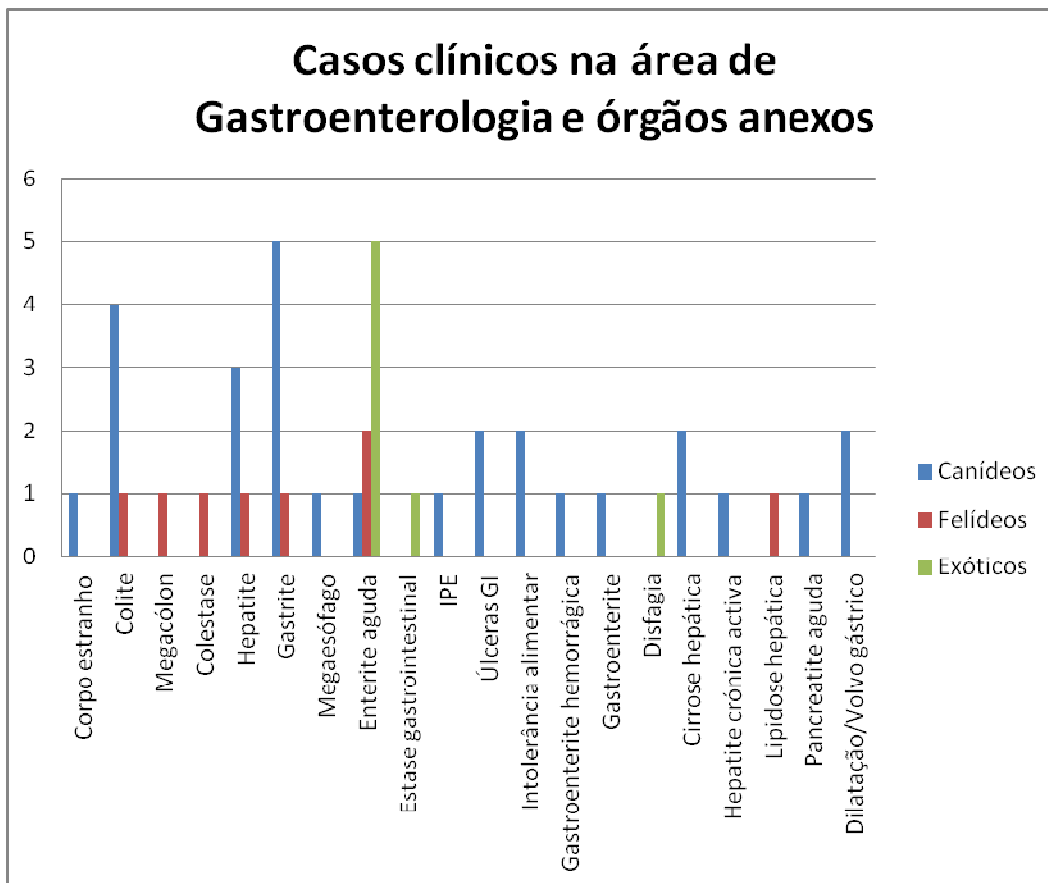


Gráfico 6 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Gastroenterologia e órgãos anexos em cada grupo de espécies. (n= 43)

Os dois casos de úlceras gastrointestinais resultaram da “automedicação” com AINEs.

Nos felídeos, o caso mais comum foi a enterite aguda devido a alteração ou indiscrição alimentar. Foram ainda observados casos de colite, megacólon, colestase, hepatite, gastrite e lipidose hepática.

O caso de lipidose hepática ocorreu num animal que apresentava depressão pelo facto da proprietária ter alterado a interacção com o animal ao saber que estava grávida. Após estabilização do animal, aconselhou-se a proprietária a fazer as alterações no ambiente de forma gradual, mantendo, no entanto, a qualidade da interacção sem isolar o animal. Foi também informada sobre a higiene básica para evitar a infecção por *Toxoplasma gondii*.

Em exóticos, o caso mais comum foi a enterite aguda. Esta foi diagnosticada num porquinho-da-Índia e em 4 coelhos. Observaram-se também um caso de estase gastrointestinal fatal num coelho e um caso de disfagia numa tartaruga.

A síndrome de estase gastrointestinal é comum em coelhos e é caracterizada por anorexia, diminuição ou paragem de produção de fezes e um estômago aumentado repleto de alimento, gás e, por vezes, pêlo. Está muitas vezes associada a uma dieta rica em hidratos de carbono e com pouca fibra, *stress*, falta de exercício e, em alguns casos, ingestão de pêlo. A anorexia pode ter uma duração superior a 2 dias, assim como uma menor ingestão de água; esta é uma

situação de risco de vida. Os coelhos podem apresentar-se alerta ou deprimidos, dependendo da cronicidade e do estado de hidratação. O tratamento aconselhado consiste em:³

- Rehidratação do paciente e do conteúdo gastrointestinal (administração oral de água ou soluções electrolíticas e de purés de vegetais (papas para bebés), juntamente com fluidoterapia SC ou IV. Suporte nutricional.
- Administração de analgésicos, normalmente um AINE. A utilização de simeticone pode diminuir o desconforto provocado pelo gás.
- Estimulação da motilidade GI – procinéticos como metoclopramida 0,2 a 0,5 mg/kg PO, SC cada 6 a 8 horas e exercício físico.
- Administração de antibióticos como trimetoprim-sulfa 30 mg/kg PO BID ou enrofloxacina 10 mg/kg PO BID para evitar o sobrecrecimento bacteriano.
- No caso de presença de tricobezoares está também referida a administração oral de sumo de ananás natural que contém bromelaína, uma enzima proteolítica com capacidade de digestão do pêlo, e aumento da escovagem para remover o pêlo.²⁴

A diarreia e a enterite em roedores e lagomorfos pode ser provocada por várias causas, como má alimentação, doença renal ou hepática, vírus, bactérias e parasitas. Os agentes mais comuns que produzem enterite nestas espécies são *Clostridium spiroforme*, *Eimeria spp.* e *E.coli*. Em animais adultos, as causas predisponentes são o *stress*, a alimentação rica em hidratos de carbono e pobre em fibra e a administração de antibióticos orais com espectro de acção preferencial contra Gram +. A lincomicina, clindamicina, amoxicilina, eritromicina, ampicilina, cefalosporinas e penicilinas nunca devem ser administradas por via oral a estes animais, pois alteram radicalmente a flora intestinal, resultando numa enterotoxémia fatal provocada pela bactéria Gram + *Clostridium spiroforme*.²⁴

Alguns dos animais observados sofriam também de má oclusão dentária, o que pode provocar má digestão e estase gastrointestinal, favorecendo o crescimento de bactérias patogénicas. Os animais apresentavam-se, na sua maioria, prostrados, com dor abdominal e desidratados. O diagnóstico era obtido com base na história pregressa, no exame clínico e através de radiografia latero-lateral abdominal. Nesta era visível a distensão intestinal provocada pelo excesso de gás. O tratamento consistia na correcção da má oclusão dentária através da redução do bordo coronal dos dentes e no tratamento sintomático já referido. No caso de clostridiose, deve-se administrar metronidazol e colestiramina, uma substância que se liga à toxina *iota-like* produzida pela bactéria. A administração de probióticos também pode ser benéfica, sendo um exemplo o Lacteol[®] (*Lactobacillus acidophilus*) ou o UL-250[®] (*Saccharomyces boulardii*). Para controlo da dor pode-se utilizar buprenorfina, butorfanol ou meloxicam.

O caso de disfagia ocorreu numa Tartaruga de Orelhas Vermelhas, não se tendo encontrado a causa. Administrou-se-lhe um suplemento vitamínico, calórico e electrolítico (Duphalyte[®]).

2.2.3. Ortopedia

Na área clínica de Ortopedia observaram-se 40 casos clínicos.

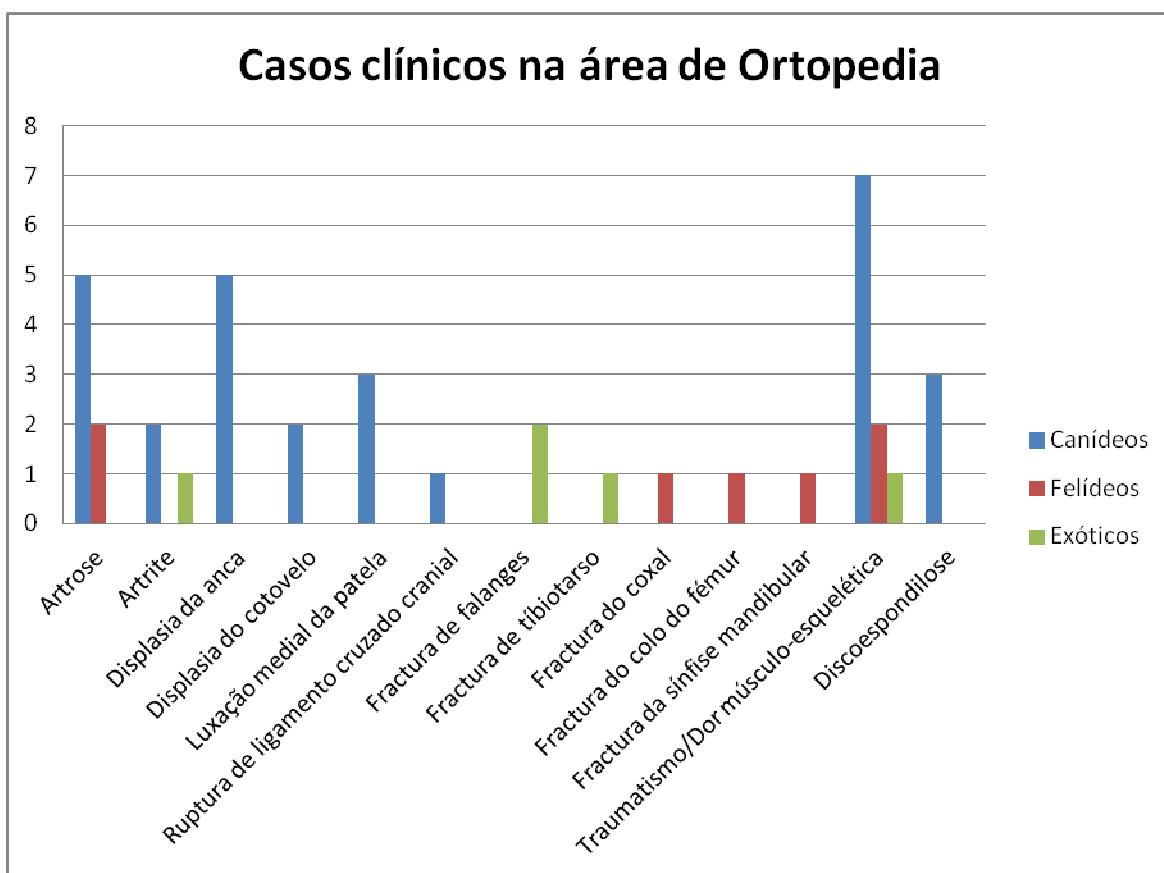


Gráfico 7 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Ortopedia em cada grupo de espécies. (n= 40)

Em canídeos, os problemas mais comuns foram o traumatismo/dor músculo-esquelética com 7 casos, a artrose com 5 casos e a displasia da anca também com 5 casos clínicos.

Os problemas de traumatismo/dor músculo-esquelética resultaram de atropelamentos onde não houve fracturas, lesões ligamentosas e musculares ou ainda de exercício físico desadequado. A artrose foi mais observada em animais geriátricos, sendo necessário, por vezes, a administração de AINEs como complemento aos protectores articulares.

Dos animais diagnosticados com displasia da anca, um era um Golden Retriever, três eram Labrador Retriever e o último era um Grand Danois. Com displasia do cotovelo foram observados um Labrador Retriever e um Pastor Alemão. A discoespondilose foi diagnosticada através de radiografia latero-lateral toraco-abdominal. Apenas um deles apresentava sinais clínicos.

Diagnosticou-se luxação medial da patela de graus III e IV num Yorkshire Terrier, num Jack Russell Terrier e num Shar-Pei. Este é um problema bastante comum em cães de raça

pequena. No entanto, apenas contabilizo os casos que necessitavam de correção cirúrgica por interferirem com a qualidade de vida do animal.

Os problemas na área da Ortopedia mais comuns em felídeos foram a artrose e o traumatismo/dor músculo-esquelética. A artrose foi diagnosticada em animais geriátricos e o traumatismo ocorreu em animais jovens.

A fratura do coxal, do colo do fêmur e da sínfise mandibular ocorreram todas no mesmo animal, uma gata jovem, como resultado de um atropelamento por um automóvel.

Nas espécies exóticas, a doença mais comum foi a fratura de falanges em 2 coelhos. Conseguiu-se uma resolução satisfatória recorrendo à imobilização externa com tala e envolvendo a extremidade do membro com adesivo e gaze. Foram ainda observadas uma artrite num periquito, uma fratura do tibiotarso numa rola e um traumatismo num coelho.

2.2.4. Doenças Parasitárias

Na área clínica das doenças parasitárias foram observados 31 casos.

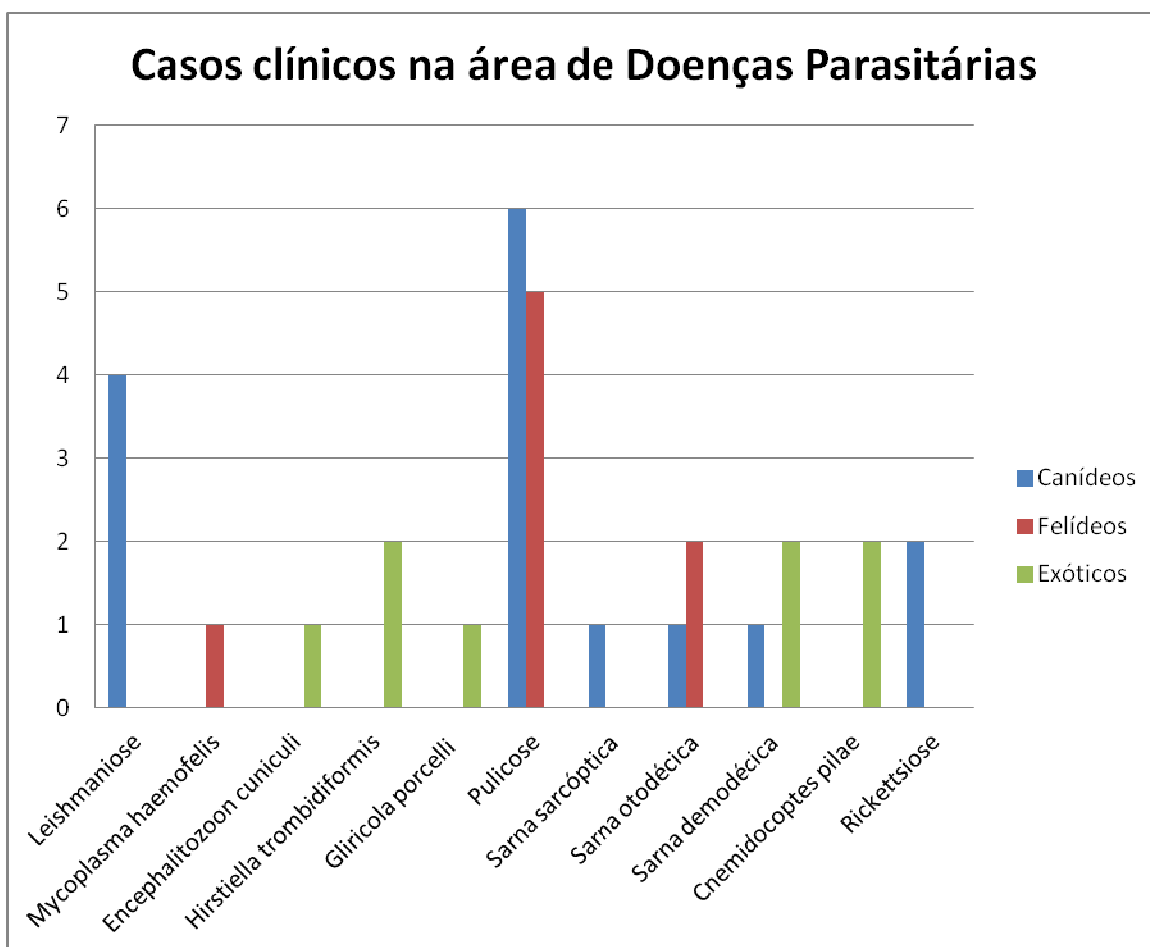


Gráfico 8 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Doenças Parasitárias em cada grupo de espécies. (n= 31)

Em canídeos, as doenças mais comuns foram a pulicose e a Leishmaniose. Os principais sinais clínicos apresentados pelos animais que faziam suspeitar de Leishmaniose eram a insuficiência renal, perda de peso e de apetite e lesões cutâneas.

Em felídeos, os casos mais observados foram os de pulicose. Foram ainda observados 2 casos de otite provocada por *Otodectes cynotis* diagnosticados através de citologia auricular.

Alguns dos parasitas de animais exóticos são específicos. O *Gliricola porcelli* é um piolho histófago específico do porquinho-da-Índia que pode provocar alopecia, descamação e mau estado do pêlo. Os ácaros que parasitam os porquinhos-da-Índia são o *Trixacarus caviae* e o *Chirodiscooides caviae* e provocam um prurido intenso que leva à alopecia.⁴⁹

O ácaro *Hirstiella trombidiformis* é comum em lagartos. Os casos foram diagnosticados em iguanas verdes. Tem uma coloração avermelhada e alimenta-se activamente das escamas do animal.

O ácaro *Cnemidocoptes pilae* parasita Psitaciformes e alguns Passeriformes, sendo mais comumente encontrado em situações clínicas em periquitos australianos e, por vezes, em canários. Este ácaro provoca proliferação do tecido córneo, onde constrói túneis, na região do bico e ao redor dos olhos, membros posteriores e cloaca.

O *Encephalitozoon cuniculi* é um protozoário parasita do coelho cuja forma infectante é um esporo, sendo a sua ingestão ou inalação a via de infecção. A transmissão vertical também é possível. Este parasita espalha-se pelo organismo através dos macrófagos, podendo permanecer por algum tempo num estado latente. A doença costuma ser desencadeada por um evento de *stress*. Na fase aguda da doença o parasita afecta os pulmões, o fígado e os rins. Na fase crónica o cérebro, os rins e o coração são os principais afectados. Está associado a situações de miocardite, hepatite, nefrite, uveíte e sinais neurológicos como alterações comportamentais, *head tilt*, nistagmus, ataxia e convulsões provocados por granulomas e necrose multifocal no cérebro. O animal responde à infecção produzindo anticorpos que são detectados no soro por ELISA ou imunofluorescência indirecta. Os esporos são excretados na urina. O diagnóstico definitivo requer exame histopatológico. O tratamento consiste na administração de antihelmínticos benzimidazóis, nomeadamente o fenbendazol por via oral durante 28 dias numa dose de 20 mg/kg SID.⁵

2.2.5. Doenças Infecciosas

Nesta área clínica foram diagnosticados 12 casos.

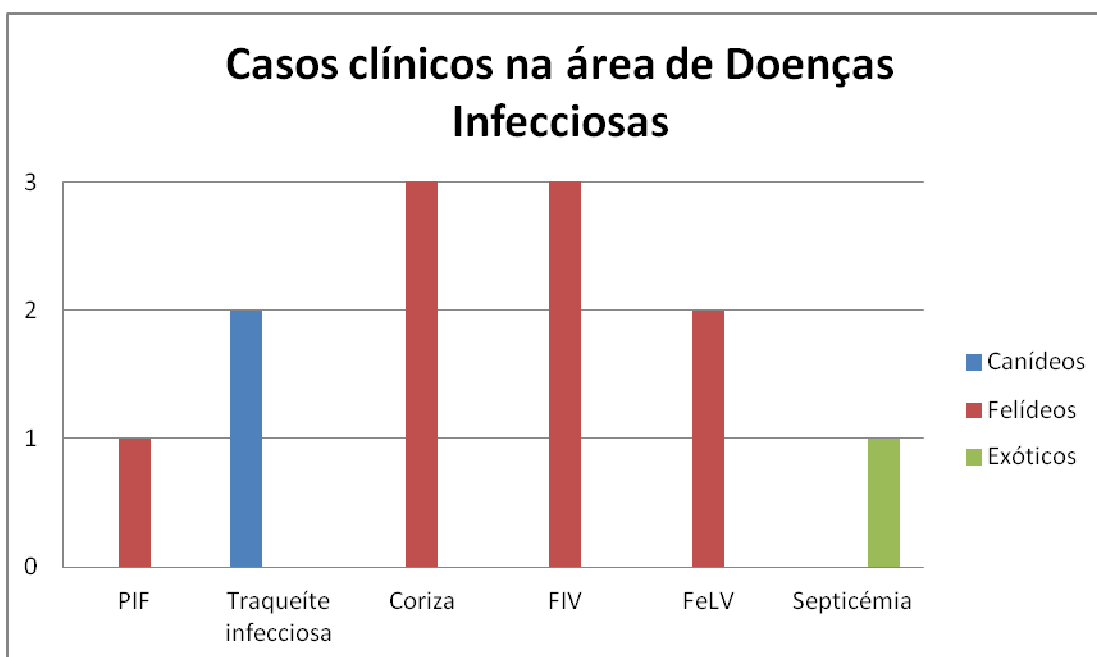


Gráfico 9 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Doenças Infecciosas em cada grupo de espécies. (n= 12)

Em canídeos apenas se registaram casos de traqueíte infecciosa. Estes casos foram resolvidos com repouso e administração de anti-inflamatórios.

Em felídeos, os casos mais comuns foram os de coriza em gatinhos, de infecção pelos vírus da imunodeficiência felina, com 3 casos, e da leucemia felina, com 2 casos. A coriza é uma doença do tracto respiratório superior provocada 90% das vezes por dois vírus, o herpesvírus felino (FHV) e o calicivírus felino (FCV). Houve ainda um caso, não confirmado laboratorialmente, de peritonite infecciosa felina num gatinho. Este animal apresentou-se com nefromegália bilateral, dispneia provocada por efusão pleural, anorexia, prostração e opacidade bilateral da córnea devido à deposição de complexos imunes.

Em exóticos, apresentou-se à consulta um hamster siberiano com sinais clínicos de choque séptico. O animal não sobreviveu e a causa não foi encontrada.

2.2.6. Ginecologia, Andrologia e Obstetrícia

Foram observados 25 casos clínicos na área de Ginecologia, Andrologia e Obstetrícia.

Em canídeos, o caso mais observado foi a piómetra, com 4 casos clínicos; estes animais foram todos submetidos a ovariectomia. Observaram-se ainda casos de prostatite, criptorquidia, lactação hormonal e hipertrofia prostática. Tanto em canídeos como em felídeos

realizaram-se 2 diagnósticos de gestação recorrendo à palpação abdominal, à ecografia e, numa fase mais tardia, à radiografia.



Gráfico 10 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Ginecologia, Andrologia e Obstetrícia em cada grupo de espécies. (n= 25)

Em felídeos o caso clínico mais comum foi igualmente a piómetra. Observaram-se também um caso de lactação hormonal e outro de hiperplasia prostática.

Em exóticos, apresentou-se à consulta uma coelha com corrimento vulvar sanguinolento com alguns dias. À palpação abdominal sentiu-se uma massa com localização uterina que foi confirmada na radiografia. A ecografia permitiu ainda detectar uma estrutura com conteúdo hipocogénico com localização compatível com um ovário. O diagnóstico mais provável para a massa uterina era um adenocarcinoma do útero pelo que foi aconselhada a ovário-histerovaginectomia. O exame histopatológico revelou que se tratava de hiperplasia quística do endométrio e de um quisto luteínico de grandes dimensões. O animal recuperou totalmente.

2.2.7. Endocrinologia

Nesta área clínica observaram-se 18 casos clínicos.

Em canídeos a doença mais comum foi o hipotireoidismo com 6 casos, seguido do hiperadrenocorticismismo com 4 e da diabetes mellitus com 3 casos. Alguns animais padeciam destas três doenças concomitantemente.

Em felídeos, observaram-se apenas duas doenças, o hipertiroidismo e a diabetes mellitus, sendo a primeira a mais comum, com 3 casos clínicos.

Em exóticos não se registou nenhum caso na área da Endocrinologia.

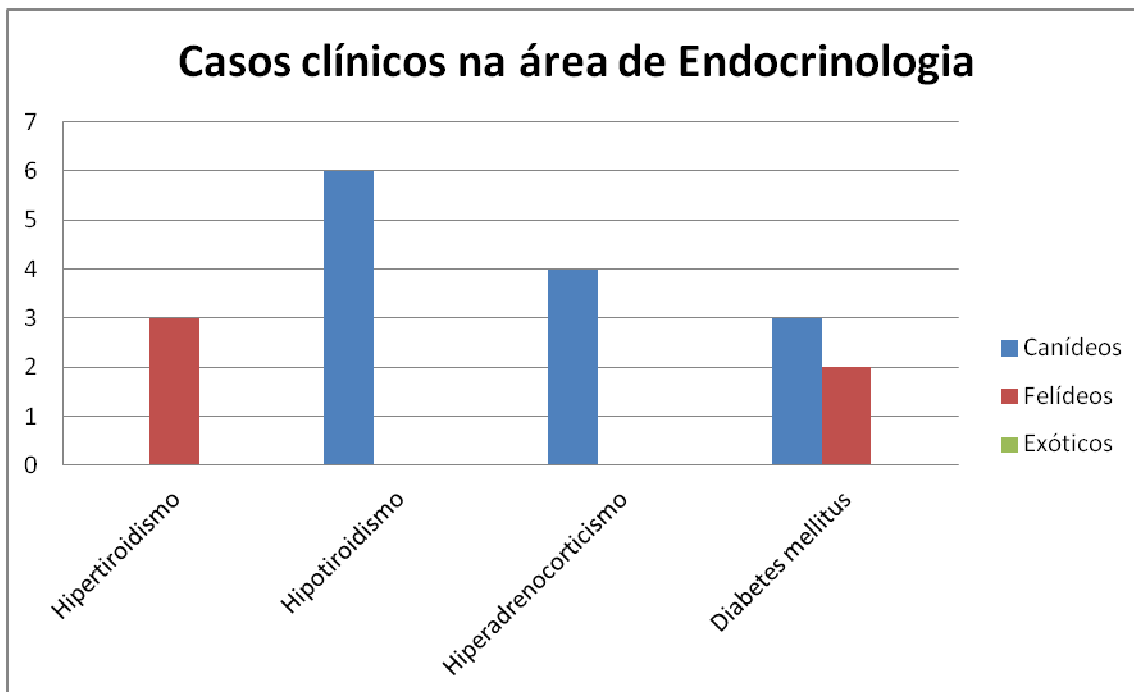


Gráfico 11 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Endocrinologia em cada grupo de espécies. (n= 18)

2.2.8. Urologia e Nefrologia

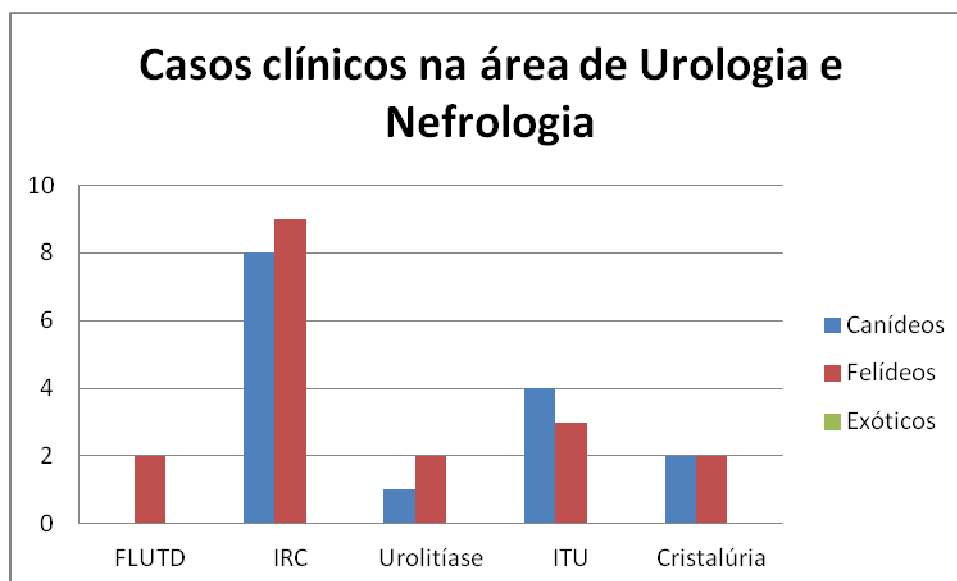


Gráfico 12 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Urologia e Nefrologia em cada grupo de espécies. (n= 33)

Nesta área clínica acompanharam-se 33 casos clínicos, todos eles em canídeos e felídeos.

Nas duas espécies, a doença mais comum foi a insuficiência renal crónica. Este foi também o motivo de grande parte das eutanásias realizadas. A infecção do tracto urinário inferior ocorreu principalmente em fêmeas de ambas as espécies.

A urolitíase teve de ser resolvida em todos os animais afectados recorrendo à cirurgia. Foi o caso de uma cadela Yorkshire Terrier com dois cálculos vesicais de 1 e 2 centímetros de lado submetida a cistotomia, uma gata Europeu comum com um cálculo renal submetida a nefrectomia e um gato Europeu comum com uma obstrução da uretra peniana que foi submetido a penectomia total e uretostomia perineal.

2.2.9. Pneumologia

Nesta área foram acompanhados 11 casos clínicos.

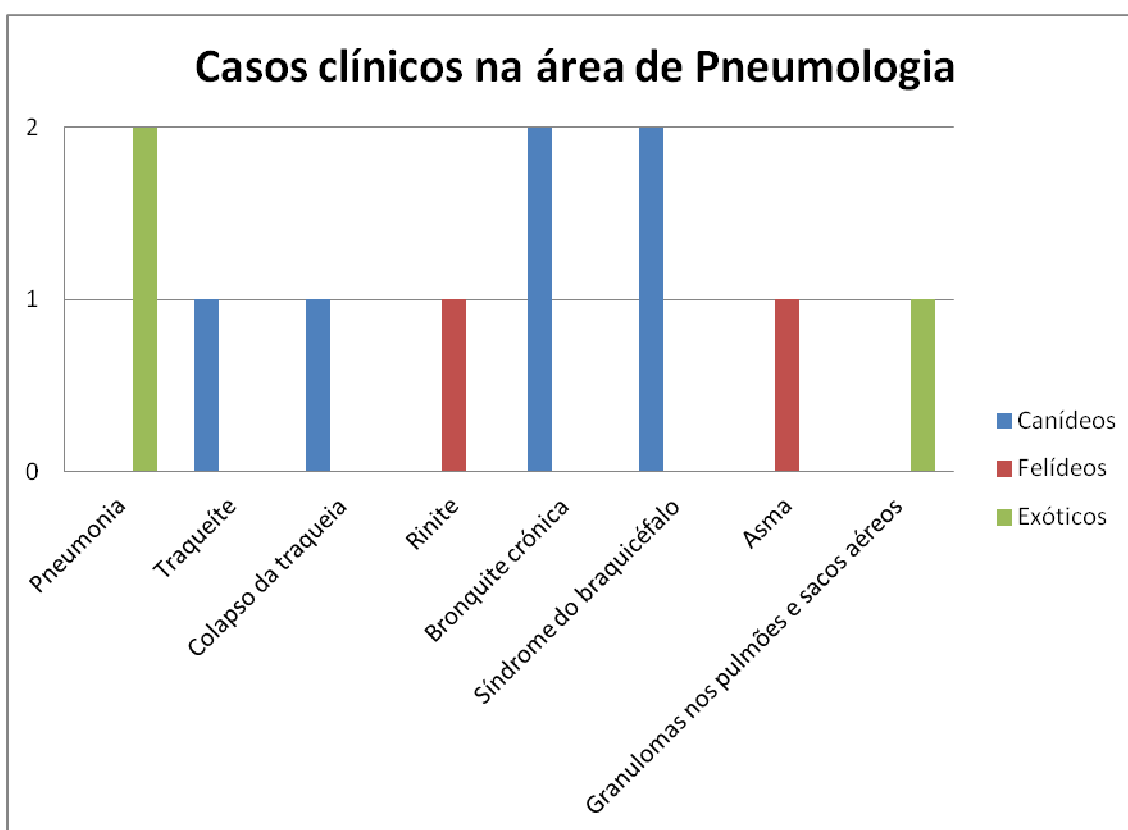


Gráfico 13 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Pneumologia em cada grupo de espécies. (n= 11)

Em canídeos as doenças mais representadas foram a bronquite crónica e a síndrome do braquicéfalo. Observaram-se ainda um caso de traqueíte provocada por fumo e um caso de colapso da traqueia num Caniche.

Em felídeos acompanharam-se um caso de rinite crónica e um caso de asma felina que obrigou a actuação de emergência numa situação de crise. O animal foi estabilizado com

administração de oxigénio por máscara e medicação com glucocorticóides e furosemida. O proprietário foi informado sobre a possibilidade de utilização de uma máscara adaptada a gatos para administração de broncodilatadores.

Em exóticos diagnosticaram-se 2 casos de pneumonia, um numa tartaruga chinesa de carapaça mole e outro num coelho. Um papagaio cinzento de cauda vermelha apresentou-se com alteração da voz, dispneia, taquipneia, prostração e anorexia. As radiografias revelaram lesões granulomatosas localizadas nos pulmões e nos sacos aéreos. Os diagnósticos diferenciais principais eram aspergilose, tuberculose e micoplasmose. Iniciou-se um tratamento para um diagnóstico presuntivo de aspergilose com administração de terbinafina PO.

2.2.10. Neurologia

Na área clínica de Neurologia acompanharam-se 17 casos.

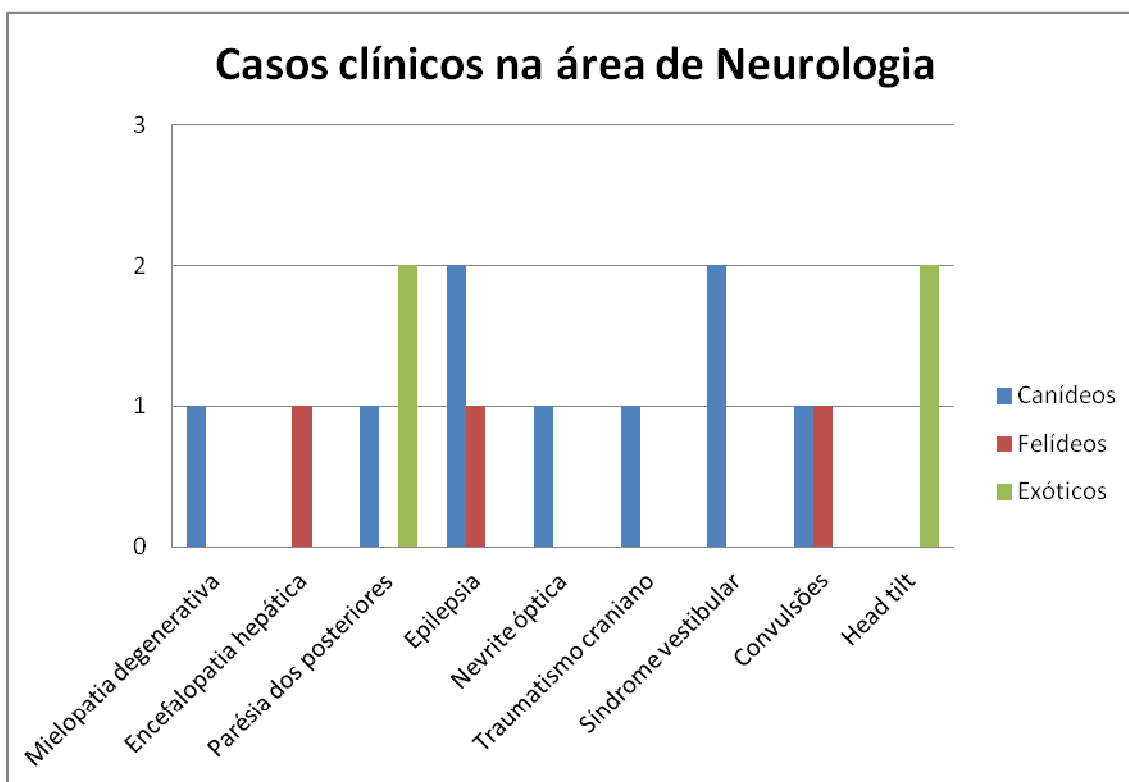


Gráfico 14 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Neurologia em cada grupo de espécies. (n= 17)

Em canídeos as doenças mais comuns foram a epilepsia e a síndrome vestibular. Foram diagnosticadas também um caso de mielopatia degenerativa num Pastor Alemão, uma nevrite óptica com cegueira progressiva, um traumatismo craniano, uma parésia dos posteriores e um episódio de convulsões a partir do qual se aconselhou ao proprietário a realização de uma ressonância magnética craniana.

Em felídeos acompanharam-se um caso de epilepsia, um caso de encefalopatia hepática num paciente com hepatopatia diagnosticada e um caso de convulsões numa paciente com hipoglicémia secundária a linfoma intestinal.

Em exóticos diagnosticaram-se 2 casos de parésia dos posteriores por traumatismo, um num coelho e outro num Inseparável de Fischer. Dois coelhos apresentaram-se com torcicolo/*head tilt*.

O torcicolo/*head tilt* é normalmente um sinal de disfunção vestibular com sede no ouvido interno (provocada por otite interna) ou no cérebro. As causas mais comuns de doença neurológica nos coelhos são a infecção por *Pasteurella multocida* ou outras bactérias, a encefalitozoonose, a larva *migrans* cerebral, traumatismo vertebral e craniano, golpe de calor e toxémia.⁵

Um dos coelhos tinha sido diagnosticado e tratado contra *Encephalitozoon cuniculi*; o outro animal teria sofrido um traumatismo ou uma otite. Ambos recuperaram a qualidade de vida, mantendo, no entanto, a inclinação da cabeça.

2.2.11. Cardiologia e Angiologia

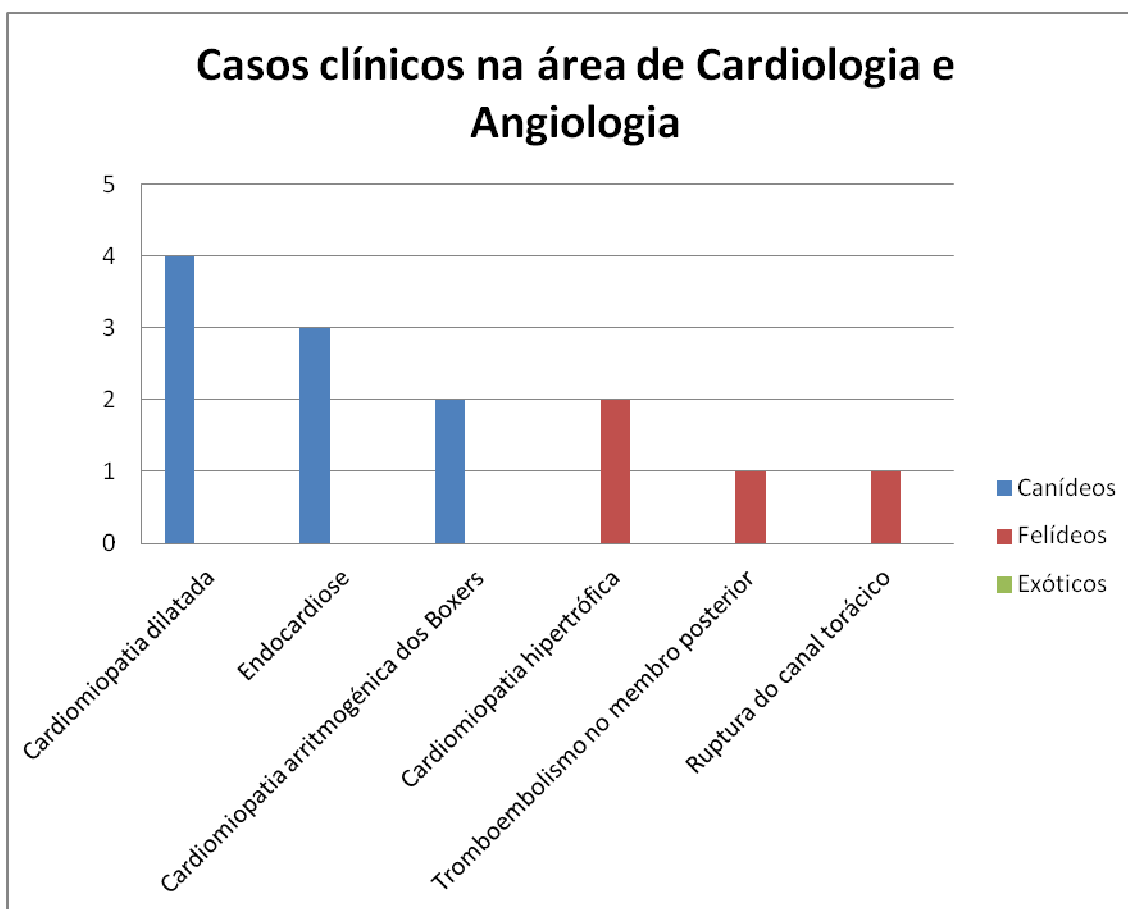


Gráfico 15 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Cardiologia e Angiologia em cada grupo de espécies. (n= 13)

Nesta área clínica acompanharam-se 13 casos clínicos, apenas em canídeos e felídeos.

Em canídeos as doenças acompanhadas foram a cardiomiopatia dilatada, a endocardiose e a cardiomiopatia arritmogénica dos Boxers.

A endocardiose é uma doença degenerativa das válvulas atrioventriculares e é a causa mais comum de doença cardíaca no cão. A válvula mitral é a mais afectada; os animais mais afectados são indivíduos de meia-idade a idosos de raças mais pequenas. Ocorre a degeneração do colagénio das válvulas, com formação de nódulos e placas nas margens livres e deformação e enfraquecimento das mesmas e das cordas tendinosas. Esta situação faz com as cúspides não coaptem correctamente e surge uma regurgitação, detectada através da auscultação de um sopro cardíaco holossistólico. Mecanismos compensatórios de aumento do volume circulante e do volume cardíaco permitem que o animal permaneça assintomático durante algum tempo. Os sinais clínicos mais comuns são a intolerância ao exercício, a tosse e a taquipneia. Ascite, edema pulmonar severo, arritmias e síncope podem ocorrer em situações de agudização ou descompensação.⁵⁸ Os casos de cardiomiopatia dilatada resultaram dos mecanismos compensatórios de aumento de volume cardíaco secundários a endocardiose.⁵⁹ A electrocardiografia e a radiografia torácica lateral e dorsoventral, utilizando o índice vertebral, permitiram suspeitar e diagnosticar, respectivamente, a cardiomegália. O diagnóstico definitivo foi feito através de ecocardiografia.

Foram acompanhados dois Boxers com taquiarritmia ventricular. Um deles apresentava episódios de síncope sem dilatação cardíaca. O outro não apresentava sinais clínicos aparentes. Ambos foram submetidos a ecocardiografia e a monitorização durante 24 horas com um aparelho de Holter.

Nos felídeos os casos acompanhados foram a cardiomiopatia hipertrófica, um tromboembolismo num membro posterior e a ruptura do canal torácico.

Os casos de cardiomiopatia hipertrófica ocorreram todos secundariamente a hipertiroidismo. Este altera a função cardiovascular através dos efeitos directos das hormonas tiroideas no miocárdio e na circulação periférica e do aumento da actividade simpática. As hormonas da tiróide provocam hipertrofia do miocárdio, aumento da contractilidade e da frequência cardíaca. Os sinais clínicos mais comuns são sopro cardíaco sistólico, hipertensão, taquicardia sinusal e outras arritmias.⁶⁰ O diagnóstico foi feito recorrendo a electrocardiografia, radiografias e ecocardiografia.

Um felino com 18 anos foi observado numa situação de dispneia severa, dilatação abdominal e edema subcutâneo generalizado. Os procedimentos de urgência envolveram oxigenoterapia por máscara, administração de furosemida e de succinato sódico de metilprednisolona IV. A presença de efusão torácica e abdominal obrigou à realização de toracocentese e abdominocentese, durante as quais foi recolhido um líquido quiloso. Com estes procedimentos conseguiu-se estabilizar o animal. O exame ecográfico fazia suspeitar da existência de um tumor na base do coração, junto aos grandes vasos, que teria provocado a ruptura do canal

torácico e a acumulação de líquido linfático no tórax e no abdómen. A situação agudizou novamente uns dias depois e o proprietário optou pela eutanásia.

2.2.12. Odontoestomatologia

Foram observados 19 casos clínicos na área de Odontoestomatologia.

A doença periodontal foi a mais comum em canídeos e felídeos. Em canídeos acompanharam-se ainda casos de persistência de dentes decíduos.

Em exóticos acompanharam-se 3 coelhos e 1 porquinho-da-Índia com má oclusão dentária. Um dos coelhos apresentava um prognatismo mandibular acentuado que impossibilitava o desgaste adequado dos incisivos. Os restantes animais apresentavam má oclusão ao nível dos pré molares e molares com presença de espículas, sendo submetidos a redução do bordo coronal sob anestesia geral.

Foi acompanhado um caso de pseudo-odontoma num esquilo de Richardson. Um pseudo-odontoma é uma exostose de desenvolvimento lento com origem na raiz do dente. Esta situação é comum em cães da pradaria e pode estar relacionada com factores nutricionais e comportamento de roer o metal da jaula. Os animais apresentam-se com dispneia, respirando de boca aberta, e, ocasionalmente, com corrimento nasal. A resolução definitiva implica a extracção dos incisivos e do pseudo-odontoma. A extracção dos dentes incisivos é uma operação difícil devido ao elevado risco de fractura dos mesmos. Optou-se pela rinostomia, uma solução paliativa, com introdução de uma cânula, improvisada a partir de um cateter urinário com 2,6 mm de diâmetro, caudalmente ao pseudo-odontoma. Esta cânula deve ser desobstruída pelo menos duas vezes ao dia com acetilcisteína diluída em soro fisiológico. (Comunicação pessoal)

Observaram-se 2 casos de laceração/úlceras da língua, um num coelho com má oclusão grave e o outro numa jandaia amarela.

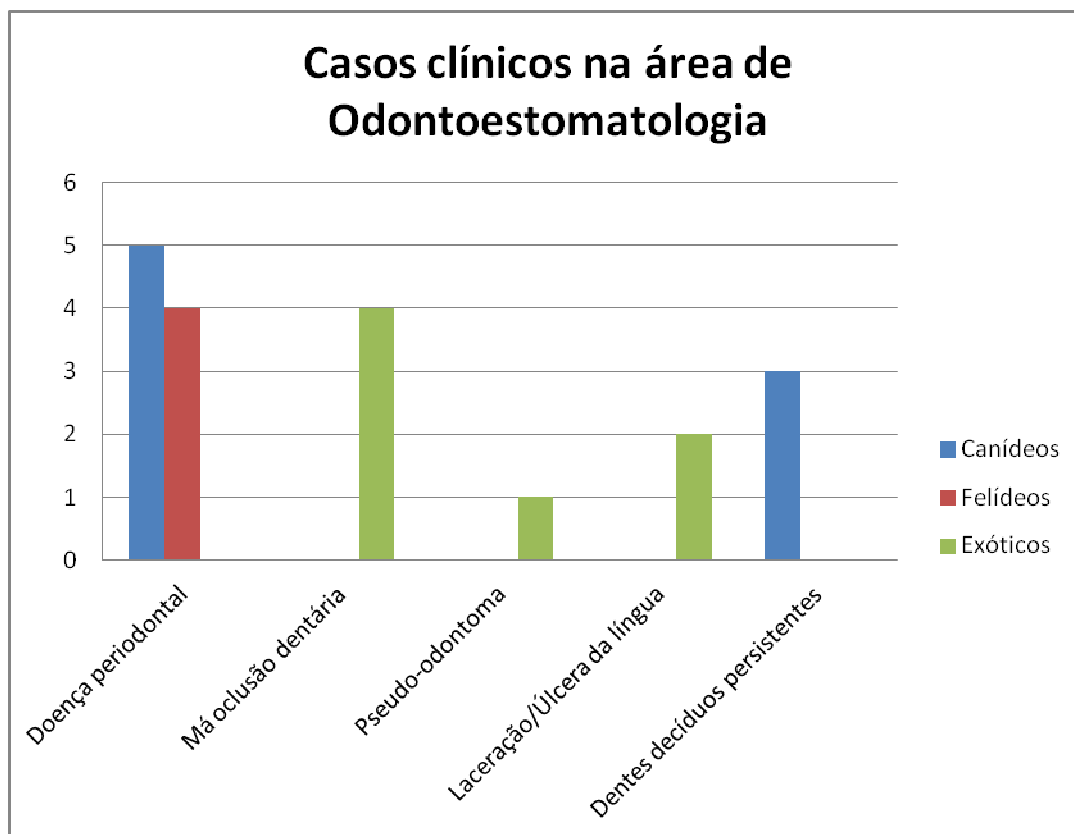


Gráfico 16 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Odontostomatologia em cada grupo de espécies. (n= 19)

2.2.13. Oftalmologia

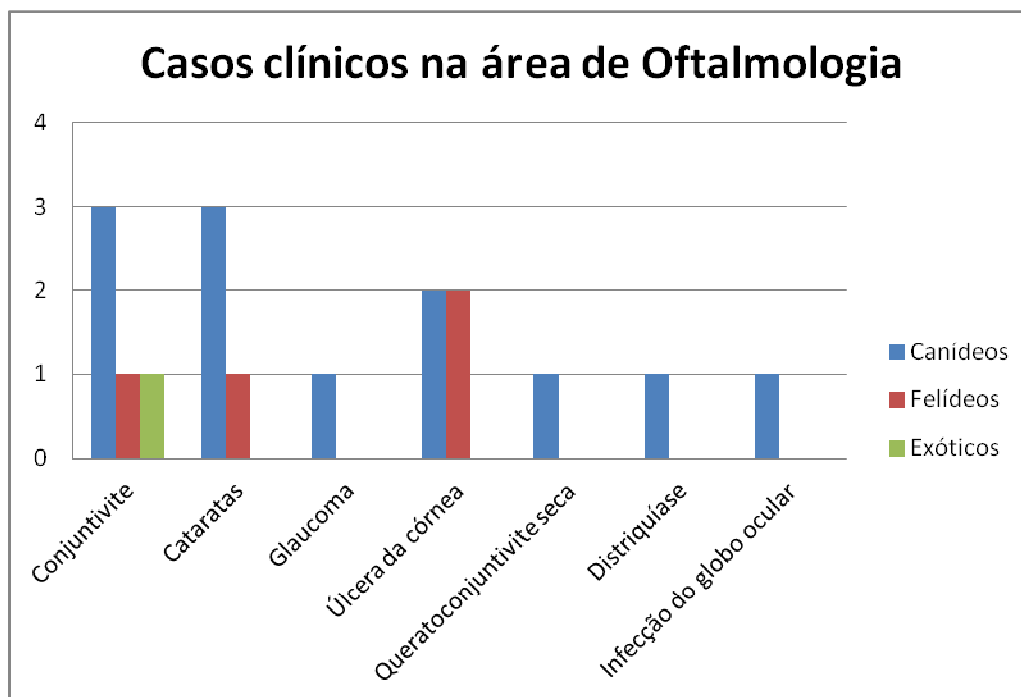


Gráfico 17 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Oftalmologia em cada grupo de espécies. (n= 17)

Acompanharam-se 17 casos clínicos na área de Oftalmologia. Os casos clínicos mais complicados ou que exigem equipamento de diagnóstico não disponível nesta clínica são prontamente referenciados para outros colegas com maior experiência nesta área.

Em canídeos foram mais frequentes os casos de conjuntivite e de cataratas uni ou bilaterais, com 3 casos clínicos cada. A úlcera da córnea foi a segunda mais frequente. Acompanharam-se também casos de glaucoma, queratoconjuntivite seca, distriquíase e infecção do globo ocular.

Em felídeos a doença mais frequente foi a úlcera da córnea infligida por traumatismo. As outras situações em felídeos foram a conjuntivite e as cataratas.

Em exóticos observou-se um caso de conjuntivite num coelho.

2.2.14. Oncologia

Durante o estágio acompanharam-se 44 casos oncológicos.

A maior parte das neoplasias mamárias foi diagnosticada por exame histopatológico como adenocarcinomas mamários.

Em canídeos as doenças mais frequentes foram as neoplasias mamárias, com 7 casos, e os mastocitomas e os lipomas, com 4 casos clínicos cada.

Em felídeos, os casos observados com maior frequência foram as neoplasias mamárias, os lipomas, os carcinomas das células escamosas e os fibrossarcomas.

Em exóticos acompanhou-se um caso de neoplasia testicular e um caso de neoplasia hepática, ambos em hamsteres.

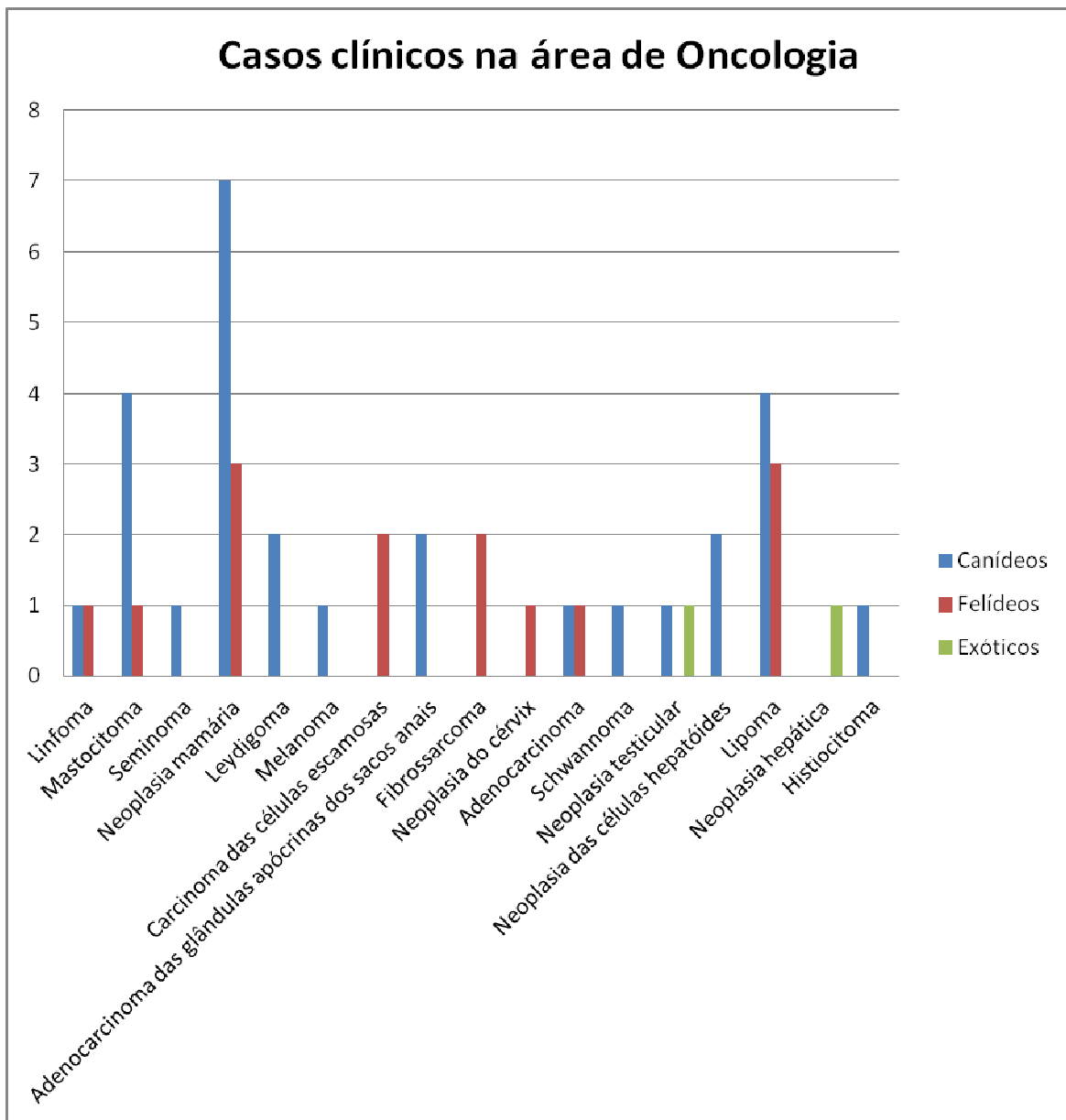


Gráfico 18 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Oncologia em cada grupo de espécies. (n= 44)

2.2.15. Etologia

Na área de Etologia foram acompanhados casos de agressividade, ansiedade, depressão e disfunção cognitiva geriátrica em canídeos. Em felídeos foram mais frequentes as situações de marcação de território, seguidas da disfunção cognitiva geriátrica. Nesta área clínica não se observaram casos em exóticos.

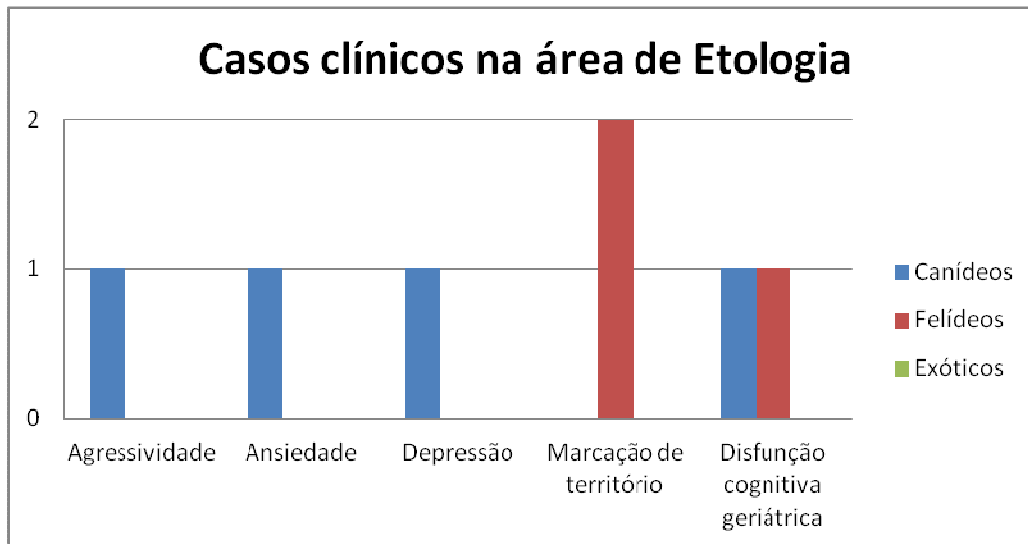


Gráfico 19 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Etologia em cada grupo de espécies. (n= 7)

2.2.16. Doenças metabólicas

As doenças metabólicas foram apenas identificadas em espécies exóticas. A principal causa destas doenças é a alimentação incorrecta dos animais e más condições de manejo. Estas situações são mais frequentes em répteis e em aves. Muitas tartarugas são alimentadas apenas com camarões que possuem um valor nutricional muito baixo. Além disso, a radiação ultravioleta não é fornecida em quantidade adequada e o cálcio não é suplementado na dieta dos répteis. Muitos proprietários continuam a alimentar os seus psitacídeos unicamente com sementes, sendo as sementes de girassol as mais fornecidas aos papagaios.

Uma vez que nem todos os proprietários de lojas de animais estão habilitados a informar os clientes sobre as necessidades dos animais, os veterinários deverão ser a principal fonte de informação com rigor científico. As doenças metabólicas poderão ser evitadas se os proprietários forem incentivados a realizar consultas de manejo e de acompanhamento anual.

A situação mais frequente foi a hipovitaminose A/B em tartarugas.

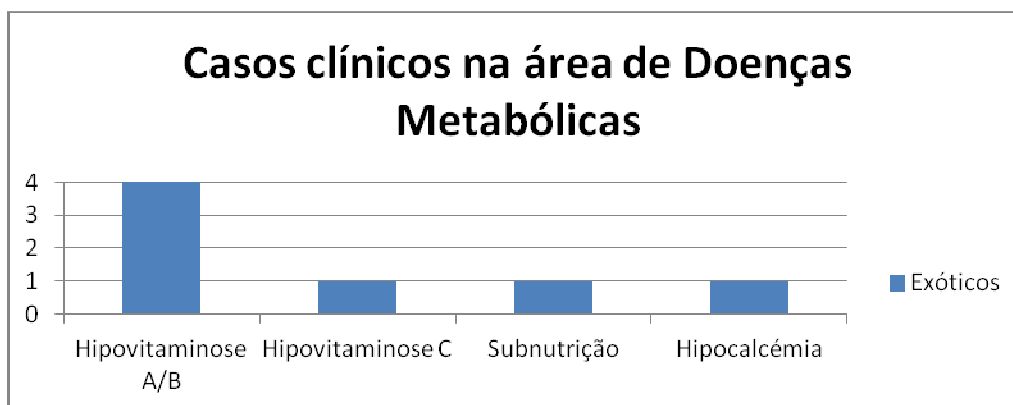


Gráfico 20 - Frequência absoluta de casos clínicos na área clínica de Doenças Metabólicas nas espécies exóticas. (n= 7)

2.3. Patologia cirúrgica

Durante o estágio acompanharam-se 79 casos de patologia cirúrgica. Os canídeos foram os pacientes mais representados, totalizando 52% da casuística cirúrgica; seguiram-se os felídeos com 33% e as espécies exóticas com 15% dos casos.

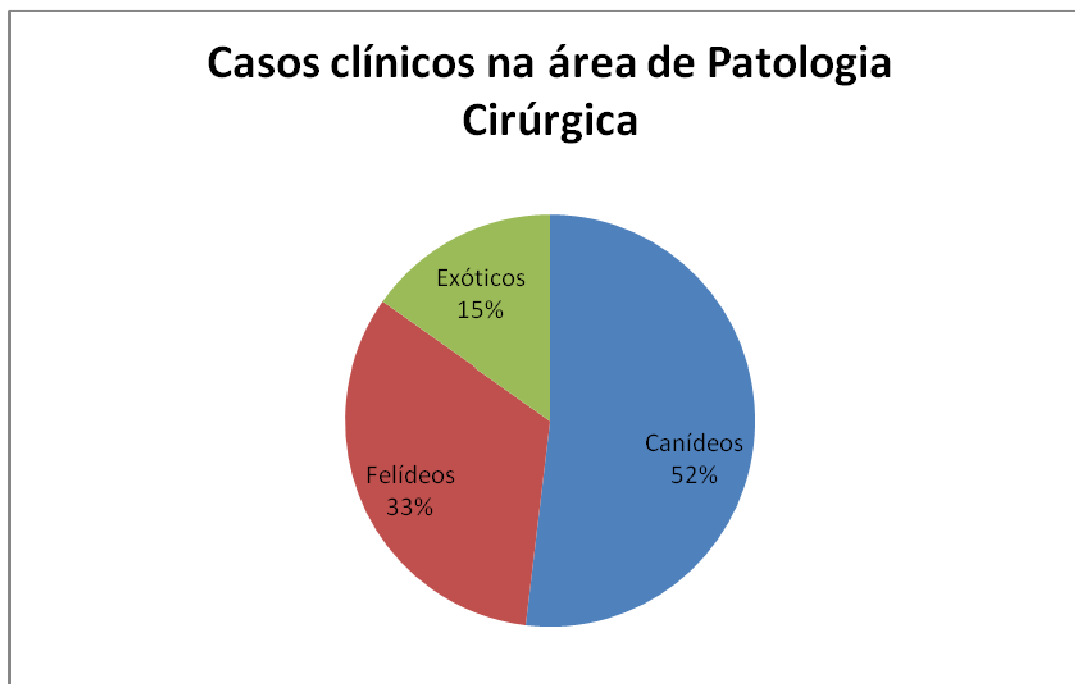


Gráfico 21 - Frequência relativa de número de casos na área de Patologia Cirúrgica por grupo de espécies.

Em canídeos, as cirurgias mais frequentes foram a exérese de tumor cutâneo (10), a ovário-histerectomia (9) e a mastectomia (5). A quase totalidade de orquiectomias realizadas em canídeos deveu-se a neoplasia testicular. Nas fêmeas, cerca de metade das ovário-histerectomias ocorreram por piómetra e uma teve carácter abortivo. O número de cirurgias de carácter profilático do aparelho reprodutor foi bastante baixo nesta espécie. Realizaram-se ainda 2 cirurgias de resolução de oto-hematoma, assim como de nodulectomia mamária e de sutura de laceração cutânea profunda.

Em felídeos, as cirurgias mais frequentes foram a orquiectomia (11) e a ovário-histerectomia (8). Nesta espécie, a totalidade de orquiectomias teve carácter electivo, assim como a grande maioria das ovário-histerectomias, ocorrendo apenas duas por motivos de piómetra. Os proprietários de felídeos estão muito mais disponíveis à esterilização/castração destes animais do que os de canídeos. Isso pode dever-se à diferença de custo do procedimento e aos comportamentos sexual e territorial mais marcados nos felídeos.

Nas espécies exóticas, realizou-se uma orquiectomia num hamster por neoplasia testicular, uma ovário-histerovaginectomia numa coelha por hiperplasia quística do endométrio e quisto luteínico, uma exérese de tumor cutâneo num hamster, uma esofagostomia numa tartaruga, uma rinostomia num esquilo e uma amputação de um membro posterior num pombo. O

procedimento mais frequente foi, no entanto, a correcção de má oclusão dentária. A má-oclusão dentária tem, na maioria das vezes, carácter crónico, sendo necessária uma correcção rotineira com periodicidade variável consoante a gravidade do problema.

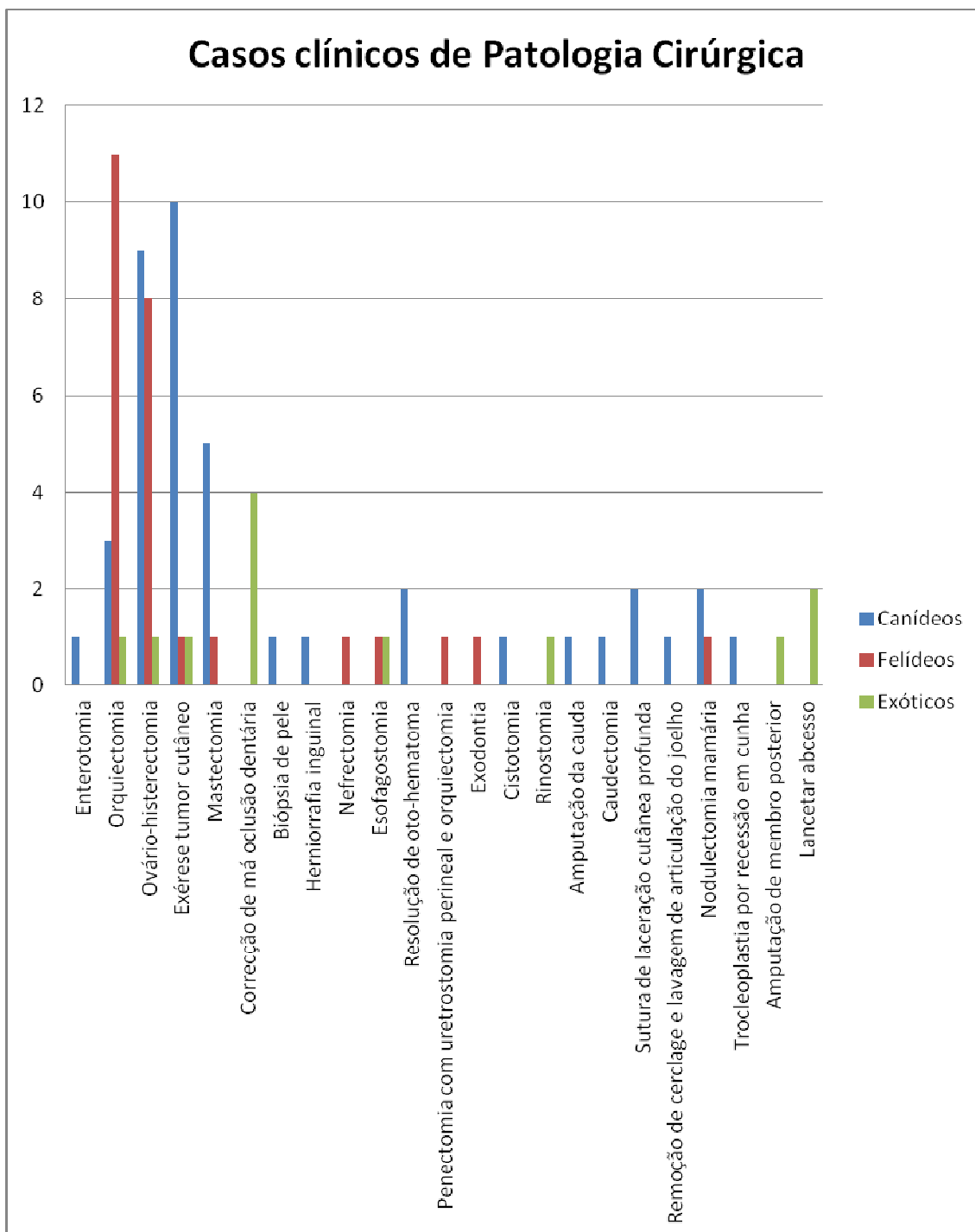


Gráfico 22 – Frequência absoluta de casos de Patologia Cirúrgica em cada grupo de espécies. (n= 79)

2.4. Meios complementares de diagnóstico

Durante o estágio realizei 499 exames complementares de diagnóstico. As análises clínico-laboratoriais foram, de longe, as mais utilizadas; seguiram-se as técnicas imagiológicas, os exames da função cardiovascular, as análises anatomo-patológicas e, por fim, os testes oftálmicos.

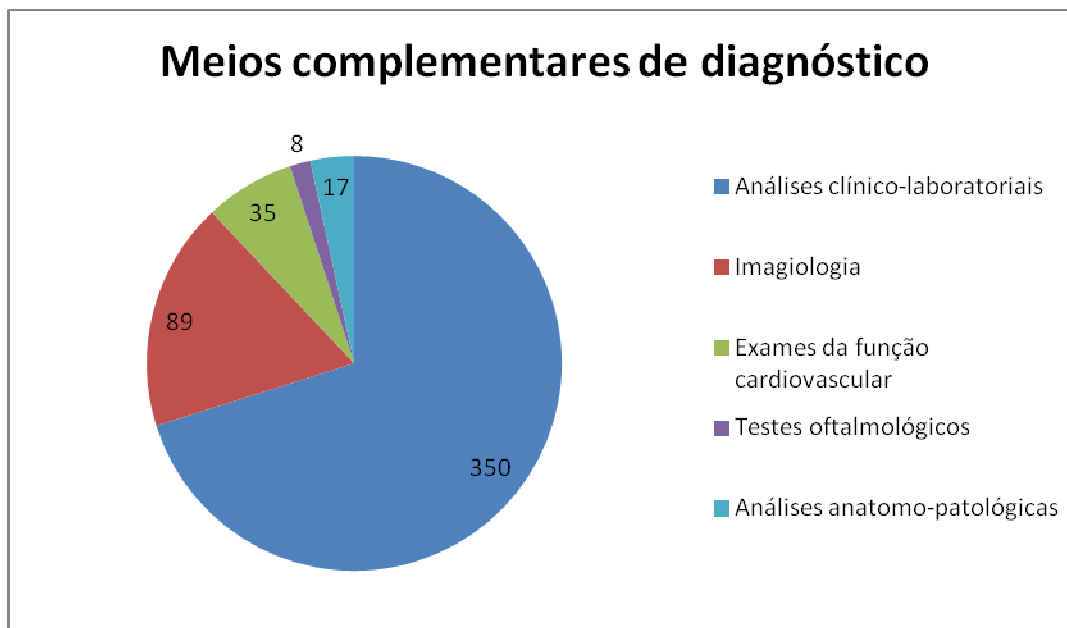


Gráfico 23 – Frequência absoluta dos diversos exames complementares de diagnóstico. (n= 499)

Entre as análises clínico-laboratoriais, as análises bioquímicas foram as mais efectuadas, seguindo-se o hemograma e o esfregaço sanguíneo. Este era muitas vezes realizado para observação das células sanguíneas, contagem diferencial de leucócitos e pesquisa de parasitas sanguíneos. Alguns hemogramas de gato não conseguiam ser efectuados na clínica, sendo enviados para um laboratório externo. Todas as análises serológicas também eram enviadas para processamento externo.

As análises coprológicas indicadas foram realizadas em animais exóticos. Estas incluem exames a fresco e colorações Gram. As amostras de cão e gato eram enviadas para laboratório externo.

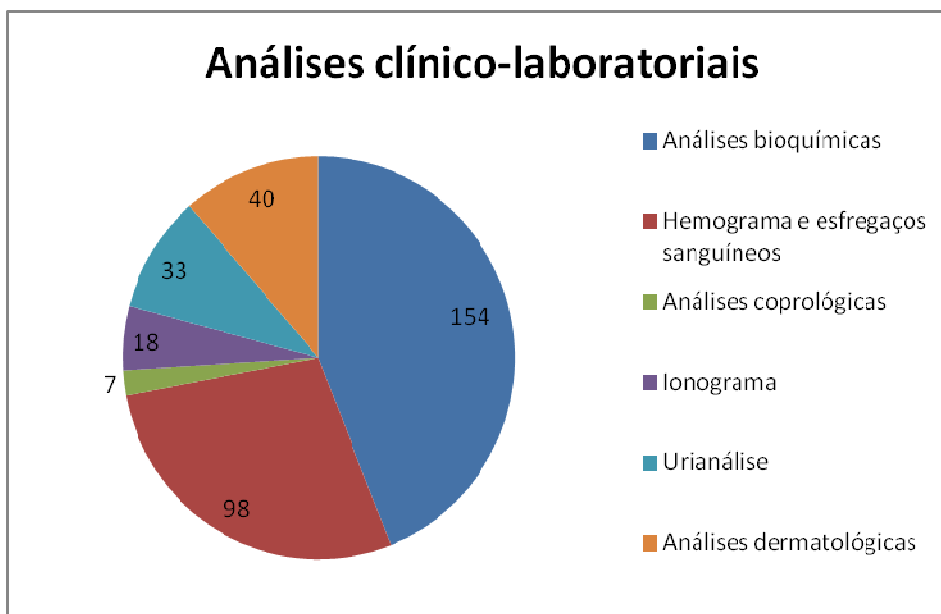


Gráfico 24 – Frequência absoluta dos diversos tipos de análises clínico-laboratoriais realizados. (n= 350)

A urianálise realizada era sempre o exame de tipo II, com análise do sedimento ao microscópio. A urocultura e o rácio proteína/creatinina urinário eram realizados em laboratório externo.

As análises dermatológicas consistiam em raspagens cutâneas, tricogramas, cultura fúngica em meio DTM e utilização da lâmpada de Wood. A identificação de parasitas cutâneos era realizada pelo médico veterinário.

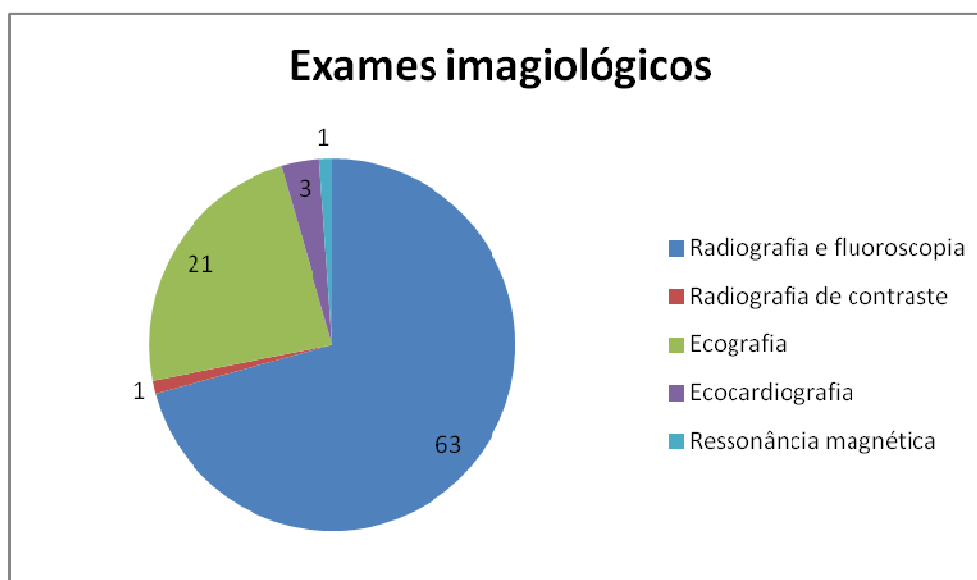


Gráfico 25 – Frequência absoluta dos diversos tipos de exames imagiológicos realizados. (n= 89)

O principal exame imagiológico utilizado foi a radiografia e/ou fluoroscopia. Nestes exames tive a possibilidade de preparar o aparelho, posicionar o animal, fazer a contenção, accionar o dispositivo e revelar a radiografia. A fluoroscopia foi bastante útil em animais exóticos, para avaliar realinhamento de fracturas, colocação de sondas ou cateteres intraósseos. O segundo

exame imagiológico mais utilizado foi a ecografia. Realizaram-se ainda 3 ecocardiografias e uma radiografia de contraste. Tive a possibilidade de assistir a uma ressonância magnética craniana realizada num hospital.

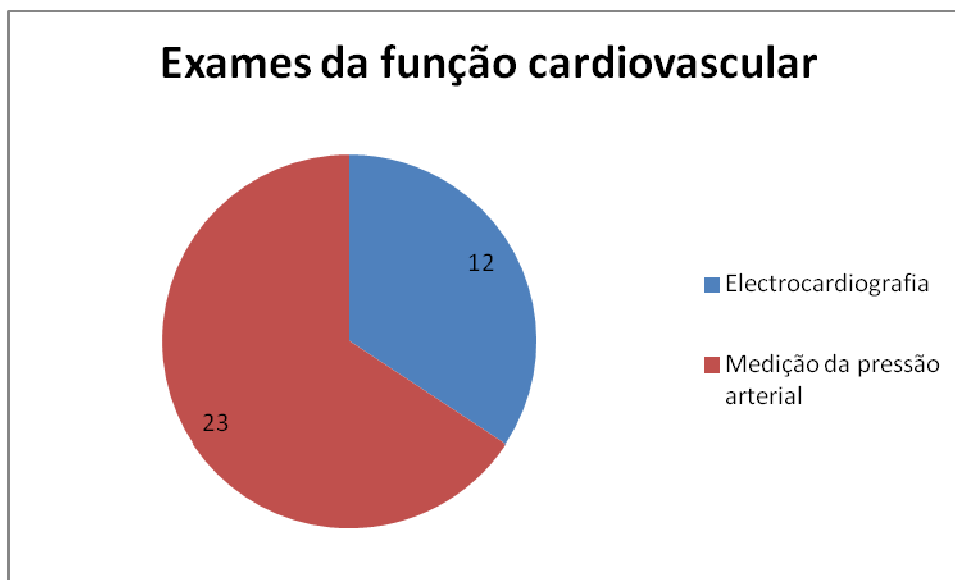


Gráfico 26 – Frequência absoluta dos diferentes tipos de exames da função cardiovascular realizados. (n= 35)

A electrocardiografia e a medição da pressão arterial são exames utilizados frequentemente nesta clínica para avaliação pré-anestésica e reavaliação de pacientes com problemas cardíacos e renais. Faz também parte do exame clínico de rotina em pacientes geriátricos.

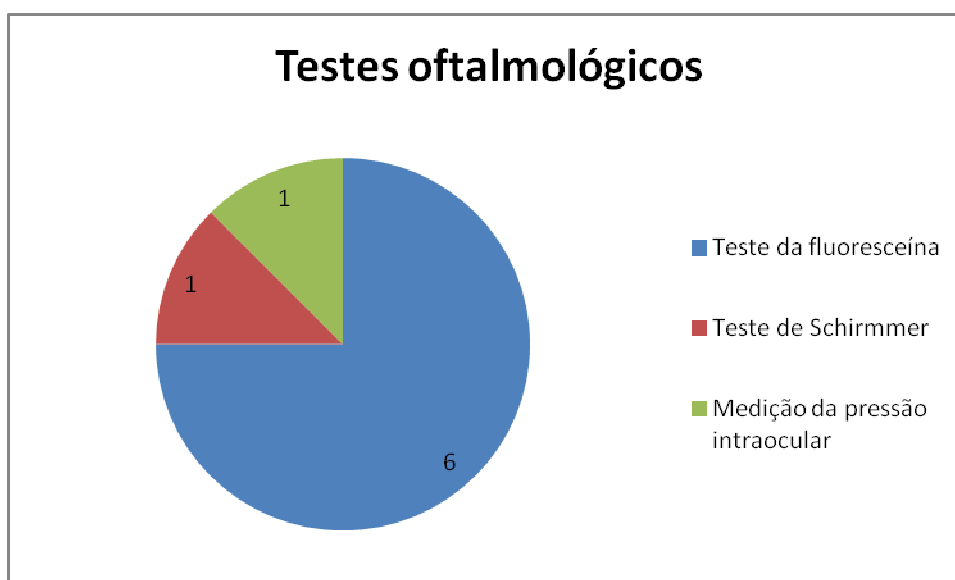


Gráfico 27 – Frequência absoluta dos diferentes tipos de testes oftalmológicos realizados. (n= 8)

Foram efectuados 8 exames oftalmológicos, sendo o mais comum o teste da fluoresceína, para verificação da integridade da córnea. O teste de Schirmer permite avaliar a produção de

lágrima e auxilia no diagnóstico de queratoconjuntivite seca. Em situações de glaucoma a pressão intraocular estará aumentada; a medição da pressão intraocular é, portanto, indicada para diagnosticar esta situação.

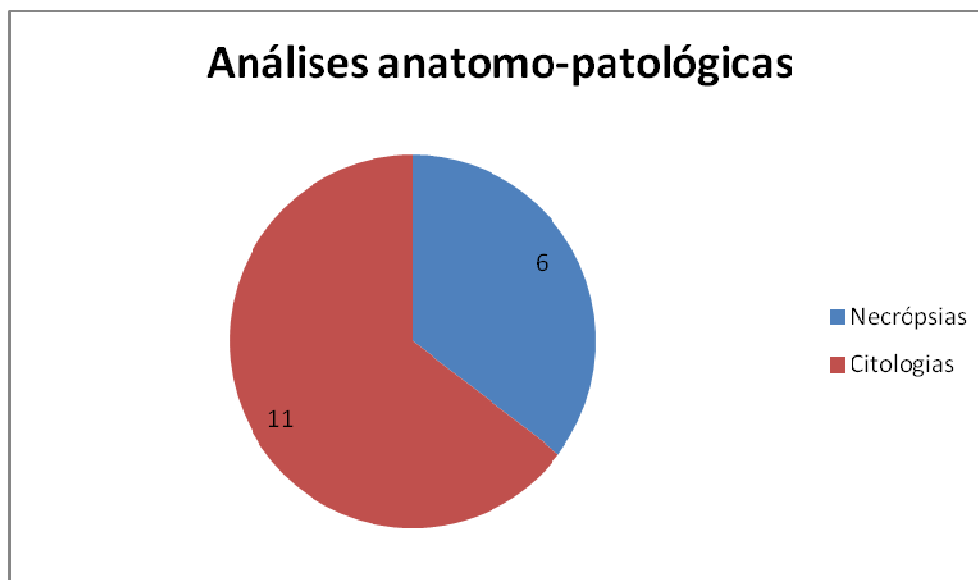


Gráfico 28 – Frequência absoluta dos diversos tipos de análises anatomo-patológicas. (n= 17)

A grande maioria das citologias e das necrópsias de canídeos e felídeos, assim como todos os exames histológicos são realizados na Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Técnica de Lisboa, onde gentilmente me permitiram assistir a alguns procedimentos.

Realizaram-se, no entanto, 11 citologias na clínica, entre punções aspirativas por agulha fina, esfregaços por aposição e citologias vaginais. As citologias sanguíneas, urinárias e de ouvido foram contabilizadas anteriormente.

Realizaram-se 4 necrópsias a animais exóticos e duas em felídeos. Para além do valor diagnóstico, as necrópsias em animais exóticos são extremamente úteis para revisão anatómica.

2.5. Outros procedimentos

Durante o estágio realizei 19 eutanásias através da injeção intravenosa, intraóssea ou intracardíaca de pentobarbital sódico.

A colheita de amostras e a colocação de cateteres intravenosos foram procedimentos realizados rotineiramente.

Tive também a possibilidade de realizar e assistir a procedimentos como a intubação oro-traqueal e oro-gástrica, administração de anestesia epidural, toracocentese, cistocentese e algaliação vesical.

Assisti e realizei destartarizações com ultrassons em felídeos e canídeos sob anestesia geral.

Monografia

3. Anestesia e analgesia de pequenos mamíferos

As espécies exóticas são cada vez mais populares como animais de companhia. Uma grande variedade de espécies de pequenos mamíferos é mantida como animais de estimação.³³

Estes animais variam anatomicamente e fisiologicamente dos animais de companhia mais comuns, o cão e o gato. Estas diferenças influenciam a forma como reagem ao manuseamento, doença e anestesia.³²

Alguns destes animais (coelho, rato e porquinho-da-Índia) são ou foram utilizados em larga escala em contexto laboratorial. Muitas das doses de alguns fármacos e parâmetros fisiológicos foram obtidos a partir dessas experiências. Ainda existem poucos estudos farmacológicos em pequenos mamíferos utilizados como animais de companhia, sendo habitual extrapolar doses obtidas em animais de laboratório.³³ É também comum extrapolar doses entre espécies mais próximas (e.g. porquinho-da-Índia e chinchila). As escolhas de fármacos e doses dependem muito da experiência pessoal do clínico.

A anestesia é utilizada nestes animais com duas finalidades. A primeira como imobilização, de forma a realização de um exame clínico mais cuidado ou realização de pequenos procedimentos, como colheita de sangue ou exames imagiológicos. A segunda é a realização de intervenções cirúrgicas, possíveis através da perda de consciência, relaxamento muscular e amnésia, sempre aliada a uma analgesia adequada ao tipo de intervenção.³²

O proprietário do animal deve ser informado detalhadamente dos riscos do procedimento, prognóstico e custo da intervenção. Muitos dos fármacos utilizados não estão licenciados para utilização nestas espécies.

3.1. Considerações pré-anestésicas

A anestesia de pequenos mamíferos é realizada aplicando técnicas e fármacos usados em pequenos animais. A anestesia destes animais possui riscos, como em todas as outras espécies. No entanto, a anatomia e fisiologia particular de cada espécie pressupõem uma sensibilidade diferente aos fármacos e à manipulação. Um bom conhecimento dessas idiosincrasias e a aplicação de princípios básicos reduz largamente esses riscos.³³

3.1.1. Anatomia e fisiologia

Os pequenos mamíferos têm um maior rácio superfície corporal/peso, associado a uma maior taxa metabólica e um maior consumo de energia.³³ Este facto aumenta a sua susceptibilidade à hipotermia, desidratação, hipoglicémia e hipóxia.³³ Os pequenos roedores começam a desenvolver lesões cerebrais com apenas 30 segundos de paragem respiratória. O aumento da necessidade de oxigénio está associado a uma maior ventilação alveolar.

As drogas injectáveis têm uma duração de acção mais curta do que em mamíferos maiores; por esse mesmo facto, normalmente é necessária uma maior dose por quilograma de peso vivo nestes animais.

A elevada taxa metabólica e as pequenas reservas de glicogénio predispõem à hipoglicémia no período peri-anestésico. Os coelhos desenvolvem facilmente lipidose hepática após períodos de jejum como 24 horas. Deve-se reduzir o período anestésico ao mínimo, induzindo apenas quando o cirurgião e/ou o equipamento estiverem preparados.

O metabolismo dos marsupiais é aproximadamente 30% mais baixo do que o dos mamíferos placentários. A temperatura corporal é também mais baixa.³⁷

A maioria dos pequenos mamíferos consultados nas clínicas são herbívoros, mas existem também omnívoros, insectívoros e carnívoros.

Grande parte dos roedores tem uma actividade nocturna. O manejo durante o internamento deve ser adaptado às suas características.

Os roedores e os coelhos não transpiram nem conseguem ofegar. A maior parte do calor é perdida através do pavilhão auricular e cauda (roedores).³⁴ Os furões também não transpiram; perdem calor ofegando ou deitando-se em superfícies frias.

3.1.1.1. Aparelho respiratório

Nos roedores e lagomorfos a laringe situa-se mais dorsalmente na orofaringe, com grande proximidade à nasofaringe, o que faz com que o ar passe directamente da nasofaringe para a laringe e traqueia sem entrar na cavidade oral, ou seja, a respiração é feita obrigatoriamente através das narinas.³³

A boca destes pequenos mamíferos limita grandemente o acesso à cavidade oral e à orofaringe. Nestas espécies a língua é comprida e pouco móvel, com um tórus que oculta a glote.²⁵ A epiglote está quase sempre dorsal ao palato mole. Como resultado, a intubação traqueal costuma ser um procedimento quase “às cegas”, em que o sucesso muitas vezes se prende com a sorte. O facto de nem sempre se conseguir uma via respiratória aberta pode provocar problemas durante a anestesia destes animais. Para complicar, tentativas repetidas de intubação “às cegas” provocam trauma significativo nas estruturas laríngeas.

Na chinchila e no porquinho-da-Índia, o palato mole possui lateralmente uns recessos velofaríngeos que estão em continuidade com a língua, e que, no seu conjunto, delimitam o *ostium palatale*. Esta é a única comunicação com a faringe e é por esta estrutura que o tubo endotraqueal deve ser passado.

Os roedores e lagomorfos necessitam de um maior gasto de oxigénio. Para aumentar a quantidade de oxigénio inspirada, em vez de possuírem pulmões maiores, possuem uma parede costal altamente móvel, uma capacidade vital maior e uma baixa capacidade residual pulmonar. Assim, conseguem expandir bastante os pulmões e expelir bastante ar com cada respiração. Têm também mais alvéolos de menor diâmetro, para permitir uma hematose maior. As vias respiratórias são curtas e a frequência respiratória é maior.³³

O aparelho respiratório dos furões é bastante semelhante ao dos gatos. Possuem uma grande capacidade pulmonar proporcionalmente ao seu tamanho.

A doença do tracto respiratório é muito comum em lagomorfos e roedores.^{33,34}

3.1.2. Stress

O factor principal que afecta a hospitalização de pequenos mamíferos é o *stress*, principalmente em espécies presa como o coelho, a chinchila e o porquinho-da-Índia.³³

A presença de sons fortes e de predadores provoca *stress*. Estes animais devem ser instalados num local à parte onde não vejam, cheirem ou ouçam predadores. Deve existir um controlo da luminosidade e da temperatura.³³

O *stress* provoca estimulação adrenérgica com libertação de catecolaminas que, por sua vez, podem provocar alterações no sistema cardiovascular (hipertensão), no sistema gastrointestinal e reduzida perfusão renal.³⁴ Um paciente estimulado por estes compostos reage de forma diferente à anestesia.³³

3.1.3. Jejum

Devido ao seu pequeno tamanho e metabolismo rápido, não é recomendado submeter os roedores e lagomorfos a um jejum prolongado. A água deve ser fornecida até 60 minutos antes da anestesia.¹⁰

Os coelhos não vomitam, por isso raramente é necessário jejum antes de uma anestesia.^{10,33} Por vezes um jejum de 1-2 horas pode ajudar ao reduzir a presença de comida na cavidade oral que poderá ser inalada, ou para reduzir o conteúdo gastrointestinal que poderá pressionar o diafragma ou dificultar a cirurgia abdominal.¹⁹

Os roedores também não conseguem vomitar.³³ Para minimizar o risco de aspiração de comida, principalmente em porquinhos-da-Índia que acumulam comida na boca, pode-se fazer um período de jejum curto, cerca de 3 horas.¹⁰ A comida deve ser retirada das bolsas jugais dos hamsteres.

Os petauros-do-açúcar necessitam de um jejum de 4 horas. Deve-se, no entanto, ter atenção com situações de hipoglicémia.³³

Os furões vomitam, por isso devem passar por jejum de 4 horas antes da anestesia.³³

Os dados fisiológicos de algumas das espécies de pequenos mamíferos são referidos no Anexo 1.

3.1.4. Contenção física

É necessária uma boa contenção física para realização do exame físico, para colheita de amostras e para administração de fármacos.

Deve-se fechar sempre todas as portas e janelas antes de abrir uma caixa transportadora. No caso de roedores que venham na própria jaula, retirar o máximo de acessórios para facilitar a captura. Antes de pegar num animal, preparar todo o equipamento ou material de que vamos necessitar para o procedimento em questão (exemplos: balança, máquina de radiografia ou seringa e agulha).

Todos os métodos de contenção devem permitir que o animal respire normalmente, sem comprimir demasiado o pescoço ou qualquer outra zona que prejudique a respiração ou a circulação de sangue. A contenção deve, no entanto, ser firme para que o animal não se debata e não consiga morder.

Os roedores não devem andar livremente sobre a mesa de observação porque não têm a percepção do final da superfície e caem facilmente. São mais fáceis de apanhar se primeiro forem confinados numa transportadora pequena ou jaula. Não devem ser colocados em caixas de cartão porque conseguirão escapar.

3.1.4.1. Coelho

O esqueleto dos coelhos representa apenas cerca de 7% a 8% do seu peso corporal.⁸ Devido à facilidade com que sofrem de *stress* e à musculatura maciça que possuem nos membros posteriores, em oposição à delicada natureza do esqueleto, são animais predispostos a fracturas na coluna e referidos membros.⁸ Por isso, a contenção e manipulação correcta é essencial para minimizar o risco de ocorrência de traumatismos.

Coelhos que estejam habituados a ser manipulados podem ser transportados junto ao corpo com uma mão por baixo do tórax e a outra suportando a porção posterior.⁸ (Figura 4 – Contenção de coelho junto ao corpo, com uma mão sob o tórax e a outra a suportar a porção posterior. Figura 4) Os restantes animais devem ser segurados pela pele interescapular e com a outra mão suportar a porção posterior. (Figura 5)



Figura 4 – Contenção de coelho junto ao corpo, com uma mão sob o tórax e a outra a suportar a porção posterior.⁷⁷

Figura 5 – Contenção de coelho segurando a pele interescapular e suportando a porção posterior com a outra mão.⁶⁸

Os coelhos podem ser transportados ao longo do braço, posicionando a cabeça debaixo do braço de quem o manuseia, cobrindo os olhos de forma a reduzir o *stress*.⁸ (Figura 6)



Figura 6 – Contenção de coelho junto ao corpo cobrindo os olhos com o braço.⁷³



Figura 7 – Contenção de coelho envolvendo-o numa toalha.⁷⁷

Envolver o animal numa toalha é uma técnica que possibilita alguns procedimentos como a colheita de sangue, sem que o animal escoeie ou arranhe. (Figura 7)

O coelho é contido sobre a mesa de observação segurando no cachaço e fazendo pressão com o resto do braço sobre o dorso do animal. (Figura 8) Outro método eficaz é a pessoa que

faz a contenção encostá-lo a si, segurando a parte posterior com uma mão e colocar a outra sobre a cabeça do animal, tapando os olhos. (Figura 9)



Figura 8 – Contenção de coelho sobre a mesa, segurando na pele interescapular e fazendo pressão com o braço.⁶⁶



Figura 9 – Contenção de coelho para administração subcutânea, cobrindo-lhe os olhos e encostando-o ao corpo.⁶⁶

Para examinar os incisivos, abdômen, genitália e membros, pode-se colocar o animal em decúbito dorsal ao longo do braço do clínico. Esta técnica provoca imobilização mas deve ser utilizada da forma mais breve possível. Segundo alguns autores, a resposta de imobilização que surge geralmente no coelho poderá ocorrer por este estar a ser sujeito a um elevado *stress* e não por relaxamento.¹⁹

3.1.4.2. Rato, gerbilo e degu

Estes animais nunca devem ser contidos pela cauda por risco de *degloving*, que consiste na separação da pele da cauda. Esta situação obriga à amputação.

Animais sociáveis podem subir para a palma das mãos. Depois podem ser contidos segurando pela pele do cachaço e da base da cauda. (Figura 10)

Consegue-se conter o animal colocando a mão sobre ele, contendo a cabeça entre o dedo indicador e médio. (Figura 11) Em animais um pouco maiores a cabeça será contida colocando o polegar e o indicador sob a mandíbula.²¹

Estas formas de contenção permitem o exame da região ventral do animal, dos dentes incisivos e a administração intraperitoneal.



Figura 10 – Contenção de gerbilo segurando a pele do cachaço e a base da cauda.²¹



Figura 11 – Contenção de gerbilo segurando-o com uma única mão, contendo a cabeça entre os dedos indicador e médio.

3.1.4.3. Ratazana, porquinho-da-Índia e esquilo

Na sua maioria, a ratazana e o porquinho-da-Índia são animais dóceis quando manipulados cuidadosamente. Inicialmente, deve-se segurar o animal à volta dos ombros. Ao levantar o animal, colocar a outra mão a suportar o peso do corpo, na parte posterior. Os membros anteriores podem ser cruzados sob a mandíbula, para prevenir que morda, ou pode-se usar o dedo polegar. (Figura 12 e Figura 13)

A técnica de contenção é semelhante nos esquilos, sendo aconselhada a utilização de luvas de couro, uma vez que a sua dentada pode ser bastante profunda. Não se deve pegar o animal pela cauda.

Algumas ratazanas acalmam-se quando colocadas sobre o braço do operador. Não se deve segurar pela pele do cachaço, a não ser que o animal esteja habituado, porque despoleta resposta agressiva. Em animais agressivos, pode-se segurar primeiro pela base da cauda até que seja possível rodear os ombros.

Para observação do porquinho-da-Índia sobre uma mesa, colocar as mãos caudalmente ao animal ou suportá-lo pelo abdómen.



Figura 12 – Contenção de ratazana, contendo a cabeça com o dedo polegar e suportando a porção posterior com a outra mão.⁷⁰



Figura 13 – Contenção de porquinho-da-Índia, semelhante à da ratazana.⁷²

3.1.4.4. Chinchila

São animais agitados mas normalmente dóceis. Quando estão assustados podem perder áreas consideráveis de pêlo; por esse facto não devem ser agarrados pela pele do cachaço. Colocar uma mão sob o abdómen e com a outra mão segurar gentilmente a base da cauda, para não provocar *degloving*.⁵³ (Figura 14)



Figura 14 - Contenção de chinchila com uma mão sob o abdómen e a outra na base da cauda.⁵³

3.1.4.5. Hamster

Se o animal estiver a dormir, tornar-se-á agressivo quando for acordado. A contenção é feita colocando a palma da mão sobre o animal e segurando a pele interescapular. (Figura 15) Deve-se segurar uma razoável área de pele, pois esta é muito móvel e o animal conseguirá mover-se se apenas se usar uma prega dorsal. Este método faz com que o animal abra a boca, permitindo a sua visualização.²¹ Deve-se ter cuidado para não provocar exoftalmia ou proptose dos globos oculares.



Figura 15 – Contenção de hamster, segurando a pele do cachaço desde a porção cranial aos ombros para impedir que morda.⁷¹

3.1.4.6. Ouriço

O ouriço está coberto por espinhos e enrola-se sobre si mesmo quando se sente ameaçado. Este facto dificulta o exame físico e faz com seja necessário utilizar luvas. O ideal será agarrá-lo pelo cachaço antes que se enrole, colocando um dedo sob a mandíbula. Um exame clínico completo só é possível com anestesia.

3.1.4.7. Petauro-do-açúcar

Alguns animais não habituados à manipulação tentarão morder prontamente. O animal deve ser suportado com a palma da mão, os dedos polegar e médio são colocados sob a mandíbula e o dedo indicador sobre a cabeça. (Figura 16) A base da cauda pode ser segurada para facilitar a contenção.⁸ O animal pode também ser colocado dentro de um saco de pano para contenção.



Figura 16 – Contenção de petauro-do-açúcar, colocando a cabeça do animal entre os dedos, para impedir que morda.

3.1.4.8. Furão

São animais geralmente dóceis e raramente mordem. Uma boa forma de contenção consiste em segurar o animal pela pele do cachaço, deixando o corpo suspenso.⁸ A pressão na prega de pele é mais importante do que a quantidade de pele agarrada. Esta técnica provoca uma diminuição da frequência cardíaca e um bocejo.⁶² (Figura 17)



Figura 17– A contenção de um furão pela pele interescapular acalma o animal e provoca um bocejo.



Figura 18 - Contenção de furão, segurando o tronco e a porção posterior.⁶⁵

Outra técnica consiste em segurar o animal ao nível dos ombros, usando o polegar para fixar a mandíbula, e suportar a parte posterior com a outra mão. (Figura 18) Esta é a técnica de contenção para administração de fármacos, medição da temperatura rectal e venopunção da veia cefálica. Os dedos indicador e polegar impedem o movimento da cabeça para morder.⁶⁵ Providenciar “subornos” calóricos ajuda a distrair o animal e a acalmá-lo.⁸

3.2. Exame físico e exames complementares

3.2.1. História pregressa

O manuseio inadequado muitas vezes predispõe as espécies exóticas a adoecerem. Deve ser recolhida uma história pregressa completa do animal, incluindo alimentação e hábitos de manuseio, doenças anteriores e sinais clínicos observados pelo dono.³² A avaliação pré-anestésica do animal é vital, pois pode dar indicações de processos patológicos que possam afectar a anestesia e qual o protocolo anestésico mais indicado para ser utilizado.³³ Alguns animais não permitem um exame físico completo sem anestesia.³²

3.2.2. Exame físico

Existe uma grande variabilidade de resposta aos anestésicos. O estado clínico do animal previamente e o tipo de procedimento são factores significativos na mortalidade relacionada com a anestesia.³³ Mesmo que se trate de um procedimento de rotina, um exame clínico cuidadoso é muito importante.

O animal deve ser observado inicialmente na transportadora ou numa jaula para detectar sinais de dispneia ou outras doenças. O exame físico deve ser efectuado provocando o menor *stress* possível para o animal; para isso é necessária uma boa contenção e um exame clínico rápido mas completo. Manipular estes animais vai produzir alterações significativas nas suas constantes vitais.³³

Exceptuando os procedimentos electivos, a maioria dos pacientes que necessitam de cirurgia estão doentes e debilitados.³³ O exame clínico vai permitir determinar se o animal está apto para uma anestesia ou se precisa de ser estabilizado previamente. A anestesia deve ser adiada até que o paciente seja estabilizado através de fluidoterapia, aquecimento e suporte nutricional ou tratamento específico, como a administração de antibióticos ou analgésicos.^{32,33} A utilização de um anestésico com efeitos cardiovasculares num paciente desidratado pode levar a falha circulatória.³³

É extremamente importante determinar com exactidão o peso do animal, de forma a determinar o estado nutricional, para calcular doses de fármacos e poder fazer uma avaliação da evolução do animal após o tratamento.³² Para isso utilizam-se pequenas balanças com medição até 1g e com possibilidade de tara.

O exame físico de pequenos mamíferos é semelhante ao dos animais de companhia. É importante conhecer as doenças mais comuns de cada espécie, tendo em conta a idade, o género e as condições de manejo.

3.2.3. Exames complementares

Os exames complementares mínimos incluem a determinação das proteínas totais, glucose e ureia no sangue, hematócrito, esfregaço sanguíneo e densidade urinária. Estes parâmetros ajudam a determinar o estado de hidratação e nutricional do animal.³² Aproximadamente 10% do volume sanguíneo pode ser recolhido para análises laboratoriais. Num animal doente, este valor é inferior.

Podem ser realizados outros exames complementares como ecografia, radiografia e exames laboratoriais mais extensos de acordo com a doença.

3.3. Vias de administração

Os locais de administração de fármacos ou de fluidoterapia podem variar entre espécies. Os volumes máximos a administrar também variam entre espécie e via de administração, de forma a evitar lesão tecidual. Alguns fármacos podem ser irritantes, não devendo ser administrados pelas vias SC, IM e IP.

As vias de administração de fármacos a algumas das espécies de pequenos mamíferos estão descritas no Anexo 2.

3.3.1. Oral

A administração oral de fármacos pode ser feita misturando no alimento ou água do animal ou através de uma seringa. A ponta da seringa deve ser introduzida lateralmente aos incisivos (nos roedores e lagomorfos) e uma pequena quantidade do fármaco administrada de cada vez, para evitar falso trajecto.³⁴

3.3.2. Intramuscular

As injeções intramusculares em pequenos mamíferos, particularmente roedores, podem provocar necrose, dor e automutilação.^{11,32,33} A região caudal da coxa deve ser evitada por risco de lesão do nervo ciático.^{23,32} O local mais comum de administração é a musculatura lombar.³⁴ Volumes grandes devem ser divididos por vários locais de administração.³⁴

3.3.3. Subcutânea

A cateterização e a manutenção do cateter são difíceis em roedores. Por isso os fluídos são normalmente administrados em bólus por via subcutânea ou intraperitoneal, sempre aquecidos à temperatura corporal.^{32,34} Esta é normalmente a via de administração mais fácil, sendo usualmente utilizada a pele interescapular. Pode-se utilizar também a prega de pele da região lombar.³⁴ A absorção de fármacos do espaço subcutâneo é mais lenta do que em outras vias.¹¹ A administração no patágio dos petauros-do-açúcar leva a uma absorção ainda mais lenta.

3.3.4. Intraperitoneal

A via intraperitoneal é muito utilizada para administração de fluidoterapia em roedores. A absorção é mais rápida do que a da via subcutânea e permite administrar maiores volumes. No entanto, pode causar algum desconforto, devendo ser utilizada em animais sedados ou anestesiados. Os principais riscos são a peritonite e a criação de aderências. Os fluidos devem ser aquecidos.³²

O local de administração é o quadrante caudal direito.³⁴ O animal deve ser colocado em decúbito dorsal, com o local de administração cirurgicamente preparado.^{23,32} A dose de anestésicos deve ser superior à das vias intramuscular e subcutânea, uma vez que as drogas administradas por esta via sofrem metabolização por primeira-passage no fígado.^{11,32}

3.3.5. Intravenosa

O acesso intravenoso em animais exóticos é tecnicamente mais difícil, e, em muitas espécies, é necessária sedação ou mesmo anestesia. Nos pequenos mamíferos as vias disponíveis são as veias cefálica, safena, jugular, sublingual, marginal auricular⁸ e caudal.^{8,32} Em algumas espécies a veia cava cranial pode ser utilizada mas com riscos.⁸ (Figura 19) A via retrobulbar é utilizada em hamsteres e ratos em meio laboratorial. Deve-se evitar a administração de volumes muito grandes pois pode ocorrer sobrecarga de volume.³³ Aqueles são também os locais de colheita de sangue.



Figura 19 – Flebotomia da veia cava cranial num furão.⁸

3.3.6. Intraóssea

A cateterização intraóssea é ideal para administração de fluidos e fármacos de emergência, e é utilizada quando não se consegue o acesso intravenoso.³² O local de cateterização varia com a espécie. A técnica deve ser criteriosamente asséptica, com uma preparação semelhante à cirúrgica. Em animais conscientes deve-se usar anestesia local na pele e no músculo.

Uma pequena agulha hipodérmica pode ser utilizada como cateter intraósseo, usando um pouco de cerclage como estilete, para evitar a obstrução da agulha.

A porção proximal do fêmur e da tíbia são os locais mais comuns. Segura-se o membro com a mão não dominante e a extremidade proximal do osso é palpada. A agulha é colocada num

sentido anterógrado, rodando suavemente enquanto se aplica uma pressão constante, de forma a perfurar o córtex. Assim que entra na cavidade medular, deixa de haver resistência. A colocação correcta pode ser verificada administrando uma pequena quantidade de soro fisiológico estéril, que não deverá ter resistência. A manipulação do canhão da agulha deverá mover o osso e a ponta não deverá ser sentida no músculo à volta do osso. Pode-se usar fluoroscopia ou radiografia para verificar o posicionamento correcto. Se o cateter permanecer durante algum tempo deve ser acoplado a um sistema de soro esterilizado. O canhão da agulha deverá ser fixado com fita de seda e/ou suturado.³² A fita de seda é a mais indicada nestas espécies pois é hipoalergénica, menos irritante e mais fácil de retirar sem provocar lesões na pele, possuindo, no entanto, boa capacidade adesiva.

3.3.7. Intracardiaca

Pode ser necessária a administração intracardiaca de fármacos de urgência.³⁴ Esta deve ser realizada do lado esquerdo, introduzindo a agulha no espaço intercostal, no local onde se sente o choque precordial. Ao realizar o refluxo, deve sair sangue. Os riscos desta via incluem a lesão do miocárdio, o tamponamento cardíaco e a morte.³⁴

3.4. Anestesia

A anestesia é definida como um estado de inconsciência, no qual existe uma sensibilidade e resposta a estímulos nocivos reduzidos.¹⁶

Se o animal for dado como apto para a anestesia, deverá ser formulado o plano anestésico mais indicado para o procedimento e para o animal em questão. A anestesia divide-se em quatro etapas: preparação ou pré-medicação, indução, manutenção e recuperação.

3.4.1. Risco anestésico

Para a indução de anestesia é necessário o uso de fármacos que não estão isentos de toxicidade. O risco que o animal corre ao ser anestesiado depende do seu estado de saúde, do tipo de procedimento e da duração, da experiência do cirurgião e anestesista e do equipamento e instalações disponíveis para o procedimento.

Tabela 2 – Classificação ASA para categorias do risco anestésico.⁷⁶

Risco anestésico	Descrição
I	Paciente saudável submetido a cirurgia electiva.
II	Paciente com afecção sistémica leve sem incapacidade óbvia, submetido a cirurgia de rotina.
III	Paciente com afecção sistémica moderada, apresentando sintomatologia moderada (anemia, piréxia) ou que vai ser submetido a cirurgia de procedimento difícil.
IV	Paciente com afecção sistémica grave que põe em risco a sua vida e afecta negativamente a anestesia ou que vai ser submetido a cirurgia de procedimento extremamente difícil.
V	Paciente moribundo que corre grande risco de vida com ou sem cirurgia.
E	Esta subclasse deve ser adicionada a qualquer uma das anteriores sempre que a anestesia seja uma urgência.

Apesar do cálculo exacto de drogas e de monitorização anestésica cuidada, qualquer anestesia deprime as funções metabólicas normais, como a termorregulação e função cardiorrespiratória. O tempo de anestesia pode ser reduzido se todas as drogas e equipamento forem preparados antes de anestesiarem o animal.³³

3.4.2. Medicação pré-anestésica

A combinação de fármacos de diferentes classes permite ao clínico obter uma anestesia mais balanceada. Ao combinar diferentes drogas, as suas doses deverão ser diminuídas, reduzindo os seus efeitos adversos (excepto se os fármacos tiverem os mesmos efeitos adversos).¹¹

O clínico deverá conhecer os fármacos existentes e a sua interacção, bem como características da espécie ou do indivíduo em questão, de forma a escolher o protocolo mais adequado para cada procedimento.

A pré-medicação tem como objectivos a redução do *stress* produzido pela contenção e indução, reduzir a dose de anestésicos necessária, reduzindo o risco de efeitos adversos dos mesmos nos períodos intra e pósoperatório, promover uma indução e recuperação anestésicas suaves e rápidas, minimizando as complicações, melhorar o relaxamento muscular e reduzir a resposta a estímulos intra-operatórios.³²

Nas espécies exóticas não se utiliza pré-medicação de longa duração, uma vez que se pretende uma recuperação anestésica rápida. Da mesma forma é preferível utilizar anestésicos voláteis, quando tal for possível.³²

Após a administração da pré-medicação para sedação, o animal deve ser deixado num local escuro e sossegado, de preferência dentro da sua própria transportadora ou jaula, sem acesso a alimentos ou água, durante 10 a 30 minutos para que os fármacos façam efeito.²³ Nesta altura deve-se providenciar uma pré-oxigenação.^{11,33}

3.4.2.1. Anticolinérgicos

3.4.2.1.1. Atropina

A atropina é utilizada para reduzir as secreções brônquicas e salivares, antagonizar a bradicardia provocada pelos anestésicos e opióides e, ao mesmo tempo, proteger o coração da inibição vagal provocada pela intubação ou manipulação cirúrgica das vísceras.^{11,32,33,40}

Efeitos indesejáveis: pode tornar as secreções mais viscosas, promovendo a obstrução da traqueia e tubo endotraqueal.^{32,33} Doses moderadas produzem dilatação pupilar e taquicardia e inibem a acomodação pupilar; não se deve utilizar se a frequência cardíaca já estiver aumentada. Doses altas diminuem a motilidade gastrointestinal e do tracto urinário (retenção urinária) e podem provocar convulsões^{23,33}; não utilizar em pacientes com problemas gastrointestinais. Doses muito altas inibem a secreção de ácido gástrico. Os coelhos e algumas ratas possuem uma atropinesterase hepática.^{11,32,33,34} Não utilizar em pacientes com glaucoma de ângulo fechado.

3.4.2.1.2. Glicopirrolato

Tem uma acção semelhante à atropina; provoca aumento da frequência cardíaca menos pronunciada, com acção mais longa.^{11,40} O glicopirrolato é utilizado de preferência em coelhos e ratazanas, pois estas espécies possuem uma atropinesterase hepática.^{11,34} Não atravessa a barreira hematoencefálica.

3.4.2.2. Tranquilizantes e sedativos

Os tranquilizantes produzem um efeito calmante sem provocar sedação. Em doses altas, provocam ataxia e os animais ficam menos alertas, mas não têm propriedades analgésicas, por isso os animais respondem a estímulos dolorosos.¹¹ Os sedativos produzem sonolência e reduzem o medo. É difícil classificar os fármacos numa ou noutra categoria uma vez que os efeitos se sobrepõem e variam de espécie para espécie.¹¹

O aumento da dose de um tranquilizante, como um derivado fenotiazínico, não resulta na perda de consciência. Se aumentarmos a dose de um sedativo-hipnótico, como um agonista α -2-adrenérgico, provocamos uma depressão profunda do sistema nervoso central.

Os sedativos e tranquilizantes são utilizados para reduzir a ansiedade ou providenciar contenção química. Facilitam a manipulação do paciente, permitindo um exame clínico mais exaustivo ou contenção para radiografia, por exemplo. São também utilizados como pré-medicação anestésica, reduzindo o *stress* e facilitando a colocação de um cateter IV. Dividem-se em quatro grupos: os derivados fenotiazínicos, as butirofenonas, as benzodiazepinas e os agonistas α 2-adrenérgicos.

3.4.2.2.1. Derivados fenotiazínicos

Fármacos: clorpromazina, acepromazina, proclorperazina, prometazina e promazina.

Estes fármacos produzem um efeito calmante até um determinado *plateau*. A partir daí, um aumento da dose apenas faz aumentar a duração da acção e a incidência de efeitos adversos. Potenciam os fármacos anestésicos, hipnóticos e opióides e reduzem a dose de anestésicos.¹¹ Têm efeito antiarrítmico, antiemético (proclorperazina), anti-choque e anti-histamínico (prometazina).

Efeitos indesejáveis: tremores, catalepsia, acção espasmolítica, sequestro de eritrócitos no baço, vasodilatação periférica com hipotensão moderada, diminuem limiar de convulsões e deprimem regulação de temperatura.¹¹ Não utilizar em animais desidratados. Não têm efeitos analgésicos, mas existe um efeito sinérgico com opióides. A acepromazina provoca convulsões em gerbilos. Têm extensa metabolização hepática.

3.4.2.2.2. Butirofenonas

Fármacos: droperidol, fluanisona e azaperona.

Têm efeitos semelhantes a fenotiazínicos mas são mais potentes.¹¹ São utilizados em pequenos mamíferos em combinações neuroleptoanalgésicas de droperidol ou fluanisona com fentanil.²³ Segundo pesquisa do autor, estas combinações não estão disponíveis em Portugal.

Efeitos indesejáveis: produzem hipotensão menos severa do que fenotiazínicos e depressão respiratória.^{11,32}

3.4.2.2.3. Benzodiazepinas

Fármacos: diazepam e midazolam

Têm efeito primariamente tranquilizante; são sedativos em doses mais elevadas e têm efeito hipnótico mínimo. Produzem sedação marcada em coelhos e roedores e bom relaxamento muscular.¹¹ Potenciam anestésicos e opióides.^{11,32} Têm acção anticonvulsiva. São uma boa escolha em pacientes com maior risco anestésico por terem efeitos mínimos de depressão respiratória e cardiovascular.³² São utilizados muitas vezes em combinação com quetamina.³² O midazolam tem acção mais curta, é mais potente e pode ser administrado por várias vias.³² Possuem um antagonista específico, o flumazenil.¹¹

Efeitos indesejáveis: o diazepam tem como veículo o propilenoglicol, por isso deve ser administrado IV, uma vez que a absorção por outras vias não é constante. Não deve ser misturado com outros fármacos.³² A administração em vasos pequenos pode provocar dor e tromboflebite.¹¹ A administração isolada provoca hiperalgesia em humanos; isto pode ocorrer também nos animais.¹¹ Não têm acção analgésica.²³ Não utilizar em pacientes com encefalopatia hepática e fêmeas no início da gestação. Potenciam barbitúricos e propofol.

3.4.2.2.4. Agonistas α_2 -adrenérgicos

Fármacos: medetomidina, dexmedetomidina e xilazina.

São sedativos potentes e são hipnóticos em algumas espécies. A acção sedativa é dose-dependente. Produzem analgesia ligeira em pequenos mamíferos.^{11,32} A xilazina provoca maior depressão cardio-respiratória e, por isso, é pouco utilizada em pequenos mamíferos.³⁴ Só devem ser utilizados em pacientes saudáveis e jovens. Diminuem a dose de anestésico necessária. São muito utilizados em combinação com quetamina e/ou um opióide.³³ A medetomidina e a dexmedetomidina são as mais utilizadas em pequenos mamíferos.³⁴ A dexmedetomidina tem o dobro da potência da medetomidina; por isso deve ser utilizada

metade da dose desta.¹¹ Possuem antagonistas específicos: iohimbina (xilazina) e atipamezol (medetomidina).^{11,23,32,33}

Efeitos indesejáveis: depressão cardiovascular e respiratória, com bradicardia e vasoconstrição.^{11,23,33} Esta última faz com que as mucosas adquiram uma cor azulada.³³ A xilazina pode provocar arritmias cardíacas;¹¹ combinada com barbitúricos ou alfaxalona produz depressão respiratória severa, hiperglicémia e aumento da diurese.¹¹ Induzem vômito nas espécies que o conseguem fazer. Sensibilizam o miocárdio às catecolaminas endógenas.

3.4.2.3. Analgésicos

Os fármacos analgésicos dividem-se em anti-inflamatórios não esteróides (AINEs) e opióides. Estes últimos são os mais utilizados na pré-medicação, como parte da analgesia preemptiva. Os anestésicos locais, os agentes dissociativos e os agonistas α 2-adrenérgicos também têm efeito analgésico.

A analgesia é importante por duas razões. Alguns analgésicos reduzem a dose do anestésico, reduzindo os seus efeitos adversos. Uma provisão apropriada e adequada de analgésicos ajuda e acelera a recuperação de condições dolorosas, incluindo a cirurgia.³³ Este assunto será abordado mais adiante no capítulo da recuperação anestésica e cuidados pós-operatórios.

Os bloqueadores neuromusculares quase nunca são utilizados em pequenos mamíferos.³²

3.4.3. Anestésicos

3.4.3.1. Anestesia local

A anestesia local proporciona uma analgesia adicional, além de reduzir os requisitos de tranquilizantes e agentes anestésicos.^{23,41} As técnicas de anestesia local utilizadas noutras espécies são aplicáveis nos pequenos mamíferos. A anestesia local é subutilizada em pequenos mamíferos.

Outras indicações para a aplicação de anestésicos locais em combinação com agentes analgésicos sistémicos incluem cirurgias ortopédicas. Uma vez que os anestésicos locais podem ser tóxicos a doses altas, a dose máxima deve ser calculada com exactidão, no sentido de garantir que não é acidentalmente excedida, principalmente nos pacientes de pequenas dimensões. Os sinais de intoxicação são hipotensão, arritmia ventricular, depressão do miocárdio e convulsões.³²

Os anestésicos locais são bases fracas que actuam bloqueando os canais de sódio.³² A transmissão nervosa motora e sensorial fica interrompida. Os anestésicos locais utilizados são a lidocaína e a bupivacaína (maior duração de acção). A dose máxima recomendada é de 4 mg/kg para lidocaína e 1 a 2 mg/kg para bupivacaína.

Podem ser administrados de diversas formas: topicamente através de *sprays*, líquidos ou cremes, ou por infiltração local, intrapleurar, intratecal ou epidural.^{32,41}

A administração de anestésicos locais por via epidural é mais facilmente conseguida em coelhos e furões. Podem-se adicionar opióides, não devendo o volume total passar os 0,3 ml/kg. A duração de acção varia entre 6 e 24 horas; é mais longa quando se combinam opióides com anestésicos locais. 11

A lidocaína é usada regularmente aquando da intubação de pequenos mamíferos, sendo aplicada na laringe para prevenir o laringoespasma. Os cremes de lidocaína (EMLA[®]) são utilizados para dessensibilização da pele, de forma a permitir que a colocação de cateter intravenoso seja menos dolorosa para o animal.^{11,32,34}

3.4.3.2. Anestesia fixa

3.4.3.2.1. Fármacos injectáveis

Na generalidade, os anestésicos injectáveis providenciam uma indução anestésica rápida e suave, permitindo a transição para a anestesia inalatória. Administrados IM ou IV em bólus, são também utilizados para manutenção de anestesia de curta duração. Não permitem o controlo da profundidade anestésica e sofrem metabolização extensa. Produzem uma fraca analgesia.

Os barbitúricos têm uma margem de segurança reduzida, produzem depressão respiratória e cardiovascular, os seus efeitos são irreversíveis e têm de ser administrados intravenosamente.^{32,34} A administração intraperitoneal é irritante.¹¹ Por estes motivos são pouco utilizados em pequenos mamíferos.

Os anestésicos esteróides (alfaxalona e alfadolona) são administrados intravenosamente e produzem indução suave e recuperação rápida.³²

3.4.3.2.1.1 Propofol

O propofol é um fenol com fraca hidrossolubilidade.³² É administrado intravenosamente e produz anestesia ao aumentar a função dos receptores GABA.^{23,32} A administração perivascular não é irritante, mas a administração intramuscular provoca apenas sedação.³²

A indução de anestesia com propofol é rápida. É redistribuído rapidamente, tem mínima acumulação nos tecidos e a metabolização hepática é rápida, resultando numa recuperação rápida.^{11,16} O propofol reduz a actividade quimiorreceptora e barorreceptora do corpo carotídeo.³² A manutenção da anestesia com infusão contínua de propofol é pouco utilizada em pequenos mamíferos. A pré-medicação reduz a dose de propofol necessária para anestesia.²³

Efeitos indesejáveis: diminuição da pressão arterial sistólica, ligeira redução do débito cardíaco, e uma depressão respiratória significativa.³² Deve-se proceder sempre a suplementação com

oxigénio. A depressão cardiorrespiratória é dose-dependente.^{11,32} A administração lenta previne a apneia, que é comum em coelhos.^{11,23,32} Diminui o fluxo sanguíneo e o consumo de oxigénio no cérebro e diminui a pressão intracraniana. Tem propriedade analgésica mínima.³²

3.4.3.2.1.2 Agentes dissociativos

Fármacos: quetamina e tiletamina

A quetamina e a tiletamina são ciclohexaminas lipofílicas antagonistas dos receptores NMDA.^{16,32} Produzem imobilidade e sedação cataléptica.¹¹ Produzem moderada depressão respiratória, mas promovem a broncodilatação.^{11,32} O reflexo laríngeo é mantido, mas não impede a aspiração no caso de regurgitação ou vômito.¹⁶ Os animais perdem o reflexo corneal, por isso é necessário utilizar lubrificantes oculares.^{11,32,34} São utilizados em combinação com medetomidina, acepromazina ou diazepam como pré-medicação (em doses mais baixas) ou como indução (em doses mais elevadas) para anestesia cirúrgica em pequenos mamíferos. Por vezes, faz-se a manutenção da anestesia através da administração repetida de quetamina. A quetamina pode ser administrada oralmente.¹¹

Efeitos indesejáveis: Produzem aumento do tónus muscular e não inibem os movimentos voluntários.^{11,16,34} Provocam depressão do miocárdio, mas um aumento do tónus simpático provoca aumento da pressão arterial. O grau de analgesia é muito variável.¹¹ A recuperação pode ser prolongada e estar associada a alucinações e alterações de humor. Aumentam a secreção salivar (utilizar anticolinérgico).^{11,32} Podem ser necessárias doses altas para imobilizar roedores.¹¹ A tiletamina provoca nefrose e necrose tubular renal severa em doses elevadas em alguns coelhos, por isso não é recomendada nesta espécie.³² É irritante.

3.4.3.3. Anestesia volátil

A intubação não é utilizada rotineiramente em pequenos roedores e o acesso intravenoso pode ser bastante difícil. Os anestésicos injectáveis não conseguem ser administrados gradualmente e existe grande variabilidade na resposta. Por esse motivo, os anestésicos voláteis são utilizados muitas vezes para indução e manutenção em pequenos roedores e manutenção da anestesia nas outras espécies. A dose dos agentes inaláveis pode ser prontamente reduzida ou aumentada.

A forma mais fácil de indução em animais pequenos é a utilização de uma câmara de indução, sendo a manutenção realizada com máscara facial ou cone nasal. É necessária uma pré-oxigenação.³³

3.4.3.3.1. Fármacos

Os mesmos agentes anestésicos voláteis utilizados em pequenos animais são usados para anestésiar animais exóticos.⁹ É o caso do isoflurano e do sevoflurano que são éteres halogenados. O desflurano quase não é utilizado em veterinária porque tem um ponto de ebulição muito baixo.¹ Os anestésicos voláteis interagem com receptores no SNC, realçando os efeitos inibitórios dos neurotransmissores GABA e glicina.^{1,23,32}

Estes agentes são ideais para procedimentos demorados, pois o período de recuperação é rápido mesmo após administração prolongada, ao contrário dos fármacos injectáveis.^{32,34} Em doses anestésicas produzem hipnose, hiporreflexia, relaxamento muscular e alguma analgesia.¹⁶ Providenciam um bom controlo da anestesia pois a dose pode ser regulada facilmente, a indução e a recuperação são rápidas e têm poucos efeitos adversos. A depressão do SNC, cardiorrespiratória e de fluxo sanguíneo renal são dose-dependentes.^{16,32}

Em caso de sobredose, tendem a provocar apneia antes da paragem cardíaca, dando oportunidade ao anestesista de corrigir a dose e assegurar a ventilação, antes de ocorrer problema cardíaco.³²

A pré-medicação deve complementar as falhas dos anestésicos voláteis. Os coelhos e porquinhos-da-Índia fazem apneia e debatem-se se se tentar induzir a anestesia utilizando anestésicos voláteis sem qualquer pré-medicação.³⁴ O mais comum é administrar a pré-medicação para tranquilizar o animal, para além da analgesia, e induzir com anestésico volátil. Pode-se também induzir com anestésico injectável e manter com volátil. Deve-se sempre suplementar oxigénio na fase de pré-indução.

A concentração alveolar mínima é uma medida utilizada para definir a potência de um anestésico volátil. É a concentração necessária para produzir inibição de resposta a um estímulo doloroso em 50 % dos pacientes.^{1,9,11,16} É semelhante para animais da mesma espécie, mas pode variar entre espécies.³² Os agentes com CAM mais baixos são mais potentes, sendo necessária uma menor concentração de agente inspirado para produzir o efeito desejado. Assim, a CAM é inversamente proporcional à potência do anestésico.^{11,32}

Os valores de CAM são medidos no volume tidal final, não correspondem às definições do vaporizador.^{1,32} Estes são mais baixos após a administração de alguns fármacos de pré-medicação.^{1,32} Os valores diminuem também com a idade, sendo necessárias concentrações maiores para anestésiar neonatos.^{1,23}

O isoflurano é o mais utilizado actualmente devido ao seu custo mais baixo. Tem baixa solubilidade no sangue, permite uma indução e recuperação rápidas, tem baixa metabolização, sendo quase completamente excretado na expiração.^{9,11} A frequência cardíaca e a pressão arterial são pouco afectadas (dose-dependente)¹, e o miocárdio não fica sensibilizado às catecolaminas.^{1,9,23} Além disso não é irritante³², nem explosivo ou inflamável.¹¹ Tem um odor forte que pode provocar apneia em coelhos e porquinhos-da-Índia quando se tenta induzir com máscara.¹¹

O sevoflurano é ainda menos solúvel no sangue, o que permite uma indução e recuperação da anestesia mais rápida.^{1,9,23,32} Não é explosivo nem inflamável. Não produz irritação do tracto respiratório,⁹ por isso a indução por máscara é bem tolerada, excepto em coelhos e porquinhos-da-Índia.¹¹ O controlo da profundidade através do vaporizador é mais preciso, reduzindo o *stress* produzido pela sua administração através de máscara. Além disso, tem propriedades protectoras do miocárdio.³² É instável em cal sodada, formando haloalcanos que são nefrotóxicos em algumas espécies; no entanto, são produzidos em concentrações baixas em situações normais.¹¹ A suplementação com vitamina E e selénio confere protecção contra danos no DNA provocados por anestesia repetida com sevoflurano.³²

3.4.3.3.2. Equipamento para anestesia volátil

Os anestésicos voláteis são amplamente utilizados para manutenção e/ou indução da anestesia em pequenos mamíferos. É necessário equipamento que permita administrar oxigénio e gases anestésicos ao animal e que permita remover o dióxido de carbono expirado pelo paciente e os gases anestésicos da sala, sem contaminar o ambiente e sem colocar em risco a equipa anestésica e cirúrgica.⁵⁶

3.4.3.3.3. Máquina anestésica

As máquinas anestésicas utilizadas em cães e gatos podem ser utilizadas em animais exóticos. O fluxímetro deverá ter uma escala mais baixa para pequenos roedores. Os vaporizadores são específicos para o tipo de gás anestésico.^{10,32}

3.4.3.3.4. Circuitos anestésicos

O circuito mais comumente utilizado para pequenos mamíferos é o circuito semi-aberto T de Ayre.^{11,32} Este é um circuito *non-rebreathing* ou sem reinalação de gases.¹¹ Tem menor resistência e menos espaço morto, o que é importante nestas espécies que têm baixa capacidade pulmonar e volume tidal e permite um ajustamento quase instantâneo das concentrações de gases anestésicos.⁹ Ao juntar um balão e uma válvula, é possível realizar alguma ventilação assistida (modificação de Jackson-Rees).^{11,32} (Figura 20) O espaço morto pode ainda ser diminuído utilizando conectores com pouco espaço morto e minimizando o espaço entre o focinho do animal e a máscara.¹¹ Outros circuitos também utilizados são o de Bain (coaxial) e o de Magill.¹¹



Figura 20 – Circuito anestésico T de Ayre com modificação de Jackson-Rees.

O fluxo de gás deve ser calculado para cada sistema, dependendo da quantidade de gás utilizada pelo paciente. O volume por minuto é o volume total de gás inspirado pelo animal num minuto, e é obtido multiplicando o volume tidal do animal pela frequência respiratória.¹¹ Como os animais não estão a inspirar continuamente, o fluxo deverá ser superior ao volume por minuto.³²

Para um circuito aberto onde o anestésico está a ser distribuído por máscara e o animal inspira um terço do minuto, o fluxo poderá ser 3 vezes o volume por minuto.^{11,32} Sistemas *non-rebreathing* requerem fluxos de duas a três vezes o volume por minuto, aproximadamente 150-200 ml/kg/min.⁹ A pressão nas vias aéreas não deve exceder os 15 a 20 cm H₂O.²⁹

3.4.3.3.5. Câmaras de indução

Em pequenos mamíferos, principalmente roedores, podem utilizar-se câmaras de indução anestésica.¹⁰ Existem vários modelos comercializados mas o seu fabrico pode ser improvisado a partir de vários recipientes, de acordo com o tamanho do animal.¹⁰ (Figura 21) As câmaras devem ter uma abertura para cooptação do tubo de ar fresco e outra para a saída de gases.¹⁰ A sua principal vantagem é a redução do *stress* de contenção. No entanto, a determinação da profundidade anestésica é mais difícil. As câmaras devem ser transparentes e é sempre necessário providenciar uma pré-oxigenação.^{32,33}



Figura 21 – Ouriço numa câmara de indução improvisada a partir de uma máscara de indução.⁷⁵

3.4.3.3.6. Máscara de indução

As máscaras de indução adaptam-se ao circuito anestésico e servem para distribuição dos gases anestésicos e do oxigénio. As máscaras devem ser transparentes para visualização da cor das mucosas.^{10,19,33} Devem utilizar-se máscaras faciais de tamanho e formato apropriados ao focinho do animal, de forma a reduzir o escape de gases anestésicos para a sala onde decorre o procedimento e para não aumentar o espaço morto.^{10,32} Este pode chegar aos 40 ml ou mais com as máscaras mais frequentemente utilizadas em coelhos.³³ Em animais muito pequenos, o paciente pode inalar directamente através do próprio tubo do circuito anestésico. (Figura 22)



Figura 22 – Anestesia de hamster na qual o conector do circuito anestésico serve de máscara de indução.

As máscaras são também utilizadas para manter a anestesia em animais que não se consegue ou não se pretende intubar. A principal desvantagem desta situação é não se ter acesso às vias respiratórias e ser quase impossível realizar ventilação com pressão positiva.³²

3.4.3.3.7. Tubos endotraqueais

A maioria dos pequenos animais deve ser intubado com tubos endotraqueais sem *cuff* para evitar a ruptura da traqueia por sobre-insuflação.^{9,32,33}

O diâmetro dos tubos varia com o animal, devendo ser escolhido de acordo com o diâmetro da glote. As cânulas dos catéteres IV e cateteres urinários cortados podem ser utilizados como tubos endotraqueais em roedores.³² Se o tubo endotraqueal for demasiado comprido, deve ser cortado para reduzir o espaço morto.^{10,32}

É vital determinar que os tubos não estão ocluídos e devem ser limpos e desinfectados entre pacientes. A sua patência deve ser testada antes de utilizar ligando à máquina anestésica.³² Quanto mais pequeno for o tubo, maior é a probabilidade de ficar obstruído com secreções ou de dobrar.¹⁰ A ventilação com pressão positiva ajuda a impedir que os tubos fiquem obstruídos.⁹

3.4.3.3.7.1 Técnicas de intubação

A intubação traqueal não deverá ser necessária em coelhos e roedores para procedimentos que durem menos de 10 minutos, como radiografia, colheita de sangue ou exame físico.⁹ Em situações de cirurgia oral, como a resolução de má oclusão dentária, o tubo endotraqueal pode atrapalhar o procedimento.²⁶ Nestes casos pode utilizar-se uma máscara apenas sobre as narinas do animal ou fazer uma intubação naso-traqueal. Se o procedimento for invasivo ou mais demorado, é imprescindível intubar o animal.²⁷

A intubação em pequenos mamíferos é tecnicamente difícil.⁹ Em roedores e lagomorfos há o risco de espasmo laríngeo. Para intubação de coelhos e furões podem-se utilizar um laringoscópio, um otoscópio ou um pequeno endoscópio.^{9,25,33} A boca é aberta recorrendo a gaze colocada nos dentes incisivos superiores e inferiores.²⁷

Devem ter-se à disposição vários tamanhos de tubos endotraqueais quando se vai intubar um animal. O comprimento deve ser ajustado se necessário, medindo desde a boca até à cavidade torácica. O conector do circuito deverá ficar junto aos lábios e a extremidade na traqueia. Deve ser aplicado um lubrificante estéril solúvel em água na extremidade do tubo, sem o obstruir.^{27,34}

A intubação deve ser efectuada com bastante cuidado para garantir que não provoca lesões nas delicadas estruturas da cavidade oral e laringe.⁹ Deve também ser efectuada o mais rápido possível. A glote e epiglote devem ser dessensibilizadas com a aplicação directa de lidocaína a 2 %, cerca de 0,05-0,1 ml.^{9,11,27} Após a intubação, o tubo deve ser fixado à cabeça do animal.⁹

A técnica para intubação de furões é idêntica à utilizada nos gatos.

Em situações de urgência, pode-se recorrer à traqueotomia temporária ou traqueostomia, sendo a técnica igual à do cão e gato.

3.4.3.3.7.1.1 Técnica cega

O pescoço deve estar em hiperextensão. O animal é colocado em decúbito esternal. Um assistente segura a cabeça do animal numa posição vertical. Puxar cuidadosamente a língua para fora e aplicar lidocaína localmente 1 a 2 minutos antes da intubação para prevenir laringoespamo. Avançar o tubo endotraqueal até à orofaringe. Escutar através do conector do tubo até ouvir sons respiratórios. Avançar o tubo através da laringe quando o animal

inspirar.^{11,27,34} Confirmar que está na traqueia (palpar esófago e traqueia, fluxo de ar, condensação, ligar a capnógrafo).³⁰

3.4.3.3.7.1.2 Técnica de visualização da laringe

A laringe é visualizada utilizando um laringoscópio recto tamanho 0 ou 1, um otoscópio ou um endoscópio de 1,9 mm semi-rígido. Em animais muito pequenos o laringoscópio pode não caber na cavidade oral ou provocar lesões nos dentes e tecidos moles. A glote situa-se profundamente e caudalmente na orofaringe.³⁴ O palato mole pode estar a cobrir a *rima glottis*; deve-se usar a ponta do tubo endotraqueal para o mover.³⁴ (Figura 23) É útil a utilização de um estilete improvisado a partir de um cateter urinário para servir de guia, passando-o através do otoscópio, para se introduzir na laringe. (Figura 24) Seguidamente retira-se o otoscópio, e passa-se o tubo endotraqueal, adaptando-o ao estilete. Quando o tubo estiver bem colocado, retira-se o estilete.^{11,25,27}

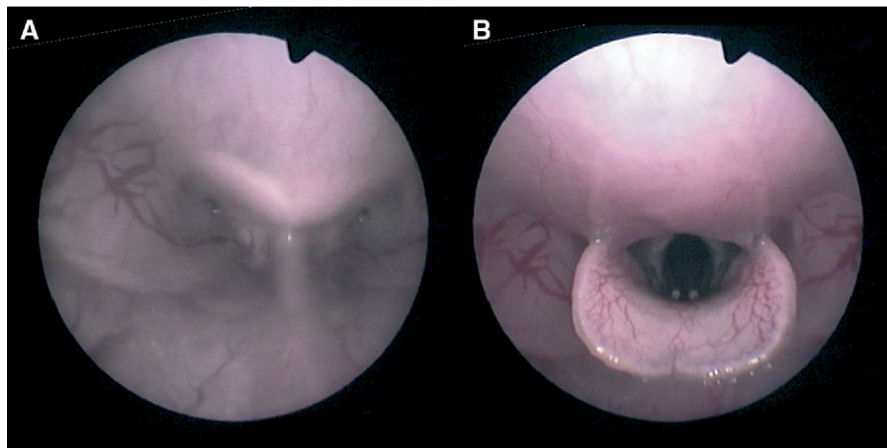


Figura 23 – Imagem da epiglote e glote de um coelho vista através de um endoscópio. A – A epiglote está na sua posição normal, acima do palato mole. B – A epiglote foi descoberta do palato mole e é possível visualizar as cartilagens aritenóides e introduzir o tubo endotraqueal.²⁷

Se a intubação for difícil, deve-se escolher um tubo endotraqueal mais pequeno. Ao fim de 3 tentativas, deve-se abandonar o procedimento devido ao risco de trauma traqueal e laringoespasma.³⁴

A intubação naso-traqueal pode ser uma alternativa quando não se consegue realizar a intubação orotraqueal ou em procedimentos de estomatologia.^{33,34}



Figura 24 – Intubação de ratazana com o auxílio de um otoscópio. A boca é aberta colocando gaze nos incisivos.⁵⁵

3.4.3.3.7.1.3 Intubação naso-traqueal

Aplicar gel de lidocaína nas narinas. Com o pescoço do animal em hiperextensão, elevar a prega da narina e passar um tubo endotraqueal ventromedialmente, de forma a entrar no meato nasal ventral. Ligar o conector do tubo ao circuito anestésico. Nesta situação o fluxo de gás anestésico terá de ser superior, uma vez que o animal respira ar atmosférico através da outra narina.¹¹

3.5. Cuidados de suporte e monitorização anestésica

3.5.1. Cuidados de suporte

3.5.1.1.1. Fluidoterapia

A administração de fluidos por via parenteral durante a anestesia tem como finalidade a manutenção da homeostasia, compensando as perdas de fluidos na urina, na respiração e potenciais hemorragias. É principalmente importante quando se utilizam fármacos depressores da função cardiovascular, que provoquem hipotensão², e para facilitar o metabolismo desses agentes.³²

Os fluidos podem ser administrados em taxas equivalentes a 10% do volume circulante por hora. Na maioria dos pacientes pode-se administrar fluidos a 10 ml/kg/h, por exemplo solução de Hartmann ou NaCl 0,9%.^{12,32} Para manter o suporte nutricional, pode-se administrar fluidos suplementados com glucose quando necessário.

O máximo de sangue que o animal pode perder sem efeitos nefastos é 10% do seu volume circulante. Valores acima deste produzem sinais de hipovolémia e choque.

A cateterização intravenosa é difícil nos animais mais pequenos. A colocação de um catéter na veia marginal da orelha em coelhos pode provocar desconforto e o animal pode recusar-se a ingerir água ou alimentos. Todo o acesso intravenoso deve ser asséptico e o cateter deve ser bem fixado. Se não se conseguir o acesso intravenoso, as alternativas são a administração intraóssea, subcutânea ou intraperitoneal.

3.5.1.2. Temperatura

A hipotermia é o problema mais comum associado a uma anestesia longa em pequenos animais. A temperaturas mais baixas o metabolismo diminui, diminuindo a CAM dos anestésicos voláteis¹, provocando instabilidade cardíaca e aumentando o tempo de recuperação anestésica.⁹ Sem qualquer suporte térmico, os animais exóticos perdem rapidamente calor. As causas para isso são uma superfície corporal grande para a massa do animal, os gases anestésicos não estarem humedecidos, a tricotomia e antissépsia da superfície corporal e a menor capacidade de manutenção da temperatura devido à anestesia.⁹ O próprio fluxo de oxigénio ou de gases anestésicos na proximidade do animal pode ser suficiente para baixar a sua temperatura corporal. Quanto menor for a temperatura com que acordam da anestesia, mais calor terá o animal de gastar para que atinja o valor fisiológico.⁹ Deste modo, terá menor capacidade energética para a cicatrização dos tecidos. A hipotermia faz com que o paciente demore mais a acordar da anestesia.

Existem diversos métodos para manter a temperatura corporal dos animais dentro de um valor aceitável. A área de tricotomia deve ser a mínima necessária para o procedimento, os antissépticos utilizados deverão ser aquecidos e ser utilizados sem molhar demasiado o animal

e os gases anestésicos poderão ser aquecidos. Outras técnicas incluem cobrir o animal com plástico ou panos, utilizar cobertores com água quente circulante ou com ar quente, botijas ou luvas com água quente, mesa de cirurgia aquecida, toalhas quentes e fluidoterapia IV aquecida.^{9,12} Os tapetes de aquecimento e as botijas não devem estar em contacto directo com a pele do animal para prevenir queimaduras.

A temperatura pode ser avaliada através de uma sonda no esófago em espécies maiores ou através de sondas colocadas no ânus.^{9,32,33} Nos petausos-do-açúcar, a temperatura cloacal é inferior à rectal. O termómetro deve ser colocado no recto, dirigindo-o dorsalmente quando este se encontrar na cloaca. A temperatura corporal também pode ser determinada na membrana timpânica.

3.5.1.3. Ventilação

Um dos principais pontos para realizar uma anestesia segura é a manutenção de uma ventilação normal.² A maioria dos anestésicos provoca depressão respiratória, com diminuição da frequência respiratória e do volume tidal durante a anestesia, ocorrendo, por vezes, apneia.³²

Este facto pode resultar em hipóxia, hipercápnia e acidose.⁹ Pode também ocorrer microatelectasia nos pulmões devido à redução de volume tidal e da perfusão durante a anestesia.

A ventilação por pressão positiva intermitente em animais anestesiados ajuda a prevenir microatelectasias no pulmão, porque permite insuflar os pulmões até à sua capacidade funcional normal.³² Permite também ao clínico controlar a provisão de oxigénio e gases anestésicos que o paciente recebe.³² Aumentar ou diminuir a frequência e/ou a pressão de insuflação é um método de superficializar ou aprofundar a anestesia.

A ventilação intermitente por pressão positiva (IPPV) é indicada em situações de apneia, hipoventilação severa, cirurgia intratorácica ou trauma da cavidade torácica, utilização de bloqueadores neuromusculares, cirurgias acima dos 90 minutos, patologia ou trauma do SNC, doença pulmonar, paragem cardiorrespiratória, sobredosagem farmacológica e para manutenção de plano anestésico estável.² A ventilação por pressão positiva pode ser realizada manualmente recorrendo ao balão de reinalação ou através de um ventilador mecânico.^{2,32}

A utilização de um ventilador mecânico permite ao anestesista estar mais livre e mais atento à monitorização do paciente, ao mesmo tempo que avalia o bom funcionamento do aparelho.⁹

3.5.1.3.1. Ventiladores mecânicos

Os ventiladores mecânicos aplicam uma pressão positiva intermitente nas vias respiratórias, controlando desse modo a respiração do paciente.³² Podem ser programados para realizarem

um número de respirações por minuto; têm um ciclo de tempo pré-definido entre a inspiração e a expiração.^{13,32} Alguns ventiladores para pequenos animais já oferecem a possibilidade de aquecimento dos gases inalados que evitam alguma perda de calor através da respiração.²

Os ventiladores mecânicos são mais eficientes quando bem regulados, e permitem que o assistente faça outras coisas.⁹ Existem dois tipos de ventiladores mecânicos: volume-dependente e pressão-dependente. O reinício de uma inspiração está dependente de um intervalo de tempo pré-estabelecido ou de um abaixamento de pressão nas vias respiratórias.¹³

O ventilador volume-dependente administra um volume tidal previamente estabelecido, independentemente da pressão nas vias respiratórias.^{9,13,32} Um aparelho dependente do volume dá alarme se houver uma oclusão que impeça a passagem do ar, uma vez que é accionado por um aumento de pressão. Pode ocorrer hipoventilação neste tipo de aparelho se o circuito anestésico tiver fugas.³²

O ventilador pressão-dependente administra o volume tidal até uma pressão das vias respiratórias pré-estabelecida, podendo variar-se a pressão de acordo com a capacidade pulmonar do paciente.^{9,13} Com este aparelho, pode ocorrer hipoventilação se as vias respiratórias estiverem ocluídas ou se a sua capacidade se reduzir.³²

Desde que uma pressão apropriada seja escolhida de forma a que não provoque trauma nas vias respiratórias, os aparelhos com limite de pressão são os mais indicados para animais pequenos. Um componente que confere segurança é a existência de uma válvula de escape de pressão entre o tubo de gás fresco e o ventilador.¹³

Os ventiladores mecânicos só podem ser utilizados em pacientes intubados;³³ se utilizados com uma máscara, mesmo que esteja bem adaptada ao animal, o limite de pressão nunca é atingido e o gás continua a ser administrado, podendo insuflar também o estômago.³²

A pressão e a frequência necessárias dependem da espécie e do animal. Os coelhos possuem um volume tidal pequeno e uma frequência respiratória elevada, enquanto que os furões têm uma elevada capacidade pulmonar. Animais com doença respiratória podem ter maior resistência e necessitarem de pressões de ventilação superiores. A observação do movimento da parede torácica permite ao clínico avaliar se o volume a ser administrado se assemelha ao volume inspiratório normal.^{32,33} Pode ter de ser aumentada a frequência respiratória para aumentar a profundidade anestésica.³³ Foi demonstrado que a ventilação mecânica prolongada pode causar inflamação do parênquima pulmonar. Este efeito é maior com elevadas fluxos de insuflação.³³

A respiração durante a ventilação mecânica difere da ventilação espontânea. Nesta última, a inspiração ocorre devido a uma pressão negativa no tórax. Com um ventilador, a pressão positiva vai provocar uma compressão do coração e dos grandes vasos; isto pode reduzir o enchimento dos átrios, diminuindo o débito cardíaco e reduzindo a pressão arterial.^{2,32} Para evitar este efeito, a taxa de fluxo pode ser aumentada e o tempo de pressão positiva reduzido.³²

3.5.1.4. Posicionamento do animal

Este é um pormenor de grande importância durante a anestesia. As vias respiratórias nestes animais são muito estreitas e ficam facilmente ocluídas. Muitas das espécies respiram obrigatoriamente pelas narinas, as quais devem estar sempre desimpedidas.³³ O pescoço deve estar em extensão de forma a alinhar a cavidade nasal com a traqueia e para prevenir que a língua e o palato mole obstruam a laringe.³² Isto deve acontecer mesmo que o animal esteja intubado, pois os tubos endotraqueais muito pequenos dobram facilmente se o pescoço estiver flectido.³³

Muitos herbívoros têm pulmões pequenos comparados com as vísceras abdominais. Por esse motivo, o tórax deve estar sempre mais elevado, para reduzir a pressão no diafragma e pulmões. Da mesma forma, não se deve colocar muito peso sobre o tórax do animal. O decúbito dorsal está associado a dispneia mais severa e frequente em coelhos.³⁴

Os animais em decúbito lateral devem ser virados para o outro lado passado algum tempo para reduzir a congestão pulmonar passiva e o risco de desenvolvimento de pneumonia hipostática.

3.5.2. Monitorização

A monitorização é o aspecto mais crítico de qualquer anestesia.⁹ A variável mais importante da monitorização anestésica é um assistente ou anestesista treinado.³²

Durante a monitorização anestésica devem ser observados o paciente, os aparelhos de medição, a máquina anestésica e o circuito. A monitorização do paciente é o mais importante e deve incluir a avaliação de parâmetros fisiológicos básicos, como a frequência e padrão respiratório, frequência cardíaca e ritmo e qualidade do pulso.³⁸ Estes dados devem ser registados numa folha de anestesia para permitir reconhecer alterações.^{12,32}

O restante equipamento pode fornecer informações complementares sobre a resposta do animal à anestesia. Esses aparelhos são o termómetro, medidores da pressão arterial ou aparelhos de medição de fluxo de Doppler, electrocardiógrafos, capnógrafos e pulsoxímetros, entre outros.

Devem ser efectuadas respostas adequadas a qualquer alteração verificada.⁹ A apneia e a hipoventilação são as complicações mais comuns.⁹ A apneia é uma situação de risco de vida grave.

3.5.2.1. Profundidade anestésica

A profundidade anestésica deve ser avaliada para assegurar que o paciente se encontra num plano suficiente para o procedimento a ser realizado e que não ocorre uma sobredose de fármacos. Os planos anestésicos podem ser difíceis de aplicar a todas as espécies, uma vez que as respostas variam entre os animais. Diferentes drogas também produzem efeitos

diferentes, nomeadamente ao nível da perda de reflexos ou início do efeito.³² A profundidade anestésica é determinada usando várias técnicas, principalmente parâmetros fisiológicos e pesquisa de reflexos.

A profundidade anestésica necessária depende do procedimento a ser realizado e do paciente. Procedimentos cirúrgicos necessitam de um plano anestésico mais profundo do que uma mera imobilização para imagiologia.³² Revisões mais recentes consideram quatro estádios de profundidade anestésica, pretendendo-se numa cirurgia que o paciente se mantenha no terceiro estágio, plano 2.⁷⁴

O primeiro reflexo a ser perdido é a capacidade de permanecer em estação. O reflexo podal é testado pinçando a pele interdigital. A cauda ou o pavilhão auricular podem ser utilizados para o mesmo efeito. Num plano mais leve de anestesia o membro é retirado, os músculos contraem e/ou o animal vocaliza. A posição do globo ocular e grau de dilatação pupilar podem também ser avaliados, mas diferem entre espécies e com os fármacos utilizados.¹² O reflexo palpebral é menos útil em roedores e pode ser perdido só em planos de anestesia bastante profundos em coelhos.^{12,32} O reflexo corneal nunca deve ser perdido.

Deve ser usado um adesivo transparente como pano de campo de modo a permitir avaliar os movimentos respiratórios e os reflexos do animal. Se o animal estiver intubado ou tiver uma máscara bem adaptada, pode ser possível observar movimentos no balão correspondentes à respiração. Com fugas no circuito, o balão poderá não mexer com a respiração do paciente.

Na ausência de resposta a qualquer estímulo, o plano anestésico deve ser urgentemente reavaliado, para verificar se o paciente não se encontra em anestesia demasiado profunda.

O aumento da frequência cardíaca e da pressão arterial em resposta a um estímulo doloroso, são normalmente indicativos de um plano anestésico demasiado superficial ou de analgesia insuficiente.³²

3.5.2.2. Aparelho cardiovascular

3.5.2.2.1. Auscultação

A auscultação cardíaca permite-nos verificar tanto o ritmo como a frequência cardíaca, e é realizada com um estetoscópio esofágico ou normal. Uma excelente alternativa à auscultação directa em animais muito pequenos é o uso de um aparelho de Doppler, que detecta o fluxo sanguíneo nos grandes vasos e no coração. Uma diminuição da frequência cardíaca está normalmente relacionada com um aprofundamento da anestesia; pode dever-se também aos anestésicos utilizados, manipulação visceral, pressão intracraniana elevada, hipotermia, hipercalemia ou alterações cardíacas.^{38,42} A elevação da frequência cardíaca pode indicar superficialização anestésica ou dor num plano anestésico inadequado. Hipotensão, hipovolémia, hipóxia, reacção anafilática, hipocalémia, hipertermia e hipercápnia são outras das causas.^{38,42}

3.5.2.2.2. Pulso e tempo de repleção capilar

O pulso periférico é extremamente útil na monitorização do sistema cardiovascular, dando uma indicação da pressão arterial sistémica. É mais facilmente avaliado em mamíferos um pouco maiores, como o coelho.³² O pulso pode ser avaliado na artéria femoral, metatársica ou auricular média (coelho).^{33,34} O aparelho de Doppler permite detectar o pulso e avaliar o seu ritmo.⁹

O tempo de repleção capilar será rápido com uma perfusão tecidual adequada.³² Deve ser avaliado na mucosa oral.^{33,34}

3.5.2.2.3. Electrocardiografia

A electrocardiografia permite a avaliação da actividade eléctrica do coração. Regista a frequência cardíaca e o ritmo, permitindo diagnosticar arritmias. A existência de actividade eléctrica no coração não pressupõe uma actividade de bombeamento do sangue.³² O traçado do electrocardiograma nestes animais é semelhante ao do cão e do gato.

O principal problema na utilização de ECG em pequenos mamíferos é a colocação dos eléctrodos, que podem ser demasiado grandes.³² Podem usar-se os adesivos nas extremidades dos membros sem pêlos, ou, em coelhos, nos ombros e tarsos após tricotomia ligeira.³³ É também possível fazer a leitura de ECG através de uma sonda esofágica. A sonda é ligada a um adaptador e deste ao ECG. Neste caso não é necessário utilizar as pinças nos membros.⁹

3.5.2.2.4. Pressão arterial

A medição da pressão arterial é um excelente indicador da função cardiovascular. A pressão arterial pode ser medida directamente através da cateterização de uma artéria. É tecnicamente mais difícil de realizar, especialmente em animais muito pequenos. Em coelhos podem usar-se a artéria femoral e a artéria auricular central.^{12,32} Tem as vantagens de ser fiável e preciso e de indicar, de forma rápida, alterações da pressão, por dar valores contínuos. No entanto, pode provocar lesão da artéria e necrose auricular.

O método mais utilizado em animais pequenos para medição da pressão arterial é o indirecto, recorrendo a uma sonda de Doppler de detecção de fluxo sanguíneo, um *cuff* insuflável e um esfigmomanómetro.^{12,29,32} A largura do *cuff* deve ser um terço da circunferência do membro; este é um dos pontos fulcrais na obtenção de resultados válidos. O *cuff* é colocado no antebraço, imediatamente distal ao cotovelo, sobre a artéria radial ou sobre a artéria femoral, proximal ao joelho. Distalmente ao *cuff*, faz-se uma pequena tricotomia na região onde passa a artéria e aplica-se gel de ecografia antes de colocar e fixar a sonda de Doppler com adesivo. O *cuff* é insuflado e depois desinsuflado lentamente, até que a sonda de Doppler detecte o fluxo sanguíneo na artéria. No momento exacto em que se ouve o fluxo, a pressão do *cuff* indicada

no esfigmomanómetro é igual à pressão arterial sistólica. Este método não permite obter as pressões arteriais média e diastólica. A pressão sistólica deve ser superior a 90 mmHg, sendo o valor considerado normal entre 80 e 120 mmHg em pequenos mamíferos.²⁹

Existe ainda outro método não invasivo, o oscilométrico, utilizando um aparelho digital com um *cuff* insuflável que deverá ser colocado no antebraço do animal.¹² Este aparelho indica as pressões arteriais sistólica, média e diastólica, assim como o pulso, mas é pouco utilizado em pequenos mamíferos.

As desvantagens do método indirecto são dar valores intermitentes e não conseguir detectar pulsos fracos quando a pressão diminui.^{12,32}

A pressão arterial aumenta em situações de superficialização anestésica, dor, hipercápnia, febre e por acção de alguns fármacos (quetamina) e catecolaminas.⁴² A pressão arterial estará diminuída devido a uma anestesia demasiado profunda, hipovolémia, sépsis, choque e por acção de fármacos (tiobarbitúricos, anestésicos voláteis).⁴²

A medição da pressão venosa central é pouco utilizada. Esta pode ser medida através de um cateter central introduzido na veia jugular até à veia cava cranial.^{12,32}

3.5.2.3. Sistema respiratório

3.5.2.3.1. Auscultação e cor das membranas mucosas

Tanto o ritmo respiratório como o volume tidal devem ser avaliados durante a anestesia. É feito através da observação do movimento respiratório da parede costal e auscultação da cavidade torácica com o estetoscópio.^{9,32} A variação da frequência e a profundidade respiratória durante a anestesia varia muito entre animais.¹² A cor das membranas mucosas deve ser avaliada. Uma cor azulada ou acinzentada pode indicar alguma obstrução respiratória ou diminuição de oxigenação do sangue. Na maioria das espécies, pode haver uma saturação parcial de O₂ inferior a 50% antes de se detectar uma cianose.¹²

A adequação da ventilação só pode ser avaliada conhecendo a concentração de CO₂ arterial.⁹

3.5.2.3.2. Pulsoximetria

A cor das membranas mucosas dá alguma indicação da oxigenação do sangue, mas não é de todo um método exacto. A pulsoximetria é um método muito mais sensível e não é invasivo.³²

Os pulsoxímetros medem a saturação de oxigénio no sangue arterial (SpO₂), pulso e frequência cardíaca.¹² Funciona medindo a absorvância dos feixes de luz emitidos.⁵⁴ É necessária uma conexão directa a uma área do corpo com vasculatura onde seja possível fazer uma leitura correcta.⁵⁴

Mesmo que a leitura seja adequada, não é completamente fiável, uma vez que a concentração de O₂ arterial desce muito antes da SpO₂. A pulsoximetria pode dar uma indicação do grau de hipoxémia, que pode provocar hipóxia nos tecidos, mas não indica a sua causa.⁵⁴ Uma boa oxigenação não indica uma boa ventilação.⁹ O paciente pode estar bem oxigenado e mesmo assim estar hipercápnico.⁹

As sondas podem, muitas vezes, ser demasiado grandes para serem utilizadas em muitos dos animais mais pequenos.⁵⁴ Naqueles em que se consegue utilizar, a sonda deverá ser colocada na língua, pavilhão auricular, extremidades dos membros sem pêlo ou na cauda.^{12,32,33} O reduzido tamanho de alguns animais pode reduzir a precisão dos valores produzidos, sendo mais importante, nestes casos, avaliar as tendências.³³ O alarme de frequência cardíaca elevada poderá ser accionado a valores de frequência considerados fisiológicos para estas espécies mais pequenas.¹²

Uma saturação de oxigénio baixa está relacionada com hipóxia e pode dever-se a uma depressão respiratória, obstrução das vias respiratórias, má colocação da sonda ou falha no equipamento de anestesia. Se o fluxo sanguíneo baixar substancialmente, como numa situação de choque ou após utilização de anestésicos que reduzem a circulação periférica, como a quetamina ou a medetomidina, o pulsoxímetro não conseguirá fazer leituras.^{12,19,32}

3.5.2.3.3. Capnometria

Na medicina humana, a utilização da capnometria para medição da concentração de CO₂ no ar expirado é uma técnica comum de monitorização da anestesia, juntamente com a pulsoximetria. Até há pouco tempo não era muito utilizado em Medicina Veterinária devido ao seu elevado custo. Algumas unidades portáteis são mais baratas e permitem utilização em animais com volumes tidais mais baixos.⁵⁴ A capnografia dá indicação de uma ventilação inadequada, ao mesmo tempo que pode permitir inferir a causa através da observação da curva do capnograma.¹² Dá também boas indicações da perfusão pulmonar.

O capnógrafo indica a pressão expiratória final de dióxido de carbono, ou seja, a concentração de dióxido de carbono no gás alveolar ou PetCO₂.¹² Este é um bom indicador da concentração de CO₂ arterial, pois têm valores muito próximos. O intervalo normal em animais a respirar espontaneamente é 4 a 8%.^{12,32} Durante a ventilação artificial, os valores de PetCO₂ devem ser mantidos entre 4 e 5%, 35-45 mmHg, para mamíferos maiores.^{9,12,32} O PetCO₂ em animais exóticos de pequeno tamanho deverá encontrar-se entre 12-30 mmHg, 1,5-3,5%.⁵⁴ Os capnógrafos são menos precisos quando os valores de PetCO₂ são mais elevados.³²

Existem dois tipos de capnógrafos: *mainstream* e *sidestream*. Ambos medem a concentração de CO₂ no ar expirado por meio óptico.⁵⁴

O capnógrafo *sidestream* é o mais utilizado em pequenos animais. Este remove continuamente uma pequena quantidade de ar expirado do final do tubo endotraqueal, através de uma pequena bomba, e analisa a concentração de CO₂. As principais desvantagens destes

aparelhos são o atraso entre a colheita da amostra e a apresentação dos resultados e a colheita de pequenos volumes de ar (50-200 ml) por minuto, limitando o tamanho mínimo do paciente.^{12,54} Em animais muito pequenos, o volume de amostra poderá ser igual ao volume tidal e a mesma poderá estar contaminada com ar do circuito, indicando valores mais baixos de PetCO₂ do que a realidade. Da mesma forma, o sensor de alguns capnógrafos não consegue medir a respiração de pacientes muito pequenos devido a elevadas frequências respiratórias.⁵⁴



Figura 25 – Capnógrafo portátil utilizado em pequenos mamíferos.⁵⁴

3.5.2.3.3.1 Curva de capnograma

Durante a expiração, o capnógrafo mostra o valor máximo de PCO₂ durante a fase expiratória, conhecido como PetCO₂. Indica também a PCO₂ ao longo do tempo. Esta curva é designada capnograma.⁵⁴ A interpretação da curva é mais importante do que o conhecimento do PetCO₂.¹²

Consiste em quatro fases:⁵⁴ (Figura 26)

- Fase 0 - inspiratória, PCO₂ igual ou próximo de 0;
- Fase 1 – expiração do ar do espaço morto anatómico. Não esteve em contacto com os alvéolos, por isso não deverá ter a PCO₂ elevada;
- Fase 2 – expiração de ar alveolar misturado com ar do espaço morto anatómico. Contém um valor de PCO₂ crescente e é responsável pela curva ascendente do capnograma;
- Fase 3 - expiração unicamente de ar alveolar. Forma uma espécie de *plateau* e corresponde ao PetCO₂. O animal volta a inspirar, produzindo uma curva abrupta descendente.

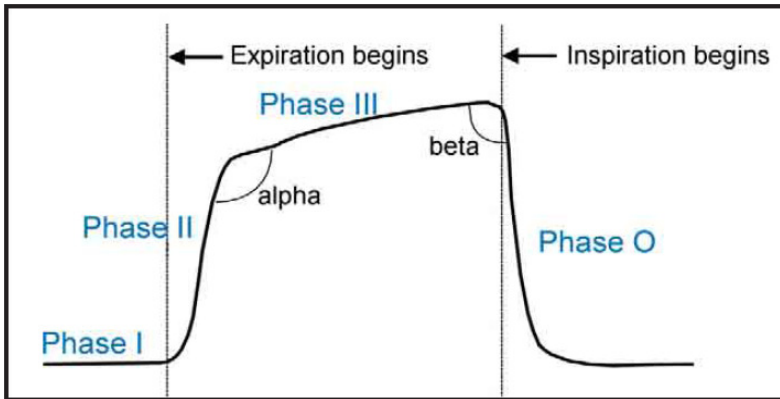


Figura 26 – Curva de capnograma com as suas quatro fases.⁵⁴

A fase 3 é a mais importante, indicando a performance pulmonar e dando informações sobre a perfusão e a ventilação. O ângulo alfa mede a taxa de transição entre a fase 2 e fase 3. Este ângulo dá uma indicação acerca do rácio ventilação/perfusão dos pulmões.⁵⁴

O capnógrafo pode também ser utilizado num animal não intubado, através de um tubo nasal. Em animais muito pequenos, o conector normal do tubo endotraqueal pode ser substituído por uma peça que funciona ao mesmo tempo como conector e como tubo de recolha de amostra do capnógrafo, numa tentativa de diminuir o espaço morto provocado pelo adaptador.^{2,54} (Figura 27)



Figura 27 – Conector de tubo endotraqueal com tubo de recolha de amostra do capnógrafo.⁵⁴

3.5.2.3.3.2 Capnogramas anormais

- Reinalação de CO₂ – se o paciente está a reinalar CO₂, o PetCO₂ sobe. O traçado da fase 0 será mais elevado, diferente de 0.^{12,54}
- Obstrução respiratória – se as fases 2 e 3 forem alongadas (maior tempo de expiração) e o ângulo α aumentar, devemos suspeitar de uma obstrução no fluxo de gás expiratório. No caso de pacientes exóticos, o mais comum é a presença de muco no tubo endotraqueal. Também é possível o tubo estar dobrado.⁵⁴
- Ventilação - A altura da fase *plateau* 3 aumenta em situações de hipoventilação e diminui em hiperventilação.¹² A linha basal permanece a zero se não houver reinalação de CO₂. Esta informação permite ajustar o ventilador e a dose de anestésico a ser administrada.⁵⁴

-
- Débito cardíaco – com o aumento do débito cardíaco a altura do gráfico será maior. Uma diminuição no débito cardíaco resulta numa menor perfusão pulmonar e menos trocas gasosas, logo o *plateau* é mais baixo.^{12,54}

3.5.2.3.4. Gasimetria

A análise de gases sanguíneos é o método mais exacto de determinar as pressões parciais de oxigénio (PaO₂) e dióxido de carbono (PaCO₂), o pH sanguíneo, a concentração de bicarbonato e o excesso de base.^{12,32} Alguns aparelhos conseguem fazer medições em apenas 0,1 ml de sangue arterial.^{12,32} Os valores são semelhantes de espécie para espécie e podem ser usados para avaliar a oxigenação e a adequação da ventilação. Uma medição de PaCO₂ no início de um procedimento pode ser utilizada para calibrar um capnógrafo.³²

Alterações na temperatura corporal afectam os resultados, por isso o aparelho deve ser calibrado para esta variável. A principal dificuldade é a recolha de sangue arterial; esta pode ser feita na artéria femoral ou na auricular média.

3.5.3. Procedimentos de emergência

As principais causas de mortalidade durante a anestesia são sobredose de anestésico, falhas no equipamento, hipotermia e colapso cardiovascular.

Na maioria dos casos, uma boa monitorização anestésica permite detectar os primeiros sinais de problemas que podem ocorrer numa anestesia. Se o paciente está estável, tudo devemos fazer para que assim permaneça. Há situações em que é necessária uma resposta mais agressiva e onde devemos intervir imediatamente.

3.5.3.1. Problemas respiratórios

A anestesia normalmente provoca uma depressão respiratória, mas uma redução significativa na frequência respiratória está associada a problemas. O indicador de falha respiratória em coelhos e roedores é uma redução de 40% da frequência respiratória relativamente aos valores num animal não anestesiado, ou uma redução do volume tidal.^{12,32}

Se a ventilação não for assistida, a depressão respiratória resultará num aumento da pressão parcial de dióxido de carbono. O espaço morto anatómico permitirá a reinalação de CO₂ expirado, aumentando os valores de PaCO₂. Se persistir durante algum tempo, resultará em hipercápnia e acidose. A ventilação intermitente por pressão positiva vai ajudar a reduzir esta acumulação de CO₂.³²

Um aumento da frequência respiratória pode indicar superficialização da anestesia ou hipercápnia.¹² Esta última vai resultar num aumento do PetCO₂. Pode dever-se a gás fresco

insuficiente ou problemas no circuito. Uma diminuição do $P_{et}CO_2$ pode dever-se a aumento da ventilação, hipotensão ou redução do débito cardíaco. A descida abrupta da curva de CO_2 indica obstrução das vias respiratórias, desconexão do circuito anestésico ou paragem cardíaca.³²

Quedas de 5% de SpO_2 requerem acção. SpO_2 abaixo de 50% indica risco de vida severo. Se for detectada falha respiratória deve-se observar o equipamento; certificar de que está a ser distribuído oxigénio (botija e circuito), verificar se o circuito está ligado ao paciente e se não existem bloqueios. Em último caso deve-se desligar o anestésico volátil e/ou administrar fármaco reversor do anestésico injectável. Administrar 100% de oxigénio e realizar ventilação por pressão positiva.¹² Em animais não intubados pode-se fazer compressões torácicas.^{12,32}

As secreções bronquiais podem obstruir as vias respiratórias e os tubos endotraqueais. Os anticolinérgicos como a atropina e o glicopirrolato podem ser utilizados em alguns casos para reduzir as secreções. A humidificação dos gases inspirados através de nebulizadores reduz a dissecação das secreções.³²

Animais não intubados que entram em apneia podem ser ventilados usando uma máscara bem ajustada, mas existe risco elevado de insuflar o esfago e o estômago, provocando timpanismo iatrogénico. Em mamíferos (porque possuem diafragma) pode-se oscilar o corpo do animal, alternando o sentido rostral com o caudal, de forma a que as vísceras abdominais se aproximem (induzindo expiração) e se afastem (induzindo inspiração) dos pulmões. É obviamente mais difícil de realizar durante uma cirurgia como uma laparotomia.^{28,32}

3.5.3.2. Problemas cardiovasculares

Muitas vezes resultam de sobredosagem de anestésico. Podem também ser secundários a hipóxia ou hipercápnia resultantes de falha respiratória, hipovolémia por hemorragia ou hipotermia.

A falha circulatória resulta num aumento do tempo de repleção capilar, mucosas pálidas se houver hipovolémia, extremidades frias, hipotensão e bradi ou taquiarritmias.³²

Se o paciente não estiver intubado deve sê-lo imediatamente, e deve ser administrado oxigénio a 100% e ventilação por pressão positiva, 20 a 30 movimentos por minuto.³² Realizar compressões torácicas, cerca de 80 a 100 vezes por minuto.^{12,13, 14}

Se não se conseguir intubar, deve ser utilizada uma máscara ou optar por uma traqueotomia; esta é realizada de forma semelhante ao cão e gato. É aconselhável ter sempre uma via endovenosa aberta quando se anestesia. Deve ser procurada a presença de pulso periférico. O animal deve ser ligado a um electrocardiógrafo.^{13, 14,28}

Em caso de hipovolémia deve-se aumentar a taxa de fluidoterapia.

3.5.3.3. Outros problemas

A hipotermia não costuma ser um problema agudo. Pode ser prevenida por monitorização atenta da temperatura corporal e utilização de aquecimento suplementar adequado. Os fluidos devem ser aquecidos. O tempo de recuperação será superior, sendo o tempo de suporte respiratório também superior.³²

Vômito e regurgitação são possíveis em algumas espécies (em coelhos e roedores é praticamente impossível anatomicamente). O tubo endotraqueal protege as vias aéreas destas situações. A cabeça deverá ser baixada e o conteúdo aspirado das cavidades oral e faríngea.³²

3.5.3.4. Drogas de urgência

O doxapram é um estimulador respiratório que pode ser usado em situações de paragem respiratória ou para antagonizar os efeitos de depressão respiratória do fentanil. Deve ter-se em atenção que também pode reverter os efeitos analgésicos deste. O efeito dura 15 minutos, podendo ser necessárias várias administrações.³²

A atropina tem um efeito parassimpaticolítico. Estimula os marcapassos supraventriculares, podendo ajudar a corrigir bradicardias supraventriculares ou ventriculares.³² Pode-se usar também a infusão de isoproterenol.¹²

A epinefrina (adrenalina) é um inotrope positivo que inicia a contractilidade cardíaca, aumenta o ritmo cardíaco e o débito. É utilizada em situações de assistolia.³² Para este efeito também se começa a utilizar a vasopressina.^{13, 14}

A lidocaína deve ser utilizada em situações de fibrilação ou arritmia.¹²

Os glucocorticóides, como a dexametasona, podem ser utilizados em situações de choque. A utilização destes fármacos em lagomorfos produz supressão imunitária severa, efeitos teratogénicos e ulceração GI.

No Anexo 3 encontra-se um pequeno formulário de fármacos tranquilizantes, anestésicos, analgésicos e de fármacos urgência utilizados em pequenos mamíferos.

3.6. Protocolos anestésicos

De seguida são apresentados sugestões de protocolos anestésicos para várias espécies. A maioria destes protocolos foi utilizada durante o estágio. No caso de anestésias mais longas, a manutenção deverá ser feita com anestésicos voláteis. Nesta situação e sempre que possível, os animais devem ser intubados. A analgesia deve ser adicionada ou reforçada quando for necessário.

Coelho

Sedação para imobilização: butorfanol (0,1 a 0,5 mg/kg) + diazepam (0,5 a 2 mg/kg) ou midazolam (2 mg/kg)

Anestesia cirúrgica: quetamina (10 a 15 mg/kg) + medetomidina (0,05 mg/kg) + butorfanol (0,5 mg/kg) + anestésico volátil; quetamina (25 mg/kg) + midazolam (1 a 2 mg/kg) + anestésico volátil

Porquinho-da-Índia e chinchila

Sedação para imobilização: butorfanol (0,4 a 2 mg/kg)+diazepam (0,5 a 3 mg/kg) ou midazolam (1 a 2 mg/kg)

Anestesia cirúrgica: quetamina (20 a 40 mg/kg) + diazepam (1 a 2 mg/kg) (animais debilitados) + anestésico volátil, quetamina (40 mg/kg) + medetomidina (0,5 mg/kg) (animais jovens saudáveis) + anestésico volátil

Pequenos roedores (ratazana, rato, hamster e gerbilo)

Nas espécies de reduzido tamanho corporal, o doseamento dos fármacos é mais difícil e pode dar origem a sérias complicações por sobredosagem. A injeção intramuscular de alguns fármacos pode provocar lesões, como referido anteriormente. Por isso utilizou-se preferencialmente um anestésico volátil para indução e manutenção da anestesia.

Sedação para imobilização: diazepam (3 a 5 mg/kg)

Anestesia cirúrgica: tiletamina + zolazepam (20 a 40 mg/kg) + anestésico volátil; indução com anestésico volátil em câmara de indução sem pré-medicação.

Esquilos (esquilos terrestres e arborícolas)

Sedação para imobilização: acepromazina (0,5 a 1 mg/kg), diazepam (0,4 a 0,6 mg/kg)

Anestesia cirúrgica: quetamina (20 a 40 mg/kg) + acepromazina (0,4 a 0,5 mg/kg) + anestésico volátil

Petauro-do-açúcar

Sedação para imobilização: diazepam (0,5 a 1 mg/kg)

Anestesia cirúrgica: butorfanol (1,7 mg/kg) + acepromazina (1,7 mg/kg) + anestésico volátil; diazepam (0,5 a 1 mg/kg) + indução com anestésico volátil em câmara de indução

Ouriço

Sedação para imobilização: diazepam (0,5 a 2 mg/kg), medetomidina (0,05 a 0,1 mg/kg), anestésico volátil

Anestesia cirúrgica: diazepam (0,5 a 2 mg/kg) + quetamina (5 a 20 mg/kg) + anestésico volátil; quetamina (2 mg/kg) + medetomidina (0,2 mg/kg) + anestésico volátil; indução com anestésico volátil em câmara de indução sem pré-medicação.

Furão

Sedação para imobilização: acepromazina (0,1 a 0,25 mg/kg), midazolam (0,3 a 1 mg/kg)

Anestesia cirúrgica: quetamina (2,5 a 5 mg/kg) + medetomidina (0,04 a 0,08 mg/kg) + butorfanol (0,1 a 0,2 mg/kg) + anestésico volátil; quetamina (10 a 20 mg/kg) + diazepam (1 a 2 mg/kg) + anestésico volátil

3.7. Recuperação anestésica e cuidados pós-operatórios

Os cuidados pós-operatórios devem ser considerados uma extensão natural e essencial de uma boa prática anestésica. Não proporcionar cuidados especiais durante este período crítico irá inevitavelmente dificultar a recuperação. Maus cuidados pós-operatórios exacerbam e prolongam as alterações metabólicas provocadas pela cirurgia; se o animal for negligenciado, poderá morrer. Um estudo demonstrou que 50% da mortalidade relacionada com a anestesia ocorre no período pós-operatório.¹⁴ Em coelhos, 60% da mortalidade ocorre depois da anestesia.³³

Imediatamente após a cirurgia, os animais deverão estar sob vigilância apertada. Todo o material e equipamento não necessário deverá ser removido da proximidade da mesa cirúrgica. O lado de decúbito deverá ser alterado regularmente para acelerar a recuperação, prevenir a congestão nos pulmões e o desenvolvimento de pneumonia hipostática.¹⁴ Durante a recuperação deve sempre administrar-se oxigénio, inclusive depois de o animal ser colocado no recobro.¹⁴ No caso de uma depressão respiratória, pode-se utilizar um estimulante respiratório como o doxapram. Este tem uma curta duração de acção (10 a 15 minutos), podendo ser necessário repetir a dose. Os anestésicos injectáveis devem ser revertidos.

O tubo endotraqueal deve ser retirado antes de o animal começar a tentar tossir.³⁴ Devem-se aspirar quaisquer secreções que permaneçam na cavidade oral. Assim que ele recupere a consciência, deverá ser retirado da mesa de cirurgia e encaminhado para uma área de recobro, de carácter definitivo ou temporário, onde o animal possa permanecer e onde as suas necessidades possam ser asseguradas.¹⁴

A luminosidade, o ruído e o distúrbio devem ser reduzidos.⁵² Deve ser providenciado aquecimento através de toalhas ou mantas, tapetes térmicos, aquecedores e/ou sacos de água quente. Na maioria dos casos, os animais poderão recuperar dentro das suas jaulas, desde que lhes seja limitado o movimento. É, no entanto, necessário retirar o substrato absorvente do fundo, pois pode aderir ou ocluir os olhos, nariz e boca do animal, assim como à ferida cirúrgica.¹⁴ Para pequenos roedores, é aconselhável utilizar tiras de papel como substrato porque vai promover algum conforto térmico e também abrigo.¹⁴ Se disponíveis, as incubadoras pediátricas são muito úteis para manter pequenos mamíferos após uma anestesia cirúrgica, sendo que o animal deve permanecer dentro da sua jaula.^{14,32} Deve-se ter atenção para não sobreaquecer o animal.¹⁴

Nas 8-12 horas seguintes à cirurgia, os animais deverão ser observados cada 1-4 horas.¹⁴ É essencial anotar os fármacos administrados, ingestão de água e alimento, defecação e micção, assim como atitude e comportamento, constantes vitais e aspecto da ferida cirúrgica.¹⁴ O peso corporal deverá ser monitorizado diariamente, pois dá uma indicação da ingestão de alimentos, mas principalmente de água. Grande parte da perda de peso dever-se-á a um défice de fluidos. A defecação e a micção dão uma indicação indirecta da ingestão e ajudam a avaliar se o animal tem dores.¹⁴

O íleo paralítico é uma séria complicação pós-cirúrgica em coelhos e porquinhos-da-Índia, podendo levar à morte do animal em poucas horas.^{14,52} É particularmente comum após laparotomias, principalmente por manipulação das vísceras, mas pode ocorrer após qualquer anestesia.^{14,33} Para repor a motilidade intestinal, podem-se administrar procinéticos.³³ A dor é uma das causas de íleo paralítico, tal como a inapetência. É necessária uma analgesia adequada e estimular a ingestão.

A presença de pensos ou colares isabelinos vai interferir com a actividade do animal, incluindo a ingestão de alimentos e água, a cecotrofia em coelhos e a coprofagia em roedores.¹⁴

Os animais devem ser monitorizados atentamente para sinais de infecção. A utilização de antibióticos peri-cirúrgicos tem o risco de provocar enterotoxémias em porquinhos-da-Índia, coelhos e hamsteres.¹⁴ Deverão ter um espectro de acção preferencial para Gram - e a utilização de probióticos é benéfica.

3.7.1. Fluidoterapia

As necessidades de manutenção são, em média, entre 40 e 80 ml/kg/dia.¹⁴ Se o animal estiver consciente, deverá ser estimulada a ingestão de água. Se o animal estiver inconsciente ou não cooperar, deverão administrar-se fluidos (soro fisiológico, por exemplo) por via SC ou IP.¹⁴

Se o animal estiver profundamente debilitado a cateterização intraóssea poderá ser feita com anestesia local. Normalmente requer uma ligeira anestesia geral.

3.7.2. Analgesia

A dor em humanos é definida como “uma experiência sensorial e emocional associada com lesão tecidual actual ou potencial” (IASP, 1979).^{4,14} É possível que o significado relativo, a magnitude e a duração da dor em resposta a tipos de lesão particulares possa variar entre nós e os animais, e entre eles.⁴ A investigação de respostas comportamentais permite-nos fazer inferências indirectas.

A dor tem uma função protectora e tem validade na prevenção da lesão tecidual num indivíduo. A dor oriunda de tecidos lesados normalmente resulta na imobilização da área afectada, por parte de humanos e animais, como prevenção de agravamento da lesão.¹⁴

No entanto, a dor também é prejudicial, uma vez que a imobilidade e o espasmo muscular produzidos podem provocar atrofia muscular e enfraquecimento. As dores torácica e abdominal podem reduzir a ventilação e causar hipóxia e hipercápnia. Pode também levar a uma marcada redução da ingestão de alimentos e água.¹⁴ Em humanos, está provado que a dor prolonga a resposta metabólica à cirurgia, e aumenta as necessidades de cuidados pós-cirúrgicos.^{4,14}

Em animais, considerando que a cirurgia foi efectuada com cuidado na manipulação dos tecidos,⁴ a administração de analgésicos permite o retorno à actividade normal e raramente resulta em problemas associados ao desaparecimento da função protectora da dor.¹⁴

Está referido que a administração de analgésicos não promove a remoção de suturas.¹⁴

Em certas circunstâncias, por exemplo após uma cirurgia ortopédica, são recomendadas medidas adicionais de protecção e suporte da área intervencionada. Uma dessas medidas é a redução do espaço para limitar o movimento ou providenciar fixação externa ou outro suporte adicional. Providenciar uma boa nutrição, um ambiente confortável e fisioterapia auxiliam no combate à dor e numa recuperação mais rápida.

Para providenciar uma boa analgesia, é essencial saber quando ocorre a dor, quanto tempo dura e determinar como responde à terapia.¹⁴ É necessário conhecermos os mecanismos básicos envolvidos na percepção da dor, reconhecer a sua existência e caracterizar o seu grau, considerar as vantagens e desvantagens dos vários métodos de controlo da dor e em que situações deverão ser aplicados.^{4,7}

3.7.2.1. Sinais de dor em pequenos mamíferos

Muitos animais não respondem a condições ou procedimentos que provocariam dor em humanos de uma forma que se possa associar a comportamento despoletado por dor.¹⁴ O comportamento destas espécies ainda é “estranho” para nós. Daí que seja necessário saber o comportamento normal da espécie e do indivíduo em questão.⁶ Antes de uma intervenção, o animal deve ser habituado à presença das pessoas e reconhecer o ambiente, da mesma forma que o pessoal deve tentar obter informações sobre o comportamento normal do animal.^{4,6}

Uma forma de providenciar um controlo da dor eficaz é melhorar os nossos métodos de reconhecimento e avaliação da dor. Muitas das vezes, a alteração de comportamento é subtil, visto que grande parte são espécies presa.⁴ Nos petauros-do-açúcar, a dor desencadeia o comportamento de auto-mutilação. Algumas espécies são nocturnas e isso deve ser tido em consideração. A administração de analgésico deverá “normalizar” o comportamento, validando que o comportamento anterior estava relacionado com dor pós-cirúrgica.^{6,14}

A avaliação da dor é importante porque encoraja a maior utilização de analgésicos, bem como uma utilização mais apropriada dos mesmos. Em animais exóticos, a administração rotineira de analgésicos no período pós-operatório ainda é rara. Esta omissão é particularmente comum quando se trata de pequenos roedores.¹⁴

O problema da aplicação de sistemas baseados no comportamento é que estes se baseiam em animais que recuperam relativamente rápido da anestesia. Um atraso na recuperação ou uma sedação prolongada podem mascarar o comportamento de dor. Outros factores, como o medo e a presença de observadores, podem afectar o comportamento.

A actividade de um animal com dor está geralmente diminuída; a maioria dos pequenos mamíferos refugia-se num canto afastado da jaula.^{6,14,52} Ocasionalmente, podem parecer mais agitados ou agressivos ou, pelo contrário, apresentam-se apáticos e ficam imóveis mesmo quando alguém se aproxima.^{4,6,14} A sua postura ao movimentar-se pode estar alterada, principalmente no caso de dor num membro ou após laparotomia, onde assumem uma postura arqueada e o abdómen tenso.^{6,14,52} A dor abdominal pode também afectar a frequência de micção e defecação.⁴ Podem recusar-se a deitar ou levantar ou não conseguem assumir uma posição bípede.^{6,63}

Outros comportamentos comuns da espécie, como a higiene do pêlo, podem estar ausentes.^{4,6} Os animais aparecem com uma pelagem baça e mal cuidada e a região perianal suja. Em ratazanas, ratos e gerbilos, a ausência de comportamento de limpeza leva a uma acumulação de material avermelhado (porfirina), proveniente das glândulas de Harder, ao redor dos olhos e nariz.^{6,14,33} Este é um comportamento não específico, indicativo de *stress*, o qual poderá estar relacionado com dor.¹⁴ Outros sinais de dor incluem olhos semi-cerrados, apatia, agressividade, letargia e isolamento, bruxismo, ataxia, extensão e elevação da cabeça, auto-mutilação.⁶³

A manipulação da área afectada pode desencadear a fuga, agressividade ou vocalização.^{4,6,14} Alguns roedores produzem sons numa frequência inaudível para um humano.^{6,14}

A ingestão de alimento e água estão marcadamente reduzidas.⁶³ A dor severa está associada a cessação completa de ingestão. Se o animal estiver a ser alimentado *ad libitum*, estas alterações podem não ser notadas.⁶ Por isso o peso deve ser monitorizado diariamente.³² Pode-se medir as quantidades ingeridas. Uma redução da ingestão resulta em menor produção de fezes e urina.¹⁴

A dor também provoca alterações na frequência e padrão respiratórios. Roedores e coelhos têm, por si só, tendência a apresentar frequências respiratórias elevadas, principalmente durante a observação próxima. A frequência cardíaca estará aumentada, tal como no caso de manipulação e medo.¹⁴ A dor severa pode desencadear choque, com sinais como extremidades frias e pulso débil.¹⁴

Todos estes sinais indicam que algo não está normal, não são indicadores específicos de dor. Podem aparecer como resposta à cirurgia e anestesia, desidratação, hipotermia e outros factores.¹⁴

A escolha do analgésico deve ser determinada em parte pelo grau de dor presente, uma vez que a utilização inapropriada de analgésicos potentes exacerba os seus efeitos adversos.¹⁴ Da mesma forma, a utilização de agentes pouco potentes em situações de dor severa resulta num alívio da dor insuficiente.^{6,14} Não é correcto assumir que, após procedimentos idênticos, todas as espécies animais sintam o mesmo grau de dor.⁶

A selecção de uma dose arbitrária de analgésico em alguns animais irá, por vezes, ser insuficiente ou excessiva.^{4,6} Outros factores importantes na escolha do regime de analgesia

são a duração e tipo de dor, o nível de monitorização pós-operatório e as vias de administração possíveis e mais adequadas para o indivíduo e o seu proprietário.⁷

3.7.2.2. Analgesia preemptiva

Existem dois tipos de dor, inflamatória e neuropática. A dor inflamatória resulta da libertação de mediadores da inflamação (prostanóides) após lesão ou manipulação tecidual. A dor neuropática é um tipo de dor crónica resultante de uma lesão nos nervos ou numa região do sistema nervoso central (medula espinal e cérebro) que transmite sinais de dor. A dor pode ainda ser dividida em somática, visceral, aguda e crónica.⁴

O estímulo doloroso associado a dano tecidual é detectado pelos nociceptores. Este estímulo é transmitido via neurónios primários aferentes à medula espinal ou núcleos dos nervos cranianos.³¹ Estão envolvidos dois tipos de neurónios; as fibras C (desmielinizadas, de condução lenta) e as fibras A (A δ , rápidas, dor aguda). Estas fibras entram na medula espinal no corno dorsal e interagem com outros neurónios nociceptivos espinais e neurotransmissores, resultando na percepção do estímulo no cérebro.⁴ Este sistema é altamente maleável e pode alterar-se de acordo com o *input*.⁴ Ambos os tipos de dor estão associados ao aumento generalizado da sensibilidade dos nociceptores. Esta sensibilização começa imediatamente a seguir ao estímulo, tanto a nível central como a nível periférico. A sensibilização periférica ocorre por aumento da sensibilidade dos nociceptores à inflamação e à libertação de mediadores. Resulta numa estimulação mais frequente e numa maior percepção de estímulos de menor intensidade.³¹ A sensibilização central ocorre devido a alterações no cérebro e na medula espinal.³¹ As fibras nervosas do corno dorsal aumentam a sua excitabilidade e a informação aferente é “sobre-interpretada”. A dor percebida pelo animal é mais intensa após a sensibilização das fibras nervosas, o que diminui a eficiência dos analgésicos nesta altura.⁴ Estímulos repetidos nos neurónios da espinal medula fazem com que esta fique hipersensibilizada. A hipersensibilidade neuronal continua após o fim do estímulo doloroso e pode durar entre 20 a 200 vezes mais do que o estímulo original.⁹

Este conhecimento deu lugar ao conceito da analgesia preemptiva, que consiste em administrar os analgésicos antes da lesão tecidual ocorrer.

O momento de administração tem uma influência significativa na intensidade da dor pós-cirúrgica.⁷ A dor pós-operatória pode ser mais facilmente controlada se a terapêutica analgésica for instituída antes do estímulo doloroso começar, quer o paciente esteja ou não consciente, pois, como já referido, a organização e função do sistema nervoso são alteradas após a estimulação dolorosa.

3.7.2.3. Fármacos analgésicos

A dor pós-operatória surge da activação de diversas vias, mecanismos e sistemas transmissores. A administração de apenas uma classe de analgésicos pode falhar na supressão de todos estes mecanismos, mesmo utilizando doses mais elevadas.⁷

Os analgésicos disponíveis dividem-se em anestésicos locais, AINEs e opióides. As vias de administração disponíveis são a oral, subcutânea, intramuscular, intravenosa e epidural ou intratecal. Nos opióides é possível a administração intra-articular e em *patches* de libertação lenta. Os agentes dissociativos, os agonistas $\alpha 2$ -adrenérgicos e os anestésicos voláteis possuem uma reduzida a moderada capacidade analgésica.

A analgesia multimodal permite a acção sinérgica de fármacos, reduzindo a dose de cada um e diminuindo os efeitos adversos. Um opióide actua a nível central limitando a quantidade de informação nociceptiva que lá chega, reduzindo a hipersensibilização. Em contraste, os AINEs actuam centralmente para limitar as alterações que a informação que consegue chegar a nível central produz. Adicionalmente, diminui a inflamação periférica e diminui a informação que chega ao SNC como resultado da inflamação.⁷ A utilização de anestésicos locais bloqueia a informação nociceptiva transportada por vias nervosas específicas. A combinação também ultrapassa o problema dos tempos de começo de acção diferentes.⁷ Os opióides providenciam analgesia imediata mas de curta duração, enquanto que os AINEs têm uma acção mais prolongada.¹⁴

Os opióides são muito úteis na pré-medicação anestésica, uma vez que a maioria tem efeitos sedativos e reduz a dose de anestésico. Estes podem ser administrados intra-operatoriamente em bólus intermitentes ou em infusão contínua, através de bombas de infusão. A infusão contínua tem a vantagem de manter os níveis plasmáticos adequados; durante as injecções intermitentes, a dor pode voltar antes da administração seguinte.⁷ São também utilizados para administração epidural ou subaracnoideia individualmente ou em combinação com um anestésico local.¹⁴

A administração de AINEs antes da cirurgia pode aumentar o risco de lesão renal no caso de hipovolémia ou hipotensão.⁷ Este facto é mais importante em pacientes com doença renal prévia.¹⁴ São mais utilizados no período pós-cirúrgico, intercalando com os opióides.

O plano de analgesia mais utilizado é a administração inicial de um opióide; nas 8 a 24 horas após a cirurgia combinam-se um opióide com um AINE; nas 24 a 36 horas seguintes utiliza-se um AINE.

A medicação pós-cirúrgica deve ter em conta os fármacos disponíveis no mercado e formas de administração, pois alguns donos e alguns animais não são compatíveis com certas formas de administração de fármacos.

3.7.2.3.1. Opióides

São analgésicos indicados em situações de dor moderada a severa. Têm um início de acção rápido; a duração de acção varia com o composto, mas é considerada curta.

Existem três tipos de receptores de opióides, μ , κ e δ .²² Os fármacos opióides têm uma acção semelhante às endorfinas que estimulam os mesmos receptores. A acção de alguns opióides deve-se à interacção com receptores opióides e outros sistemas de neurotransmissores. Diferentes fármacos ligam-se a diferentes receptores com diferentes graus de afinidade e duração de acção. São classificados de acordo com a sua acção nos receptores opióides específicos; um mesmo fármaco pode comportar-se como agonista, agonista parcial ou antagonista em qualquer dos receptores.^{14,22} Alguns opióides actuam com grande eficácia e potência num tipo de receptor e menor potência e eficácia noutra tipo; são chamados agonistas completos (morfina, μ). Os agonistas parciais só têm acção num receptor (buprenorfina, μ). Os agonistas-antagonistas são agonistas de um receptor e antagonistas de outro (butorfanol, agonista de κ e antagonista de μ).^{14,52} O butorfanol e a buprenorfina são muito usados em pequenos mamíferos. O tramadol é um opióide sintético.

Efeitos indesejáveis: depressão respiratória, hipotensão, bradicardia, náusea e vômito, hipomotilidade gastrointestinal, retenção urinária, libertação de histamina, excitação motora e desenvolvimento de tolerância. Em doses normais, afectam pouco o sistema cardiovascular.¹⁴ Os efeitos adversos dos opióides, como a depressão respiratória, são menos marcados nos animais do que nos humanos.¹⁴ Podem ter efeito sedativo. Os seus efeitos podem ser revertidos com naloxona, um antagonista μ e κ .

Butorfanol

É um opióide agonista-antagonista; exerce os seus efeitos agonistas nos receptores κ . O seu efeito é dose dependente até atingir um *plateau*.⁷ Produz boa analgesia visceral e fraca analgesia somática. A duração de acção é de 2-4 horas. Tem acção antagonista nos receptores μ . É usado para reverter acção de fentanil, por exemplo, mantendo algum efeito analgésico nos receptores κ .¹⁴

Buprenorfina

É um agonista parcial μ . Tem duração de acção prolongada em várias espécies.¹⁴ Pode provocar picacismo em ratas,⁷ um comportamento que pode indicar náusea.¹⁴ Também possui o efeito *plateau*.⁷ Tem menos efeitos adversos cardiopulmonares e gastrointestinais. É difícil reverter os seus efeitos com naloxona. É utilizada para reverter depressão respiratória dos agonistas de μ .¹¹

Fentanil

É um agonista μ de acção rápida. É usado em animais maiores como o coelho ou o furão em *patches* de libertação lenta colocados na pele do animal.¹⁴ A taxa de libertação varia com a espécie. A concentração plasmática adequada só é atingida ao fim de 24 horas; deve-se vigiar sempre o animal para garantir que a analgesia é adequada e que este não ingere o penso. A administração de fentanil a coelhos está relacionada com diminuição de apetite. Também pode ser utilizado em infusão IV contínua intra-operatoriamente e no pós-cirúrgico.¹⁸

Tramadol

Pode ser administrado oralmente para controlo da dor. Liga-se aos receptores opióides e inibe a captação de norepinefrina e serotonina das sinapses. Começa a ser utilizado em pequenos mamíferos mas ainda existem poucos estudos. É muito pouco palatável, sendo aconselhável misturar com um sumo de fruta ou um alimento aquando da administração.¹⁴

3.7.2.3.2.AINEs

São tradicionalmente considerados analgésicos com baixa potência, indicados para controlo de dor ligeira ou situações com forte componente inflamatória. Esta percepção alterou-se com a introdução de novas substâncias com uma potência analgésica considerável.¹⁴

Os AINEs exercem os seus principais efeitos na inibição da enzima ciclooxigenase (COX).^{17,22} Esta enzima catalisa a conversão do ácido araquidónico em prostanóides (prostaglandinas, prostaciclina e tromboxano). Estes são importantes mediadores da inflamação e, directa e indirectamente, influenciam o grau de dor associada à lesão tecidual e outros processos. Existem três isoformas: COX-1 e COX-2, as mais conhecidas, e COX-3, conhecida mais recentemente.^{14,17}

A COX-1 é mediadora de várias respostas fisiológicas em diversos tecidos. A COX-2 é expressa por células envolvidas na inflamação, como os macrófagos, e é a responsável pela síntese de prostanóides envolvidos em estados inflamatórios agudos e crónicos.¹⁷

Pensava-se que era possível evitar os efeitos adversos dos AINEs, ao desenvolver substâncias com efeito selectivo para a COX-2.¹⁷ No entanto, os efeitos de inibição da COX-1 e COX-2 são bastante complexos.¹⁴ Outro problema é que a concentração do fármaco produzida, a inibição relativa de cada isoforma e a duração de acção variam entre espécies.

É evidente que a nova geração de AINEs, selectivos para a COX-2 como os coxibes (deracoxib, firocoxib), consegue providenciar uma boa analgesia com efeitos adversos reduzidos, particularmente no tracto gastrointestinal.¹⁷

Efeitos indesejáveis: problemas gastrointestinais, principalmente úlceras e hemorragias, nefrotoxicidade e interferência na função plaquetária.^{17,52} Outros problemas como discrasias sanguíneas e toxicidade hepática podem ocorrer.¹⁷ Estes efeitos adversos são mais comuns

após administração prolongada, tendo pouco significado em tratamentos com 2 a 3 dias de duração. Alguns AINEs, como a aspirina, têm efeitos teratogénicos.¹⁴ Os furões não possuem a via da glucuronidação, tal como os gatos, por isso o doseamento correcto é importante para prevenir intoxicações.

Os AINEs mais utilizados em pequenos mamíferos são o meloxicam, carprofeno, cetoprofeno e ibuprofeno.

3.7.3. Nutrição

Uma boa nutrição após a cirurgia permite uma recuperação e cicatrização mais rápidas. É especialmente importante em pacientes pequenos com elevadas necessidades metabólicas e em espécies que fazem fermentação na porção final do tracto digestivo (e.g., coelhos), nas quais a motilidade gastrointestinal deve ser mantida.¹¹

Por este facto, devemos assegurar-nos de que os animais se estão a alimentar em quantidade e qualidade suficientes para a situação em que se encontram. É necessário conhecer a alimentação particular de cada espécie e calcular as necessidades calóricas de cada indivíduo. As necessidades calóricas basais diárias (kcal/dia) podem ser calculadas a partir da seguinte fórmula: $70 \times (\text{Massa corporal em kg})^{0,75}$.⁽⁵⁰⁾

A ingestão deve ser incentivada, mas alguns animais não comerão por si nas primeiras horas. Um bom controlo da dor é fundamental para que os animais demonstrem apetite.

A ração de roedores e lagomorfos poderá ser humedecida em água morna e colocada no fundo da jaula. Devem ter sempre à disposição feno e água fresca. Existem formulações específicas para herbívoros em convalescença, como a Critical Care Herbivores Oxbow® ou Herbivore Enteral formula®. Os boiões de frutas e legumes para bebés podem ser alternativas. Pode-se administrar estes alimentos através de uma seringa. Poderá ser necessário recorrer à intubação oro-gástrica ou mesmo à colocação de um tubo de esofagostomia.

Os porquinhos-da-Índia devem ser suplementados com vitamina C (10–30 mg/kg/dia) quando estão internados.³

Os petauros-do-açúcar em cativeiro devem ser alimentados com uma dieta 50% insectívora e 50% açúcares, como néctar ou seiva. São animais nocturnos, por isso a alimentação deve ser fornecida nesse período.³⁷

Os furões são carnívoros obrigatórios com um tempo de trânsito digestivo muito rápido; a sua dieta deve possuir um conteúdo elevado de proteína animal (30 a 40%) e lípidos (20%) e pobre em fibra;⁴⁸ podem ser alimentados com comida húmida de gatinho a título provisório.

Como referido anteriormente, o peso dos animais deve ser medido diariamente.

4. Conclusões

Durante o estágio foi possível acompanhar diversas consultas e participar activamente em várias cirurgias e exames complementares de diagnóstico. Foram acompanhados casos clínicos muito interessantes e variados. A área de Patologia Médica foi a área mais acompanhada e desenvolvida, num total de 436 casos clínicos. Em Medicina Preventiva e em Patologia Cirúrgica foram seguidos 247 e 79 casos, respectivamente.

Embora abrangendo a clínica de animais de companhia e de espécies exóticas, o trabalho desenvolvido ao longo do estágio, ao nível de pesquisa e de desenvolvimento de casos clínicos, focou mais extensivamente a actividade médica e cirúrgica de animais exóticos. O presente relatório reflecte esta orientação de trabalho, não só no que se refere à apresentação da casuística, mas também no desenvolvimento do tema da monografia.

O plano curricular do curso de Medicina Veterinária da Universidade de Évora aborda a clínica de espécies exóticas de uma forma ainda insuficiente para quem pretende trabalhar nesta área, pelo que este estágio foi uma forma de colmatar este facto mediante a aquisição de novos conhecimentos e competências.

O número de animais exóticos observados teve alguma relevância (12,6% em Patologia Médica e 15% em Patologia Cirúrgica), permitindo o estudo e acompanhamento de algumas das patologias mais comuns nas espécies observadas, a realização do exame clínico, o aperfeiçoamento de procedimentos de recolha de amostras biológicas, a realização de exames complementares de diagnóstico e o desenvolvimento da técnica cirúrgica nestas espécies.

A anestesia foi outra das áreas abordadas regularmente no estágio desenvolvido, tanto a nível de animais de companhia como de espécies exóticas. Neste sentido, o tema desenvolvido na monografia do presente trabalho focou a anestesia de pequenos mamíferos, identificando, designadamente, as diferenças e as semelhanças relativamente aos animais de companhia tradicionais.

Tratando-se de um procedimento recorrente nestas espécies e com alguns riscos envolvidos, carece de maior preocupação e cuidado por parte de quem efectua a anestesia, não só ao nível da formação, mas também na aquisição/adaptação de material e equipamento adequados, de forma a garantir que o procedimento é realizado em segurança, sem prejuízo para o clínico e para o paciente.

A investigação e desenvolvimento de técnicas e procedimentos são essenciais para a evolução da Medicina Veterinária em geral e da medicina de espécies exóticas em particular. Esta evolução permitirá identificar e diagnosticar de forma mais assertiva e precoce certas doenças, possibilitar novas formas de tratamento, recorrer a fármacos mais eficazes e com menores efeitos adversos, prevenir o aparecimento de doenças características de algumas espécies, visando, essencialmente, assegurar o bem-estar e a qualidade de vida do animal e, simultaneamente, de quem o rodeia.

Referências bibliográficas

1. Brunson, D. B. (1997). Pharmacology of Inhalation Anesthetics. In: D. F. Kohn et al: *Anesthesia and Analgesia in Laboratory Animals*. ACLAM and Academic Press, New York. 29-40.
2. Carpenter, J.; Mason, D. (2001). Use of a Heated, Artificial Ventilator in Exotic Animal Anesthesia. In: *Exotic DVM*, 3.3. 15-17.
3. Carpenter, J. W. (2005). *Exotic Animal Formulary*. Third Edition. Elsevier, St Louis, Missouri.
4. Danneman, P. J. (1997). Monitoring of Analgesia. In: D. F. Kohn et al: *Anesthesia and Analgesia in Laboratory Animals*. ACLAM and Academic Press, New York. 83-99.
5. Deeb, B. J.; Carpenter, J. W. (2003). Neurological and Musculoskeletal Diseases. In: K. Quesenberry e J. W. Carpenter: *Ferrets, Rabbits and Rodents: Clinical Medicine and Surgery*. Second Edition, Elsevier Saunders. 203-209.
6. Dobromylskyj, P. et al. (2000). Pain Assessment. In: P. A. Flecknell e A. Waterman-Pearson: *Pain Management in Animals*. First Edition. W.B. Saunders, Philadelphia, PA. 53-75.
7. Dobromylskyj, P. et al. (2000). Management of postoperative and other acute pain. In: P. A. Flecknell e A. Waterman-Pearson: *Pain Management in Animals*. First Edition. W.B. Saunders, Philadelphia, PA. 81-136.
8. Dyer, S. M. e Cervasio, E. L. (2008). An Overview of Restraint and Blood Collection Techniques in Exotic Pet Practice. In: *Exotic Animal Practice*, 11. 423-443.
9. Edling, T. M. (2003); Anesthesia monitoring in Birds, Reptiles and Small Mammals. In: *Exotic DVM*, 5.3. 15-20.
10. Flecknell, P. (2009). Preparing for Anaesthesia. In: *Laboratory Animal Anaesthesia*. Third Edition. Academic Press. 1-17
11. Flecknell, P. (2009). Anaesthesia. In: *Laboratory Animal Anaesthesia*. Third Edition. Academic Press. 19-78.
12. Flecknell, P. (2009). Anaesthetic Management. In: *Laboratory Animal Anaesthesia*. Third Edition. Academic Press. 79-108.
13. Flecknell, P. (2009). Special Techniques. In: *Laboratory Animal Anaesthesia*. Third Edition. Academic Press. 109-131.
14. Flecknell, P. (2009). Analgesia and Post-operative Care. In: *Laboratory Animal Anaesthesia*. Third Edition. Academic Press. 139-179.

-
15. Flecknell, P. (2009). Anaesthesia of Common Laboratory Species: Special Considerations. In: *Laboratory Animal Anaesthesia*. Third Edition. Academic Press. 181-222.
 16. Forsyth, S.; Pawson, P. (2008). Anesthetic agents. In: J. E. Maddison: *Small Animal Clinical Pharmacology*. Second Edition. Elsevier Saunders. 83-112.
 17. Hanson, P. D.; Maddison, J. E. (2008). Nonsteroidal anti-inflammatory drugs and chondroprotective agents. In: J. E. Maddison: *Small Animal Clinical Pharmacology*. Second Edition. Elsevier Saunders. 287-308.
 18. Hammond, R.; Christie, M.; Nicholson, A. (2008). Opioid analgesics. In: J. E. Maddison: *Small Animal Clinical Pharmacology*. Second Edition. Elsevier Saunders. 309-329
 19. Harcourt-Brown, F. (2002). Anaesthesia and analgesia. In: *Textbook of Rabbit Medicine*. First Edition. Butterworth-Heinemann.121-139.
 20. Heard, D. J. (1993). Principles and techniques of anesthesia and analgesia for exotic practice. In: *Exotic Animal Practice*, 23. 1301-1327.
 21. Heatley, J. J.; Harris, M. C. (2008). Hamsters and Gerbils. In: M. Mitchell e T. Tully: *Manual of Exotic Pet Practice*. First Edition. Elsevier Saunders, St. Louis, Missouri. 406-431.
 22. Heavner, J. E. (1997). Pharmacology of Analgesics. In: D. F. Kohn et al: *Anesthesia and Analgesia in Laboratory Animals*. ACLAM and Academic Press, New York. 43-55.
 23. Hedenqvist, P.; Hellebrekers, L. J. (2003). Laboratory Animal Analgesia, Anesthesia, and Euthanasia. In: J. Hau e G. L. Van Hoosier (eds.): *Handbook of Laboratory Animal Science*, 1. Second Edition. CRC Press, Boca Raton, FL. 413–455.
 24. Jenkins, J. R. (2004). Rabbit Gastrointestinal Diseases. In: K. Quesenberry e J. W. Carpenter: *Ferrets, Rabbits and Rodents: Clinical Medicine and Surgery*. Second Edition, Elsevier Saunders. 161-170.
 25. Johnson, D. H. (2010). Endoscopic Intubation of Exotic Companion Mammals. In: *Exotic Animal Practice*, 13. 273-289.
 26. Lennox, A. M. (2008). Clinical Technique: Small Exotic Companion Mammal Dentistry - Anesthetic Considerations. In: *Journal of Exotic Pet Medicine*, 17(2). 102-106.
 27. Lennox, A. M. e Capello, V. (2008). Tracheal Intubation in Exotic Companion Mammals. In: *Journal of Exotic Pet Medicine*, 17(3). 221–227.
 28. Lichtenberger, M. (2007). Shock and Cardiopulmonary-Cerebral Resuscitation in Small Mammals and Birds. In: *Exotic Animal Practice*, 10(2). 275-291.
 29. Lichtenberger, M. (2007). Critical Care Monitoring. In: *Exotic Animal Practice*, 10(2). 317-344.

-
30. Lipman, N. S.; Marini, R. P. e Flecknell, P. A. (1997). Anesthesia and Analgesia in Rabbits. In: D. F. Kohn et al: *Anesthesia and Analgesia in Laboratory Animals*. ACLAM and Academic Press, New York. 205-227.
 31. Livingston, A.; Chambers, P. (2000). The Physiology of Pain. In: P. Flecknell e A. Waterman- Pearson: *Pain Management in Animals*. First Edition. WB Saunders, Philadelphia. 9-19.
 32. Longley, L. (2008). Introduction to anaesthesia in exotic species. In: *Anaesthesia of Exotic Pets*. First Edition. Saunders Elsevier. 1-26.
 33. Longley, L. (2008). Mammal anaesthesia. In: *Anaesthesia of Exotic Pets*. First Edition. Saunders Elsevier. 27-35.
 34. Longley, L. (2008). Rabbit anaesthesia. In: *Anaesthesia of Exotic Pets*. First Edition. Saunders Elsevier. 36-58.
 35. Longley, L. (2008). Rodent anaesthesia. In: *Anaesthesia of Exotic Pets*. First Edition. Saunders Elsevier. 59-84.
 36. Longley, L. (2008). Ferret anaesthesia. In: *Anaesthesia of Exotic Pets*. First Edition. Saunders Elsevier. 85-95.
 37. Longley, L. (2008). Anaesthesia of other small mammals. In: *Anaesthesia of Exotic Pets*. First Edition. Saunders Elsevier. 96-102.
 38. Mason, D. E. e Brown, M. J. (1997). Monitoring of Anesthesia. In: D. F. Kohn et al: *Anesthesia and Analgesia in Laboratory Animals*. ACLAM and Academic Press, New York. 73-81.
 39. Melhorn, H. et al (2005). Effects of a combination of emodepside and praziquantel on parasites of reptiles and rodents. In: *Parasitology Research*, 97 (1). S65-69.
 40. Muir, W. W.; Hubbell, J. A. E.; Bednarski, R. M. (2008). Fármacos utilizados para la premedicación anestésica. In: *Manual de Anestesia Veterinaria*. Cuarta Edición. Elsevier España. 23-50.
 41. Muir, W. W.; Hubbell, J. A. E.; Bednarski, R. M. (2008). Fármacos y técnicas anestésicas locales. In: *Manual de Anestesia Veterinaria*. Cuarta Edición. Elsevier España. 51-71.
 42. Muir, W. W.; Hubbell, J. A. E.; Bednarski, R. M. (2008). Monitorización del paciente durante la anestesia. In: *Manual de Anestesia Veterinaria*. Cuarta Edición. Elsevier España. 269-303.
 43. Nolan, A. M. (2000). Pharmacology of analgesic drugs. In: P. Flecknell e A. Waterman- Pearson: *Pain Management in Animals*. First Edition. WB Saunders, Philadelphia. 21-48.

-
44. O'Malley, B. (2005). Rabbits. In: *Clinical Anatomy and Physiology of Exotic Species: Structure and function of mammals, birds, reptiles and amphibians*. First Edition. Elsevier Saunders. 173-195.
 45. O'Malley, B. (2005). Guinea pigs. In: *Clinical Anatomy and Physiology of Exotic Species: Structure and function of mammals, birds, reptiles and amphibians*. First Edition. Elsevier Saunders. 197-208.
 46. O'Malley, B. (2005). Rats. In: *Clinical Anatomy and Physiology of Exotic Species: Structure and function of mammals, birds, reptiles and amphibians*. First Edition. Elsevier Saunders. 209-225.
 47. O'Malley, B. (2005). Hamsters. In: *Clinical Anatomy and Physiology of Exotic Species: Structure and function of mammals, birds, reptiles and amphibians*. First Edition. Elsevier Saunders. 227-236.
 48. O'Malley, B. (2005). Ferrets. In: *Clinical Anatomy and Physiology of Exotic Species: Structure and function of mammals, birds, reptiles and amphibians*. First Edition. Elsevier Saunders. 237-261.
 49. O'Rourke, D. P. (2003). Disease Problems of Guinea Pigs – Dermatologic Diseases. In: K. Quesenberry, e J. W. Carpenter: *Ferrets, Rabbits and Rodents: Clinical Medicine and Surgery*. Second Edition, Elsevier Saunders. 249-251.
 50. Paul-Murphy, J. (2007). Critical Care of the Rabbit. In: *Exotic Animal Practice*, 10(2). 437-461.
 51. Pawson, P. (2008). Sedatives. In: J. E. Maddison: *Small Animal Clinical Pharmacology*. Second Edition. Elsevier Saunders. 113-125.
 52. Pollock, C. (2002). Postoperative Management of the Exotic Animal Patient. In: *Exotic Animal Practice*, 5(1). 183-212.
 53. Riggs, S. M.; Mitchell, M. A. (2008). Chinchillas. In: M. Mitchell e T. Tully: *Manual of Exotic Pet Practice*. First Edition. Elsevier Saunders, St. Louis, Missouri. 474-491.
 54. Stanford, M. (2004). Practical use of Capnography in Exotic animal anesthesia. In: *Exotic DVM*, 6.3. 49-52.
 55. Tully Jr., T. N. (2008). Mice and Rats. In: M. Mitchell e T. Tully: *Manual of Exotic Pet Practice*. First Edition. Elsevier Saunders, St. Louis, Missouri. 326-344.
 56. Vogler, G. A. (1997). Anesthesia Equipment: Types and Uses. In: D. F. Kohn et al: *Anesthesia and Analgesia in Laboratory Animals*. ACLAM and Academic Press, New York. 105-145.
 57. Vroom, M. W. (1999). Flea allergy dermatitis. In: É. Guaguère e P. Prélaud: *A Practical Guide to Feline Dermatology*. Merial.

-
58. Ware, W. A. (2009). Acquired Valvular and Endocardial Disease. In: W. R. Nelson e C. G. Couto: *Small Animal Internal Medicine*. Fourth Edition. Mosby Elsevier. 114-127.
 59. Ware, W. A. (2009). Myocardial Diseases of the Dog. In: W. R. Nelson e C. G. Couto: *Small Animal Internal Medicine*. Fourth Edition. Mosby Elsevier. 128-139.
 60. Ware, W. A. (2009). Myocardial Diseases of the Cat. In: W. R. Nelson e C. G. Couto: *Small Animal Internal Medicine*. Fourth Edition. Mosby Elsevier. 142-155.
 61. Wixson, S. K. e K. L. Smiler (1997). Anesthesia and analgesia in rodents. In: D. F. Kohn et al: *Anesthesia and Analgesia in Laboratory Animals*. ACLAM and Academic Press, New York. 165-199.
 62. Wolf, T. M. (2008). Ferrets. In: M. Mitchell e T. Tully: *Manual of Exotic Pet Practice*. First Edition. Elsevier Saunders, St. Louis, Missouri. 345-373.
 63. Bradley, T. (2001). Recognizing Pain in Exotic Animals. In: *Exotic DVM*, 3.3. 21-26.
 64. www.capnography.com, [07.05.2010].
 65. <http://www.wonderhowto.com/how-to-handle-restrain-ferret-injections-274019/view/>, [17.06.2010].
 66. <http://www.wonderhowto.com/how-to-handle-and-restrain-rabbit-for-injections-274018/>, [17.06.2010].
 67. <http://www.wonderhowto.com/how-to-handle-and-restrain-rat-for-injections-274016/>, [17.06.2010].
 68. <http://www.spcollege.edu/hec/vt/VTDE/rabbits/Rabbits1/image08.jpg>, [07.05.2010].
 69. <http://www.asgv.org/ckfinder/userfiles/images/img124.jpg>, [07.05.2010].
 70. <http://www.ahwla.org.uk/site/tutorials/BVA/BVA06-Rat/Rat.html>, [07.05.2010].
 71. <http://www.ahwla.org.uk/site/tutorials/BVA/BVA04-Hamster/Hamster.html>, [07.05.2010].
 72. <http://www.ahwla.org.uk/site/tutorials/BVA/BVA07-GPig/GPig.html>, [07.05.2010].
 73. <http://www.ahwla.org.uk/site/tutorials/BVA/BVA08-Rabbit/Rabbit.html>, [07.05.2010].
 74. http://www.ruralareavet.org/PDF/Anesthesia-Assessing_Depth.pdf, [20.08.2010].
 75. Heatley, J. J. (2008). Hedgehogs. In: M. Mitchell e T. Tully: *Manual of Exotic Pet Practice*. First Edition. Elsevier Saunders, St. Louis, Missouri. 433-454.
 76. Hall, L. W.; Clarke, K. W. e Trim, C. M. (2001). General considerations. In: *Veterinary Anaesthesia*. Tenth Edition. WB Saunders, London. 1-25.
 77. Lóio, S. (2009). *Emergências, estados críticos e cuidados intensivos em coelhos*. ICBAS - Universidade do Porto.

-
78. Hess, L. (2004). Rabbit Dermatological Diseases. In: K. Quesenberry e J. W. Carpenter: *Ferrets, Rabbits and Rodents: Clinical Medicine and Surgery*. Second Edition, Elsevier Saunders. 194-201.
79. Richardson, V. (2000). Important Viral Diseases. In: *Rabbits: Health, Husbandry and Diseases*. First Edition. Blackwell Science. 139-143.

ANEXO 1

Tabela 3 – Parâmetros fisiológicos de alguns pequenos mamíferos.^{21,32,33,34,35,36,37,53,55}

Espécie	Peso corporal (Kg)	Temperatura rectal (°C)	Temperatura ambiental óptima (°C)	Frequência cardíaca (bpm)	Frequência respiratória (rpm)	Volume de manutenção de fluidoterapia (ml/kg/dia)	Tubo endotraqueal
Coelho	1 a 10	38,5 a 40	15-21	180-300	30-60	100-150	1,5-5 mm
Rato	0,025-0,063	37,5	24-25	500-600	100-250	150	1 mm
Gerbilo	0,070-0,120	37-38,5	18-22	300-400	90-140	80-100	1 a 1,5 mm
Ratazana	0,225-0,5	38	18-26	260-450	70-150	100-120	Catéter IV 14-20G
Hamster sírio	0,085-0,150	-	20-24	280-412	33-127	80-100	1,5 mm
Porquinho-da-Índia	0,750-1,2	37,2-39,5	18-26	190-300	90-150	100	2 a 2,5 mm ou catéter IV 12-16G
Chinchila	0,4-0,6	37-38	10 a 20	100-150	-	60-120	1,5 a 2 mm
Furão	0,6-1,2	37,8-40	-	200-400	33-36	60-70	2 a 2,5 mm
Petauro do açúcar	0,080-0,160	36,3	-	200-300	16-40	-	1,5 mm
Ouriço	0,250-0,600	36-37,4	24-29	180-280	25-50	50-100	1-1,5 mm, cânula de cateteres IV

Legenda: bpm – batimentos por minuto; rpm – respirações por minuto.

ANEXO 2

Tabela 4 – Vias de administração parenteral em alguns pequenos mamíferos.^{8,33.34.35.36.37}

Espécie/Via de administração	Subcutânea	Intramuscular	Intravenosa	Intraóssea	Intraperitoneal	Intracardiaca
Coelho	Pele interescapular ou do flanco (23G, 30-50 ml)	Músculos lombares e quadricípede (25G, 1 ml)	Veias marginal auricular, cefálica, safena lateral e jugular (23-26G, 8 ml (bólus))	Grande trocânter do fêmur, crista da tíbia ou úmero proximal (18-23G)	Quadrante abdominal caudal direito (23G, 100 ml)	3º a 5º espaços intercostais esquerdos
Rato	Pele interescapular ou do flanco (23-25G, 2-3 ml)	Músculo quadricípede (25G, 0,05 ml)	Veias lateral da cauda ou safena lateral (25G, 0,2 ml)	Igual a gerbilo	Quadrante abdominal caudal direito (23G, 1-3 ml)	3º e 4º espaços intercostais esquerdos (25G)
Gerbilo	Pele interescapular (23-25G, 2-3 ml)	Músculo quadricípede (25G, 0,05-0,1 ml)	Veias lateral da cauda ou safena lateral (25G, 0,2 ml)	Grande trocânter do fêmur, crista da tíbia ou úmero proximal (18-23G, 0,1 ml (bólus))	Quadrante abdominal caudal direito (23G, 3-4 ml)	Semelhante a rato
Ratazana	Pele interescapular ou do flanco (23-25G, 5-10 ml)	Músculos lombares e quadricípede (25G, 0,3 ml)	Veias lateral da cauda ou safena lateral (25G, 0,5 ml)	Igual a gerbilo	Quadrante abdominal caudal direito (23G, 10-15 ml)	Semelhante a rato
Hamster sírio	Pele interescapular ou do flanco (23-25G, 3-5 ml)	Músculos lombares e quadricípede (25G, 0,1 ml)	Veia safena lateral (25G, 0,2 ml)	Igual a gerbilo	Quadrante abdominal caudal direito (23G, 3-4 ml)	Semelhante a rato
Porquinho-da-Índia	Pele interescapular ou do flanco, dolorosa (23-25G, 25-30 ml)	Músculos lombares e quadricípede (25G, 1 ml)	Veias safena lateral, cefálica, veia cava anterior ou jugular (25-27G, 0,2 ml)	Igual a coelho	Semelhante a coelho	Semelhante a coelho
Chinchila	Pele interescapular ou do flanco (23-25G, 25-30 ml)	Músculos lombares e quadricípede (25G, 0,3 ml)	Veias lateral da cauda, safena lateral, cefálica ou jugular (25-27G, 0,2 ml)	Igual a coelho	Semelhante a coelho	Semelhante a coelho
Furão	Pele interescapular (23-25G, 30 ml)	Músculos lombares e quadricípede (25G, 1 ml)	Veias safena lateral, cefálica, cava cranial, coccígea ventral e jugular (22-26G)	Grande trocânter do fêmur ou crista da tíbia (18-23G)	Semelhante a coelho	6º e 7º espaços intercostais
Petauro do açúcar	Pele interescapular, não administrar no patágio	Músculos epaxiais do pescoço e tórax, bicípede femural	Veias jugular e cava cranial (27G)	Fêmur proximal	Semelhante a hamster	-
Ouriço	Flanco na junção entre a cobertura de pêlo e de espinhos	Músculos quadricípede ou orbicular de revestimento	Veias femoral, safena lateral, cefálica, jugular e cava cranial (sob anestesia)	Fêmur proximal, difícil	Semelhante a ratazana	-

ANEXO 3

COELHO

Tabela 5 – Doses de anestésicos e tranquilizantes e via de administração utilizados no coelho.^{3,11,34}

Fármaco	Dose (mg/kg)	Via de administração
Acepromazina	0,25 a 1	IM
Acepromazina+butorfanol	0,5+0,5	IM, SC
Atipamezol	0,5	SC, IM
Atropina	0,1 a 0,5	SC, IM
Diazepam	1 a 5	IM, IV
Fentanil/droperidol	0,15 a 0,44 ml/kg	IM
Fentanil/fluanisona	0,2 a 0,3 ml/kg	IM
Glicopirrolato	0,01 a 0,02	SC
Medetomidina	0,1 a 0,5	IM, SC
Medetomidina+fentanil+midazolam	0,2+0,02+1	IM
Medetomidina+quetamina	0,25 a 0,5+15	IM
Medetomidina+quetamina+butorfanol	0,1+5+0,5	SC, IM
Medetomidina+quetamina+buprenorfina	0,5+35+0,03	IM
Midazolam	0,5 a 2	IM, IP, IV
Propofol	3 a 6	IV
Quetamina	20-50	IM
Quetamina+diazepam	10+0,5	IV
Quetamina+medetomidina+butorfanol	10 a 15+0,05+0,5	IM+IM+SC
Quetamina+midazolam	25+1	IM

Tabela 6 – Doses de analgésicos, com respectivas via de administração e duração, utilizados no coelho.^{3,14,34}

Fármaco	Dose (mg/kg)	Via de administração	Duração (h)
Opióide			
Buprenorfina	0,01 a 0,05	SC, IP, IV	6 a 12
Butorfanol	0,1 a 0,5	SC, IM, IV	2 a 4
Fentanil	0,0074	IV	2 a 4
Meperidina	5 a 10	SC, IM	2 a 3
Morfina	2 a 5	SC, IM	2 a 4
Nalorfina	1 a 5	IV	
Naloxona	0,01 a 0,1	IM, IV, IP	
Oximorfona	0,05 a 0,2	SC, IM	8 a 12
Tramadol	6,25 a 12,5	PO	12
AINE			
Carprofeno	1 a 2,2; 4	PO; SC	12; 24
Cetoprofeno	1 a 3	SC	12
Flunixinina	1,1	SC	12
Ibuprofeno	7,5	PO	6 a 8
Meloxicam	0,2 a 0,6	PO, SC	24
Piroxicam	0,2	PO	8

Tabela 7 – Doses de fármacos de urgência e via de administração utilizados no coelho.^{3,34}

Fármaco	Dose (mg/kg)	Via de administração
Adrenalina	0,2	IV, IT
Dexametasona ^a	2	IM, IV
Diazepam	1	IM, IV, IP
Doxapram	2 a 5	IV, SC
Furosemida	0,3 a 5	SC, IM, IV, PO
Glicopirrolato	0,01 a 0,02	SC
Lidocaína	2	IV, IT

RATAZANA

Tabela 8 - Doses de anestésicos e tranquilizantes e via de administração utilizados na ratazana.^{3,11,35}

Fármaco	Dose (mg/kg)	Via de administração
Acepromazina	0,5 a 1	IM
Atipamezol	1	SC
Atropina	0,05 a 0,1	SC
Diazepam	3 a 5	IM
Fentanil/droperidol	0,3 a 0,5 ml/kg	IM
Fentanil/fluanisona	0,2 a 0,6 ml/kg	IM, IP
Fentanil/fluanisona+diazepam	0,4 ml/kg+2,5	IP
Glicopirrolato	0,01 a 0,02	SC
Iohimbina	0,5 a 1	IV
Medetomidina	0,03 a 0,1	SC
Midazolam	1 a 2	IM
Propofol	7,5 a 10	IV
Quetamina	25 a 40	IM
Quetamina+acepromazina	75+2,5	IP
Quetamina+diazepam	75+5	IP
Quetamina+medetomidina	90+0,5	IP
Quetamina+midazolam	75+5	IP
Quetamina+xilazina	75 a 100+5 a 10	IP
Quetamina+xilazina+acepromazina	40 a 50+2,5+0,75	IM
Tiopental	30	IV
Xilazina	10	IM, IP

Tabela 9 – Doses de analgésicos, com respectivas via de administração e duração, utilizados na ratazana.^{3,14,35}

Fármaco	Dose (mg/kg)	Via de administração	Duração (h)
Opióide			
Buprenorfina	0,05 a 0,1	SC, IV	6 a 12
Butorfanol	0,2 a 2	SC, IM, IP	2 a 4
Meperidina	10 a 20	SC, IM	2 a 4
Morfina	2,5	SC, IM	2 a 4
Nalbufina	4 a 8	IM	
Naloxona	0,01 a 0,1	SC, IP	
Oximorfona	0,2 a 0,5	SC, IM	6 a 12
Tramadol	5	SC	12
AINE			
Ácido acetilsalicílico	100	PO	4 a 8
Carprofeno	5	SC	24
Cetoprofeno	5	SC	12 a 24
Flunixinina	2,5	SC	12 a 24
Ibuprofeno	10 a 30	PO	4
Meloxicam	1 a 2	SC, PO	12 a 24

Tabela 10 – Doses de fármacos de urgência e via de administração utilizados na ratazana.^{3,35}

Fármaco	Dose (mg/kg)	Via de administração
Atropina	0,05 a 0,1	SC
Dexametasona	4 a 5	SC, IM, IP, IV
Diazepam	1 a 5	IM, IV, IP, IO
Doxapram	5 a 10	IV, IP
Furosemida	5 a 10	SC, IM
Glicopirrolato	0,01 a 0,02	SC

RATO

Tabela 11 - Doses de anestésicos e tranquilizantes e via de administração utilizados no rato. ^{3,11,35}

Fármaco	Dose (mg/kg)	Via de administração
Acepromazina	0,5 a 1	IM
Atipamezol	1	SC
Atropina	0,1 a 0,4	SC, IM
Diazepam	3 a 5	IM, IP
Fentanil/droperidol	0,3 a 0,5 ml/kg	IM
Fentanil/fluanisona	0,2 a 0,6 ml/kg	IP, SC
Fentanil/fluanisona+diazepam	0,4 ml/kg+5	IP
Glicopirrolato	0,01 a 0,02	SC
Iohimbina	0,5 a 1	IV
Medetomidina	0,03 a 0,1	SC
Midazolam	1 a 2	IM
Propofol	12 a 26	IV
Quetamina	22 a 44	IM
Quetamina+medetomidina	50 a 75+1	IM, IP
Quetamina+xilazina	50+5	IP
Xilazina	5 a 10	IP

Tabela 12 – Doses de analgésicos, com respectivas via de administração e duração, utilizados no rato. ^{3,14,35}

Fármaco	Dose (mg/kg)	Via de administração	Duração (h)
Opióide			
Buprenorfina	0,05 a 2,5	SC, IP	6 a 12
Butorfanol	1 a 5	SC	4
Meperidina	10 a 20	SC, IM	2 a 4
Morfina	2,5	SC	2 a 4
Nalbufina	4 a 8	IM	3
Naloxona	0,01 a 0,1	SC, IP	
Oximorfona	0,2 a 0,5	SC, IM	6 a 12
AINE			
Ácido acetilsalicílico	120	PO	4 a 8
Carprofeno	5	SC	24
Cetoprofeno	5	SC	12 a 24
Flunixinina	2,5	SC	12 a 24
Ibuprofeno	7 a 15	PO	4
Meloxicam	1 a 2	SC, PO	12 a 24

HAMSTER

Tabela 13 - Doses de anestésicos e tranquilizantes e via de administração utilizados no hamster. ^{3,11,35}

Fármaco	Dose (mg/kg)	Via de administração
Acepromazina	0,5 a 1	IM
Atipamezol	1	SC
Atropina	0,1 a 0,4	SC, IM
Diazepam	3 a 5	IM, IP
Fentanil/droperidol	0,9 ml/kg	IM
Fentanil/fluanisona	0,3 a 0,6 ml/kg	IP
Fentanil/fluanisona+diazepam	1 ml/kg+5	IP
Glicopirrolato	0,5	IM
Iohimbina	0,5 a 1	IV
Medetomidina	0,03 a 0,1	SC, IP
Midazolam	5	IP
Propofol	12 a 26	IV
Quetamina	50 a 100	IP
Quetamina+acepromazina	150+5	IP
Quetamina+medetomidina	75 a 100+0,25 a 1	IP
Quetamina+xilazina	80+5	IM, IP
Xilazina	1 a 5	IP, IM

Tabela 14 – Doses de analgésicos, com respectivas via de administração e duração, utilizados no hamster. ^{3,14,35}

Fármaco	Dose (mg/kg)	Via de administração	Duração (h)
Opióide			
Buprenorfina	0,05 a 0,1	SC	6 a 12
Butorfanol	1 a 5	SC	4
Meperidina	20	SC, IM	2 a 4
Morfina	2 a 5	SC, IM	2 a 4
Nalbufina	4 a 8	IM	3
Naloxona	0,01 a 0,1	SC, IP	
Oximorfona	0,2 a 0,5	SC, IM	6 a 12
AINE			
Ácido acetilsalicílico	100 a 150	PO	4 a 8
Carprofeno	5	SC	24
Cetoprofeno	5	SC	12 a 24
Flunixinina	2,5	SC	12 a 24
Meloxicam	1 a 2	SC, PO	12 a 24

PORQUINHO-DA-ÍNDIA

Tabela 15 - Doses de anestésicos e tranquilizantes e via de administração utilizados no porquinho-da-Índia.^{3,11,35}

Fármaco	Dose (mg/kg)	Via de administração
Acepromazina	0,5 a 1	IM
Atipamezol	1	SC
Atropina	0,1 a 0,2	SC, IM
Diazepam	0,5 a 3	IM
Fentanil/droperidol	0,22 a 0,88 ml/kg	IM
Fentanil/fluanisona	0,5 a 1 ml/kg	IM
Fentanil/fluanisona+diazepam	1 ml/kg+2,5	IM
Glicopirrolato	0,01 a 0,02	SC
Medetomidina	0,3	SC
Midazolam	1 a 2	IM
Quetamina	22 a 44	IM
Quetamina+diazepam	20 a 30+1 a 2	IM
Quetamina+medetomidina	40+0,5	IM
Quetamina+midazolam	5 a 10+0,5 a 1	IM
Quetamina+xilazina	20 a 40+2	IM

Tabela 16 – Doses de analgésicos, com respectivas via de administração e duração, utilizados no porquinho-da-Índia.^{3,14,35}

Fármaco	Dose (mg/kg)	Via de administração	Duração (h)
Opióide			
Buprenorfina	0,05	SC	8 a 12
Butorfanol	0,4 a 2	SC	4 a 12
Meperidina	10 a 20	SC, IM	2 a 3
Morfina	2 a 5	SC, IM	4
Nalbufina	1 a 2	IM	3
Naloxona	0,01 a 0,1	SC, IP	
Oximorfona	0,2 a 0,5	SC, IM	6 a 12
AINE			
Ácido acetilsalicílico	50 a 100	PO	4
Carprofeno	4	SC	24
Cetoprofeno	1	SC, IM	12 a 24
Flunixinina	1 a 2	SC	12
Ibuprofeno	10	PO	4

Tabela 17 – Doses de fármacos de urgência e via de administração utilizados no porquinho-da-Índia.^{3,35}

Fármaco	Dose (mg/kg)	Via de administração
Atropina	0,1 a 0,2	SC, IM
Dexametasona	4 a 5	SC, IM, IP, IV
Diazepam	1 a 5	IM, IV, IP, IO
Dopamina	0,08	IV
Doxapram	2 a 5	IV, IP
Epinefrina	0,003	IV
Furosemida	5 a 10	SC, IM
Glicopirrolato	0,01 a 0,02	SC

CHINCHILA

Tabela 18 - Doses de anestésicos e tranquilizantes e via de administração utilizados na chinchila. ^{3,11,35}

Fármaco	Dose (mg/kg)	Via de administração
Acepromazina	0,5 a 1	IM
Atropina	0,1 a 0,2	IM, SC
Glicopirrolato	0,01 a 0,02	SC
Midazolam	1 a 2	IM
Quetamina	20 a 40	IM
Quetamina+acepromazina	40+0,5	IM
Quetamina+diazepam	20 a 40+1 a 2	IM
Quetamina+midazolam	5 a 10+0,5 a 1	IM
Quetamina+xilazina	35 a 40+4 a 8	IM

Tabela 19 – Doses de analgésicos, com respectivas via de administração e duração, utilizados na chinchila. ^{3,14,35}

Fármaco	Dose (mg/kg)	Via de administração	Duração (h)
Opióide			
Buprenorfina	0,05	SC	8 a 12
Butorfanol	0,2 a 2	SC, IM	4
Naloxona	0,01 a 0,1	SC, IP	
AINE			
Ácido acetilsalicílico	100 a 200	PO	6 a 8
Carprofeno	4	SC	24
Cetoprofeno	1	SC, IM	12 a 24
Flunixin	1 a 3	SC	12

Tabela 20 – Doses de fármacos de urgência e via de administração utilizados na chinchila. ^{3,35}

Fármaco	Dose (mg/kg)	Via de administração
Atropina	0,1 a 0,2	IM, IT, IC
Doxapram	20	IV, IT, IO, IC
Epinefrina	0,2	IV, IT, IO, IC
Furosemida	2 a 10	PO, SC, IM, IV

FURÃO

Tabela 21 - Doses de anestésicos e tranquilizantes e via de administração utilizados no furão.^{3,36}

Fármaco	Dose (mg/kg)	Via de administração
Acepromazina	0,1 a 0,5	SC, IM
Atipamezol	1	IM, SC, IV
Atropina	0,04 a 0,05	IM, SC, IV
Diazepam	1 a 2	IM
Fentanil/droperidol	0,15 ml/kg	IM
Fentanil/fluanisona	0,3 ml/kg	IM
Glicopirrolato	0,01	IM
Iohimbina	0,5	IV, IM
Medetomidina	0,08 a 0,2	SC, IM
Medetomidina+butorfanol	0,08+0,1	IM
Midazolam	0,3 a 1	SC, IM
Propofol	2 a 5	IV
Quetamina	10 a 20	IM
Quetamina+acepromazina	20 a 35+0,2 a 0,35	SC, IM
Quetamina+diazepam	10 a 20+1 a 2	IM
Quetamina+medetomidina	2,5 a 5+0,08	IM
Quetamina+medetomidina+butorfanol	2,5 a 5+0,08+0,1	IM
Quetamina+midazolam	5 a 10+0,25 a 0,5	IV
Quetamina+xilazina	10 a 25+1 a 2	IM
Xilazina	1	SC, IM

Tabela 22 – Doses de analgésicos, com respectivas via de administração e duração, utilizados no furão.^{3,36}

Fármaco	Dose (mg/kg)	Via de administração	Duração (h)
Opióide			
Buprenorfina	0,01 a 0,03	SC, IM	8 a 12
Butorfanol	0,1 a 0,5	IM	4
Meperidina	5 a 10	SC, IM, IV	2 a 4
Nalbufina	0,5 a 1,5	IM, IV	2 a 3
Naloxona	0,01 a 0,03	SC, IM, IV	
Oximorfona	0,05 a 0,2	SC, IM, IV	4
AINE			
Ácido acetilsalicílico	0,5 a 22	PO	8 a 24
Carprofeno	1 a 5	PO, SC	12 a 24
Cetoprofeno	1	PO, SC, IM	24
Flunixinina	0,5 a 2	SC, IV	12 a 24
Meloxicam	0,1 a 0,2	PO	24

Tabela 23 – Doses de fármacos de urgência e via de administração utilizados no furão.^{3,36}

Fármaco	Dose (mg/kg)	Via de administração
Adrenalina	0,02	IV, IM, SC, IT
Atropina	0,02 a 0,04	SC, IM
Dexametasona	4 a 8	IM, IV
Diazepam	1	IM, IV
Doxapram	1 a 11	IV
Furosemida	1 a 4	SC, IM, IV, PO
Glicopirrolato	0,01	IM

OURIÇO

Tabela 24 - Doses de anestésicos e tranquilizantes e via de administração utilizados no ouriço.³

Fármaco	Dose (mg/kg)	Via de administração
Atipamezol	0,3 a 0,5	IM
Atropina	0,01 a 0,04	SC, IM
Diazepam	0,5 a 2	IM
Iohimbina	0,5 a 1,05	IM
Medetomidina	0,2	IM
Naloxona	0,16	IM
Quetamina+diazepam	5 a 20+0,5 a 2	IM
Quetamina+medetomidina	5+0,1	IM
Quetamina+medetomidina+fentanil	2+0,2+0,1	SC

Tabela 25 – Doses de analgésicos, com respectivas via de administração e duração, utilizados no ouriço.³

Fármaco	Dose (mg/kg)	Via de administração	Duração (h)
Opióide			
Buprenorfina	0,01 a 0,5	SC, IM	6 a 12
Butorfanol	0,05 a 0,4	SC, IM	4
AINE			
Flunixinina	0,03;0,3	IM;SC	8;24

PETAURO-DO-AÇÚCAR

Tabela 26 - Doses de anestésicos e tranquilizantes e via de administração utilizados no petauro-do-açúcar.^{3,37}

Fármaco	Dose (mg/kg)	Via de administração
Acepromazina+butorfanol	1,7+1,7	PO
Atropina	0,01 a 0,02	SC, IM
Diazepam	0,5 a 1	IM
Glicopirrolato	0,01 a 0,02	SC, IM, IV
Quetamina	20	IM
Quetamina+acepromazina	10+1	SC

Tabela 27 – Doses de analgésicos, com respectiva via de administração, utilizados no ouriço.^{3,37}

Fármaco	Dose (mg/kg)	Via de administração
Opióide		
Butorfanol	0,5	IM
AINE		
Flunixinina	0,1 a 1	IM

ANEXO 4

Tabela 28 – Correspondência entre o nome comum e o nome das espécies referidas neste trabalho.^{21,53}

Canário	<i>Serinus canaria</i>
Chinchila	<i>Chinchilla laniger</i>
Coelho	<i>Oryctolagus cuniculus</i>
Degu	<i>Octodon degus</i>
Dragão barbudo	<i>Pogona vitticeps</i>
Esquilo de Richardson	<i>Spermophilus richardsoni</i>
Furão	<i>Mustela putorius furo</i>
Gecko-leopardo	<i>Eublepharis macularius</i>
Gerbilo	<i>Meriones unguiculatus</i> e <i>Meriones persicus</i>
Hamster	<i>Mesocricetus auratus</i> (Hamster Sírio) <i>Phodopus campbelli</i> (Hamster anão Dzungariano) <i>Phodopus sungorus</i> (Hamster anão Siberiano) <i>Cricetulus griseus</i> (Hamster chinês) <i>Phodopus roborovskii</i> (Hamster Roborovski)
Iguana verde	<i>Iguana iguana</i>
Inseparável de Fischer	<i>Agapornis fischeri</i>
Jandaia amarela	<i>Aratinga solstitialis</i>
Ouriço	<i>Atelerix albiventris</i> (pigmeu africano)
Papagaio cinzento de cauda vermelha	<i>Psittacus erithacus erithacus</i>
Periquito	<i>Melopsittacus undulatus</i> (periquito australiano)
Petauro-do-açúcar	<i>Petaurus breviceps</i>
Porquinho-da-Índia	<i>Cavia porcellus</i>
Ratazana	<i>Rattus norvegicus</i>
Rato	<i>Mus musculus</i>
Tartaruga chinesa de carapaça mole	<i>Pelodiscus sinensis</i>
Tartaruga das estepes	<i>Testudo horsfieldii</i>
Tartaruga de orelhas vermelhas	<i>Trachemys scripta elegans</i>

ANEXO 5

Tabela 29 – Estádios e planos de profundidade anestésica em pequenos animais.⁷⁴

Estádio da anestesia	Comportamento	Respiração	Função cardiovascular	Resposta à cirurgia	Profundidade	Posição do globo ocular	Diâmetro pupilar	Reflexo pupilar	Tónus muscular	Reflexos
Estádio I	Desorientação	Normal, pode ofegar	Hipertensão, FC normal	Luta	Não anestesiado	Central	Normal	Sim	Normal	Todos presentes
Estádio II	Excitação, vocalização	Irregular, pode sustentar respiração ou hiperventilar	Hipertensão, FC pode aumentar	Luta	Não anestesiado	Central, possível nistagmus	Pode haver midríase	Sim	Normal	Todos presentes, podem estar ↑
Estádio III, Plano 1	Anestesiado	Regular	Pulso forte, FC ↑, PA N	Pode responder com movimento	Leve	Central ou rodado, possível nistagmus	Normal	Sim	Normal	Deglutição ↓ ou ausente
Estádio III, Plano 2	Anestesiado	Regular, pode ser superficial	FC ↑, ligeira hipotensão	Pode ↑ FC e FR	Moderada	Rodado ventro-medialmente	Midríase ligeira	Lento	Relaxamento	Patelar, auricular, palpebral e corneal ↓, restantes ausentes
Estádio III, Plano 3	Anestesiado	Superficial	FC N, TRC ↑, hipotensão, pulso mais fraco	Nenhuma	Profunda	Normalmente central	Midríase moderada	Lento ou ausente	Muito reduzido	Todos os reflexos ↓ ou ausentes
Estádio III, Plano 4	Anestesiado	Espasmódica e irregular	FC ↓, TRC ↑, mucosas pálidas, hipotensão significativa	Nenhuma	Sobredosagem	Central	Midríase significativa	Ausente	Flacidez	Sem reflexos
Estádio IV	Moribundo	Apneia	Colapso cardiovascular	Nenhuma	Moribundo	Central	Midríase significativa	Ausente	Flacidez	Sem reflexos

Legenda: FC – Frequência cardíaca; FR – Frequência respiratória; ↑ - aumentado; ↓ - diminuído; N – normal; TRC – Tempo de repleção capilar; PA – Pressão arterial.