

Relatório Final de Estágio

Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

ANESTESIA EM ROEDORES

Sofia Alexandra Cabral Araújo

Orientador

Professor Doutor Augusto Manuel Rodrigues Faustino

Co-Orientador(es)

Doutor Ferran Bargalló i Saumell

Mestre Joel Tsou Ferraz

Porto 2010

Relatório Final de Estágio

Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

ANESTESIA EM ROEDORES

Sofia Alexandra Cabral Araújo

Orientador

Professor Doutor Augusto Manuel Rodrigues Faustino

Co-Orientador(es)

Doutor Ferran Bargalló i Saumell

Mestre Joel Tsou Ferraz

Porto 2010

“An expert is a person who has made all the mistakes that can be made in a very narrow field.”

Niels Bohr

Resumo

Este relatório de estágio foi elaborado com base nos conhecimentos aprendidos durante os meses de Março e Junho, no Centro Veterinário de Exóticos do Porto (CVEP) e de Abril e Maio no Hospital Zoològic Badalona (HZB).

Nos meses do estágio tive a oportunidade de aprender e adquirir conhecimentos tanto a nível teórico como prático, a nível clínico, em relação ao alojamento, técnicas de manipulação dos animais, consultas, exames físicos, diagnóstico, suporte e tratamento e ainda a nível cirúrgico com procedimentos sob sedação ou anestesia geral nas espécies exóticas.

O objecto deste relatório é abordar a anestesia em roedores, grupo que representa uma crescente procura como animais de companhia, uma vez que não exigem cuidados muito específicos para manter em apartamentos em comparação com outros animais de companhia.

Na abordagem a este tema e para facilitar a posterior consulta serão referidos os passos necessários para uma boa anestesia nestas espécies, assim como anatomia e fisiologia comparada, avaliação pré-anestésica (anamnese, exame físico, hemograma e bioquímica), anestesia (equipamentos anestésicos e suporte do paciente durante a cirurgia, pré-anestesia, indução e manutenção, monitorização e recuperação); emergências e complicações anestésicas. A par deste estudo, durante o estágio foi ainda efectuado um trabalho comparativo de casuística tendo em conta as espécies mais frequentes na clínica de exóticos e os motivos pelas quais ingressam na mesma, particularizando o grupo de estudo deste relatório – os roedores.

Em ambos os locais de estágio foi possível concluir que os roedores são animais frequentes na prática clínica, o que confirmou a necessidade deste estudo e de aprofundar esta área tão essencial na prática clínica.

Agradecimentos

Este trabalho não teria sido possível sem a colaboração dos seguintes, a quem dirijo a minha sincera gratidão:

Em primeiro lugar um agradecimento especial aos meus pais, **Graça e José**, e à minha irmã, **Marta**, por sempre terem acreditado mim, e pela paciência infinita que tiveram, tendo sido um apoio essencial sem o qual não teria conseguido chegar até aqui.

Ao meu orientador, o **Professor Doutor Augusto Faustino**, pela disponibilidade em esclarecer dúvidas, pelas sugestões e pelo apoio durante as várias fases.

Ao **Mestre Joel Ferraz**, o co-orientador deste trabalho, pela oportunidade de me deixar fazer parte da realidade dos exóticos, pela boa disposição, pela disponibilidade, pela sinceridade e pela paciência em responder a todas as dúvidas.

À restante equipa do CVEP, **Doutora Francisca, Doutora Marta, Doutora Rute** pelo apoio, interesse, simpatia e esclarecimentos.

Ao **Doutor Ferran Bargalló i Saumell** e restante equipa do Hospital Zoològic de Badalona pelo interesse, esclarecimento e pelos conhecimentos transmitidos.

A **toda equipa do Hospital Veterinário Montenegro**, pelos conhecimentos transmitidos, pela integração, pela simpatia, interesse e convívio.

A todos os estagiários com quem partilhei o estágio, pela troca de informações, companheirismo e simpatia.

À maior companheira, **Marta Santos**, pelo apoio e amizade incondicional, boa disposição e por ter estado sempre presente em todos os momentos.

Aos meus amigos, **Gisela, Bruno, Rodolfo, Lúcia e Renata** por compreenderem as minhas ausências, por acreditarem em mim, pela amizade e por estarem presentes.

Ao **Filipe**, pela paciência infinita, pelas correcções gramaticais, pelos conselhos, pelo optimismo, por acreditar e por estar sempre presente.

E por fim, a todos os animais, especialmente aos meus, que serviram de incentivo para querer chegar mais longe.

A todos vós, dedico este trabalho.

Abreviaturas

AINES – Anti-inflamatórios não esteróides
ALT – Alanina transaminase
BUN – Ureia nitrogenada sanguínea
CMA – Concentração mínima de anestésico
CO₂ – Dióxido de carbono
ECG – Electrocardiograma
FA – Fosfatase alcalina
Hb – Hemoglobina
Hg – Mercúrio
Htc – Hematócrito
ICel – Por via intracelômica
IM – Por via intramuscular
IO – Por via intraóssea
IP – Por via intraperitoneal
IV – Por via intravenosa
NaCl – Cloreto de Sódio
O₂ - Oxigénio
PO – Por via oral
PT – Proteínas totais
SC – Por via subcutânea
TRC – Tempo de repleção capilar

Índice

Resumo	i
Agradecimentos	ii
Abreviaturas	iii
Índice	iv
1. Introdução	1
2. Estágio	2
3. Anatomia e fisiologia	3
4. Avaliação Pré-Anestésica	5
4.1. Anamnese	5
4.2. Exame Físico	5
4.3. Hemograma e Bioquímica Sérica	6
5. Anestesia Geral	8
5.1. Equipamentos anestésicos e suporte do paciente durante a cirurgia	8
5.2. Pré-Anestesia	8
5.2.1. Jejum	8
5.2.2. Oxigénio	9
5.2.3. Aquecimento	9
5.2.4. Fluidoterapia	9
5.2.5. Posicionamento	9
5.2.6. Pré-medicação e Analgesia	9
5.3. Indução e Manutenção	11
5.3.1. Anestesia Volátil	11
5.3.2. Anestesia Injectável	15
5.4. Monitorização	16
5.5. Recuperação	20
6. Complicações anestésicas	22
6.1. Sistema respiratório	23
6.2. Sistema cardiovascular	24
6.3. Balanço hídrico	26
6.4. Hipotermia	26
7. Anestesia local e regional	27
8. Conclusão	27
9. Bibliografia	28

10. Anexos	31
10.1. Anexo I	31
10.2. Anexo II	31
10.3. Anexo III	33
10.4. Anexo IV	34
10.5. Anexo V	35
10.6. Anexo VI	35

1. Introdução

A escolha de um animal exótico como animal de estimação tem vindo a aumentar nos últimos anos. Isto deve-se a vários factores. Assim, estas espécies apresentam grandes vantagens em relação ao cão e gato. São em regra mais pequenos, menos barulhentos, o seu custo de manutenção é menor. Nos dias que correm, em que as pessoas moram na maior parte dos casos em apartamentos, torna-se mais simples cuidar e manter um animal que não necessita de grandes áreas para fazer exercício e que pode ser mantido numa jaula.

Como são espécies que em regra são presas e não predadoras (como o cão e o gato), apresentam uma sensibilidade acrescida à manipulação e daí advém a necessidade de bons conhecimentos de anestesia para realizar inúmeros procedimentos que permitam fazer bons diagnósticos e bons tratamentos.

Os roedores constituem o maior grupo de mamíferos com placenta, o que corresponde a cerca de 40% das espécies da classe dos Mamíferos, com quase 2000 espécies classificadas em 29 famílias e 426 géneros (Carleton-Musser 2005). A ordem dos roedores inclui as subordens Sciuromorpha e Hystricomorpha. A maior subordem é a Sciuromorpha, que inclui cinco famílias de roedores do tipo esquilo (incluindo a família dos esquilos, *Sciuridae*) e cinco famílias de roedores tipo rato. A maior família de roedores do tipo rato é a *Muridae*, que inclui animais de estimação como os ratos (*Mus musculus*), ratazanas (*Rattus norvegicus*), gerbos (*Meriones unguiculatus*) e hamsters (*Mesocricetus auratus*). A subordem Hystricomorpha apresenta 16 famílias sendo que as que incluem os animais de estimação mais comuns são a *Caviidae* que inclui os porquinhos-da-índia (*Cavia porcellus*); a *Chinchillidae* que inclui as chinchilas (*Chinchilla laniger*) e a *Octodontidae* que inclui os degus (*Octodon degus*) (Singleton *et al.* in Longley 2008). Neste relatório serão abordadas com maior ênfase as famílias *Muridae*, *Caviidae* e *Chinchillidae*, esta abordagem será limitada pela bibliografia existente para cada uma das famílias.



Figura 1. Da esquerda para a direita, Porquinho-da-índia, hamster e chinchila.

2. Estágio

As tabelas (1 e 2) e os gráficos (1 e 2) que se seguem demonstram os procedimentos efectuados e as consultas assistidas durante os dois estágios no Centro Veterinário de Exóticos do Porto (CVEP) e no Hospital Zoológico de Badalona (HZB).

Grupos Procedimentos	Mamíferos	Aves	Répteis
SC	75	20	26
IV	1		
IM	20	1	10
PO	120		
Sondagem PO		60	16
IO	5	2	
IC			
Icelómica	NA		
Colheita sangue		2	
Directo fezes	4	6	4
Flutuação fezes			
Coloração Gram			
Coloração Diff-Quick		1	
Doppler			
R-X	4	3	7
Necrópsia			
Urianálise			
Penso		4	
Canulação			
Ocular tópico	4		13

Tabela 1. Procedimentos efectuados durante o estágio no CVEP.

Grupos Procedimentos	Mamíferos	Aves	Répteis
SC	46	1	
IV		4	
IM	5	13	1
PO	60		
Sondagem PO		15	
IO			
IC	5		1
Icelómica	NA		
Colheita sangue	5		
Directo fezes	30	33	13
Flutuação fezes	10	2	
Coloração Gram	4	5	3
Coloração Diff-Quick	13	10	3
Doppler			3
R-X	24	16	5
Necrópsia	5	9	1
Urianálise	1		
Penso		1	
Canulação	1		
Ocular tópico			

Tabela 2. Procedimentos efectuados durante o estágio no HZB.

Consultas CVEP

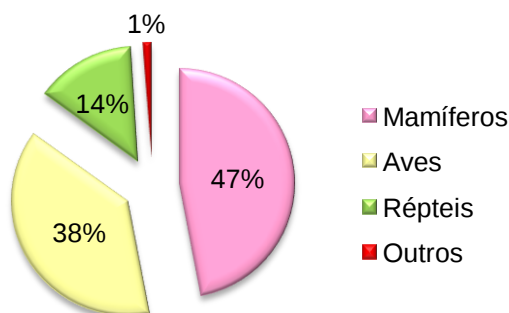


Gráfico 1. Consultas assistidas durante o estágio no CVEP.

Consultas HZB

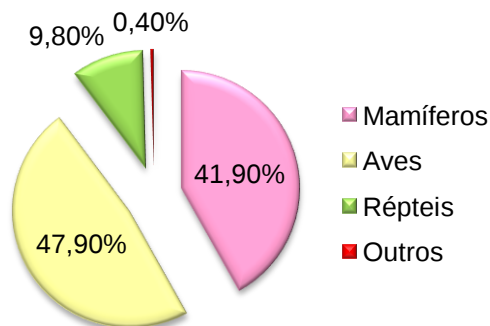


Gráfico 2. Consultas assistidas durante o estágio no HZB.

3. Anatomia e fisiologia

Em relação à anatomia e fisiologia serão apenas abordados os aspectos relevantes à anestesia, principalmente os referentes ao sistema respiratório.

Os roedores não possuem muitas glândulas sudoríparas e não conseguem arfar, assim, o calor em excesso é perdido pelas orelhas e cauda, além disso os ratos também podem perder calor através da salivação (Longley 2008) e todas as espécies são susceptíveis de sofrer stress por calor (Bauck & Bihun *in* Longley 2008).

O pequeno tamanho dos roedores significa que têm um rácio elevado de área da superfície por peso do corporal e consequentemente uma taxa metabólica e gasto de energia elevados (Hurst *in* O'Malley 2005). Consequentemente são muito susceptíveis a desidratação e hipotermia. O seu metabolismo rápido significa que têm necessidades elevadas de oxigénio e energia, fazendo com que estejam predispostos a hipoglicemia e hipóxia (O'Malley 2005).

Em relação ao sistema respiratório, a laringe é a típica de todos os mamíferos apresentando cinco cartilagens no entanto, difere por não ter ventrículo laríngeo (O'Malley 2005). Encontra-se acima da orofaringe onde possui acesso directo à nasofaringe sendo todas estas espécies respiradoras nasais obrigatórias (Vaughan *in* O'Malley 2005). Como são animais de baixo peso corporal (elevado rácio de área de superfície por peso corporal), têm necessidade de O_2 superior à dos grandes mamíferos. Isto, é facilitado por várias modificações (O'Malley 2005). Assim, os roedores têm uma elevada flexibilidade da parede torácica e da capacidade vital e também uma baixa capacidade residual dos pulmões. Isto permite-lhes expandir bem os pulmões para entrar mais oxigénio e expelir o máximo de ar em cada respiração. Relativamente a outras espécies possuem mais alvéolos de pequeno diâmetro para permitir uma maior troca de oxigénio. Por exemplo o diâmetro do alvéolo de um Hamster Sírio é de 35-75 μm em contraste com os 200 de um gato. Também apresentam vias aéreas mais

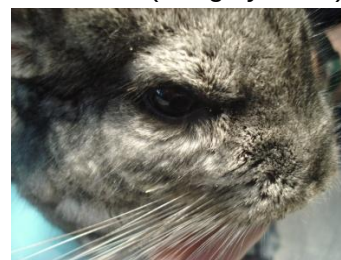
curtas e taxas respiratórias elevadas devido às grandes necessidades de O₂ (Donnelly *in* O'Malley 2005).

Nos roedores, o acesso às vias áreas torna-se mais difícil porque terem uma cavidade oral longa e estreita, apresentando na base da língua o tórus lingual (Bivin *et al. in* Longley 2008).

A traqueia das ratazanas tem 3 mm por 2 mm de largura e é oval na secção apresentando uma bifurcação nos 33 mm de comprimento (Hebel & Stromberg *in* Longley 2008). O pulmão direito apresenta um lobo cranial, médio, caudal e um acessório. O pulmão esquerdo é mais pequeno e não está dividido em lobos (O'Malley 2005).

Como os pulmões dos porquinhos-da-índia são muito pequenos, qualquer patologia pulmonar causa rapidamente sinais clínicos ou aumento de risco na anestesia (Longley 2008).

Nas chinchilas a traqueia está comprimida dorso-ventralmente em direcção aos pulmões dividindo-se ao nível da quarta e quinta vértebra. O pulmão direito tem quatro lobos distintos e o esquerdo apenas três (Lyon *in* Ballard & Cheek 2003).



Tanto nos hamsters como nas ratazanas o coração [Figura 2. Chinchila no HZB.](#) contacta com a parede torácica esquerda e tendo em conta que o pulmão esquerdo é pequeno torna-se possível usar o espaço entre a 3^a e a 5^a costela para injeções IC em caso de emergência (Bivin *et al. in* Longley 2008). O volume total de sangue dos roedores varia entre os 60 e os 78 ml/kg (Longley 2008).

Os roedores são monogástricos, normalmente herbívoros ou omnívoros, e fazem cecotrofia em diferentes graus. A cecotrofia permite que reabsorvam nutrientes e vitaminas como a vitamina B. As ratazanas, ratos, gerbos e hamsters devem ser alimentados com dietas formuladas em vez de misturas de sementes uma vez que estas últimas levam a uma alimentação diferencial (por exemplo, normalmente preferem as sementes de girassol) que pode levar à obesidade, podendo esta comprometer a função cardio-respiratória durante a anestesia. O estômago destes animais apresenta um ângulo estreito na curvatura menor que impossibilita o vômito, e por isso não é necessário o jejum antes da anestesia (Longley 2008). Para mais informações acerca de parâmetros biológicos e fisiológicos dos roedores, consultar Tabela 1, Anexo I.

4. Avaliação Pré-Anestésica

4.1. Anamnese

A anamnese é semelhante à de outras espécies no entanto, muitos destes animais pertencem a crianças e nem sempre é possível conseguir informação detalhada sobre o paciente. Ainda que seja um adulto o encarregado dos cuidados gerais do animal, pode ser difícil saber se o paciente come ou bebe normalmente já que a maioria destas espécies se alimentam *ad libitum* (Flecknell *in* Hollingshead & Mckelvey 2003).

Na anamnese devem constar várias questões: local onde o animal foi adquirido; há quanto tempo o têm; local onde se encontra (jaula e divisão da casa); contacto com outros animais, incluindo os da mesma espécie mas também outras espécies; informação sobre a dieta; apetite e finalmente se urina e faz fezes. É importante saber se faz fezes visto que a hipomotilidade é um problema sério de saúde que põe em risco a vida destes animais. Felizmente, muitos dos pequenos roedores podem sobreviver com alimentações sub-ótimas, mas o porquinho-da-índia é uma excepção, já que são incapazes de sintetizar vitamina C (Daviau *in* Orcutt 1999). Têm uma necessidade diária de vitamina C de aproximadamente 10 mg/kg, subindo para 30 mg/kg durante a gravidez (Longley 2008). A vitamina C é essencial mas não exclusiva para uma boa alimentação.

4.2. Exame Físico

Para realizar a exploração física deve-se imobilizar e manipular o animal com firmeza e suavidade ao mesmo tempo. Antes de iniciar a manipulação deve-se observar o animal em repouso, para que se possa avaliar o comportamento e a frequência respiratória (Flecknell *in* Hollingshead & Mckelvey 2003). Avalia-se a frequência e o padrão respiratório assim como a frequência cardíaca. Durante o exame físico a frequência cardíaca e respiratória podem estar elevadas devido ao stress da manipulação. Deve-se avaliar a condição corporal e para isso realiza-se a palpação da região dorsal e pélvica, neste momento podemos fazer palpação abdominal onde procuramos possíveis anomalias, no tamanho dos órgãos ou a presença de massas.

Nestes animais é difícil avaliar as mucosas (Flecknell *in* Hollingshead & Mckelvey 2003). Sendo possível verificar a sua coloração, TRC e hidratação, devem ser avaliados mediante o grau de afundamento dos olhos; brilho, cor e humidade das mucosas; opacidade da córnea e pelo tempo de reposição da prega de pele.

É importante explorar a cavidade oral em busca de sobrecrecimento de incisivos e/ou molares. Enquanto se explora a cabeça verifica-se se existe secreção nasal ou ocular.

Controlar o peso em cada consulta é essencial para poder determinar variações que nos façam suspeitar de patologias subjacentes, assim como a temperatura, tendo sempre em conta as possíveis variações em função do stress e temperatura exterior (Aguilar *et al.* 2005).

Para realizar o exame físico é importante saber qual a melhor forma de imobilizar estes animais, por isso para imobilizar um gerbo, o manipulador deve colocar a mão sobre o animal, agarrar a pele interescapular e colocar o polegar por baixo da mandíbula para evitar mordeduras. Em relação ao hamster é preciso apanhar pele suficiente para que o animal não consiga girar e morder. Para imobilizar os porquinhos-da-índia, coloca-se a mão à volta dos ombros do paciente e pega-se com rapidez e firmeza, e com a outra mão debaixo do animal, para proporcionar apoio às extremidades (Flecknell *in* Hollingshead & Mckelvey 2003). O rato pode-se conter como um gerbo, inicialmente agarrar pela cauda e depois usar a prega de pele interescapular. A ratazana pode-se agarrar primeiro pelo pescoço e ombros, posicionando o indicador por baixo da mandíbula num lado da cabeça e do outro lado o polegar, para suporte adicional segurar a cauda e membros posteriores com a mão oposta (Bauck & Bihun *in* Carpenter & Quesenberry 2003).



Figura 3. Contenção de um hamster no HZB.

No caso das chinchilas devem ser mantidas com uma mão que suporta o peso por baixo do tórax e a outra mão deve estar na base da cauda (Mitchell & Tully 2008).

4.3. Hemograma e Bioquímica Sérica

Se possível deve-se obter uma pequena amostra de sangue antes da anestesia, para avaliar o hematócrito, PT, BUN e glicose (Heard *in* Longley 2008). Estes parâmetros permitem saber o estado de hidratação e alimentar. A desidratação e malnutrição são comuns nos exóticos trazidos para cirurgia, é prudente adiar a cirurgia enquanto o animal é colocado a fluidoterapia e é feito o suporte nutricional para que estabilize (Longley 2008).

Apesar de ser importante fazer-se análises prévias a uma cirurgia, pelo menos em teoria, na prática clínica isso não acontece com frequência, já que são animais em que a recolha de sangue é difícil e a quantidade que se pode recolher é reduzida devido ao risco de hipovolémia/anemia. Ver tabela 1 do Anexo II. Assim sendo, e como mesmo em teoria para os roedores a nível da analítica pré-anestésica a informação bibliográfica é reduzida, mencionarei os painéis mínimos de analítica existentes para estes animais nos locais de estágio. Além disso, utilizou-se pela proximidade



Figura 4. Recolha de sangue a uma chinchila no CVEP.

biológica bibliografia referente ao coelho. No HZB existe um painel mínimo geral para mamíferos exóticos em que consta o hemograma, glicose, ureia, creatinina, ALT e FA. No CVEP também existe um painel mínimo geral para mamíferos exóticos em que consta para além dos referidos para o HZB, o cálcio, as PT e a albumina.

- Através do **hemograma** podemos descobrir alterações nas contagens das células sanguíneas, assim como mudanças a nível morfológico. Estas mudanças podem fornecer informações acerca de doenças subjacentes. Estas mudanças devem ser julgadas através de hemogramas de referência que devem ser seleccionados com base no máximo de informações possível (sexo, idade, raça, alojamento, etc.).
- A **ALT** é relativamente específica do fígado no rato e ratazana. No porquinho-da-índia também está presente no músculo cardíaco e esquelético (Clampitt & Hart 1978).
- A **FA** permite-nos avaliar a função hepática, mas não é muito específica (Davies & Saunders 2005).
- A **glicose** é avaliada para verificar a presença de diabetes ou estados hipoglicémicos que podem indicar doença hepática (Davies & Saunders 2005) ou anorexia.
- A **creatinina** é o produto final do metabolismo dos músculos. É um indicador da taxa de filtração glomerular e da função renal (Ness *in* Reavill 1999). A **ureia** também nos permite avaliar a função renal já que os valores de ureia são inversamente proporcionais à taxa de filtração glomerular mas podem existir variações significativas por vários factores por exemplo pode estar baixa em caso de doença hepática, por haver diminuição da produção. Assim a creatinina é mais segura para testar a filtração glomerular (Davies & Saunders 2005).
- O **cálcio**, se estiver elevado, pode dar uma indicação de problemas renais, se estiver diminuído pode ser devido a hipoalbuminemia (Davies & Saunders 2005).
- As **PT** correspondem à **albumina** e as globulinas, por isso sabendo o valor das PT e da albumina podemos saber se há infecção (se as globulinas estiverem aumentadas); se há diminuição das proteínas (por diminuição do valor das PT, ou apenas da albumina ou apenas das globulinas) e se o animal está desidratado (se as PT e o Htc estiverem elevados). A diminuição da albumina pode estar associada a doença renal, enteropatias e doença hepática avançada (Davies & Saunders 2005), esta diminuição ocorre por perda no caso renal e intestinal mas no caso do fígado por diminuição da produção. Para consultar valores normais dos parâmetros, ver tabela 2 do Anexo II.

5. Anestesia Geral

5.1. Equipamentos anestésicos e suporte do paciente durante a cirurgia

Dentro dos equipamentos necessários para a cirurgia encontram-se os equipamentos anestésicos propriamente ditos, como o vaporizador do agente volátil que nos permite regular a quantidade de anestésico recebida pelo paciente e, conseqüentemente, a profundidade da anestesia; a máscara de oxigénio (que funciona como equipamento anestésico mas também como de suporte) que permite anestesiá-lo sem recorrer à intubação endotraqueal que é muitas vezes difícil neste grupo de animais. Permite-nos, em simultâneo, a suplementação com oxigénio e ainda, em caso de insuficiência respiratória, fazer ventilação assistida; os tubos endotraqueais, que nos permitem o mesmo que a máscara de oxigénio mas com menos perdas voláteis, uma vez que ficam perfeitamente adaptadas à traqueia do animal.

O outro grupo de equipamentos tem como função a monitorização e manutenção do paciente.

Conhecer os parâmetros fisiológicos é a base da monitorização do animal. Um estetoscópio pediátrico pode ser usado para auscultar o coração e os pulmões. Alternativamente, o doppler pode ser usado para produzir um som cardíaco mais audível. O ECG pode ser usado nas espécies maiores, mas a maioria das máquinas não regista as pequenas deflecções eléctricas dos roedores. O pulso-oxímetro pode ser colocado nas orelhas e língua de porquinhos-da-índia e chinchilas, ou nas patas da maioria dos roedores; contudo, mais uma vez, pode não registar o pulso dos animais mais pequenos. O termómetro rectal usa-se para monitorizar a temperatura corporal. Os termómetros digitais são os mais seguros (Longley 2008).

A hipotermia é comum nos roedores anestesiados, e deve-se ter cuidado para evitar as perdas de calor e manter a temperatura corporal. Deve-se colocar aquecimento suplementar durante a anestesia, assegurando que os aparelhos de aquecimento que podem causar queimaduras não estão em contacto directo com o animal. Podem-se usar tapetes eléctricos de aquecimento, mesas de cirurgia aquecidas, lâmpadas de aquecimento, garrafas de água quente e tentar que a sala de cirurgia também esteja aquecida.

5.2. Pré-Anestesia

A anestesia é mais do que o momento em que o animal se encontra adormecido. O sucesso de uma boa anestesia começa muito antes disso, e a pré-anestesia é assim um momento essencial.

5.2.1. Jejum

Como já foi referido, os roedores não conseguem vomitar, não sendo por isso necessário o jejum antes da anestesia. Aliás, o jejum prolongado é contra-indicado nestes

pequenos animais, que têm pouco glicogénio hepático armazenado e taxas metabólicas altas (Longley 2008). Embora alguns autores como por exemplo Carpenter & Quesenberry (2003) e Aguilar *et al.* (2005), considerem que se deve fazer jejum prévio à anestesia para diminuir o volume de ingesta presente no tracto gastrointestinal.

A administração de fluidos com dextrose peri-operativa reduzirá o risco de hipoglicemia e desidratação. Após a indução, deve-se verificar se na cavidade oral (incluindo as bolsas alimentares, se presentes) existe comida, que possa ser aspirada durante a anestesia, por isso deve-se limpar com zaragatoa se necessário (Longley 2008).

5.2.2. Oxigénio

Deve-se fornecer O₂ a todos os animais anestesiados, normalmente com uma máscara, mas alguns roedores podem ser entubados. Assim como, evitar comprometer a função respiratória por compressão do tórax com equipamento ou vísceras abdominais (Longley 2008).

5.2.3. Aquecimento

Como já foi referido atrás, o aquecimento é essencial nestes animais devido ao risco de hipotermia. Apesar disso, deve-se ter cuidado para não aquecer o animal demais, já que hipertermia também pode ser prejudicial. As chinchilas e os porquinhos-da-índia são particularmente susceptíveis, podendo mesmo levar à morte (Longley 2008).

5.2.4. Fluidoterapia

Para evitar a desidratação, hipoglicemia e também a descida de temperatura, devem-se administrar fluidos aquecidos PO ou IV. Os fluidos podem ainda ser administrados SC, IP e IO (Cantwell *in* Heard 2001). Podem-se administrar SC 10 ml/kg de glicose a 4% a todos os roedores (Longley 2008).

5.2.5. Posicionamento

Devido ao grande peso e tamanho da cavidade abdominal em comparação com a cavidade torácica, estes animais devem ser posicionados com a cabeça e o tórax mais elevados para que as vísceras abdominais não exerçam compressão sobre os pulmões e dificultem os movimentos respiratórios.

5.2.6. Pré-medicação e Analgesia

Pré-medicação

Embora o objectivo principal seja principalmente minimizar o tempo de anestesia e de recuperação, o uso de tranquilizantes e sedativos na peri-anestesia é justificável para reduzir a ansiedade e tornar a indução mais tranquila, assim como a manutenção e recuperação (Heard *in* Carpenter & Quesenberry 2003).

Os **parassimpaticolíticos** (antimuscarínicos, anticolinérgicos) são usados para reduzir as secreções respiratórias e a salivação que podem causar obstrução respiratória. Contudo tem sido discutido que podem fomentar a obstrução ao fazer com que as secreções fiquem mais espessas. Também podem melhorar ou prevenir bradiarritmias de origem vagal (Heard *in* Carpenter & Quesenberry 2003).

Como com outras **fenotiazinas**, o pico do efeito da acepromazina pode não ser obtido de 30 a 45 minutos, mesmo quando administrado IV. O nível de tranquilização obtido é inversamente proporcional à estimulação. A acepromazina bloqueia os receptores α_2 -adrenérgicos, produzindo dilatação arteriovenosa e, conseqüentemente, hipotensão. Também prolonga a duração da anestesia e o tempo de recuperação dos reflexos posturais. Só deve ser usada em animais saudáveis e hemodinamicamente estáveis (Heard *in* Carpenter & Quesenberry 2003).

As **benzodiazepinas** são ansiolíticas, sedativas, anticonvulsivantes, e relaxantes do músculo-esquelético e têm efeitos cardíacos mínimos. Contudo, como o diazepam é dissolvido em propilenoglicol, pode produzir hipotensão marcada em pacientes debilitados se administrada rapidamente por via IV. O diazepam é ligeiramente menos eficaz que o midazolam, mas o seu efeito é mais longo. As benzodiazepinas produzem uma boa sedação e relaxamento na maioria dos pequenos mamíferos e são úteis como adjuvantes da indução de pacientes debilitados devido aos seus efeitos mínimos a nível cardio-pulmonar. O efeito das benzodiazepinas pode ser revertido pelo flumazenil (Heard *in* Carpenter & Quesenberry 2003).

Os sedativos-hipnóticos, **agonistas α_2 -adrenérgicos** incluem a xilazina, detomidina e medetomidina. A xilazina é a menos eficaz e a medetomidina é a mais eficaz e é selectiva para o receptor. A xilazina é muitas vezes combinada com a ketamina para melhorar o relaxamento muscular, a analgesia e a duração do efeito. Os agonistas α_2 -adrenérgicos provocam depressão respiratória, hipertensão ou hipotensão. A bradicardia pode ser bem marcada e é causada pelo efeito vagal central e periférico; como resposta a hipertensão ou ambas. Os efeitos dos sedativos-hipnóticos, quando usados sozinhos, podem ser revertidos por estimulação e também podem ser revertidos pelo antagonista α_2 -adrenérgico (iombina, tolazolina e atipamezole) (Heard *in* Carpenter & Quesenberry 2003). Nas chinchilas o midazolam e a ketamina podem ser usados em conjunto como pré-medicação ou anestesia leve prévia à indução/manutenção com agentes voláteis (Longley 2008). Tabela 2 do Anexo II.

Analgesia

Os analgésicos podem ser usados como sedativos conjuntamente com os agentes anestésicos. Ajudam a recuperar de condições dolorosas e aceleram o regresso à função normal do organismo. A dor é a principal causa de anorexia nestes animais. Devem-se administrar analgésicos em condições dolorosas prévias à anestesia ou quando um

procedimento doloroso é efectuado (Longley 2008). A administração de analgésicos varia com a condição dolorosa, podendo ser administrados semanas antes da cirurgia, durante a pré-anestesia, no período pós-cirúrgico ou caso seja necessário em todos os períodos.

Estão à disposição diferentes analgésicos, incluindo os AINES e os opióides. A maior parte da informação sobre as doses foi obtida através da experiência clínica – administrando os analgésicos a doses extrapoladas de outras espécies e descobrindo se são seguras, ainda que a eficácia seja difícil de avaliar. Para maior controlo da dor pós-traumática ou pós cirúrgica, é necessário recorrer frequentemente aos opióides. Quando a dor é considerada moderada, os AINES são suficientes, especialmente os mais recentes como o ketoprofeno, carprofeno e o meloxicam. Como em outras espécies, a combinação de analgésicos de diferentes classes parece ser mais efectivo do que o uso isolado, permitindo que os fármacos sejam usados em doses mais baixas e, como consequência há uma redução dos efeitos adversos. Fazer analgesia pré-anestésica em pequenos mamíferos pode ser difícil devido às técnicas anestésicas utilizadas. Ao administrar um analgésico opióide como pré-medicação anestésica, amplifica os efeitos dos agentes anestésicos (o animal apresenta-se anestesiado numa dose de anestésico inferior). Se se usar agentes voláteis como o isoflurano ou sevoflurano, é fácil ajustar a concentração do anestésico volátil para controlar este efeito. Em contraste, se for usado um agente injectável, o agente ou a combinação de agentes são normalmente administrados SC, IM, IP, IV e como não é possível dosear o anestésico previamente para controlar este efeito, isto pode resultar em sobre ou subdosagem inadvertida do animal (Flecknell *in* Heard 2001). Para mais informações sobre os analgésicos usados em roedores, consultar a tabela 1 do Anexo III.

5.3. Indução e Manutenção

5.3.1. Anestesia Volátil

Fazendo uma comparação gráfica, a indução é o primeiro patamar da anestesia, a manutenção o segundo e o terceiro e último é o momento em que se desliga o aparelho de anestesia ou se retira o agente que permitia manter o animal anestesiado.

A primeira escolha para a anestesia em roedores é a anestesia volátil. As principais vantagens da anestesia volátil são a fácil indução e manutenção; a capacidade de poder alterar a profundidade anestésica rapidamente; a administração de oxigénio simultânea; a grande margem de segurança e uma recuperação mais rápida comparativamente aos agentes.

A entubação está indicada para protecção das vias aéreas superiores, administração de oxigénio e anestésicos voláteis e ainda para realização ventilação assistida. A hipoventilação e obstrução respiratória são as causas mais comuns de morbilidade e mortalidade em pequenos mamíferos anestesiados. Com alguma prática e o uso do material e técnica apropriada, a

entubação de alguns roedores pode e deve ser uma medida de protecção de rotina, especialmente em procedimentos prolongados e complexos. A entubação não é um procedimento fácil nestas espécies (Heard *in* Carpenter & Quesenberry 2003).

Tanto a chinchila como o porquinho-da-índia podem ser entubados para anestesia volátil usando a técnica às cegas. O animal é colocado em decúbito dorsal, com a cabeça e o pescoço moderadamente estendidos, ficando do lado esquerdo segurando a cabeça com a mão esquerda. Deve-se posicionar o tubo até se ouvir a respiração normal, avançando com o tubo de forma repetitiva e com cuidado até entrar na traqueia. O uso de anestésico local dessensibiliza a glote e facilita a entubação mas não se deve insistir mais do que alguns minutos se houver evidência de edema da laringe ou de hemorragia (Heard *in* Carpenter & Quesenberry 2003). A cavidade oral longa e estreita destes animais faz com que a visualização da glote seja difícil, mesmo com o laringoscópio. Outra técnica que pode ser usada para entubar estes animais é utilizar o estetoscópio para colocar o tubo endotraqueal. Utiliza-se um estetoscópio modificado para que o tubo endotraqueal encaixe no final deste. Assim, o anestesista deve ouvir a respiração do animal e, quando o animal expirar, inserir gentilmente o tubo na traqueia. A técnica requer prática mas quando o procedimento é feito várias vezes pode-se tornar uma boa técnica para entubar estes animais (Mitchell & Riggs *in* Mitchell & Tully 2009).

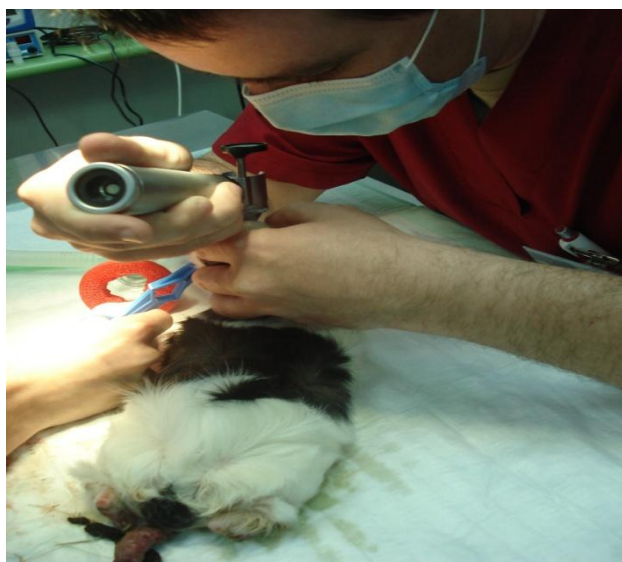


Figura 5. Visualização da glote de um porquinho-da-índia com otoscópio no HZB.

No caso dos porquinhos-da-índia são apresentados vários obstáculos à entubação endotraqueal rotineira: regurgitam se a orofaringe for estimulada uma vez que as suas bochechas contêm frequentemente comida armazenada; produzem secreções salivares profusas que podem ser controladas, em parte por exemplo, pelo glicopirrolato; o palato mole está fundido com a base da língua, e entrar na glote requer a passagem por uma pequena

abertura chamada óstio palatino, que também está presente nas chinchilas; o tecido mole presente na base da língua é facilmente traumatizado pela lâmina do laringoscópio, resultando numa hemorragia profusa e por fim a glote é muito pequena para o tamanho do animal (Heard *in* Carpenter & Quesenberry 2003). Ver tabela 1 do Anexo IV.

A entubação em ratazanas normalmente envolve a visualização directa da glote e requer uma fonte de luz. A ratazana é colocada em decúbito dorsal. Um elástico é fixado aos incisivos superiores, para estender a cabeça e o pescoço. A língua é puxada para fora e para o lado, e uma zaragatoa é usada para limpar secreções da glote. A aplicação tópica de anestésico na glote reduz o laringoespasma. Uma pequena pressão exercida na face ventral do pescoço pode facilitar a visualização da glote. A técnica às cegas também foi reportada (Heard *in* Quesenberry & Carpenter 2003).

Os gerbos também podem ser entubados, mas a técnica requer equipamento específico e por norma não é feito na prática clínica (Huerkamp *in* Longley 2008). Nos gerbos e hamsters normalmente usa-se uma máscara porque a entubação é difícil e stressante para os animais (Heard *in* Quesenberry & Carpenter 2003).

Em todos os roedores é possível fazer a indução através de uma câmara ou através de uma máscara. O uso de câmaras de indução para induzir pequenos animais tem vantagens e desvantagens. A contenção antes da anestesia é mínima, reduzindo o stress do animal. Contudo, a maioria dos agentes voláteis são irritantes para as vias aéreas em algum grau, e algumas espécies podem sustentar a respiração. É por isso aconselhável oxigenar o paciente antes de colocá-lo sob o gás anestésico (Longley 2008).

A máscara tem a desvantagem de colocar o animal em stress enquanto o anestésico faz efeito. Para que isto não aconteça a pré-medicação é o ideal, como já foi referido anteriormente. Estas três opções podem ser usadas em conjunto, por exemplo usando a máscara ou a câmara e só depois entubar, ou usar a câmara e depois entubar ou colocar a máscara. Mas só a máscara ou o tubo podem ser usados para manter a anestesia.

O anestésico volátil mais usado, actualmente, em pequenos mamíferos é o isoflurano. O isoflurano está associado a uma rápida indução e recuperação, e ainda a um rápido controlo da profundidade anestésica, além disso, produz uma depressão cardio-pulmonar dependente da concentração e não sensibiliza o miocárdio para as catecolaminas que induzem arritmias (Farver *et al.* 1999). A depressão respiratória é ligeiramente maior com o isoflurano do que com o halotano, e parece haver uma diferença de magnitude na depressão cardio-pulmonar entre as espécies (Heard *in* Carpenter & Quesenberry 2003).

O sevoflurano está disponível desde há pouco tempo e vai provavelmente suplantará o isoflurano como anestésico volátil de escolha. É semelhante ao isoflurano, mas produz uma indução e recuperação ainda mais rápidas. Isto porque é menos solúvel nos tecidos e no

sangue que o isoflurano. O sevoflurano requer um vaporizador específico, não pode ser usado num vaporizador de halotano ou de isoflurano porque têm uma pressão de vapor diferente. O sevoflurano tem metade da eficácia do isoflurano e actualmente custa aproximadamente o dobro por mililitro (Heard *in* Carpenter & Quesenberry 2003).

A CMA para pequenos mamíferos é em média 1,5% para isoflurano e 2,8% para o sevoflurano (Bailey & Pablo 1998). Os valores para a manutenção da anestesia durante a cirurgia estão aproximadamente 25% acima do CMA, assim a manutenção numa cirurgia seria de 1,8% para o isoflurano e 3,5% para o sevoflurano, mas é preciso ter em conta que a pré-medicação e a hipotermia diminuem a CMA e, consequentemente, as taxas de vaporização do anestésico (Harris & Heatley *in* Mitchell & Tully 2009).



Figura 6. Hamster numa máscara de indução usada como câmara no CPEP.

A indução e manutenção anestésica de ratos pode ser um desafio. Com o uso do isoflurano em animais pequenos, os problemas anteriores associados ao metoxiflurano e ao halotano foram ultrapassados. Ainda há preocupações e diferenças nos protocolos anestésicos devido ao pequeno tamanho destes animais mas, em geral, o isoflurano é seguro quando usado num paciente relativamente saudável. Embora existam doses de agentes injectáveis para ratos, o pequeno tamanho deste animal faz com que seja difícil haver uma resposta perante uma crise anestésica que possa ocorrer durante uma cirurgia. Assim, os anestésicos voláteis (como o isoflurano e o sevoflurano) são os recomendados para anestesiarem ratos. As mesmas técnicas anestésicas usadas para o rato podem ser usadas para a ratazana (Tully *in* Mitchell & Tully 2009).

A anestesia volátil é a forma mais comum de anestesiarem chinchilas e porquinhos-da-índia. A indução é geralmente feita desde 3 a 5% de isoflurano (por litro de O_2) e 5 a 7% de sevoflurano (por litro de O_2). Uma vez anestesiados podem ser mantidos desde 1 a 3% de isoflurano e 2 a 4% de sevoflurano. O sevoflurano é geralmente melhor tolerado por estes animais porque tendem a debater-se menos com o seu odor do que com o do isoflurano. Isto também faz com que sustentem menos a respiração, fenómeno que pode ocorrer durante a indução, o que torna a indução mais rápida e reduz possíveis complicações. Se a questão monetária existir, após a indução o agente volátil pode ser mudado para o isoflurano (Riggs & Mitchell *in* Mitchell & Tully 2009).

5.3.2. Anestesia Injectável

A segunda opção para anestésias roedores é usar anestesia injectável. Pode-se usar um protocolo só com agentes injectáveis, ou induzir com injectáveis e manter com anestesia volátil. As vantagens da anestesia injectável são a acessibilidade à cabeça e pescoço durante a anestesia, a inexistência de contaminação ambiental com os agentes voláteis, e não ser necessário equipamento caro (embora seja aconselhável suplementar todos animais anestesiados com O₂). As desvantagens são a dificuldade de administração; dor durante a administração ou necrose dos tecidos da administração; a resposta variável de cada indivíduo à dosagem e a incapacidade de alterar a profundidade anestésica rapidamente (Johnson & Simpson *in* Longley 2008).

É de vital importância ter uma medida do peso corporal precisa do paciente antes da administração dos anestésicos injectáveis, já que é fácil sobredosear com estes agentes, uma vez que têm margens de segurança muito pequenas. Deve-se ter cuidado na preparação das doses na seringa, já que um pequeno erro no volume pode significar um grande erro na dose para um pequeno animal (Longley 2008). Ver tabela 2 do Anexo IV.

As vias para administrar os agentes injectáveis em pequenos mamíferos incluem a SC, IM, IP, IV e IO. Soluções que possam ser irritantes não devem ser administradas IM e SC devido ao risco de auto-mutilação.

A **ketamina** usada sozinha em pequenos mamíferos produz imobilização de curto prazo com pouco relaxamento muscular. Normalmente são necessárias grandes doses para produzir imobilidade prolongada e anestesia cirúrgica (Heard *in* Carpenter & Quesenberry 2003). A ketamina é um anestésico dissociativo, termo usado para descrever a dissociação funcional entre o córtex e o sistema nervoso periférico. Quando combinada ou com a **xilazina** ou com a **medetomidina** normalmente produz uma anestesia cirúrgica mais eficaz que misturada com outros agentes. Tanto a xilazina como a medetomidina têm propriedades analgésicas e sedativas e têm a vantagem adicional de poderem ser revertidas por administração de antagonistas específicos. A combinação ketamina/xilazina ou ketamina/medetomidina produz planos médios de anestesia cirúrgica na maioria dos animais. Um número significativo de roedores não perde o reflexo pedal e podem responder a estímulos cirúrgicos. É preferível em vez de injectar mais anestésico, colocar o animal a uma baixa concentração de um anestésico volátil, ou infiltrar o local da cirurgia com anestésico local (Flecknell *in* Flecknell *et al.* 1996). O uso de combinações com a ketamina causa depressão respiratória moderada e é aconselhável administrar oxigénio via máscara para prevenir hipóxia. É importante referir que a xilazina e a medetomidina causam depressão significativa do sistema cardiovascular. Embora a ketamina quando usada sozinha cause um aumento da pressão sanguínea, quando administrada em combinação com a xilazina ou a medetomidina, ou com outros sedativos, ocorre hipotensão.

Em roedores é melhor administrar IP, já que a injeção IM da ketamina pode resultar em lesão no músculo nestes pequenos animais. O início da anestesia ocorre em aproximadamente 5 minutos, mas a anestesia cirúrgica completa só ocorre 10-15 minutos após a injeção. O período de recuperação pode ser prolongado mas pode ser reduzido dramaticamente pela administração de atipamezole (Flecknell *in* Flecknell *et al.* 1996).

Devem-se aplicar gotas oculares protectoras em gel, por exemplo o *Lacryvisc®* (Alcon), ou como alternativa soro fisiológico a seguir a sedação profunda e à indução anestésica. A ketamina faz com que os olhos se mantenham abertos, e por isso requer que se apliquem as gotas logo após a sedação. Os roedores têm olhos grandes e salientes e por isso estão sujeitos a abrasão e a que a córnea seque. As ratazanas podem adquirir opacidade ocular que se resolve pouco depois da anestesia (Cantwell *in* Heard 2001).

O **propofol** é um fármaco único, de curta e rápida duração, não acumulativo e administrado IV. É usado na indução ou na manutenção da anestesia, administrado numa infusão IV contínua ou em bolus. O propofol produz depressão cardio-pulmonar dependente da dose. A combinação da dilatação arterial e venosa, juntamente com a diminuição da contractilidade do miocárdio, produz hipotensão. Pode ocorrer apneia e está relacionada com a dose, taxa de administração e presença de outros fármacos. A dose de propofol necessária para a indução anestésica depende da taxa de administração (Heard *in* Carpenter & Quesenberry 2003).

O **pentobarbital** foi usado durante muito tempo para anestesiarem pequenos mamíferos mas tem uma margem de segurança muito pequena e produz uma depressão respiratória e cardiovascular marcada. A recuperação é prolongada e pode estar associada a excitação involuntária, por isso não se recomenda o seu uso (Flecknell *in* Hollingshead & Mckelvey 2003).

Etomidato e **medetomidato** são hipnóticos de acção curta que produzem efeitos mínimos no sistema cardiovascular (Flecknell 2009a). Têm pouca acção analgésica quando usados sozinhos, e foi reportada supressão da função adrenocortical após infusão prolongada de etomidato (Kruse-Elliott *et al.* *in* Flecknell 2009). Metomidato em combinação com o fentanil administrados SC são uma mistura anestésica efectiva em pequenos roedores (Green *et al.* *in* Flecknell 2009).

5.4. Monitorização

Após a administração do anestésico, é essencial verificar que a profundidade anestésica desejada foi atingida sendo também importante monitorizar os sinais vitais do animal e verificar se o equipamento anestésico em uso está em perfeitas condições (Flecknell 2009b).

A presença de relaxamento muscular adequado (imobilização) não significa necessariamente inconsciência ou analgesia. No entanto, inconsciência também não significa relaxamento muscular adequado ou analgesia. Por isso clinicamente, a determinação da ausência de consciência é baseada em vários factores como o relaxamento muscular, a diminuição dos reflexos e a ausência de movimentos dos membros e corpo (Flecknell 2009b).

A razão para induzir a anestesia é frequentemente para bloquear a percepção da dor. Consequentemente, a resposta a estímulos dolorosos é uma parte essencial da determinação da profundidade a anestesia. Na maioria das espécies, a ausência de reflexo podal deve ser avaliado. O membro deve ser estendido e a pele entre os dedos deve ser beliscada pelas unhas do anestesiologista. Se o membro for recolhido ou o animal vocalizar, significa que a profundidade anestésica é insuficiente para realizar procedimentos cirúrgicos. Nos pequenos roedores pode ser difícil beliscar os dedos, usando a cauda como alternativa. Nos porquinhos-da-índia também é possível obter reacção ao beliscar a orelha. Em muitas espécies, a



Figura 7. Chinchila a reagir à indução anestésica no HZB.

resposta dos membros anteriores é perdida em planos mais superficiais da anestesia que a dos membros posteriores. Além disso, a perda de resposta a estímulos dolorosos não ocorre de forma uniforme em todas as áreas do corpo. Assim, é possível começar uma laparotomia sem que o animal tenha quaisquer movimentos ou respostas autónomas, como aumento da frequência cardíaca, num animal que ainda mostra reflexo podal. Contudo, mais estimulação cirúrgica, como cortar e pinçar músculos abdominais ou manusear vísceras abdominais, pode produzir reacções que demonstram o grau inadequado da profundidade anestésica (Flecknell 2009b). Embora a verificação da ausência de reflexos forneça um meio simples de determinar a profundidade anestésica, o grau de supressão destas respostas não é necessariamente paralela à perda de consciência. Usar as respostas ao movimento para determinar a profundidade anestésica pode resultar em animais mantidos em planos mais profundos do que aqueles que produzem perda de consciência e amnésia (Antognini *et al.* in Flecknell 2009). A ausência de respostas são mediadas primariamente por mecanismos espinhais, e a profundidade da anestesia requerida

para suprimir essas respostas é maior do que a necessária para a inconsciência. Por isso, é muitas vezes impraticável o uso de planos ligeiros de anestesia já que a cirurgia não pode ser realizada de forma segura. Além disso, torna-se limitado examinar os reflexos oculares e a posição do globo nestes animais assim como o reflexo palpebral também é difícil de verificar (Flecknell 2009b).

Todos os anestésicos produzem uma depressão de muitas actividades do sistema nervoso central e, se o grau de depressão for excessivo, o animal morre. É importante que a ocorrência de uma certa percentagem de mortes durante a anestesia não se torne como uma consequência inevitável da anestesia, pelo contrário, isso deve estimular a fazer uma revisão de todo o processo (Flecknell 2009b).

Monitorizar um animal anestesiado não envolve necessariamente o uso de aparelhos complexos. Mesmo quando se usam aparelhos sofisticados, a observação clínica básica, tal como a cor das membranas mucosas, o padrão e a frequência respiratória e a frequência e qualidade do pulso são de importância fundamental. Estas simples observações são fáceis de realizar e podem frequentemente detectar problemas antes que se tornem irreversíveis. Uma vantagem dos equipamentos electrónicos de monitorização é que normalmente se pode estabelecer os limites aceitáveis para cada monitorização antes do início da anestesia. Um som audível é accionado quando estes limites são ultrapassados. Seja qual for a monitorização que estiver a ser feita, é fundamental escrever um registo da informação obtida. Em quase todos os casos, os problemas desenvolvem-se gradualmente, em vez de ocorrerem como catástrofes repentinas. Estes registos também permitem uma avaliação retrospectiva dos anestésicos, para que as técnicas sejam avaliadas criticamente e melhoradas. E, embora estes registos possam parecer uma perda de tempo, fornecem uma fonte de informação tanto para o actual anestesista como para algum membro da equipa menos experiente que possa ter que efectuar o procedimento no futuro (Flecknell 2009b).

Sistema respiratório e cardiovascular

A maioria dos anestésicos causa uma depressão do sistema respiratório e cardiovascular dependente da dose. A forma como esta depressão se manifesta varia muito com os diferentes anestésicos. A frequência respiratória pode aumentar ou diminuir em resposta a um aprofundamento da anestesia. Contudo a profundidade da respiração pode aumentar e a frequência respiratória diminuir. A depressão no sistema cardiovascular resulta geralmente na diminuição da pressão venosa, mas isto pode estar associado com a diminuição ou o aumento da frequência cardíaca. Dadas estas variações de resposta, é perigoso generalizar sobre os efeitos dos anestésicos. A experiência com uma determinada técnica anestésica e com determinadas espécies serão necessárias antes que as alterações sejam interpretadas com confiança (Flecknell 2009b).

A frequência, profundidade e o padrão da respiração podem ser obtidos pela observação da parede torácica do animal, ou pelo saco de reserva do sistema de anestesia, se presente. A frequência respiratória pode também ser convenientemente monitorizada por um monitor electrónico. Embora as medições dos aspectos mecânicos da respiração normalmente forneçam informações sobre a função respiratória, também se deve fazer uma tentativa de inferir se a troca de gases pulmonares é feita de forma adequada. Isto pode ser avaliado simplesmente ao observar a cor das mucosas ou do sangue visível durante a cirurgia. E, embora assim seja possível verificar hipóxia severa, não permite determinar a percentagem de dióxido de carbono existente no sangue. Uma medição mais exacta da saturação de oxigénio no sangue pode ser obtida usando o pulso-oxímetro. Este mede a percentagem de saturação do sangue arterial detectando mudanças na absorção da luz através dos tecidos. Então o pulso-oxímetro fornece-nos três informações importantes: o grau de saturação da Hb que nos indica a existência de hipóxia devida a depressão respiratória, obstrução da via aérea ou falha no equipamento anestésico; alterações na frequência cardíaca e por fim a intensidade do pulso, que é mais informativa que apenas a frequência cardíaca, já que esta apenas reflecte a acção mecânica do coração (Flecknell 2009b).

O pulso-oxímetro pode ser usado nas orelhas ou língua das chinchilas e porquinhos-da Índia, ou nos membros da maioria dos roedores contudo, pode não registar o pulso em mamíferos mais pequenos (Longley 2008).

Pode se obter uma indicação das trocas de CO₂ monitorizando a concentração do CO₂ presente no gás expirado, isto obtém-se usando o capnógrafo. A concentração máxima detectada, concentração tidal final, reflecte a concentração de dióxido de carbono no gás alveolar. Reduções repentinas na concentração tidal final podem indicar falhas no *output* cardíaco (Flecknell 2009b).

Para avaliar os sons cardíacos e a frequência cardíaca pode-se usar um estetoscópio posicionado na parede torácica e para monitorizar a actividade eléctrica do coração pode-se utilizar um ECG. Os pequenos roedores têm frequentemente batimentos cardíacos acima dos 250 por minuto o que limita o uso de alguns monitores de eletrocardiografia. Actualmente já existem aparelhos destinados a este propósito, que permitem uma voltagem baixa de sinais de electrocardiograma e a detecção de frequências cardíacas rápidas. Um monitor de ECG é de extrema importância durante procedimentos onde arritmias cardíacas ou outros distúrbios na função cardíaca possam ser antecipados, como por exemplo durante uma cirurgia torácica; é também particularmente útil em anestésias de longa duração, quando distúrbios no equilíbrio ácido-base e dos electrólitos podem levar a arritmias (Flecknell 2009b).

A pressão sanguínea pode ser determinada directa ou indirectamente. A monitorização directa requer a colocação de um cateter. Esta técnica é mais difícil em pequenos animais exóticos. Alternativamente, a medição indirecta pode ser efectuada com doppler. Em pequenos

mamíferos a sonda pode ser colocada na cavidade torácica ou na região da veia safena lateral ou da cefálica. A determinação não invasiva requer o uso do balão de pressão, e é frequente não ter o balão de pressão de tamanho apropriado para o animal em questão. Além disto, muitas vezes não existem dados publicados com os valores de referência do que se está a monitorizar. Contudo o uso contínuo destas ferramentas irá estimular a investigação e a expansão do nosso conhecimento na aplicabilidade destas medições em espécies exóticas (Nevarez 2005).

A análise dos gases sanguíneos é um componente integral (e talvez ideal) da monitorização anestésica em pequenos e grandes animais. Contudo, é pouco usado em qualquer que seja a espécie. Em espécies exóticas pequenas, obter uma amostra pode ser difícil, como já foi referido anteriormente. A interpretação de análises de gases sanguíneos requer a compreensão tanto da fisiologia respiratória como de ácido-base. Os distúrbios metabólicos e respiratórios podem ser diagnosticados com a ajuda destas análises. Infelizmente há poucas referências dos valores dos gases sanguíneos para os animais exóticos. Apesar destas limitações, devem-se considerar estas análises como parte da monitorização anestésica quando o tamanho do animal, equipamento disponível e a experiência do operador o permitirem (Nevarez 2005).

É importante monitorizar a temperatura corporal durante a anestesia. A homeostase da temperatura está reduzida durante a anestesia e uma manutenção inadequada da temperatura faz com que esta caia rapidamente e a maioria destes animais sucumbe rapidamente a hipotermia devido à grande superfície corporal em relação ao seu peso. A hipotermia afecta o metabolismo do animal, prolongando o tempo de recuperação e incrementando a potência dos anestésicos voláteis (Eger & Regan *in* Longley 2008). A temperatura rectal é normalmente obtida nos mamíferos, e é fácil de monitorizar usando um termómetro. Isto requer que se esteja constantemente a ajustar e a recolocar o instrumento no recto para verificar as alterações na temperatura que possam ocorrer durante a anestesia. Outra desvantagem é que a temperatura mais baixa medida por muitos destes termómetros de uso clínico é de 35 ° C e como a temperatura dos roedores pode cair rapidamente abaixo deste valor isto faz com que seja difícil classificar a hipotermia (Longley 2008) já que a temperatura pode estar a subir ou a descer ainda mais. Além disso também é importante monitorizar a temperatura para não aquecer o animal em demasia.

5.5. Recuperação

A prestação adequada de cuidados pós-operatórios pode ser determinante para o êxito da anestesia e cirurgia, assim sendo, é necessário ter em atenção diversos factores, e para actuar de forma efectiva dever-se-ia ter tudo preparado antes mesmo do início da anestesia (Flecknell *in* Hollingshead & Mckelvey 2003).

Os cuidados pós-operatórios devem ser considerados como uma extensão essencial de uma boa prática anestésica. O facto de poderem existir falhas nas necessidades do animal durante este período crítico complicarão inevitavelmente a recuperação da anestesia e é, além disso, desumano. Fracos cuidados pós-operatórios exacerbarão e prolongarão os distúrbios metabólicos causados pela cirurgia e anestesia, e se isto for realmente negligenciado, o animal pode morrer (Flecknell 2009b). Os resultados dum estudo sobre a mortalidade em pequenos animais relacionada com a anestesia mostraram que a maioria das mortes (> 50%) ocorrera no período pós-operatório (Brodbelt *et al.* in Flecknell 2009).

Quando se usaram agentes voláteis, a recuperação é normalmente rápida quando o agente já não está a ser administrado. Alguns agentes injectáveis podem ser revertidos, mas a recuperação

é sempre mais prolongada comparativamente à anestesia volátil (Longley, 2008). Se possível, os agentes anestésicos devem ser revertidos, isto reduzirá o risco de hipotermia, e também riscos associados a depressão cardio-respiratória (Longley 2008).

Durante a recuperação, deve-se manter o animal aquecido até que se comece a mover. Para ratos e ratas, a temperatura inicial deve ser de 32° C e depois reduzir para 26-28°C (Orr in Longley 2008). Até que o animal esteja em decúbito esternal, deve ser virado uma ou duas vezes por hora para minimizar a congestão hipostática pulmonar (Longley 2008). Deve ser monitorizado constantemente até que se consiga manter em decúbito esternal e embora um companheiro possa acelerar a recuperação do animal da doença, devem estar separados durante o período imediatamente após a anestesia, já que o companheiro consciente pode ferir o animal em recuperação (Longley 2008).

Idealmente, deve-se usar uma incubadora, isto permitirá o controlo da temperatura ambiente e ainda permite a administração de O₂ de forma simples. Infelizmente, muitas das incubadores disponíveis não mantêm as temperaturas estáveis (Flecknell 2009b).

O sistema cardiovascular pode estar deprimido pelos anestésicos, tal como os movimentos respiratórios. Para ajudar na saturação de oxigénio, a jaula de recuperação deve ser enriquecida com O₂, se possível, particularmente se o animal tem alguma patologia



Figura 8. Porquinho-da-índia em recuperação no HZB.

respiratória. A jaula deve estar num local sossegado para minimizar o stress durante a recuperação (Longley 2008).

Deve ser fornecida água e comida apropriada para o animal. Na recuperação, pode ajudar dar adicionalmente comida palatável, como comida de bebé aquecida ou ração humedecida para aumentar o consumo de água (Orr *in* Longley 2008). Pode ser difícil saber se o animal está a comer por isso o método mais fácil de saber é pesar o animal diariamente, por rotina (Longley 2008). É importante que estes animais comecem a comer rapidamente após a anestesia já que são herbívoros, e assim reduz-se o risco de estase intestinal (Longley 2008) e de hipoglicemia.

Os pró-cinéticos podem ser necessários para estimular a motilidade gastrointestinal, mas muitas vezes forçar alimentação com seringa é mais benéfico para manter a hidratação e fazer movimentar a ingesta pelo tracto digestivo (Longley 2008). Para isso pode-se usar *Critical Care*™ (Oxbow) para herbívoros fazendo uma mistura com água.



Figura 9. Alimentação forçada num porquinho-da-índia no CVEP.

O consumo de água pelos animais no pós-operatório deve ser monitorizado, mesmo que consista numa estimacão através do nível da água no bebedouro. A ingestão de fluidos esta muitas vezes reduzida neste período, e se a desidratação se puder desenvolver, pode comprometer seriamente a recuperação do animal. Se o animal estiver consciente, a suplementação de fluidos é dada melhor por via oral. Se o animal não for capaz ou não aceitar a administração PO, então dextrose-salina (4% dextrose, 0,18% NaCl) ou NaCl (0,9%) podem ser dados rapidamente e facilmente SC e IP (Flecknell 2009b).

6. Complicações anestésicas

Não faz sentido adoptar os procedimentos de monitorização acima descritos a menos que a informação obtida seja valorizada e influencie o curso da acção a tomar se surgirem problemas. Na anestesia clínica a ressuscitação com sucesso do paciente é de extrema importância (Flecknell 2009b).

Alterações na frequência cardíaca e respiratória podem ocorrer rapidamente, por isso é vantajoso ter calculado previamente as doses de fármacos de emergência (por exemplo, glicopirrolato, epinefrina, atropina) e tê-los disponíveis para serem usados antes da indução anestésica (Riggs *in* Mitchell & Tully 2009). Ver tabela 1 do Anexo V.

6.1. Sistema respiratório

Sinais clínicos de insuficiência respiratória:

A frequência respiratória deve ser medida antes da anestesia para que qualquer depressão nesta frequência possa ser verificada. Se o animal estiver calmo e relaxado a medição será razoavelmente fiável, mas muitos roedores terão um aumento da frequência respiratória no período imediatamente anterior à pré-anestesia, causado por medo e apreensão. Nestas circunstâncias estima-se a frequência normal baseada em valores publicados. Como guia geral, uma queda da frequência respiratória para menos de 40% da frequência pré-anestésica nos roedores, indica insuficiência respiratória eminente. O padrão e a profundidade da respiração também mudam, e os movimentos respiratórios podem ficar muito superficiais. As mudanças no padrão e profundidade variam com a profundidade da anestesia e os agentes usados, por isso é preciso experiência para avaliar o significado por entre as várias espécies e técnicas usadas. À parte de uma descida da frequência respiratória preocupar, uma subida pode ocorrer devido a uma diminuição do nível da anestesia, e isto também requer uma acção correctiva. O animal deve ser cuidadosamente examinado para outros sinais de redução da profundidade anestésica, já que um aumento da frequência e da profundidade podem também ocorrer se o dióxido de carbono se acumular no sistema de respiração (Flecknell 2009b).

Qualquer coloração azulada das mucosas indica hipóxia severa. Na maioria das espécies, a saturação de O_2 pode cair abaixo dos 50% antes que qualquer evidencia de cianose se detecte. A cor das mucosas apenas indica a falta de O_2 , e as mucosas podem estar rosa e o animal ter níveis muito elevados de CO_2 no sangue (Flecknell 2009b). Uma forma mais fidedigna de saber o grau de O_2 presente no sangue arterial pode ser obtida através do pulso-oxímetro. A saturação de O_2 esta normalmente entre os 95-98% em animais que estão a respirar o ar normal. Animais que estejam a respirar O_2 , terão uma saturação de 100%. Quedas de mais de 5% deverão alertar o anestesista para um início de hipóxia moderada, e uma descida de 10% requer uma acção imediata. Leituras abaixo de 50% indicam, hipóxia severa, pondo em risco a vida do animal (Flecknell 2009b).

Animais que estão a respirar espontaneamente têm uma concentração de CO_2 de 4-8%. Durante ventilação artificial, a concentração de 4-5% deve ser mantida, para que a tensão arterial do dióxido de carbono seja mantida no intervalo fisiológico. Um aumento gradual indica hipercápnia progressiva e deve-se agir para corrigir o problema. Uma queda progressiva na concentração sanguínea de O_2 ou uma subida da concentração de CO_2 , estão normalmente acompanhadas por uma descida do pH, e indicam uma troca gasosa inadequada.

Animais que respiram o ar normal da clínica terão normalmente uma pressão arterial de O_2 de 82-95 mm Hg, uma descida abaixo dos 80 mm Hg requer uma acção correctiva. É

importante referir que animais que estão a receber oxigénio têm uma pressão arterial muito mais elevada de oxigénio, 300-400 mm Hg. Nestas circunstâncias uma descida abaixo dos 90-112 mm Hg, num animal a respirar 40-60% oxigénio deve ser considerada grave. A subida da pressão de CO₂ de 37,5 mm Hg para mais de 50 mm Hg indica hipercápnia média a severa. Aumentos de mais de 60 mm Hg indicam hipercápnia severa e, conseqüentemente, acidose respiratória (Flecknell 2009b).

Medidas correctivas:

Primeiro deve-se verificar se o problema não é do equipamento, por isso:

- 1- Se estiverem a ser usados um sistema de respiração anestésico e oxigénio, verificar que ainda está a ser fornecido oxigénio (Flecknell 2009b);
 - 2- Verificar que o sistema de respiração está a funcionar correctamente e que está bem ligado ao animal (Flecknell 2009b).
- Se se estiverem a usar agentes anestésicos voláteis, devem ser reduzidos para zero e aumentar o fluxo de O₂ para compensar a redução total do fluxo de gases (Flecknell 2009b).
 - Se se estão a usar agentes injectáveis, deve-se parar quaisquer infusões e considerar qual o agente antagonista a utilizar (Flecknell 2009b).
 - Se não estiver a ser administrado O₂, mas se este estiver disponível, tentar administrar O₂ a 100% o mais rápido possível. Se o sistema de respiração anestésico estiver em uso, deve-se continuar a ventilar. Se o sistema não está ligado, a ventilação pode ser feita por compressão manual do tórax. Isto pode ser feito com sucesso mesmo em pequenos roedores, e a compressão com o indicador e o polegar pode ser usada para produzir algum movimento respiratório (Flecknell 2009b).
 - A ventilação pode ser feita através da máscara, ou então estendendo a cabeça e pescoço e colocando uma seringa sem embolo no nariz e boca, e soprando gentilmente pela ponta oposta (Flecknell 2009b).
 - A respiração pode ser estimulada ao administrar um analéptico como o doxapram. Pode ser usado em todas as espécies mas como a acção é relativamente curta, deve-se repetir a dose a cada 15-20 minutos (Flecknell 2009b).

6.2. Sistema cardiovascular

A maioria dos anestésicos tem um efeito de depressão da função cardiovascular, e tanto a frequência cardíaca como a força de contracção podem estar deprimidas, podendo ocorrer arritmias cardíacas. Embora isto também possa ser causado por hipóxia e hipercápnia devido a insuficiência respiratória. Se a circulação estiver gravemente afectada e se o oxigénio for insuficiente para os tecidos, podem ocorrer alterações na circulação periférica que levam ao desenvolvimento de choque. Além dos efeitos adversos da anestesia ou de insuficiência respiratória, a perda de sangue e de fluidos corporais pode resultar numa redução do volume

sanguíneo. Se este diminuir excessivamente, pode haver insuficiência cardiovascular e paragem cardíaca. A hipotermia severa (aproximadamente 25° C) também resultará em paragem cardíaca (Flecknell 2009b).

Sinais clínicos de insuficiência cardíaca:

Falha progressiva na circulação pode ser detectada pela diminuição do TRC. Qualquer atraso na repleção indica uma redução na perfusão tissular, que pode também produzir cianose moderada (mucosa azulada). A cianose está mais associada a insuficiências respiratórias, e se é devida apenas a insuficiência cardíaca, indica um distúrbio severo da circulação. A insuficiência circulatória severa devido a hipovolémia produzirá palidez nas membranas mucosas (Flecknell 2009b).

A insuficiência circulatória severa também está associada com a descida da temperatura periférica, os membros do animal estão frios ao toque mas detecta-se com mais exactidão com um termómetro (Flecknell 2009b).

A queda da pressão arterial sistémica ocorre com o desenvolvimento da insuficiência cardíaca. Normalmente a redução é gradual e ao monitorizar regularmente a pressão sanguínea permitirá tomar acções correctivas antes que ocorram alterações severas. É aconselhável manter a pressão arterial média acima dos 60-70 mm Hg, para evitar problemas causados por baixa perfusão tissular. A descida da pressão arterial média abaixo dos 45 mm Hg pode resultar em falha da perfusão renal, distúrbios metabólicos severos e morte (Flecknell 2009b).

Alterações na frequência e ritmo cardíaco também podem estar associados a distúrbios circulatórios. Um aumento da frequência cardíaca que não está associado com um aumento da estimulação cirúrgica pode ser devido a perda de sangue. Um abrandamento severo do ritmo cardíaco pode ser causado por estimulação do vago, por exemplo quando se faz tracção a vísceras, quando é uma cirurgia ocular ou então quando o nervo vago é manuseado durante procedimentos cirúrgicos no pescoço. Isto pode ser suficientemente severo para causar hipotensão marcada e até ocorrer paragem cardíaca (Flecknell 2009b).

Medidas correctivas:

- Se ocorrer paragem cardíaca, deve-se fazer massagem cardíaca externa. Mesmo com pequenos roedores, pode-se manter algum suporte circulatório enquanto outras medidas estão a ser tomadas. Combinar ventilação assistida e a massagem cardíaca externa em pequenos roedores requer prática e normalmente é mais fácil comprimir todas as áreas do tórax em simultâneo (Flecknell 2009b).

- Após ventilação adequada e a massagem cardíaca, podem-se administrar fármacos e fluidos. O uso de fármacos que restabeleçam o ritmo e *output* cardíaco, requer muito cuidado e pressupõe a monitorização do ECG e da pressão. Contudo, como medida de emergência, deve-se dar adrenalina (6 ml/20 kg de 1:10.000) se houver suspeita de assistolia, ou lidocaína

(2 mg/kg) se o coração estiver em fibrilhação. As arritmias respondem frequentemente à lidocaína. Um boqueio completo do coração ou baixo *output* cardíaco podem ser tratados com atropina (0.02 mg/kg) e se necessário, por infusão de isoprenalina (5-20 µg/kg/min). Se tiver ocorrido paragem cardíaca, estes fármacos devem ser administrados IC (Flecknell 2009b).

- Após o tratamento da insuficiência cardíaca, deve-se administrar bicarbonato de sódio para corrigir a acidose que geralmente está presente. Se a insuficiência cardíaca tiver tido origem na hipovolémia, a manutenção da ventilação adequada assim como fluidoterapia efectiva, normalmente restabelecerá o equilíbrio ácido-base sem a administração do bicarbonato de sódio. Todos os meios sofisticados para corrigir e tratar insuficiências cardíacas, incluindo a desfibrilhação, podem ser usados em animais (Flecknell 2009b).

6.3. Balanço hídrico

É de grande importância dar um suporte à circulação corrigindo qualquer alteração dos fluidos e a hipovolémia deve sempre ser considerada como possível causa primária de insuficiência cardíaca. As perdas de sangue durante a cirurgia podem ser graduais, e a medida do volume perdido é muitas vezes pouco precisa. Como rotina, os fluidos devem ser repostos a uma taxa de 10ml/kg de peso corporal por hora, usando soro NaCl a 0.9%. Uma vez perdidos 15-20% do volume circulante, os sinais de choque e hipovolémia podem-se desenvolver. Se a perda exceder os 20-25%, pode ser necessário fazer transfusão sanguínea. Deve-se repor a uma taxa de 10% do volume sanguíneo calculado, a cada 30 a 60 minutos. Se a hemorragia for rápida e severa, o volume estimado deve ser transfundido o mais rapidamente possível. Em animais pequenos em que a terapia IV é difícil, pode-se administrar NaCl a 0,9% IP para corrigir perdas de fluidos durante a cirurgia. As injeções SC e IP não têm valor imediato para o tratamento de insuficiência cardíaca, já que resultam numa absorção lenta (Flecknell 2009b).



Figura 10. Porquinho-da-índia em recuperação a receber soro IO no HZB.

6.4. Hipotermia

A hipotermia é uma causa frequente de morte durante a anestesia uma vez que os mecanismos homeostáticos que controlam a temperatura corporal estão deprimidos. A hipotermia pode desenvolver-se rapidamente em animais pequenos, o autor registou reduções da temperatura corporal de 10°C em tempos tão curtos como 15-20 minutos num rato anestesiado. É por isso essencial tomar medidas de prevenção para que nem hipotermia moderada possa ocorrer (Flecknell 2009b).

7. Anestesia local e regional

Estes fármacos são bases fracas que bloqueiam os canais iónicos do sódio e assim também bloqueiam a transmissão nervosa motora e sensível (Skarda *in* Longley 2008). Os anestésicos locais podem ser usados para produzir analgesia localmente e para reduzir as doses dos sedativos e da anestesia geral (Hedenqvist & Hellebrekers *in* Longley 2008).

O uso de anestesia regional (em comparação com a anestesia geral) tem demonstrado uma reabilitação mais rápida assim como passagens mais curtas pelo hospital (Capdevila *et al. in* Longley 2008).

Os anestésicos locais podem ser administrados por varias vias, incluindo sprays tópicos, líquidos ou cremes, ou ainda por infiltração local. A lidocaína é utilizada frequentemente em spray antes da intubação em animais sensíveis a laringoespasma. Podem-se infiltrar anestésicos locais na pele e tecidos subjacentes para procedimentos menores mas um sedativo ou um plano leve de anestesia é muitas vezes necessário para imobilizar o animal correctamente. A solubilidade lipídica afecta a duração da anestesia, como a bupivacaína é mais lipídica tem uma acção mais longa que a lidocaína. A duração da lidocaína é de 60-90 minutos e é aumentada pela adrenalina (epinefrina) (Longley 2008). A duração da bupivacaína é de 2-6 horas (Hedengvist & Hellebrekers *in* Longley, 2008). A ropivacaína é semelhante à bupivacaína mas é menos cardiotoxicidade. As três são metabolizadas no fígado. Overdose dos anestésicos locais resulta em toxicidade sistémica que causa hipotensão, arritmia ventricular, depressão do miocárdio e convulsões. A dose máxima que se pode dar com segurança na maior parte das espécies é de 4 mg/kg de lidocaína, e 1-2 mg/kg de bupivacaína (Dobromylskyj *et al. in* Longley 2008).

8. Conclusão

O presente estágio permitiu o contacto com a realidade clínica de exóticos, onde me apercebi de como é essencial o conhecimento e os meios adequados para uma boa anestesia até porque durante a realização deste relatório me deparei com a escassez de informação que há em relação estes animais.

Além disto, os estágios que realizei permitiram-me adquirir conhecimentos em outras áreas bem como o contacto com outras espécies, não só os roedores.

Considero assim que o estágio é uma fase extremamente importante e útil para terminar este curso, no qual a aprendizagem se mantém para o resto da vida.

9. Bibliografia

- Aguilar R, Hernández-Divers S, Hernández-Divers SJ (2005) “Pequeños Mamíferos”, **Atlas de Medicina Terapeutica Y Patologia de Animales Exoticos**, Inter-Medica Editorial, 281-293
- Antognini J F, Barter L, Carstens E (2009) “Anaesthetic Management” in Flecknell P (Ed.), **Laboratory Animal Anaesthesia**, 3ª Ed, Saunders, 79-95
- Bailey J, Pablo L (1998) “Anesthetic monitoring and monitoring equipment: application in small exotic pet practice” In **Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine** Vol. 7, Issue 1, 53-60
- Bauck L, Bihun C (2003) “Small rodents. Basic anatomy, physiology, husbandry and clinical techniques” in Carpenter J W, Quesenberry K E (Ed.), **Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery**, 2ª Ed, Saunders, 286-298
- Bauck L, Bihun C (2008) “Rodent anaesthesia” in Longley L (Ed.), **Anesthesia of exotic pets**, Saunders, 59-80
- Bivin W S, M P Crawford, Brewer N R (2008) “Rodent anaesthesia” in Longley L (Ed.), **Anesthesia of exotic pets**, Saunders, 59-80
- Broadbelt *et al.* (2009) “Analgesia and Post-operative Care” in Flecknell P (Ed.), **Laboratory Animal Anaesthesia**, 3ª Ed, Saunders, 139-179
- Cantwell S L (2001) “Ferret, Rabbit and rodent anesthesia” in Heard D J (Ed.), **Veterinary Clinics – Exotic Animal Practice: Anesthesia and Analgesia**, vol 4, nº1, Saunders, 169-192
- Capdevila X, Barthelet Y, Biboulet P, Ryckwaert Y, Rubenovitch J, d'Athis F (2008) “Introduction to anaesthesia in exotic species” in Longley L (Ed.), **Anesthesia of exotic pets**, Saunders, 1-21
- Carleton M D, Musser G G (2005) “Order Rodentia” in Wilson D E, Reeder D M (Ed.) **Mammal Species of the World – A Taxonomic and Geographic Reference**, 3ª Ed, vol. 2, The Johns Hopkins University Press, 745-752
- Clampitt RB, Hart RJ (1978) “The tissue activities of some diagnostic enzymes in ten mammalian species” In **Journal of Comparative Pathology** Vol. 88, Issue 4, 607-621
- Daviau J (1999) “Clinical evaluation of rodents” in Orcutt C J (Ed.) **Veterinary Clinics – Exotic Animal Practice: Physical Examination and Preventive Medicine**, vol 2, nº2, Saunders, 429-445
- Davies R R, Saunders R A (2005) “Common Laboratory Abnormalities”, **Notes on Rabbit Internal Medicine**, Blackwell, 71-83

- Dobromylskyj P, Flecknell P, Lascelles B D, Pascoe P J, Taylor P, Waterman-Pearson A (2008) "Introduction to anaesthesia in exotic species" *in* Longley L (Ed.), **Anesthesia of exotic pets**, Saunders, 1-21
- Donnelly T (2005) "Introduction to small mammals" *in* O' Malley B. (Ed.), **Clinical Anatomy and Physiology of exotic species: Structure and function of mammals, birds, reptiles and amphibians**, Saunders, 165-171
- Eger E I, Regan M J (2008) "Introduction to anaesthesia in exotic species" *in* Longley L (Ed.), **Anesthesia of exotic pets**, Saunders, 1-21
- Farver TB, Ilkiw J E, Imai A, Steffey E P (1999) "Assessment of isoflurane-induced anesthesia in ferrets and rats" *In American Journal of Veterinary Research* Vol 60, N° 12, 1577-1583
- Flecknell P (1996) "Anaesthesia and analgesia for rodents and rabbits" *in* Flecknell P, Laber-Laid K, Swindle M M (Ed.) **Handbook of rodent and rabbit medicine**, Elsevier, 227-228
- Flecknell P (2001) "Analgesia of small mammals" *in* Heard D J (Ed.), **Veterinary Clinics – Exotic Animal Practice: Anesthesia and Analgesia**, vol 4, n°1, Saunders, 47-56
- Flecknell P (2003) "Anestesia de roedores y conejos" *in* Hollingshead K W, Mckelvey D (Ed.), **Manual de Anestesia y Analgesia Veterinaria**, 3ª Ed, Mosby, 361-396
- Flecknell P (2009a) "Anaesthesia", **Laboratory Animal Anaesthesia**, 3ª Ed, Saunders, 19-78
- Flecknell P (2009b) "Anaesthetic Management", **Laboratory Animal Anaesthesia**, 3ª Ed, Saunders, 79-95
- Green C J, Knight J, Precious S, Simpkin S (2009) "Anaesthesia" *in* Flecknell P (Ed.), **Laboratory Animal Anaesthesia**, 3ª Ed, Saunders, 19-78
- Heard D J (2003) "Anesthesia, Analgesia, and Sedation of Small Mammals" *in* Carpenter J W, Quesenberry K E (Ed.), **Ferrets, Rabbits and Rodents Clinical Medicine and Surgery**, 2ª Ed, Saunders, 356-368
- Heard D J (2008) "Introduction to anaesthesia in exotic species" *in* Longley L (Ed.), **Anesthesia of exotic pets**, Saunders, 1-21
- Harris M C, Heatley J J (2009) "Hamsters and Gerbils" *in* Mitchell and Tully (Ed.), **Manual of Exotic Pet Practice**, Saunders, 406-430
- Hebel R, Stromberg M W (2008) "Rodent anaesthesia" *in* Longley L (Ed.), **Anesthesia of exotic pets**, Saunders, 59-80
- Hedenqvist & Hellebrekers (2008) "Introduction to anaesthesia *in* exotic species" *in* Longley L (Ed.), **Anesthesia of exotic pets**, Saunders, 1-21
- Huerkamp M J (2008) "Rodent anaesthesia" *in* Longley L (Ed.), **Anesthesia of exotic pets**, Saunders, 59-80
- Hurst J L (2005) "Introduction to small mammals" *in* O' Malley B. (Ed.), **Clinical Anatomy and Physiology of exotic species: Structure and function of mammals, birds, reptiles and amphibians**, Saunders, 165-171

- Johnson & Simpson (2008) "Rodent anaesthesia" *in* Longley L (Ed.), **Anesthesia of exotic pets**, Saunders, 59-80
- Kruse-Elliott (2009) "Anaesthesia" *in* Flecknell P (Ed.), **Laboratory Animal Anaesthesia**, 3^a Ed, Saunders, 19-78
- Lyon T (2003) "The Chinchilla" *in* Ballard B, Cheek R (Ed.), **Exotic Animal Medicine for the Veterinary Technician**, Blackwell, 239-246
- Longley L (2008) "Rodent anaesthesia", **Anesthesia of exotic pets**, Saunders, 59-80
- Mitchell M A, Riggs S M (2009) "Chinchillas" *in* Mitchell and Tully (Ed.), **Manual of Exotic Pet Practice**, Saunders, 474-491
- Ness R D (1999) "Clinical pathology and sample collection of exotic small mammals" *in* Reavill, D R (Ed.), **Veterinary Clinics – Exotic Animal Practice: Clinical Pathology and Sample Collection**, vol 2, n^o 3, Saunders, 591-620
- Ness R D (2005) "Rodents" *in* Carpenter J W (Ed.), **Exotic Animal Formulary**, 3^a Ed, Saunders, 377-405
- Nevarez J G (2005) "Monitoring during Avian and Exotic Pet Anesthesia" **In Journal of Exotic Pet Medicine** Vol. 14, Issue 4, 277-283
- O'Malley B (2005) "Introduction to small mammals", **Clinical Anatomy and Physiology of exotic species: Structure and function of mammals, birds, reptiles and amphibians**, Saunders, 165-171
- Orr H E (2008) "Rodent anaesthesia" *in* Longley L (Ed.), **Anesthesia of exotic pets**, Saunders, 59-80
- Riggs S M (2009) "Guinea Pigs" *in* Mitchell and Tully (Ed.), **Manual of Exotic Pet Practice**, Saunders, 456-470
- Singleton G, Dickman C R, Stoddart D M (2008) "Rodent anaesthesia" *in* Longley L (Ed.), **Anesthesia of exotic pets**, Saunders, 59-80
- Tully T N (2009) "Mice and Rats" *in* Mitchell and Tully (Ed.), **Manual of Exotic Pet Practice**, Saunders, 326-343
- Vaughan T A (2005) "Introduction to small mammals" *in* O' Malley B. (Ed.), **Clinical Anatomy and Physiology of exotic species: Structure and function of mammals, birds, reptiles and amphibians**, Saunders, 165-171

10. Anexos

10.1. Anexo I

Espécie	Peso médio (g) (macho/fêmea)	Maturidade sexual (dias) macho/fêmea	Esperança média de vida (anos)	Temperatura (°C)	Frequência cardíaca (bpm)	Frequência respiratória (rpm)
Chinchila	450-600/550-800	240-40/240-540	8-10	36.1-37.8	40-100	40-80
Porquinho-da-índia	900-1200/700-900	90-120/60-90	4-5	37.2-39.5	230-380	40-100
Gerbo	65-100/55-85	70-85/65-85	3-4	37.0-38.5	360	90
Hamster	85-130/95-150	70-100/40-70	1.5-2.0	37.0-38.0	250-500	35-135
Rato	20-40/25-40	50/50-60	1.5-3.0	36.5-38.0	325-780	60-220
Ratazana	450-520/250-300	65-110	2.5-3.5	35.9-37.5	250-450	115

Tabela 1. Parâmetros fisiológicos de alguns roedores (Carpenter 2005).

10.2. Anexo II

Espécies	Locais de punção venosa	Volume máximo de punção
Porquinho-da-índia e Chinchila	Safena lateral, cefálica, jugular, femoral e cava cranial	7ml/100g peso corporal
Hamster	Safena lateral, jugular, veia cava cranial, cefálica	0,65ml/ animal adulto
Gerbo	Safena lateral, lateral da cauda, veia cava cranial, cefálica	0,3ml/animal adulto
Rato	Safena lateral, lateral da cauda, veia cava cranial	0,14ml/animal adulto
Ratazana	Safena lateral, lateral da cauda, veia cava cranial	1,3ml/animal adulto

Tabela 1. Locais e volumes de punção venosa de alguns roedores (Carpenter and Quesenberry 2003, Carpenter 2005).

Parâmetro	Rato	Ratazana	Gerbo	Hamster	Porquinho-da-índia	Chinchila
Htc(%)	35-40	35-45	35-45	45-50	35-45	27-54
Eritrócitos($10^6/\mu\text{l}$)	7-11	7-10	7-8	7-8	4-7	5.6-8.4
Hb(g/dl)	10-20	12-18	14-16	16.6-18.6	11-17	11.8-14.6
Glóbulos Brancos ($10^3/\mu\text{l}$)	4-12	5-23	7.5-10.9	7-10	7-14	5.4-15.6
- Neutrófilos (%)	5-40	10-50	22	18-40	20-60	39-54
- Linfócitos (%)	30-90	50-70	75	56-80	30-80	45-60
- Monócitos (%)	0-10	0-10	0-4	2	2-20	0-5
- Eosinófilos (%)	0-5	0-5	0-3	0-1	0-5	0-5
- Basófilos (%)	0-1	0-1	0-1	0-1	0-1	0-1
ALT (IU/L)	26-77	20-92	-	22-128	10-25	10-35
FA (IU/L)	45-222	16-96	-	99-186	-	6-72
Cálcio (mg/dl)	3.2-8.0	5.3-13.0	3.7-6.2	5.3-12.0	7.8-10.5	5.6-12.1
Creatinina (mg/dl)	0.3-1.0	0.2-0.8	0.6-1.4	0.4-1.0	0.6-2.2	0.4-1.3
Ureia (mg/dl)	17-28	15-21	17-27	12-26	9-32	17-45
Proteínas Totais (g/dl)	3.5-7.2	5.6-7.6	4.3-12.5	5.2-7.0	4.6-6.2	3.8-5.6
Albumina (g/dl)	2.5-4.8	3.8-4.8	1.8-5.5	3.5-4.9	2.1-3.9	2.3-4.1
Glicose (mg/dl)	62-175	50-135	50-135	37-198	60-125	109-193

Tabela 2 : Valores normais de bioquímica e hemograma de alguns roedores (Carpenter 2005).

10.3. Anexo III

Analgésico	Espécies	Dose (mg/kg)	Via	Duração (horas)	Comentários
Aspirina ® (ác. Acetilsalicílico)	Chinchila, gerbo, hamster, rato, ratazana	100 ^{4,6}	PO	4-8	Grande variabilidade nas espécies, doses > 240mg/kg reportada no gerbo, hamster
Buprenorfina	Todos Hamster, rato, ratazana	0.05-0.1 ¹⁰ <2.5 ³	SC	6-12	Ópioide agonista-antagonista Pode ser misturada com gelatina para administração oral
Butorfanol	Chinchila, porquinho-da-índia, ratazana hamster, gerbo, rato	0.2-2.0 ^{6,7} 1.5 ^{4,7}	SC, IM, IP SC	2-4 4	Ópioide agonista-antagonista
Carprofeno	Chinchila, porquinho-da-índia ratazana, hamster, gerbo, rato	4 ^{1,9} 5 ⁸	SC	24	Anti-inflamatório não esteróide . Cuidado com animais hipovolêmicos ou hipotensos
Flunixin	Chinchila Porquinho-da-india, gerbo, hamster, rato, ratazana	1-3 ⁵ 2.5 ⁴	SC	12-24	Anti-inflamatório não esteróide Cuidado com animais hipovolêmicos ou hipotensos
Ketoprofeno	Chinchila, porquinho-da-india Gerbo, hamster, ratazana	1 ⁷ 5 ⁸	SC, IM SC	12-24	Cuidado com animais hipovolêmicos ou hipotensos
Meloxicam	Rato, ratazana	1-2 ¹	SC, PO	12-24	Suspensão oral palatável 0.2-0.3 mg/kg q12-24h mas com pouco efeito nas outras espécies
Morfina	Gerbo, porquinho-da-índia, hamster, rato, ratazana	2-5 ⁴	SC, IM	2-4	Opióide (narcótico) Não dá para hamster, resistem aos efeitos analgésicos
Nalbufina	Gerbo, hamster, rato, ratazana Porquinho-da-índia	4-8 ⁴ 1-2 ⁴	IM	3	Opióide agonista-antagonista Usa-se para reverter o fentanil
Oximorfona	Chinchila, gerbo, porquinho-da-índia, hamster, rato,	0.2-0.5 ⁴	SC, IM	6-12	Opióide

	ratazana				
Meperidina	Chinchila, gerbo, porquinho-da-índia, hamster, rato, ratazana	20 ^{3,7}	SC, IM	2-4	Opióide Dose q 6h na chinchila

¹ (Flecknell); ² (Funk); ³ (Harkness and Wagner); ⁴ (Heard); ⁵ (Hoefer); ⁶ (Johnson-Delaney); ⁷ (Morrisey and Carpenter); ⁸ (Pollock); ⁹ (Richardson); ¹⁰ (Smith and Burgmann)

Tabela 1. Analgésicos usados em alguns roedores (Longley 2008).

Fármaco	Porquinho-da-índia Chinchila	Gerbo	Hamster	Rato Ratazana
Acepromazina	0.5-1-5	-	0.5-5.0	0.5-2.5
Diazepam	1-5	3-5	3-5	3-5
Midazolam	1-2	1-2	1-2	1-2
Xilazina	5-10	5-10	5-10	10-15
Atropina	0.05	0.05	0.05	0.05
Glicopirrolato	0.01-0.02	0.01-0.02	0.01-0.02	0.01-0.02

Tabela 2: Tabela de doses (mg/kg) da pré-medicação em alguns roedores (Carpenter and Quesenberry 2003).

10.4. Anexo IV

Espécies	Diâmetro interno do tubo endotraqueal (mm)
Ratazana	catéter sem mandril de 16-18 gauge
Porquinho-da-índia e chinchila	catéter sem mandril de 14-16 gauge , ≤ 2
Hamster	catéter sem mandril de 16 gauge

Tabela 1. Tamanhos de tubos endotraqueais para alguns roedores (Carpenter and Quesenberry 2003).

Fármaco	Rato	Ratazana	Gerbo	Hamster	Porquinho-da-índia	Chinchila
Ketamina	22 (leve) 44 (profunda)	22 (leve) 25-40 (profunda)	40-60	20-40	22-44	20-40
Ketamina-Xilazina	50 5	75-95 5	50 IP 2 IP	80 5	20-40 2	35-40 4-8
Ketamina-Medetomidina	75 IP 1 IP	90 IP 0.5 IP	75 IP 0.5 IP	75 IP 1 IP	40 0.5	0.06 5
Propofol	12-26 IV	7.5-10.0 IV	-	-	10 IV	10 IV
Pentobarbital	50-90 IP	30-45 IP	50-90 IP	50-90 IP	30-45 IP	35-40 IP

IM sempre que não apareça outra referência.

Tabela 2. Doses de anestésicos injectáveis (mg/kg) (Carpenter and Quesenberry 2003, Carpenter 2005, Röltgen, 2002).

10.5. Anexo V

Fármaco	Rato	Ratazana	Gerbo	Hamster	Porquinho-da-índia	Chinchila
Atropina	0.05-0.1 SC	0.05-0.1 SC	0.05-0.1 SC	0.05-0.1 SC	0.05-0.1 SC	0.05-0.1 SC
Doxapram	5-10 IV, IP	5-10 IV, IP	5-10 IV, IP	5-10 IV, IP	2-5 IV, IP	5-10 IV, IP
Epinefrina	-	-	-	-	0.003 IV	-
Glicopirrolato	0.01-0.02 SC	0.01-0.02 SC	0.01-0.02 SC	0.01-0.02 SC	0.01-0.02 SC	0.01-0.02 SC

Tabela 1. Fármacos usados em emergências (mg/kg) (Carpenter 2005).

10.6. Anexo VI

Mamíferos CVEP

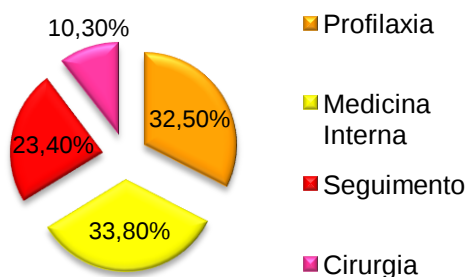


Gráfico 1. Proporção dos motivos de consulta dos Roedores no CVEP.

Mamíferos HZB

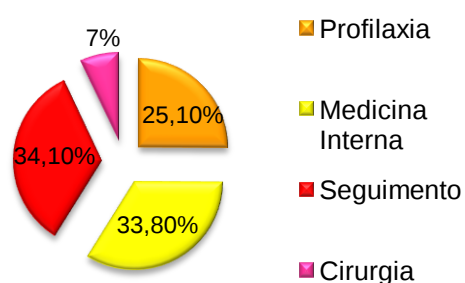


Gráfico 2. Proporção dos motivos de consulta dos Roedores no HZB.

Roedores anestesiados CVEP

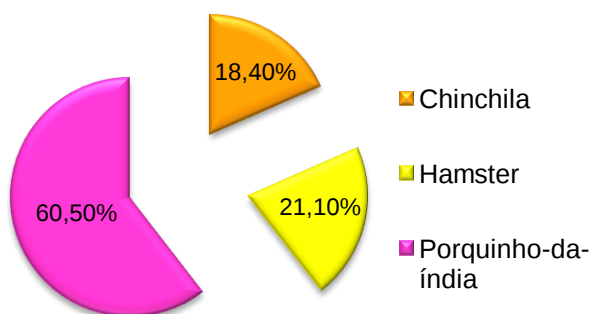


Gráfico 3. Proporção dos Roedores anestesiados no Centro Veterinário de Exóticos do Porto (CVEP).

Roedores anestesiados HZB

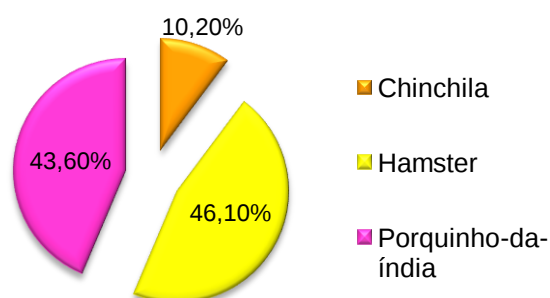


Gráfico 4. Proporção dos Roedores anestesiados no Hospital Zoológico de Badalona (HZB).

Anestésico CVEP

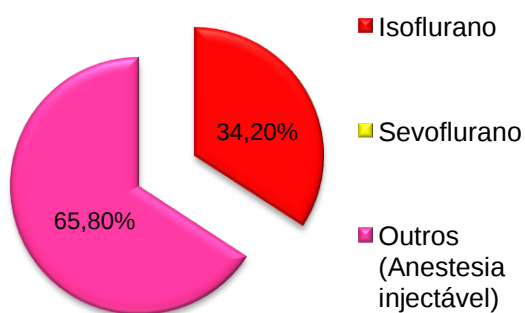


Gráfico 5. Proporção dos anestésicos usados em roedores no CVEP.

Anestésico HZB

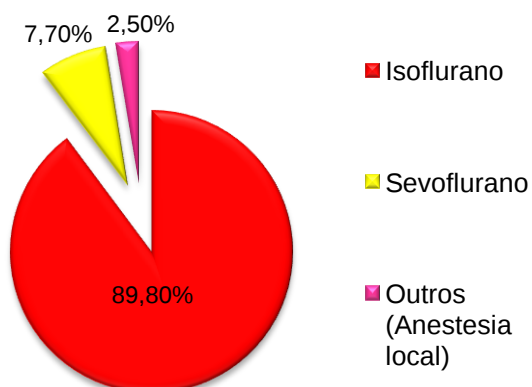


Gráfico 6. Proporção dos anestésicos usados em roedores no HZB.

Mortalidade CVEP

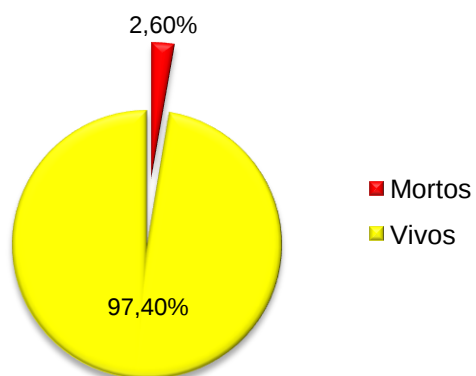


Gráfico 7. Proporção das mortes ocorridas durante a anestesia em roedores no CVEP.

Mortalidade HZB

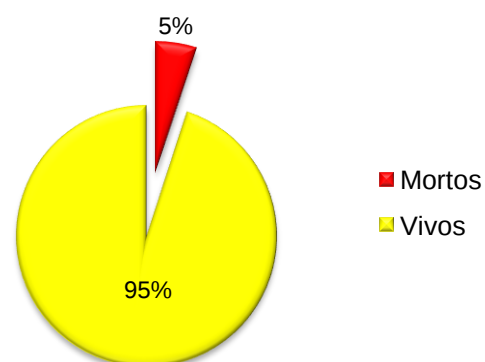


Gráfico 8. Proporção das mortes ocorridas durante a anestesia em roedores no HZB.