

**U. PORTO**



INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOMÉDICAS ABEL SALAZAR  
UNIVERSIDADE DO PORTO

Relatório Final de Estágio  
Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

**ANESTESIA EM RÉPTEIS**

Andreia Figueiredo Fernandes

Orientador

Augusto Manuel Rodrigues Faustino

Co-Orientador(es)

Alfred M. Legendre

Pilar González-Iglesias Sitges

Porto 2010

**U. PORTO**



INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOMÉDICAS ABEL SALAZAR  
UNIVERSIDADE DO PORTO

Relatório Final de Estágio  
Mestrado Integrado em Medicina Veterinária

**ANESTESIA EM RÉPTEIS**

Andreia Figueiredo Fernandes

Orientador

Augusto Manuel Rodrigues Faustino

Co-Orientador(es)

Alfred M. Legendre

Pilar González-Iglesias Sitges

Porto 2010

## Resumo

O meu estágio curricular teve como objectivos adquirir experiência prática, de forma a consolidar e expandir conhecimentos teóricos, conhecer novas realidades e diferentes métodos de trabalho, na área clínica de animais exóticos. Durante o estágio estive também em contacto com a clínica de animais selvagens, de zoológico e com anestesiologia em cão e gato. Para mais detalhes consulte o anexo I.

Considero importante definir e diferenciar o que é a clínica de animais exóticos, selvagens e de zoológico. A principal diferença entre estes reside na finalidade que os mesmos têm, sendo um animal exótico um animal de companhia que não o gato, o cão ou os equinos e que possui somente essa função; um animal selvagem é um animal que vive em liberdade no seu habitat natural e; um animal de zoo é um animal selvagem que vive num local fechado podendo ou não ser destinado à exposição pública.

A escolha do meu tema de tese foi devida às minhas dificuldades em controlar todos os aspectos da anestesia, sobretudo nesta classe de animais exóticos, os répteis, que por serem ainda pouco estudados, me despertaram mais curiosidade.

Este trabalho é composto por uma pequena introdução, seguida de uma breve descrição dos conhecimentos base necessários para o entendimento das diferenças e dificuldades na anestesia dos répteis. Quando abordo a anestesia clínica, relato a importância e os procedimentos no exame pré-anestésico e da estabilização do paciente. A escolha dos agentes pré-anestésicos e anestésicos é discutida em seguida com referência aos protocolos anestésicos recomendados. Uma vez o animal anestesiado, a monitorização e os cuidados de suporte são os pontos mais importantes, com especial relevância dada aos procedimentos de emergências. Por último, são abordados a recuperação e os cuidados pós-operatórios.

Se após a leitura deste trabalho, um Médico Veterinário for capaz de anestésiar um réptil de forma segura e eficaz considero ter completado os objectivos que me lançaram nesta missão.

## Lista de abreviaturas

**CAAF** – Citologia por aspiração com agulha fina

**CO<sub>2</sub>** – Dióxido de Carbono

**DAP** – Pressão diastólica arterial

**D-E** – Direito-esquerdo

**ECG** – Electrocardiograma

**E-D** – Esquerdo-direito

**IM** – Intramuscular

**IO** – Intraósseo

**IV** – Intravenoso

**MAC** – Concentração máxima alveolar

**MAP** – Pressão média arterial

**N<sub>2</sub>O** – Monóxido de Azoto

**O<sub>2</sub>** – Oxigénio

**p.e.** – por exemplo

**P<sub>a</sub>CO<sub>2</sub>** – Pressão arterial de dióxido de carbono

**P<sub>ET</sub>CO<sub>2</sub>** – Pressão parcial máxima de dióxido de carbono atingida durante a expiração

**PO** – *Per os* (por boca)

**SAP** – Pressão sistólica arterial

**S<sub>a</sub>O<sub>2</sub>** - Saturação arterial de oxigénio

**TOP** – Temperatura óptima preferida

**VPPI** – Ventilação por pressão positiva intermitente

# Índice

<b>Introdução</b> .....	<b>1</b>
<b>Considerações Pré-anestésicas</b> .....	<b>1</b>
Anatomia e Fisiologia.....	1
Contenção física .....	4
Exame físico e complementares.....	6
<b>Medicação Pré-anestésica</b> .....	<b>8</b>
<b>Anestésicos</b> .....	<b>10</b>
Anestesia local .....	11
Anestesia fixa .....	11
Vias de administração .....	11
Fármacos injectáveis .....	12
Anestesia volátil .....	15
Fármacos inalatórios .....	15
Equipamento de anestesia .....	18
Entubação endotraqueal .....	19
Ventilação assistida.....	20
<b>Protocolos Anestésicos</b> .....	<b>20</b>
<b>Monitorização Anestésica</b> .....	<b>21</b>
Profundidade anestésica.....	21
Sistema cardiovascular .....	22
Sistema respiratório .....	24
<b>Cuidados de Suporte</b> .....	<b>26</b>
<b>Procedimentos de Emergência</b> .....	<b>27</b>
<b>Recuperação e Cuidados Pós-operatórios</b> .....	<b>28</b>
<b>Referências Bibliográficas</b> .....	<b>29</b>
<b>Anexos</b> .....	<b>31</b>

# Introdução

Os répteis são animais comumente vistos na clínica de animais exóticos, com uma diversidade gigantesca de espécies, sendo cada uma única com grandes variações fisiológicas.

Actualmente os répteis são representados por quatro ordens. A ordem *Crocodylia* é constituída por crocodilos, gaviais e aligátors possuindo um total de 23 espécies. A ordem *Rhynchocephalia* é constituída pelos tuataras que englobam apenas duas espécies da nova Zelândia. A ordem *Squamata* é constituída pelos lagartos (p.e. iguana, camaleão) e serpentes, possuindo aproximadamente 7,600 espécies. A ordem *Cheloniodea* constituída por aproximadamente 300 espécies de tartarugas marinhas, terrestres e de água doce (Fowler 2008). Dado que os animais pertencentes as duas primeiras ordens não são frequentemente observados na prática clínica, neste relatório serão apenas abordadas as ordens *Squamata* e *Cheloniodea* e, sempre que o termo répteis for utilizado referir-se-á somente a estas.

A anestesia em répteis embora usada desde o início do século XIX, é uma ciência pouco estudada, com pouquíssimo entendimento da farmacocinética e farmacodinâmica dos anestésicos, falta de aparelhos de monitorização e suporte específicos e muita variabilidade o que dificulta a extrapolação de resultados.

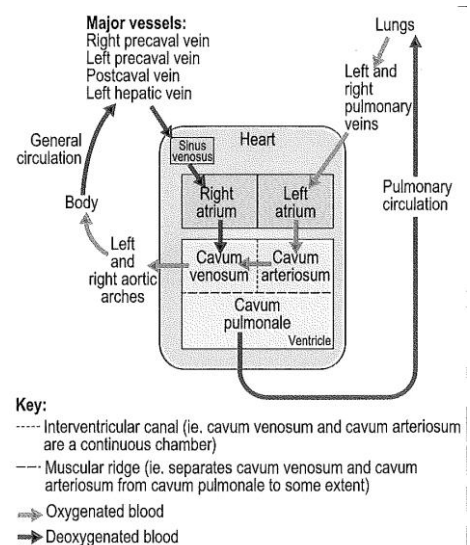
## Considerações Pré-anestésicas

### Anatomia e Fisiologia

#### Sistema Cardiovascular

O coração dos répteis é constituído anatomicamente por três câmaras (átrio direito e esquerdo e um único ventrículo) mas, funcionalmente possui cinco câmaras, permitindo assim que o sangue arterial e o venoso não se misturem (figura 1) (O' Malley 2007).

Devido a esta divisão do ventrículo, os répteis têm a capacidade de realizarem *shunts* intracardiácos. Estes *shunts* são classificados como da direita para a esquerda (D-E) e da esquerda para a direita (E-D), sendo a sua direcção e grau dependente das diferenças de pressão entre os circuitos pulmonar e sistémico, e da pressão de



**Figura 1:** Esquema da circulação cardíaca de um réptil (Longley 2008)

saída do sangue remanescente no *cavum venosum* (Ballard & Cheek 2003). Os *shunts* têm três funções importantes: a primeira é permitirem estabilizar a concentração de oxigénio sanguíneo, durante as pausas respiratórias. A segunda é facilitarem o aumento da temperatura corporal, pois o shunt D-E é parcialmente responsável pelo aumento da circulação sistémica. A terceira é a capacidade do shunt D-E direccionar o sangue para longe dos pulmões durante os períodos de apneia. Durante a anestesia, estes shunts podem afectar a oxigenação do sangue da circulação sistémica e a metabolização e eliminação dos anestésicos voláteis (Mosley 2005).

Nos lagartos, a localização do coração varia de entre os membros anteriores (p.e. iguanas, camaleões, dragões-de-água), praticamente até à região central do corpo (p.e. varanos, tegus – *Tupinambis spp*) (Heard 2001). Nas serpentes está normalmente localizado entre o terço proximal e o quarto proximal do comprimento total (Michell 2009). Esta localização é influenciada pelo modo de vida predominante do animal, sendo a distância da cabeça ao coração maior



**Figura 2:** Verificação da posição cardíaca com doppler

nas serpentes aquáticas, terrestres e arbóreas, por ordem decrescente. A localização do coração nas serpentes faz-se pela visualização do movimento das escamas ventrais durante os batimentos cardíacos e confirmação com o doppler (figura 2). Já nos quelónios o coração localiza-se dentro da cavidade celómica e está protegido pelos ossos da carapaça e plastrão (Heard 2001). Externamente, a união do escudo humeral e torácico do plastrão é normalmente uma boa referência para a sua localização (Kirchgessner & Michell 2009).

A frequência cardíaca é influenciada pela temperatura, tamanho corporal, metabolismo, estado respiratório e pela presença ou ausência de estímulos dolorosos. A frequência cardíaca normalmente aumenta com a temperatura, é inversamente proporcional ao tamanho corporal e diminui durante períodos de apneia. Por exemplo em lagartos, um aumento na temperatura corporal de 10°C dentro do intervalo de 20°C a 40°C, aumenta a frequência cardíaca num factor de aproximadamente 2 a 2,5 (Heard 2001).

Nos répteis verifica-se a presença do sistema porto-renal, onde o retorno venoso da parte caudal do corpo passa directamente pelos rins. Devido a este facto, têm-se evitado os membros posteriores para administrações IM e IV. No entanto, já foi demonstrado que o local da injeccção não tem influência na actividade do fármaco e que a parte caudal do corpo de um réptil é viável para a administração de fármacos. Adicionalmente, constatou-se que a libertação de adrenalina presente durante o momento da injeccção IM pode reduzir a perfusão do sistema porto-renal,

umentando assim a circulação sistêmica e o aporte hepático. Será pertinente referir que estes estudos foram conduzidos num número limitado de espécies e, como tal, a validade destes não está ainda comprovada para todos os répteis (Kirchgessner & Michell 2009). Como tal, fármacos com uma elevada taxa de eliminação por 1º passagem nos rins e elevada toxicidade renal, não devem ser administrados nesta localização (Heard 2001).

### Sistema Respiratório

A glote dos répteis localiza-se na base da língua. Nas serpentes e lagartos carnívoros localiza-se mais rostralmente do que nos lagartos herbívoros e quelónios, pois nestes últimos a língua é mais carnuda (imagens 3 e 4) (Schumacher & Yelen 2006). Em repouso, a glote encontra-se fechada, abrindo-se somente durante a inspiração e expiração (Bertelsen 2007).

Os anéis traqueais das serpentes e dos lagartos são incompletos e a traqueia bifurca ao nível do coração, ao contrário dos quelónios, que possuem anéis traqueais completos e a bifurcação da traqueia é à entrada da cavidade torácica (Schumacher & Yelen 2006).



**Figura 3:** Boca de uma serpente.



**Figura 4:** Boca de um dragão barbudo.

Os pulmões tendem a ser semelhantes a sacos com diversos graus de divisão. Quelónios e lagartos têm dois pulmões, contrariamente à maioria das serpentes que têm somente um pulmão funcional (Mosley 2005). Existem duas regiões nos pulmões das serpentes e de alguns lagartos: o pulmão vascular, situado na parte anterior do corpo, bem vascularizado, onde ocorrem as trocas gasosas; e um saco aéreo, posterior à região vascular, que se pode estender por todo o comprimento da cavidade celômica, e aparentemente regula o fluxo de ar. Embora o volume dos pulmões dos répteis seja maior comparativamente aos de um mamífero do mesmo tamanho, a superfície de trocas gasosas é menor (Heard 2001).

Embora os pulmões sejam o órgão responsável pela maioria das trocas gasosas, algumas serpentes e tartarugas aquáticas, são capazes de as fazer a nível cutâneo, principalmente para

eliminação de CO<sub>2</sub>. Muitos répteis, essencialmente espécies aquáticas, são também capazes de alterar o seu metabolismo para um metabolismo anaeróbio durante os longos períodos de apneia (Schumacher & Yelen 2006). São exemplos as iguanas verdes (*Iguana iguana*), capazes de permanecer em apneia por quatro horas, e os quelónios, que podem sobreviver na sua temperatura normal, num ambiente de completa anóxia por horas ou dias, e a temperaturas muito baixas por semanas a meses (Bertelsen 2007).

Uma vez que os répteis não possuem um verdadeiro diafragma, dependem da musculatura torácica para a ventilação, já que, tanto a inspiração como a expiração são processos activos. Nos quelónios a superfície dorsal dos pulmões está aderente à carapaça e a superfície ventral às vísceras abdominais, sendo a ventilação conseguida pela contracção e relaxamento de vários músculos abdominais posteriores e peitorais (Mosley 2005).

### Termorregulação

Os répteis são animais ectotérmicos, isto é, são incapazes de gerar o seu próprio calor dependendo, por isso, de fontes externas para regular a sua temperatura corporal como a exposição directa ao sol ou o contacto com superfícies quentes (O'Malley 2007). Somente duas espécies registam autêntica termogénese, com temperaturas corporais superiores à do seu meio ambiente: a tartaruga-de-couro (*Dermochelys coriacea*), que possui essa capacidade devido à sua grande quantidade de gordura corporal (Harms *et al.* 2007); e as fêmeas incubadoras de piton-tigrina (*Python molurus*), que geram calor por contracções musculares.

Todos os répteis têm uma temperatura óptima preferida (TOP), que é a temperatura do seu habitat natural, variando consuante a espécie e que se situa normalmente entre os 20-38°C (tabela 1 do anexo II). Dentro deste intervalo, as diferentes espécies têm uma temperatura corporal preferida para cada função metabólica, seja digestão ou reprodução e que varia de acordo com a estação do ano, a idade, estadio da gestação, entre outros (O'Malley 2007).

### **Contenção física**

Examinar um quelónio pode ser bastante difícil, principalmente quando todos os seus membros e cabeça estão recolhidos dentro da carapaça. Espécies aquáticas são por norma bastante agressivas, tentando morder e arranhar, apesar de qualquer réptil em situação de stress poder atacar. Estes não devem ser contidos de cabeça para baixo ou com a cabeça inferior ao corpo por longos períodos de tempo, pois existe o risco de causar dificuldades respiratórias, além

de ser bastante stressante para o animal. Durante a contenção deve-se ter especial cuidado para evitar movimentos de rotação bruscos, uma vez que estes podem causar torções intestinais. Tartarugas de carapaça mole tendem a ser bastante agressivas e, devido à sua carapaça, a força exercida na contenção deve ser muito menor. Para extrair a cabeça de uma tartaruga, deve-se segurar em ambos os lados e atrás da mandíbula e puxar suavemente a cabeça. Aquando do



**Figura 5:** Contenção da cabeça de uma tartaruga que possui um abscesso a nível do ouvidodireito

início da saída da cabeça, esta deve ser contida rapidamente (figura 5). Os quelónios são surpreendentemente velozes e podem ser necessárias várias tentativas para se efectuar a contenção da cabeça ou de um membro. Quando as tartarugas se encontram totalmente recolhidas dentro da carapaça, podem-se usar pinças ou tentar aliciar o animal a tirar a cabeça com um alimento que ele goste bastante. Em grandes espécimes é usual que apenas seja possível examinar o seu corpo e extrair os membros sob efeito anestésico ou sedativo, devido à sua força.

Para muitos lagartos, o contacto com humanos é bastante stressante e, neste caso, ou tentarão fugir ou manter-se-ão imóveis. Para imobilizar um réptil, quanto menor a força aplicada para contê-lo, melhor e, por norma, uma vez bem contidos, mas não esmagados, não tentam escapar. As osgas merecem especial cuidado, já que a sua pele é extremamente frágil e facilmente rompida. Uma correcta contenção consiste em ter a cabeça e os ombros seguros com uma mão e, com a outra, envolver a pélvis segurando as pernas caudalmente e contra o corpo. Em animais com cauda longa, esta também deve ser contida, pois pode ser usada como arma. Este procedimento deve ser efectuado com precaução, uma vez que um dos mecanismos de defesa destes animais perder a cauda quando esta está sob ataque. Uma vez contido, o réptil pode ser envolvido numa toalha e, se o tempo de manipulação for prolongado, podem-se segurar os membros posteriores à cauda com fita adesiva. Outro método eficaz consiste em aplicar pressão moderada nos globos oculares, o que vai estimular o reflexo vagal e o animal manter-se-á imóvel ou, pelo menos, mais calmo. Pequenos lagartos podem ser contidos com uma só mão, mas devido à sua tendência a morder é aconselhado o uso de luvas (figura 6). A boca pode ser aberta puxando a pele por baixo do queixo e/ou elevando a zona do nariz, ou inserindo gentilmente uma espátula ou fórceps no canto



**Figura 6:** Contenção de um pequena lagarto com uma só mão. Foto gentilmente cedida por Joel Ferraz

da boca. Grandes lagartos devem ser manuseados com redes ou laços, tendo extremo cuidado com a utilização do último.

**Antes de se tentar conter qualquer tipo de serpente é importante conhecer os comportamentos característicos da espécie e ter em mente que todas as serpentes podem morder!** Em todas as serpentes, a cabeça deve ser contida em primeiro lugar, gentilmente mas firme, por trás e caudalmente aos maxilares (figura 7). Ganchos para serpentes são ferramentas essenciais usadas para conter a cabeça da serpente contra o chão, permitindo assim que o manipulador a capture. Uma vez a cabeça contida, o resto do corpo pode ser solto, permitindo que a serpente se apoie no braço e corpo do manipulador. Para segurança do manipulador, qualquer serpente maior que 1,5 metros de comprimento deve ser contida, pelo menos, por 2 pessoas. A boca pode ser aberta como descrito para os lagartos. **Espécies venenosas requerem técnicas especiais e apenas pessoas com treino adequado deverão conter estas espécies, existindo inúmeras técnicas para o fazer.** O ideal seria usar o gancho para serpentes, para as transportar desde o seu meio de transporte para um tubo plástico transparente, uma câmara de indução ou jaula de contenção. Serpentes ágeis e rápidas são transferidas do seu meio de transporte para a câmara de indução por um tubo transparente, ou anestesiadas no seu meio de transporte. **A contenção atrás da cabeça destes animais não previne, necessariamente, o contacto entre as presas venenosas e os dedos do manipulador** (Fowler 2008, Heard 2001 e Judah & Nuttall 2008).



**Figura 7:** Contenção da cabeça de uma *Python regius*.

### **Exame físico e complementares**

O objectivo do período pré-anestésico é identificar qualquer problema e, se possível, tratá-lo, ou controlá-lo, de forma a reduzir os riscos associados com a anestesia (Longley 2008). Para tal, a avaliação do paciente deverá incluir uma recolha exhaustiva da anamnese, identificação da espécie e exame físico completo. Infelizmente, em alguns répteis, devido ao seu tamanho, disposição ou anatomia, não é possível a realização do exame físico. Nestes casos, a recolha do peso bem como a visualização da aparência, poderão ajudar a determinar o seu estado geral de saúde (Mosley 2005).

Muitos répteis apresentados para anestesia têm doenças subclínicas, ou apresentam já sinais bem visíveis de patologia que, poderão ter um carácter crónico, mas com uma apresentação aguda dos sinais clínicos. Por norma, encontram-se anoréticos por longos períodos de tempo, resultando numa diminuição da condição corporal e em severa desidratação, o que é perigoso, uma vez que animais debilitados são mais susceptíveis a infecções bacterianas e fúngicas. Nestes casos, a estabilização do paciente é fundamental, e medidas de suporte como



**Figura 8:** Recolha de sangue pela veia coccigea

fluidoterapia e suporte nutricional devem ser iniciadas antes da anestesia. Caso não seja possível adiar a anestesia até que o animal se encontre estável, o prognóstico será pior, sendo necessário recorrer a cuidados de suporte peri-anestésicos mais agressivos. Estas apresentações são, maioritariamente, o resultado de dietas e condições ambientais inapropriadas e, por esta razão, uma revisão do seu habitat actual e anterior, deverá ser feita para identificar factores adversos (Longley 2008). Deve ser prestada particular atenção ao estado cardiorrespiratório do paciente. A frequência e profundidade da respiração devem ser cuidadosamente avaliadas na tentativa de verificar sinais de patologia respiratória requerente de tratamento pré-anestésico. Para verificação do estado geral, está indicada a recolha de sangue venoso (figura 8) para hematologia e bioquímica e, no caso de não ser possível, dever-se-ão obter, no mínimo, o hematócrito (PVC), as proteínas totais e os níveis de glicose. No entanto, em alguns répteis como os grandes lagartos e os quelónios, é necessário sedar ou mesmo anestésiar o animal para se efectuar a recolha de sangue e proceder a outros métodos diagnósticos. Testes diagnósticos adicionais devem ser efectuados consoante indicações específicas, e podem incluir exames fecais para parasitas, biopsias e CAAF's para avaliação citológica, histopatológica e microbiológica. Radiografias (figura 9) e ecografias poderão ser efectuadas apenas com contenção manual, sendo ferramentas valiosas para a determinação do estado de saúde do paciente e identificação de anormalidades a nível visceral. Antes da anestesia, o paciente deve ser aclimatado a níveis de humidade e temperaturas apropriadas para a espécie. Como o objectivo da

fluidoterapia e suporte nutricional devem ser iniciadas antes da anestesia. Caso não seja possível adiar a anestesia até que o animal se encontre estável, o prognóstico será pior, sendo necessário recorrer a cuidados de suporte peri-anestésicos mais agressivos. Estas apresentações são, maioritariamente, o resultado de dietas e condições ambientais inapropriadas e, por esta razão, uma revisão do seu habitat actual e anterior, deverá ser feita para



**Figura 9:** Rx pré-cirúrgico de uma tartaruga que tinha ingerido corpos estranhos

fluidoterapia é restaurar a homeostasia e manter a função orgânica, a administração de uma solução electroliticamente equilibrada, está indicada para a maioria dos pacientes. Uma taxa de infusão constante de fluidos é preferível a bólus intermitentes, e todos os esforços devem ser feitos para colocar um cateter IV ou IO (figura 10). Os níveis electrolíticos normais em répteis são específicos em cada espécie, e já existe na literatura uma grande variedade de valores de referência. Assim, e tendo em atenção os valores da espécie em questão, no caso de alterações electrolíticas deverá identificar-se e corrigir o problema subjacente (Schumacher & Yelen 2006).



**Figura 10:** Administração de fluidos pela via SC

No caso dos achados físicos e diagnósticos indicarem que o animal tem dor e/ou desconforto, deve ser iniciada uma terapia analgésica apropriada antes da indução

anestésica, como parte de um esquema preventivo analgésico (Schumacher & Yelen 2006).

O jejum, em espécies herbívoras, é desaconselhável e, no geral, um período suficiente para digerir a última refeição é adequado para os répteis. Para espécies não-herbívoras, o período de jejum pode variar de 18 horas para quelónios e pequenos lagartos, a 72 a 96 horas para grandes lagartos carnívoros e serpentes (Redrobe 2004).

De preferência, a anestesia deve ser efectuada durante a manhã, para o caso de uma recuperação pós-operatória prolongada, o animal poder ser monitorizado ou ventilado, durante o horário de funcionamento normal e não durante a noite. (Heard 2001).

## Medicação Pré-anestésica

A pré-medicação é utilizada para facilitar a manipulação e cateterização IV, reduzir o stress de manipulação e reduzir efeitos adversos associados à administração de doses altas de fármacos para a indução ou manutenção da anestesia. Nem todos os fármacos usados antes da indução da anestesia produzirão sedação, bem como outros não irão necessariamente diminuir a dose dos fármacos usados na indução ou manutenção da anestesia. Como tal, o objectivo principal da pré-medicação deve ser estabelecido para seleccionar o fármaco mais apropriado (Mosley 2005).

São discutidos de seguida, os fármacos e grupos de fármacos de comum utilização na pré-anestesia.

### **Atropina e glicopirrolato**

Sob efeito de uma anestesia geral, pode ocorrer uma redução da frequência cardíaca. No entanto, nos répteis não está ainda esclarecido se se trata de um problema clínico relevante e, como tal, o uso de pré-medicação para prevenir esta aparente bradicardia pode não ser indicada, tal como é normalmente para o cão e gato. Contudo, a atropina e o glicopirrolato têm sido sugeridos para reverter a bradicardia profunda no decorrer da anestesia (Redrobe 2004).

Os anticolinérgicos podem aumentar a viscosidade da saliva, podendo predispor a obstruções das vias aéreas ou de tubos endotraqueais de pequeno diâmetro. Alterações a nível dos *shunts* cardíacos também podem ser observadas devido a estes fármacos (Mosley 2005), tal como, alterações a nível intestinal (Redrobe 2004).

### **Opióides**

Os opióides, quando usados isoladamente, não parecem produzir sedação ou anestesia geral em répteis, mas as suas propriedades analgésicas e poupadoras de anestésico fazem com que o seu uso em combinação com outros agentes seja recomendado para potenciar a anestesia geral (Redrobe 2004). Estudos efectuados com butorfanol revelaram que este não tem grande potencial poupador de anestésico volátil, e não providência anestesia demonstrável em testes com placas de aquecimento. No entanto, a administração de morfina (5 mg/kg) em anolis (*Anolis spp.*) causa diminuição na resposta ao reflexo de retirada da cauda, quando esta é estimulada e, em tartarugas-de-orelhas-vermelhas (*Trachemys scripta elegans*), diminuição na resposta ao reflexo de recolher os membros posteriores. Embora o butorfanol seja o mais usado, a morfina pode ser uma escolha mais apropriada, possivelmente devido à predominância de receptores  $\mu$  em répteis (Bertelsen 2007). Assim, deverá ser administrado pré-cirurgicamente a todos os répteis que se apresentem para procedimentos cirúrgicos dolorosos um agente analgésico, pois é essencial controlar a dor, sendo este grupo de fármacos ótimos no controlo da dor aguda (Schumacher & Yelen 2006).

### **Anti –inflamatórios não esteróides**

Os anti-inflamatórios não esteróides podem ser usados no controlo da dor crónica em répteis, p.e. devido a doença óssea metabólica, gota, insuficiência renal e neoplasia. Estes fármacos oferecem a vantagem de possuírem uma longa duração de acção e efeito anti-inflamatório, podendo tanto o cetoprofeno como o carprofeno ser usados para analgesia em répteis que sofram de dor crónica (Schumacher & Yelen 2006). Num estudo feito em iguanas, para avaliar a toxicidade do meloxicam, verificou-se que administrado via oral tem uma boa

biodisponibilidade e não se constataram sinais clínicos ou histopatológicos de toxicidade. (Hernandes-Divers 2004). Um outro estudo sobre a farmacocinética do cetoprofeno administrado IV ou IM em iguanas, demonstrou que sendo administrado via IM tem uma menor biodisponibilidade (78%) e um tempo de semi-vida maior que a dos cães, sendo por isso, aconselhável um espaçamento maior entre doses. No entanto, enquanto não existir mais informação científica sobre os efeitos secundários destes fármacos, é aconselhável considerar a possibilidade de efeitos secundários similares aos já observados em mamíferos (p.e. irritação do trato intestinal, toxicidade renal, diminuição da capacidade de coagulação) podem também estar presentes em répteis. Como tal, o estado de hidratação, medicações actuais (corticosteróides), presença de coagulopatias, doenças gastrointestinais e problemas renais, devem ser verificados e resolvidos antes da administração destes fármacos (Mosley 2007).

## Outros

A *clearance* prolongada de fármacos parentéricos impede geralmente o uso de pré-medicação com sedativos e tranquilizantes não reversíveis com antagonista devendo, por isso, evitar-se as fenotiazinas (p.e. acepromazina). Os  $\alpha_2$ -agonistas (p.e. xilazina, medetomidina) usados em regime único produzem uma sedação mínima, ou mesmo nenhuma e uma imobilização do animal questionável. Contudo, em combinação com um anestésico dissociativo (p.e. ketamina) é produzida uma imobilização química (Heard 2001). A benzodiazepina midazolam tem sido estudada em várias espécies de tartarugas aquáticas, proporcionando sedação variável a doses relativamente altas. **Os agentes bloqueadores neuromusculares e o frio (*cold narcosis*) são utilizados para imobilização de répteis, no entanto estes não produzem qualquer efeito analgésico ou anestésico, sendo, como tal, inaceitável o seu uso para estes fins** (Redrobe 2004).

## Anestésicos

Os anestésicos podem ser usados localmente ou de modo sistémico. Neste último caso, temos a opção de usar vias de administração parenterais (anestesia fixa) ou por via respiratória (anestesia volátil). Estes tipos de anestesia e a sua aplicação nos répteis são discutidos em seguida.

## Anestesia local

A anestesia local proporciona uma analgesia adicional além de reduzir os requisitos de agentes anestésicos. As técnicas de anestesia local utilizadas noutras espécies são aplicáveis aos répteis (figura 11).

A lidocaína e a bupivacaína são usadas em répteis muitas vezes como *splash block*, apesar de não serem usualmente utilizadas como agente único em qualquer procedimento (Longley 2008). Quanto à farmacocinética, a lidocaína tem um efeito mais rápido, mas a bupivacaína é de longa acção sendo, por isso, a mais eficaz.



**Figura 11:** Infiltração com lidocaína para sutura de lesão

Outras indicações para a aplicação de anestésicos locais em combinação com agentes analgésicos sistémicos incluem cirurgias ortopédicas (Schumacher & Yelen 2006). Uma vez que os anestésicos locais podem ser tóxicos a doses altas, levando a arritmias e convulsões, a dose máxima deve ser calculada no sentido de garantir que não é acidentalmente excedida, principalmente nos pacientes de pequenas dimensões (Longley 2008).

## Anestesia fixa

Este tipo de anestesia apresenta, como benefícios a facilidade de administração (principalmente se IM), o fácil acesso aos fármacos e a necessidade de pouco equipamento especializado.

Como desvantagens, apresenta a necessidade de medição do peso correcto do animal antes da anestesia (uma vez que, a reversão pode não ser possível no caso de overdose), o facto das injeções IV serem tecnicamente difíceis e o facto de muitos destes fármacos, apresentarem tempos de recuperação prolongados.

Assim, todos os répteis sob o efeito de anestesia injectável deverão ser entubados e suplementados com oxigénio (Redrobe 2004).

## Vias de administração

Na maioria dos répteis, a administração IM de agentes anestésicos é o método mais eficaz e prático. Apesar da administração oral de agentes sedativos ter sido investigada em espécies domésticas e não domésticas e, também nos répteis, não é uma via de administração fiável. No caso de administração subcutânea esta resulta num tempo de indução prolongado e variável.

Nas serpentes, injeções IM são dadas nos músculos paravertebrais, enquanto que injeções IV podem ser dadas na veia coccígea ventral ou na veia jugular direita, após pequena incisão cutânea. As injeções intracardíacas só deverão ser aplicadas em situações de emergência.

Em lagartos e quelônios, as injeções IM podem ser dadas na musculatura do membro anterior. Nos quelônios, as veias jugular ou coccígea ventral podem ser cateterizadas para acesso IV, para administração de fármacos. Na maioria dos lagartos, a administração destes fármacos é efectuada na veia coccígea ventral. Adicionalmente, os lagartos possuem uma veia abdominal ventral muito proeminente, que também pode ser cateterizada para administração de agentes anestésicos, como o propofol e, para administração de fluidoterapia durante a anestesia. No caso de animais com acesso venoso difícil, um cateter IO pode ser introduzido na tíbia (Schumacher & Yelen 2006), ou no fémur distal, sendo o acesso feito pela face anterior. Esta via (IO) não é viável em serpentes (Longley 2008). Para informação mais detalhada consulte as tabelas 2 e 3 do anexo 3.

### Fármacos injectáveis

#### Propofol

O propofol é um derivado fenólico, estruturalmente não relacionado com outros agentes anestésicos, sendo o agente de indução anestésica de escolha quando uma via IV se encontra acessível num animal vigilante (Heard 2001). Uma dose de 5 a 10 mg/kg IV ou IO, causa indução em 1 a 5 minutos, sendo ineficaz quando administrado perivascularmente, mas ao contrário dos barbitúricos não causa dano tecidual. A administração IV nos vasos da cauda é geralmente fácil em pacientes maiores que 250g, embora existam diferenças significativas entre espécies

(Bertelsen 2007). Em tartarugas, a injeção de propofol no seio paravertebral é uma forma segura e eficaz de administrar este fármaco (figura12) (Ziolo & Mads 2009). Em répteis, o propofol causa uma pequena diminuição na frequência cardíaca e pressão arterial, e uma marcada depressão respiratória. Esta última é dose-dependente e é, aparentemente, predominante durante a duração da sua administração. Como tal, baixas doses dadas lentamente, causam menos apneia comparativamente a grandes doses administradas, como um bólus (Bennett *et al.* 1998 e Bertelsen 2007). Além disso, o propofol apresenta um baixo poder analgésico, devendo



**Figura 12:** Administração de propofol na seio paravertebral

ser associado a um fármaco analgésico quando usado em procedimentos potencialmente dolorosos (Heard 2001).

A duração da anestesia depende da dose, sendo para doses baixas (p.e. 5mg/kg) de 20 a 30 minutos, enquanto que longos períodos de recuperação são observados após altas doses (p.e. 10mg/kg) (Bertelsen 2007). Devido à recuperação rápida no caso de administração de baixas doses, o seu uso é indicado para espécies marinhas que deverão retomar ao seu habitat natural o mais rapidamente possível (MacLean *et al.* 2008). A manutenção da anestesia pode ser efectuada por anestesia volátil ou por infusão contínua de propofol. O seu preço elevado e o seu curto tempo de semi-vida, uma vez aberta a ampola, são algumas das desvantagens da sua utilização mas, já foi descrito que este pode ser usado sem efeitos deletérios por, pelo menos 6 meses, uma vez esterilmente transferido para um recipiente estéril, armazenado e refrigerado (Bertelsen 2007). Outra das suas desvantagens é que devido à possibilidade de apneia, é aconselhável que os animais se encontrem entubados, com oxigenação e com ventilação assistida após a administração de propofol no sentido de prevenir hipoxia e hipercápnia (Bennett *et al.* 1998 e Redrobe 2004).

Combinações de propofol e xilazina foram já descritas para tartarugas com efeitos satisfatórios (Santos *et al.* 2008).

### Ketamina

A ketamina hidroclorido é um agente dissociativo comumente utilizado como parte do protocolo anestésico em répteis, com o objectivo de produzir imobilização e induzir a anestesia (Schumacher & Yelen 2006). A dose efectiva depende da temperatura corporal, com baixas temperaturas corporais a requererem baixas doses, mas maiores tempos de indução e de recuperação. As doses recomendadas variam assim desde 12 a 44 mg/kg IM para sedação, a de 55 a 88 mg/kg para induzir o plano anestésico, sendo doses maiores (100-200 mg/kg) reportadas ocasionalmente. O efeito máximo é obtido, aproximadamente, 30 minutos após a injeção IM (Bertelsen 2007 e Schumacher 2007).

Em serpentes e lagartos, doses moderadas de ketamina estão relacionadas com aumento da frequência cardíaca, hipertensão e depressão respiratória, (Bertelsen 2007), estando como tal, contra-indicada em pacientes desidratados ou com problemas renais e/ou hepáticos (Redrobe 2004).

A maior desvantagem do uso deste fármaco tem a ver com os longos períodos de recuperação. Este tempo depende da dosagem, podendo atingir os 7 dias com doses muito elevadas (100-200 mg/kg). Outras desvantagens são que, quando administrado como agente

único, pode produzir um pobre relaxamento muscular e uma analgesia mínima, e serem necessárias altas doses para produzir imobilização (Bertelsen 2007). Doses baixas deste fármaco são úteis em quelónios, para facilitar a extracção da cabeça quando se pretende efectuar uma entubação gástrica para alimentação (figura 13), para aceder à veia jugular ou para facilitar a entubação em várias outras espécies (Redrobe 2004).

Mais regularmente, a ketamina é associada a uma benzodiazepina (p.e. diazepam, midazolam), opióide (p.e. butorfanol, buprenorfina) ou à medetomidina, que é um  $\alpha_2$ -agonista. Esta combinação irá reduzir a dose de ketamina necessária, o que resultará numa indução e recuperação mais rápida e suave, numa melhoria do relaxamento muscular e providencia analgesia (Heard 2001 e Schumacher 2007). A combinação com medetomidina é a mais usada pois tem a



**Figura 13:** Tubo esofásico para alimentação forçada

vantagem da existência de um fármaco que reverte o efeito da medetomidina, o atipamezol, permitindo assim, a redução do tempo de recuperação (Redrobe 2004). No entanto, esta combinação foi também associada a hipoxia moderada, hipercápnia e hipotensão sendo, por isso, aconselhável a suplementação com O<sub>2</sub> e ventilação assistida (Bertelsen 2007). A administração de atipamezol numa dose 5 vezes superior à de medetomidina deve ser efectuada com especial cuidado, uma vez que, quando administrado IV leva a arritmias e hipotensão grave, pouco tempo após a injeccção inicial (Bertelsen 2007 e Heard 2001).

Devido às grandes proporções da tartaruga-de-couro, (*Dermochelys coriacea*) esta combinação torna-se a mais indicada que o propofol, apresentando bons resultados inclusivé a nível de trabalho de campo (Harms *et al.* 2007).

#### Tiletamina/Zolazepam

A tiletamina é um anestésico dissociativo de acção longa e potência relativamente elevada (2 a 3 vezes maior que a da ketamina), normalmente associado à benzodiazepina de acção longa, o zolanzepam. O início dos seus efeitos é mais precoce que os da ketamina, embora os efeitos cardiovasculares sejam semelhantes. Doses baixas (2-5 mg/kg) podem ser úteis para a sedação prévia de manipulação ou entubação (Bertelsen 2007). Esta combinação não é indicada para a maioria das espécies devido ao seu efeito prolongado ( $\geq 24$ h), contudo, possui a vantagem de ser bastante concentrada e, como tal, é necessário um volume injectável reduzido, sendo útil na imobilização de grandes répteis como pitons, crocodilos e lagartos-monitor (Heard 2001). No entanto, mesmo com doses altas, os répteis podem permanecer responsivos a estímulos e, por

isso, não deve ser usado como agente único na anestesia (Redrobe 2004). Uma exceção refere-se ao seu uso como agente único em iguanas, que já foi reportado com bastante êxito (Degerfeld 2004).

#### Pentobarbital

Não existe grande informação relativa ao seu uso, tendo sido já relatados resultados inconsistentes e fatalidades aquando do seu uso em lagartixas (Redrobe 2004).

#### Succinilcolina e atracurium

Estes dois fármacos são relaxantes musculares que actuam por competição inibitória da acetilcolina nas junções neuromusculares, levando a paralisia. Devido à falta de poder analgésico e anestésico, o seu uso é desaconselhado. No entanto, em situações de manipulação de animais perigosos, espécies agressivas ou em situações de campo, onde uma rápida imobilização do animal é necessária, o seu uso poderá ser benéfico, mas sempre em combinação com fármacos com potência analgésica e anestésica (Moslay 2005).

#### **Anestesia volátil**

As vantagens da anestesia volátil sobre os agentes parentéricos incluem: um controlo mais aprimorado da profundidade anestésica, o controlo preciso do oxigénio fornecido, o suporte ventilatório incorporado, a rápida recuperação e, não ser necessário obter o peso correcto do animal.

As desvantagens consistem em: necessitar de equipamento especial e os fármacos serem relativamente caros, especialmente, em casos de anestesia geral prolongada.

A taxa respiratória necessária para manter a anestesia é, geralmente maior do que a taxa respiratória normal de um animal inconsciente. Como tal, ventilação por pressão positiva intermitente (VPPI) é usualmente necessária para manter a anestesia, mesmo que os animais respirem espontaneamente (Redrobe 2004).

#### Fármacos inalatórios

##### Primeiros fármacos

Um dos primeiros relatos de anestesia em répteis foi feito em 1938, que descreveu a remoção das glândulas de veneno em crotalíneos (subfamília de serpentes venenosas) sob anestesia com clorofórmio. Mais tarde, foi descrito o uso de metoxiflurano, com prolongado

tempo de indução e de recuperação. Nos dias de hoje, não existem relatos da utilização destes fármacos, tendo sido substituídos por novos agentes.

A anestesia com éter está associada a um tempo longo de indução (40-60 minutos) e recuperação em lagartos e serpentes. Embora ainda seja ocasionalmente usado em pesquisas fisiológicas e produção de veneno, o éter deve ser considerado obsoleto na prática clínica. Além disso, é também inflamável e explosivo e, como tal, um químico perigoso tanto durante a sua utilização como no seu armazenamento (Bertelsen 2007).

### Halotano

O halotano (3% - 6%) resulta em moderada sedação a anestesia profunda, com uma excitação passageira nos estádios iniciais descrita em crotalíneos com doses elevadas. Em serpentes, o halotano diminui significativamente a frequência e volume respiratório, levando a acidemia respiratória, enquanto que, a frequência cardíaca aumenta suavemente ou permanece inalterada. Tempos de recuperação seguidos de breves tempos de anestesia são relativamente curtos (24-35 minutos), enquanto tempos de recuperação de uma anestesia profunda, são muito mais prolongados (Bertelsen 2007). Os répteis tendem a gostar menos do sabor/odor do halotano, quando comparado com o isoflurano, tendo comportamentos de fuga e realizando apneia voluntária. Na tentativa de reduzir este efeito, um aumento progressivo da concentração de anestésico é aconselhável. As suas doses de indução e manutenção são similares às do isoflurano (Redrobe 2004). O halotano continua a ser usado em pesquisas fisiológicas, mas clinicamente tem vindo a ser substituído pelo isoflurano e pelo sevoflurano (Bertelsen 2007).

### Isoflurano

Ao contrário dos quelônios onde induções com isoflurano podem ser proibitivamente prolongadas, a indução por máscara é exequível em lagartos e serpentes (figura 14). Nos primeiros, o tempo para relaxamento e perda do reflexo de endireitamento, é tipicamente de 4 a 9 minutos, enquanto que, o tempo para o relaxamento total é de 13 a 20 minutos, dependendo da espécie. Já em serpentes, este tende a ser ligeiramente maior, mas a entubação de serpentes despertas, seguida de ventilação mecânica, leva a uma rápida indução. Com níveis baixos de anestésico os animais são capazes de respirar espontaneamente, mas com os níveis adequados para cirurgia, é normalmente necessário



**Figura 14:** Indução por máscara com isoflurano (Longley 2008)

o uso de ventilação mecânica. O isoflurano causa uma redução moderada (25%) na frequência cardíaca e uma severa redução na frequência respiratória, estando presente uma redução da pressão arterial e da frequência cardíaca dose-dependente, com efeitos limitados na função renal e hepática.

A concentração máxima alveolar (MAC) entre 30°C a 32°C foi reportada como  $1.9 \pm 0.59\%$  em serpentes-rato,  $2.1 \pm 0.6\%$  em iguanas, e  $1.54 \pm 0.17\%$  em lagartos-monitor, diminuindo com a redução da temperatura corporal. Estes números indicam que, um valor entre 2% a 2.5% nos vaporizadores é apropriado para manter um plano anestésico na maioria dos répteis. Os tempos de recuperação dependem da duração e profundidade da anestesia, sendo relativamente curta (2-12 minutos) se seguida de uma suave e curta anestesia, intermédia (30-40 minutos) se seguida de um plano de anestesia leve, e mais prolongada (50-70 minutos) se seguida de anestesia profunda. Em regra, os tempos de recuperação em serpentes são superiores aos dos lagartos (Bertelsen 2007).

#### Sevoflorano

Este fármaco possui uma menor solubilidade no sangue, resultando num curto período de indução e recuperação, bem como na facilidade de mudar rapidamente a profundidade anestésica. Em lagartos, o tempo para relaxamento inicial é de aproximadamente 6 minutos, enquanto que o tempo para relaxamento total é de 11 minutos. No entanto, os tempos de indução anestésica em répteis parecem variar entre espécies, podendo algumas não atingir o plano anestésico, mesmo com altas concentrações. Tal como no caso do isoflurano, a entubação directa de serpentes seguida de ventilação assistida, leva a tempos de indução menores. Se o agente for utilizado como fármaco único para indução, são necessárias concentrações de 7% a 8%. O MAC de 30°C a 32°C foi reportado como sendo  $2.42 \pm 0.57\%$  em serpentes-rato e  $2.51 \pm 0.46\%$  em lagartos-monitor, indicando que, vaporizadores a 3% são apropriados para a correcta manutenção do plano anestésico (Bertelsen 2007 e Schumacher & Yelen 2006). Estudos comparativos entre isoflurano e sevoflurano, comprovaram que, após pré-medicação com butorfanol, as alterações cardiorrespiratórias são menores, com maior efeito sobre o sevoflurano. O tempo de indução e de recuperação do sevoflurano são inferiores, e o uso de N<sub>2</sub>O a uma fracção de 2:1 com O<sub>2</sub> reduz ainda mais o tempo de indução (Bertelsen *et al.* 2005 e Hernandez-Divers *et al.* 2005). No entanto, está comprovado que o tempo de recuperação é menor após curtos períodos de administração, mas após uma anestesia prolongada e profunda a diferença é marginal (Bertelsen 2007). As suas maiores desvantagens, comparativamente ao isoflurano são o seu preço (aproximadamente 4 vezes superior), a necessidade de um vaporizador específico, e o facto de

possuir um MAC superior, o que implica maior gasto de anestésico para atingir o mesmo resultado (Barter *et al.* 2006 e Heard 2001).

#### Monóxido de Azoto

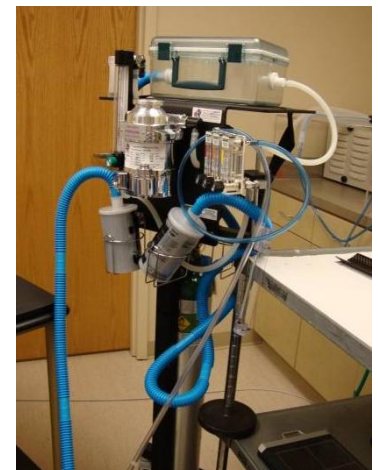
O monóxido de azoto (N<sub>2</sub>O) a 50%-66% com oxigénio pode ser utilizado em répteis com o propósito de melhorar a indução e recuperação, além de proporcionar analgesia, melhorando assim a qualidade anestésica durante procedimentos cirúrgicos dolorosos. Adicionalmente, também reduz a quantidade necessária de outros anestésicos inalatórios, reduzindo os requerimentos de sevoflurano em 25%, quando usado a 66% em lagartos-monitor. A sua maior desvantagem consiste em provocar uma diminuição da quantidade de oxigénio inspirado (Bertelsen 2007, Heard 2001 e Schumacher 2007).

#### Dióxido de Carbono

O dióxido de carbono é ocasionalmente usado na imobilização de serpentes venenosas, durante a extracção de veneno. Pensa-se que o estado de inconsciência seja atingido através da acidose do sistema nervoso central não sendo, por isso, recomendado na prática clínica (Bertelsen2007).

#### Equipamento de anestesia

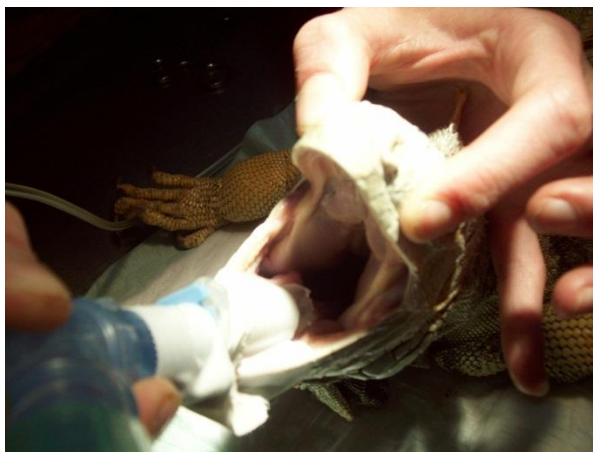
O equipamento *standard* para anestesia de pequenos animais de companhia é apropriado para a anestesia da maioria dos répteis (figura 15) (Mosley 2004). Vários tamanhos de máscaras, câmaras de indução e tubos endotraqueais são necessários, podendo os últimos ser substituídos por cateteres urinários e intravenosos em pacientes demasiado pequenos. O circuito anestésico mais indicado é o circuito aberto, uma vez que a maioria dos répteis apresentados à clínica pesam menos de 10kg. A corrente mínima de oxigénio é de 1L\min, uma vez que a maioria dos vaporizadores não são precisos a pressões inferiores a esta (Longley 2008). Os ventiladores são bastante úteis, já que a maioria dos répteis se tornam apneicos uma vez anestesiados. A maioria dos ventiladores comerciais não está calibrado para fornecer volumes de correntes baixo o necessário para a maioria dos répteis, no entanto, os ventiladores utilizados para pequenos mamíferos poderão ser utilizados (Mosley 2004).



**Figura 15:** Equipamento anestésico portátil

### Entubação endotraqueal

A entubação endotraqueal é relativamente simples e recomendável em todos os pacientes, no sentido de manter as vias respiratórias abertas, prevenir a aspiração de fluídos (p.e. cirurgias orais) e permitir uma correcta ventilação (figura 16 e 17) (Schumacher & Yelen 2006). Como já referido anteriormente, a glote dos répteis situa-se caudalmente à base da língua, encontrando-se fechada em descanso. Em algumas espécies aquáticas, alterações anatómicas nas pregas da glote podem obscurecer a sua visualização directa. Assim, uma boa fonte de luz é necessária e, no caso de alguns lagartos herbívoros e quelónios é aconselhável o uso de um laringoscópio (Longley 2008).



**Figura 16:** Iguana-verde entubada



**Figura 17:** Entubação de uma tartaruga

Em animais anestesiados, uma suave tracção ventral da mandíbula, faz com que estes abram a boca. Em seguida a aplicação de anestésico local (lidocaína 2% injectável ou lidocaína em gel) a nível da glote é recomendável.

Em répteis agressivos, a entubação pode ser efectuada no estado de vigiância, dando um suave toque no rostril e, uma vez aberta a boca, coloca-se um obstáculo que não lhes permita fechá-la, tendo sempre em atenção os dentes e toda a cavidade oral. Uma vez visualizada a glote, deve-se esperar que esta abra ou, gentilmente, com o bisel do tubo forçar a entrada, depois introduz-se o tubo endotraqueal bem lubrificado, por uma distância mínima, para evitar entubação de um só pulmão e sendo o tubo preferencialmente sem *cuff* para evitar necrose isquémica da traqueia (Heard 2001). A cabeça e o pescoço deverão estar alinhadas com o circuito anestésico, para facilitar as trocas



**Figura 18:** Estabilização do tubo endotraqueal com um depressor lingual

gasosas (figura 18). Devido à viscosidade da saliva dos répteis, é comum ocorrer bloqueio do tubo por acumulação de muco (Redrobe 2004).

### Ventilação assistida

Os objectivos da ventilação assistida consistem em permitir uma entrega adequada de anestésico, prevenir a conversão para um metabolismo anaeróbico, manter uma oxigenação suficiente para prevenir *shunts* cardíacos ou a constrição da corrente sanguínea pulmonar e, finalmente, manter o equilíbrio ácido-base (Redrobe 2004).

Como já supracitado, todos os répteis sob anestesia apresentam sinais de depressão respiratória caracterizada por bradipneia e/ou apneia. Consequentemente, todos necessitam de ventilação por pressão positiva intermitente (VPPI), que pode ser obtida por ventilação manual ou por recurso a um ventilador mecânico (Schumacher & Yelen 2006). Este último é mais aconselhável, uma vez que a sua gestão é mais simples, e porque mantém um volume e tempo de inspiração constantes (Longley 2008). Apesar do volume corrente dos répteis ser maior que o dos mamíferos de massa corporal comparável, e a frequência de VPPI variar entre 4-8 respirações/minuto, a pressão máxima atingida não deve exceder 10-15 cm H<sub>2</sub>O, e a inspiração não deve durar mais que 1 a 2 segundos. De modo a minimizar os efeitos negativos da VPPI na *performance* cardiopulmonar (p.e. hipotensão, baixo *output* cardíaco), deve ser usada a menor pressão e tempo de inspiração possível. A observação da expansão do tórax durante a inspiração antes e durante a anestesia, é uma ferramenta valiosa, no sentido de avaliar o volume corrente adequado (Longley 2008 e Schumacher & Yelen 2006).

## Protocolos Anestésicos

Em répteis pequenos ou animais gravemente debilitados, a indução com agente inalatório em câmara pode ser possível sem pré-medicação, no entanto a frequência e padrão respiratório devem ser atentamente monitorizados para pesquisa de apneia. Se isto não for possível, as doses de fármacos injectáveis devem ser cuidadosamente calculadas, baseando-se no peso actual preciso.

Em grandes animais, os fármacos injectáveis podem ser utilizados tanto para provocar sedação, permitindo indução por máscara, como para induzir anestesia antes da manutenção com um agente inalatório. O uso de agentes anestésicos combinados reduz a dose de outros agentes e, como tal, reduz os efeitos secundários. O propofol é o agente de escolha quando o acesso IV é possível. No caso da impossibilidade do seu uso, a ketamina é um fármaco alternativo, podendo

ser usada em regime único ou em combinação com outros fármacos, sendo dada por via IM para provocar sedação. O butorfanol ou a buprenorfina são comumente usados na sedação de répteis, antes da indução com agentes inalatórios por máscara (Longley 2008). No caso de animais agressivos, é aconselhável o uso de baixas doses de ketamina ou tiletamina/zolazepam, com ou sem medetomidina ou midazolam, para possibilitar o manuseamento seguro do animal em questão (Bertelsen 2007). Consulte a tabela 4 do anexo IV.

As doses dos fármacos anestésicos são muitas vezes reportadas com grandes intervalos. Existem duas razões para este facto, consistindo a primeira na existência de uma grande diferença na resposta ao agente por parte de cada espécie e indivíduo; e a segunda, na variedade de condições em que o animal, como indivíduo, é apresentado ao clínico para anestesia. É devido a esta última razão que, uma boa avaliação pré-anestésica e a estabilização do paciente são pontos fulcrais nestes animais. Em caso de dúvida quanto à gravidade do estado apresentado pelo animal, devem combinar-se fármacos com doses baixas ou fármacos cujas doses podem ser alteradas ou dadas a efeito, como agentes inalatórios ou o propofol IV (Longley 2008).

## Monitorização Anestésica

O objectivo da anestesia é conseguir atingir o plano anestésico e mantê-lo, prevenindo uma overdose de anestésico. Para isso, titula-se a quantidade de anestésico volátil, em resposta aos requerimentos individuais do animal, sendo a necessidade destes ajustes determinada pela monitorização anestésica (Mosley 2005).

### **Profundidade anestésica**

Os répteis são conhecidos pela dificuldade de monitorização, pois uma vez anestesiados permanecem poucos reflexos para distinguir o plano anestésico em que se encontram. No entanto, os reflexos presentes são suficientes para permitir a monitorização do animal durante a anestesia (Redrobe 2004).

Em quelónios e lagartos, o relaxamento muscular começa a meio do corpo, movendo-se depois cranialmente e, por fim, caudalmente. As serpentes relaxam da cabeça para a cauda recuperando em sentido inverso e, como tal, o reflexo de estímulo da cauda é muito informativo quanto ao plano anestésico. Durante o plano anestésico cirurgico a capacidade de se manterem em posição normal é inexistente, tal como o reflexo palpebral nos quelónios e na maioria dos lagartos. O reflexo corneano e o tónus cloacal devem estar sempre presentes e a sua ausência significa um plano anestésico demasiado profundo. No entanto, nas espécies que possuem

escama ocular (cobras e alguns lagartos), tanto o reflexo palpebral, como o corneano, não podem ser avaliados. 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. Se o paciente se encontra num plano anestésico adequado, pequenos movimentos em resposta a estímulos são normais e não devem ser associados à percepção de dor.

Tanto a profundidade como a frequência respiratória, não são boas indicadoras do plano anestésico, uma vez que estes animais estão geralmente ligados a um ventilador. No entanto, o retorno das respirações espontâneas é um parâmetro útil que nos dá a indicação de que o animal está a acordar. O aumento da frequência cardíaca e da pressão arterial em resposta a um estímulo doloroso, são normalmente indicativos de um plano anestésico inapropriado (Heard 2001, Mosley 2005 e Schumacher & Yelen 2006).

### Sistema cardiovascular

A auscultação cardíaca permite-nos verificar tanto o ritmo como a frequência cardíaca, além de verificar a presença de sopros. Em répteis, devido às escamas, a auscultação externa torna-se quase impossível, sendo possível a utilização de um estetoscópio esofágico, devendo este ser introduzido lentamente e seguro mal atinja o coração. Uma hipótese alternativa será utilizar um tecido húmido entre o estetoscópio e a pele do réptil com o objectivo de ampliar a acústica.

Uma excelente alternativa à auscultação directa é o uso de um *doppler*, que detecta o fluxo sanguíneo nos grandes vasos e no coração. Existem três tipos de sondas: humana de adulto, humana pediátrica, e em lápis. A sonda pediátrica tem maior sensibilidade e consegue detectar fluxo mesmo em pequenos vasos sendo, por isso, a mais indicada para répteis. Os pontos de contacto são as artérias carótida e a femoral, a base da cauda e directamente sobre o coração (figura 19 e 20). Em caso de emergência, a sonda pode ser colocada sobre o olho em grandes quelónios.



**Figura 19:** Doppler a nível do coração e pulsoxímetro no membro posterior



**Figura 20:** Colocação do doppler a nível das carótidas

A medição da pressão arterial directa é a ferramenta mais precisa para avaliar continuamente a pressão arterial. Todavia, é impraticável na maioria dos répteis devido ao acesso limitado a uma artéria periférica. Na maioria dos casos é necessário fazer uma incisão para ter acesso à artéria femoral ou carótida, sendo a última a mais acessível (Heard 2001, Mosley 2005 e Schumacher & Yelen 2006). Um estudo efectuado em serpentes, demonstrou que a técnica de obtenção da pressão arterial indirecta por oscilometria, embora permita uma leitura das oscilações de pressão, assinala valores de DAP e MAP inferiores aos reais, e de SAP superiores aos reais quando comparados com a técnica directa (Chinnadurai *et al.* 2009).

A Eletrocardiografia (ECG) é uma ferramenta válida e bastante informativa, estando



**Figura 21:** Colocação dos eletrodos de ECG num lagarto com a ajuda de agulhas de pequeno calibre, para melhorar o contacto (Longley 2008)

indicada sempre que seja detectado um pulso anormal ou uma arritmia. O electrocardiograma de répteis apresenta tipicamente, intervalos QT longos, usualmente as ondas Q e S estão ausentes (lead II) e foram reportadas ondas SV em serpentes e lagartos, mas não em tartarugas. A amplitude das ondas P, R e T é consideravelmente inferior, quando comparadas às de mamíferos, existindo uma correlação entre a frequência cardíaca e os intervalos QT e ST (Harms *et al.* 2007 e Holtz & Holtz 1995). Devido ao ritmo

cardíaco lento destes animais, é aconselhável que a leitura seja feita à velocidade de 100 mm/seg e que o sinal seja amplificado para, pelo menos 1 mV igual a 1 cm. A colocação dos eléctrodos do ECG pode ser igual à dos mamíferos mas devido às diferentes posições cardíacas de cada ordem, posicionamentos específicos permitem leituras mais sensíveis. Nos lagartos, os eléctrodos são colocados a nível cervical; nas serpentes, à distância de dois corações cranial e caudal ao coração; nos quelónios, os eléctrodos craniais são colocados entre o pescoço e os membros anteriores. Para uma melhor recepção do sinal, podem ser colocadas agulhas de pequeno calibre no local dos eléctrodos, ligando-se estes últimos às agulhas (figura 21). No entanto é importante referir que a actividade eléctrica do coração pode continuar apesar da actividade muscular ter cessado.

A pulsoximetria é um método não invasivo de determinar a frequência cardíaca e saturação de oxigénio. Este método mede o pulso mas não a perfusão periférica e, como tal, apesar da presença ou ausência de pulso ser rapidamente detectada, uma perfusão adequada não pode ser assegurada. A sua colocação é efectuada nos mesmos locais que o *doppler*, podendo também ser utilizada uma sonda cloacal como alternativa (figura 22).

Estes animais podem sofrer de hipotensão posicional, isto é, podem ficar hipotensos com alterações bruscas de posição. Em pacientes saudáveis e acordados, os reflexos cardiovasculares contrariam este efeito da gravidade. No entanto, em pacientes anestesiados, hipotensos ou hipovolémicos, os reflexos estão diminuídos ou ausentes e, como consequência, há uma redução do retorno venoso e do *output* cardíaco. Para evitar os efeitos adversos deste problema, é recomendável que as mudanças posicionais sejam feitas de forma lenta, mantendo os répteis na posição normal sempre que possível, e tratando agressivamente a hipovolémia e hipotensão, quando detectadas (Heard 2001, Mosley 2005 e Schumacher & Yelen 2006).



**Figura 22:** Sonda cloacal do pulsoxímetro

### **Sistema respiratório**

A auscultação respiratória directa sofre os mesmos obstáculos que a cardíaca, sendo a frequência respiratória geralmente obtida por visualização directa dos movimentos respiratórios, ou pela presença de um monitor respiratório no circuito anestésico. Adicionalmente, pode verificar-se movimento do balão de anestesia e embaciamento do tubo endotraqueal, não sendo, contudo métodos fiáveis além de não darem qualquer indicação de uma ventilação correcta. Além disso, como a maioria dos répteis são colocados sobre VPPI, a utilidade da monitorização da respiração espontânea é reduzida.

Como supracitado, os pulsoxímetros são utilizados na monitorização da oxigenação sanguínea, no controlo da administração de oxigénio, dando-nos também, o valor da frequência cardíaca. Estes aparelhos são capazes de estimar a saturação arterial de hemoglobina oxigenada ( $\text{SaO}_2$ ), medindo sinais pulsáteis por transmissão ou reflexão, de tecido com perfusão a dois comprimentos de onda (660nm, vermelho; 940nm, infravermelho), usando a constante componente de absorção a cada comprimento de onda, para normalizar o sinal. Embora a pulsoximetria seja comumente usada durante a anestesia de répteis, os resultados devem ser cuidadosamente analisados, pois esta tecnologia foi especificamente desenvolvida para o uso em humanos, usando as características de oxigenação da hemoglobina de mamíferos. Outro obstáculo tem a ver com o facto da calibração apenas só reconhecer dois tipos de hemoglobina: oxiemoglobina e hemoglobina. A metemoglobina ou a carboxiemoglobina, presentes frequentemente na corrente sanguínea dos répteis, são interpretadas como hemoglobina, oxiemoglobina ou uma combinação das duas. No entanto, não deixa de ser um instrumento

valioso na determinação das variações na dessaturação do oxigénio arterial. Com o objectivo de obter resultados mais fidedignos, o uso de uma sonda esofágica colocada a nível da artéria carótida ou rectal é aconselhado.

A capnometria é a medição das concentrações de dióxido de carbono nos gases expirados e a capnografia refere-se ao mostrar destas concentrações num ecrã ou papel, usualmente em função do tempo. O oxigénio é medido directamente na linha, por um aparelho de fluxo ou por aspiração de amostras de gás para um monitor separado. Os primeiros são frágeis, caros, pesados, possuindo um espaço morto relativamente grande. Os últimos têm mal quando na presença de humidade e necessitam de tubos o mais curto possível, para melhorar o tempo de resposta. O valor obtido ( $P_{ET}CO_2$ ) é utilizado para estimar o valor de  $PaCO_2$ , sendo normalmente o primeiro inferior ao segundo. A doença pulmonar aumenta esta diferença, tal como erros de amostra, sendo a mais comum uma fuga no sistema (Heard 2001, Mosley 2005 e Schumacher & Yelen 2006). Aparelhos com elevada frequência de amostras ( $> 100$  mL/minuto) não são recomendadas para pequenos répteis, no entanto, as pediátricas que possuem frequências de 50 mL/min ou menores, já são mais apropriadas para a maioria dos répteis, pois em pacientes com peso inferior a 75 gramas as leituras são normalmente inadequadas (Stanford 2004). *Shunts* intracardíacos reduzem adicionalmente a precisão da capnografia, pois os níveis de  $CO_2$  expirado não reflectem os níveis arteriais. No entanto, mudanças na  $P_{ET}CO_2$  podem fornecer valiosas informações quanto a complicações existentes, como fuga no sistema, obstrução das vias aéreas, desconexão do paciente do sistema de respiração, ou mau funcionamento do ventilador, se VPPI estiver a ser usada.

A análise dos gases e do pH sanguíneo podem ser usada para monitorizar a oxigenação e a adequação da ventilação. O local de recolha de amostras preferencial é a artéria carótida, já que reflecte o suplemento sanguíneo para o cérebro. No entanto, esta prática torna-se impraticável na maioria dos répteis, devido ao tamanho destes e ao dos seus vasos, à necessidade de praticar uma incisão cutânea para ter acesso a uma artéria, e ao volume de sangue necessário (Mosley 2005 e Schumacher & Yelen 2006). Todavia, existem já relatos em iguanas, de colocação de vias na artéria carótida interna para recolha de sangue para análise de gases (Hess *et al.* 2005). Analisadores de gases de sangue arterial medem directamente a  $PaO_2$ ,  $PaCO_2$  e o pH, podendo estes ser interpretados como absolutos. As amostras cardíacas são imprecisas em répteis, devido à mistura de sangue arterial e venoso dentro do ventrículo, e o uso de sangue venoso dá-nos valores muito pouco úteis na interpretação da função pulmonar (Heard 2001, Mosley 2005 e Schumacher & Yelen 2006).

## Cuidados de Suporte

### Fluidoterapia

Tanto para correcção de grandes défices de fluidos como para fluidoterapia de manutenção, a administração de fluidos IV e IO é o método mais efectivo (figura 23). A via subcutânea é desaconselhada pois o tecido subcutâneo é pouco vascularizado e sofre vasoconstrição periférica como resposta à hipotensão, hipotermia e desidratação sofridas durante a anestesia. Em pequenos répteis é mandatário ter bombas de perfusão (*sirige pumps*) para administração de volumes precisos a uma taxa constante e, tal como em outros animais, a taxa de administração depende do grau de desidratação do paciente, sendo em casos críticos, aconselhável a recolha de sangue venoso para correcção da mesma se necessário. Para manutenção, é recomendável uma taxa de 5 a 10 mL/Kg/h de uma solução equilibrada de electrólitos tal como 0,9% NaCl e Lactato de Ringer, não sendo a utilização do ultimo consensual. A monitorização do hematócrito, hemoglobina, proteínas totais, glicose e electrólitos, é recomendável durante a anestesia e em intervalos regulares durante o período de recuperação. Quando necessário para transfusão sanguínea o sangue deve ser recolhido em seringas heparinizadas e administrado o mais rapidamente possível após a recolha (Heard 2001 e Schumacher & Yelen 2006).



**Figura 23:** Cateter IV colocado na veia caudal para fluidoterapia

### Temperatura

Como já referido anteriormente, os répteis são animais ectotérmicos e durante o período anestésico sofrem uma diminuição ainda maior da capacidade de regulação da temperatura, sendo o anestesista o responsável pela sua manutenção, dentro da sua TOP com a ajuda de fontes externas de calor, impedindo assim que o animal entre em hipotermia. (Heard 2001). Uma temperatura inferior ao TOP pode estar associada a efeitos prolongados dos fármacos, podendo enfraquecer o sistema imune do animal e a sua capacidade de cicatrização (Mosley 2005). Os métodos mais seguros de



**Figura 24:** Sistema de aquecimento por circuito de ar quente

suporte térmico incluem aumentar a temperatura ambiente da sala e usar circuitos de ar quente (figura 24), sendo os outros métodos pouco fiáveis (Hernandez-Divers *et al.* 2004). Antagonicamente, são as temperaturas elevadas as mais prejudiciais e até letais, sendo por isso, necessária uma minuciosa monitorização deste parâmetro. Além disso, devido a exposição prolongada, podem ocorrer queimaduras, principalmente se o animal se encontrar desidratado (Heard 2001).

### **Analgesia**

Durante a anestesia é fundamental uma frequente avaliação da analgesia efectiva através a verificação da existência de sinais de dor durante a anestesia ou cirurgia, como movimento ou aumento da frequência cardíaca e respiratória, sendo necessária uma revisão do protocolo analgésico e a adição de agentes analgésicos adicionais durante a cirurgia (Schumacher & Yelen 2006).

## **Procedimentos de Emergência**

Os princípios da ressuscitação são os mesmos que para qualquer outro vertebrado, baseando-se na regra ABCD. O primeiro passo, A de *Airway*, consiste em providenciar uma via aérea desobstruída por intubação endotraqueal ou traqueostomia em caso de obstrução das vias aéreas superiores; B de *Breathing*: VPPI a uma frequência de 4-6 respirações por minuto, com um pico de pressão não superior a 8 cm H<sub>2</sub>O; C de *Circulation*: providenciar uma via intravenosa ou intraóssea, e verificar o funcionamento cardíaco; D de *Drugs*: adrenalina, no caso de não existir via IV, pode ser administrada pelo tubo endotraqueal no dobro da dose e diluída em soro salino (assistolia), doxapram (bradicardia severa ou paragem respiratória), atropina (bradicardia vagal), administração de fluídos e expansores de plasma (hipotensão) (Martinez-Jimenez & Hernandez-Divers 2007). Nas tabelas 5 e 6 do anexo V está esquematizado como proceder em caso de insuficiência respiratória ou cardiovascular.

Como os répteis têm a capacidade de se converterem ao metabolismo anaeróbico, permite ao cérebro e aos restantes tecidos, sobreviverem após várias horas de hipoxia. Assim, mesmo sem batimentos cardíacos, o réptil pode ser aquecido e mantido a fluidos IV ou IO, existindo vários relatos de répteis que recuperaram após várias horas em paragem cardiorrespiratória com cuidados de suporte (Martinez-Jimenez & Hernandez-Divers 2007).

**O clínico não deve, em nenhuma circunstância, soprar directamente para um tubo endotraqueal de um réptil, já que os mesmos possuem uma grande quantidade de patógenos potencialmente zoonóticos (Longley 2008).**

## Recuperação e Cuidados Pós-operatórios

A anestesia gasosa é desligada e os anestésicos injectáveis revertidos se possível, e o animal é mantido entubado até efectuar os movimentos respiratórios voluntariamente. Os altos níveis de O<sub>2</sub> fornecidos durante a anestesia suprimem o centro respiratório, uma vez que este é estimulado por baixos níveis de O<sub>2</sub>, ao contrário dos mamíferos. Como tal, é preferível usar ar ambiente para ventilar o animal ou usar CO<sub>2</sub> com o O<sub>2</sub> durante a anestesia, para que a recuperação não seja tão prolongada, sendo para isso usados balões Ambu<sup>®</sup>. Oxigénio suplementar deve ser administrado se o paciente sofrer de doença respiratória ou se existir suspeita de hipoxia. Mantendo o animal entubado, uma máscara com fluxo de oxigénio de 2-5 L/min ou um cateter nasal com fluxo de oxigénio de 0,5-3 L/min poderão ser utilizados para fornecer o oxigénio se necessário. Em casos de obstrução das vias superiores, um cateter traqueal transcutâneo poderá ser colocado para providenciar oxigénio. O oxigénio deve ser humidificado, para prevenir a secagem das vias aéreas. Como a posição normal da glote nos répteis é fechada, o tubo endotraqueal é somente retirado quando o animal se encontra a respirar regularmente e os reflexos orais e faríngeos estão presentes.

A frequência respiratória e cardíaca, bem como o seu padrão, devem continuar a ser monitorizadas durante este período, e os reflexos usados para aceder a profundidade anestésica podem agora ser usados para verificar a progressão da recuperação. Se foram observadas alterações nas análises sanguíneas pré-anestésicas, idealmente, deve ser feita nova análise durante este período, para verificar a sua evolução.

O réptil deve ser mantido sempre dentro do seu TOP, devendo, mais uma vez, as altas temperaturas serem evitadas, uma vez que aumentam o metabolismo e, conseqüentemente, o consumo de oxigénio. Se VPPI estiver a ser realizada fora de um ambiente com temperatura controlada, o uso de um tapete aquecedor ou de um secador de cabelo, podem ajudar a manter uma temperatura ambiente suficiente.

A recuperação da anestesia é comumente prolongada em répteis devido ao lento metabolismo dos medicamentos e, se se usar um só agente injectável, como a ketamina, é aconselhável comunicar ao proprietário que o seu animal deverá passar a noite internado, no

sentido permitir uma continuação do tratamento de suporte e estabilização durante a noite. Se a recuperação for mais prolongada que o esperado, pode-se administrar doxapram com o objectivo de estimular a respiração espontânea.

A analgesia é essencial para a recuperação do animal, pois animais que se encontrem com dor e desconforto têm menor probabilidade de se alimentarem e, caso sofram de dor crónica, estão sobre *stress*, o que vai afectar outros processos metabólicos bem como o sistema imune (Longley 2008 e Schumacher & Yelen 2005).

Os répteis devem ser mantidos longe de grandes superfícies de água até estarem completamente recuperados, sendo este período, o mais curto possível em espécies completamente aquáticas, como as tartarugas de carapaça mole, uma vez que a carapaça pode secar. Pulverizar com água em vez de um retorno à água prematuro, será o mais aconselhável (Redrobe 2004).

## Referências Bibliográficas

1. Barter Ls, Hawkins MG, Brosnan RJ, antognini JE, Pypendop BH (2006) “Median Effective Dose of Isoflurane, Sevoflurane, and Desflurane in Green Iguanas” **American Journal of Veterinary Reserch** 67(3), 392-397.
2. Bennett RA, Schumacher J, Hedjazi-Haring K, Newell SM (1998) “Cardiopulmonary and anesthetic effects of propofol administered intraosseously to green iguanas” **Journal of the American Veterinary Association** 212 (1), 93-8.
3. Bertelsen MF (2007) “Squamates (Snakes and Lizards)” in West *et al.* (Ed.) **Zoo Animal & Wildlife Immobilization and Anesthesia**, 1ª Ed, Blackwell Publishing, 233-243.
4. Bertelsen MF, Mosley C, crawshaw GJ, Dyson D, Smith DA (2005) “ Inhalation Anesthesia in dumeril’s Monitor (*Varanus dumerili*) with Isoflurane, Sevoflurane, and Nitrous Oxide: Effects of Inspired Gases on Induction and Recovery” **Journal of Zoo and Wildlife Medicine** 35, American Association of Zoo Veterinarians, 62-68.
5. Chinnadurai SK, wren A, DeVoe RS (2009) “ Evaluation of Noninvasive Oscillometric Blood Pressure Monitoring in Anesthetized Boid snakes” **Journal of the American Veterinary Medical Association** 234(5), 625-630.
6. Degerfeld MM (2004) “Personal Experience in the Use os Association tiletamine/Zolazepam for Anaesthesia of green Iguana (*Iguana iguana*)” **Veterinary Research Communications** 28, Kluwer Academic Publishers, 351-353.
7. Fowler ME (2008) “Reptiles” in Fowler ME **Restraint and Handling of Wild and Domestic Animals**, 3ª Ed, Blackwell Publishing, 415-438.
8. Harms CA, sckert SA, Kubis SA, Campbell M, Levenson DH, Crognale MA (2007) “Field Anaesthesia of Leatherback Sea Turtlis (*Dermochelys coriacea*)” **The Veterinary Record** 161, Julho 2007, 15-21.
9. Heard D (2001) “Reptile Anesthesia” **VETERINARY CLINICS OF NORTH AMERICA: Exotic Animal Practice Analgesia and Anesthesia** 4(1), Elsevier Saunders, 83-116.
10. Hernandez-Divers SM, Schumacher J, Hernandez-Divers SJ (2005) “Comparison of Isoflurane and Sevoflurane Anesthesia after Premedication with Butorphanol in the Green

- Iguana (*Iguana iguana*)” **Journal of zoo and wildlife Medicine** 36, American Association of Zoo Veterinarians, 169-175.
11. Hernandez-Divers SM, Schumacher J, Stahl S, Hernandez-Divers SJ (2004) **Reptile Clinical Anesthesia: Advances in Research**, Exotic DVM 6.3, 64-69.
  12. Hess JC, Grimm KA, Benson, GJ, Tranquilli WA, Sarr R (2005) “The use of vascular access ports in nonanesthetized green iguanas (*Iguana iguana*) to collect baseline arterial blood gas parameters” **Journal of Veterinary Anaesthesia** 32(4), 18-18.
  13. Holz RM, Holz P (19995) “Electrocardiography in Anaesthetized Red-Eared Sliders (*Trachemys scripta elegans*)” **Research in Veterinary Science** 58, 67-69.
  14. Judah V, Nuttall K (2008), “Reptiles – Restraint and Handling” in Judah V, Nuttall K **Exotic Animal Care and Management**, Thomson Delmar Learning, 170-172.
  15. Kirchgessner M, Mitchell MA (2009) “Quelonians” in Mitchell & Tully (Ed.) **Manual of Exotic Pet Practice**, Elsevier Saunders, 207-249.
  16. Longley LA (2008) “Reptile anaesthesia” in Longley LA (Ed.) **Anaesthesia of Exotic Pets**, Elsevier Saunders, 185-219.
  17. MacLean RA, Harms CA, Braun-McNeill J (2008) “Propofol anesthesia in Loggerhead (*Caretta caretta*) Sea Turtles” **Jornal of Wildlife Diseases** 44, Wildlife Disease Association, 143-150.
  18. Martinez-Jimenez D, Hernandez-Divers SJ “Emergency Care of Reptiles” **VETERINARY CLINICS OF NORTH AMERICA: Exotic Animal Practice Emergency and Critical Care** 10, Maio 2007, Elsevier Saunders, 557-585.
  19. Mitchell MA (2009) “Snakes” in Mitchell & Tully (Ed.) **Manual of Exotic Pet Practice**, Elsevier Saunders, 136-163.
  20. Mosley C (2007) “Anesthesia and analgesia in reptiles” Procidings of the **AVA/ECVAA Autumn Meeting**, 88-110.
  21. Mosley CAE (2005) “Anesthesia and Analgesia in Reptiles”, **Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine** 14(4), 243-262.
  22. Mosley CAE, Dyson D, Smith DA (2004) “The Cardiovasular Dose-response Effects of Isoflurane Alone and Combined with Butorphanol in the Green Iguana (*Iguana iguana*)” **Veterinary Anesthesia and Analgesia** 31, Assotiation of Veterinary Anaesthetist, 64-72.
  23. O’Malley B (2005) “General Anatomy and Physiology of Reptiles” in O’Malley **Clinical Anatomy and Physiology of Exotic Species**, Elsevier Saunders, 17-39.
  24. Redrobe S (2004) “Anaesthesia and analgesia” in Girling & Raiti (Ed.) **BSAVA Manual of Reptiles**, 2º Ed, BSAVA, 131-146.
  25. Santos ALQ, Bosso ACS, Júnior JRFA, Brito FMM, Pachally JR, Junior RHA (2008) “Pharmacological Restraint of Captivity Giant Amazonian Turtle *Podocnemis expansa* (Testudines, Podocnemididae) with Xylazine and Propofol” **Acta Cirúrgica Brasileira** 23(3), 270-273.
  26. Schumacher J (2007) “Chelonians (Turtels, tortoise, and Terrapins)” in West *et al.* (Ed.) **Zoo Animal & Wildlife Immobilization and Anesthesia**, 1ª Ed, Blackwell Publishing, 259-266.
  27. Schumacher J, Yelen T (2006) “Anesthesia and Analgesia” in Mader D (Ed.) **Reptile Medicine and Surgery**, 2ª Ed, Elsevier Saunders, 442-452.
  28. Stanford M (2004) “Practical Use of Capnography in Exotic Animal Anesthesia” **Exotic DVM**, Volume 6.3, 49-52.
  29. Ziolo MS, Bertelsen MF (2009) “Effects of Propofol Administered Via the Supravertebral Sinus in Red-eared Sliders” **Journal of the American Veterinary Medical Association** 234(3), 390-393.

# Anexos

# Anexo I

As primeiras 7 semanas do meu estágio foram passadas na clínica EXOVET, em Madrid, Espanha, que se dedica exclusivamente a animais exóticos.

Durante esse período, assisti a um total de 387 consultas, cerca de 10 por dia, e 18 cirurgias, aproximadamente 2 por semana. Três das cirurgias foram realizadas em répteis e as restantes 15 em mamíferos. Aos répteis, uma iguana e um camaleão, foram efectuadas ovariectomias, por problemas de retenção de ovos. À iguana foi ainda realizada nova cirurgia para ressecção da parede abdominal, devido a uma infecção por *salmonella*. Nas cirurgias a mamíferos predominaram as castrações a coelhos (10), maioritariamente a fêmeas (6).

Os seguintes gráficos demonstram a distribuição das 387 consultas. Devido ao baixo número total de casos observados de aves e répteis os estudos efectuados para estes são menores.

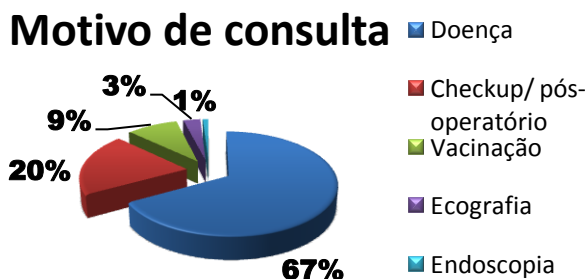


Gráfico1: Representação dos motivos de consulta gerais de todos os animais

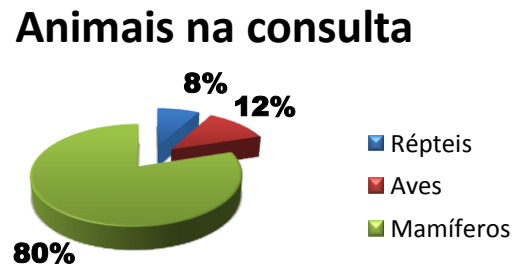


Gráfico2: Representação das classes de animais apresentados em consulta

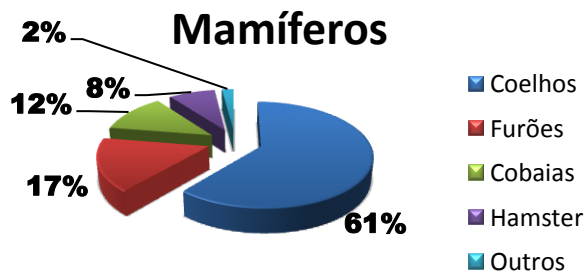


Gráfico3: Representação das espécies mais comuns observadas de mamíferos

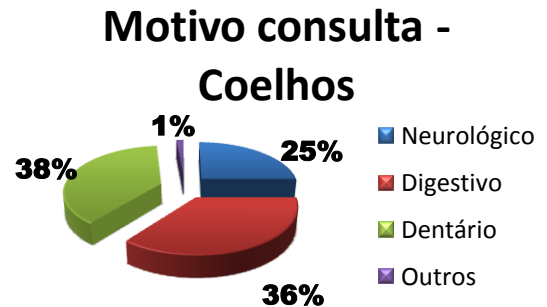


Gráfico4: Representação dos motivos de consulta dos coelhos, dado que estes perfaziam um total de 189 casos observados

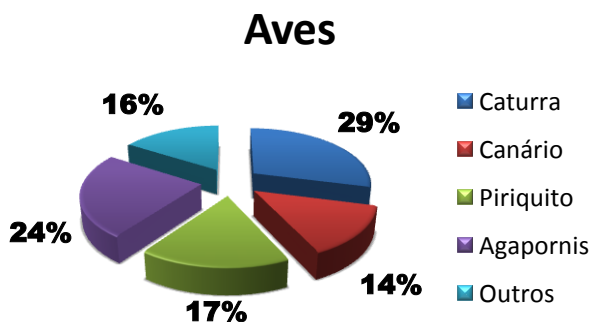


Gráfico5: Representação das espécies mais comuns observadas de aves

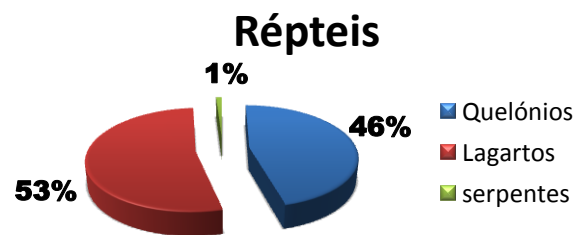


Gráfico6: Representação da distribuição dos répteis pelas principais divisões

As últimas 9 semanas decorreram no *Veterinary Teaching Hospital*, da Universidade do *Tennessee*, em *Knoxville*, Estados Unidos da América, onde frequentei 3 rotações: anestesiologia em cão e gato (2 semanas) e clínica de animais exóticos e selvagens (7 semanas).

Na rotação de anestesiologia participei na discussão de 83 protocolos anestésicos, 58% e 42% dos quais referentes a procedimentos em cães e em gatos, respectivamente. O gráfico ao lado demonstra os departamentos pelos quais foram desenvolvidos. Fui responsável por 11 destes casos, pelo menos um de cada departamento, onde realizei a pré-medicação, indução, manutenção e monitorização do paciente.

## Anestesia

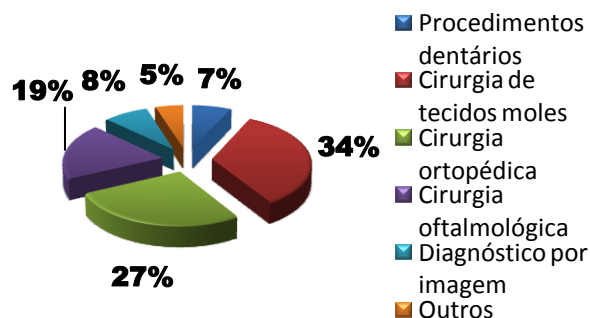


Gráfico7: Representação dos motivos de anestesia

Na rotação de clínica de animais exóticos e selvagens os alunos são os veterinários principais e tomam todas as decisões em relação aos pacientes, sendo o principal contacto com o proprietário. As quartas-feiras são dias de cirurgia ou de clínica de zoológico, alternando-se entre si, sem realização de consultas nesses dias. No entanto, pequenos procedimentos, como limado de dentes, eram efectuados durante os dias destinados para consultas.

Presenciei a um total de 125 casos de animais exóticos, sendo que aproximadamente 1 em cada 4 casos diários era meu. Abaixo estão os gráficos representativos da minha experiência. Devido ao número total de répteis ser baixo e as razões de consulta diversas, não faço um estudo tão pormenorizado destes, apenas a título de exemplo, um dos casos presenciados foi o de uma Pitão-real com um fibrossarcoma.

## Animais em Consulta

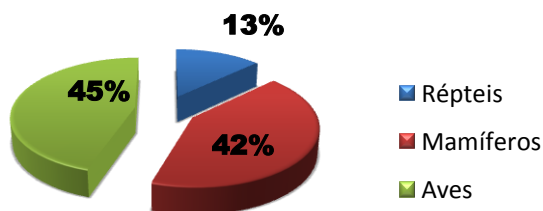


Gráfico8: Representação das classes de animais apresentados em consulta

## Mamíferos

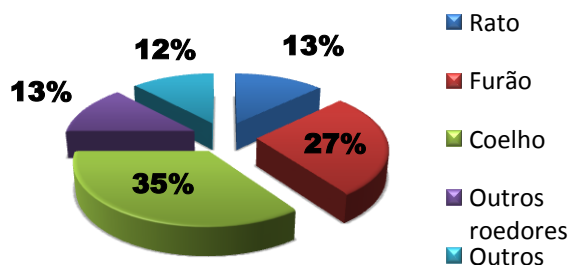
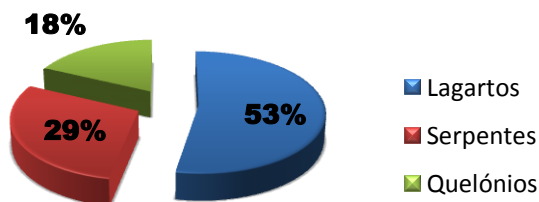


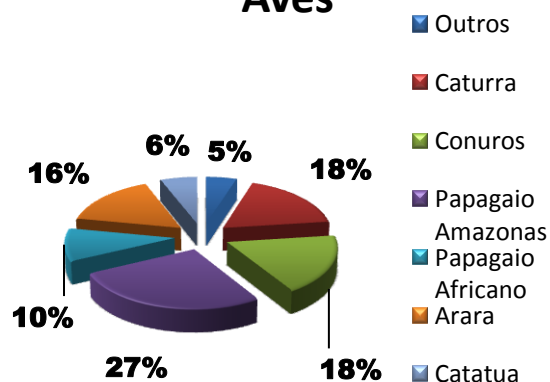
Gráfico9: Representação das espécies mais comuns observadas de mamíferos

## Répteis



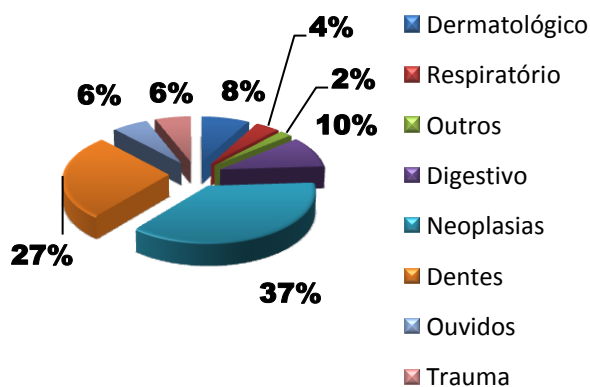
**Gráfico10:** Representação da distribuição dos répteis pelas principais divisões

## Aves



**Gráfico11:** Representação das espécies mais comuns observadas de aves

## Motivos de consulta - Mamíferos



**Gráfico12:** Motivos de consulta de todos os animais pertencentes à classe dos mamíferos. De salientar que o motivo dentes está separado do digestivo, pois é um problema comum na clínica de lagomorfos e roedores e porque estes quando observados eram sempre corrigidos com pequenos procedimentos cirúrgicos. É também importante referir que as neoplasias foram maioritariamente observadas em furões, sendo divididas entre hiperplasia das adrenais e insulinosomas

Presenciei um total de 257 casos de animais selvagens, onde 90% destes eram recém-nascidos ou juvenis, sendo a veterinária principal em aproximadamente 2 de cada 9 casos diários.

Em seguida apresentam-se os gráficos que representam a casuística destes casos.

## Animais em consulta

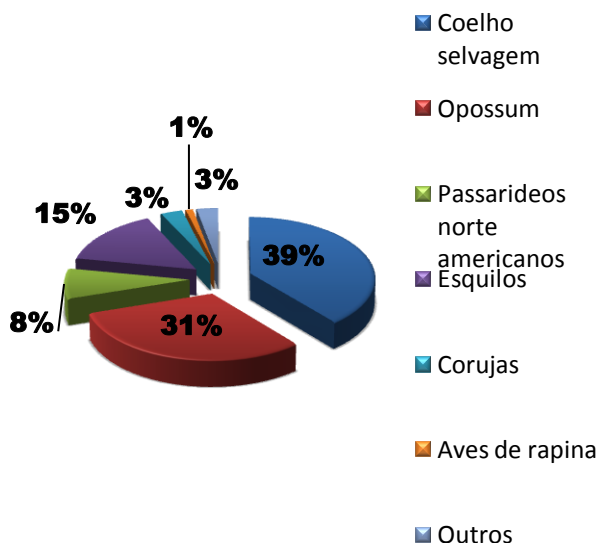


Gráfico13: Divisão dos animais presentes a consulta

Durante os 4 dias passados em clínica de zoológico, assisti a um total de 44 casos. Os gráficos seguintes representam os casos observados.

## Motivo da consulta

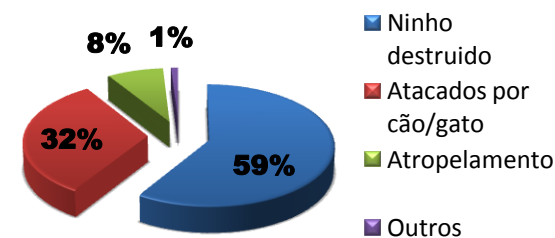


Gráfico14: Motivo da consulta

## Animais em consulta

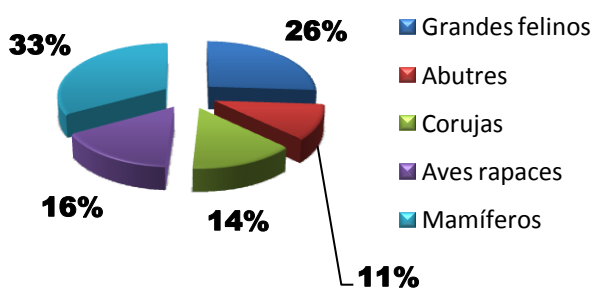


Gráfico15: Divisão dos animais presentes a consulta

## Motivo da consulta

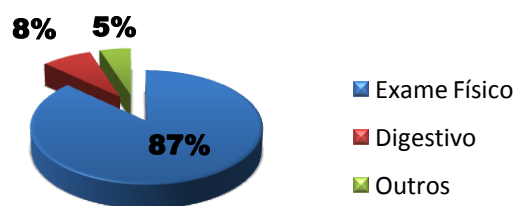


Gráfico16: Motivo da consulta

Presenciei a um total de 18 cirurgias (incluindo cirurgias de urgência), oito destas foram realizadas em grandes felinos, consistindo em 17 castrações e 1 cirurgia de resolução de hidrocefalia obstrutiva. Cinco foram realizadas em aves, sendo a mais relevante a correção de atresia das coanas em uma arara. Três cirurgias foram efectuadas em mamíferos, por razões diversas e, duas a répteis, uma tartaruga e um dragão barbudo, onde à primeira foi efectuada uma plastrotomia e uma esterotomia, devido à ingestão de corpos estranhos e, ao segundo foi-lhe amputado um dedo devido a problemas infecciosos.

## Anexo II

Espécie	Dieta predominante	TOP (°C)	Humidade relativa (%)	Comentários
Tartaruga-de-esporas-africana ( <i>Geochelone sulcata</i> )	Herbívoro	25-35	40-75	Não hibernam. Dieta baseada em erva/feno
Dragão-de-água-asiático ( <i>Physignathus concincinus</i> )	Herbívoro	24-30	60-90	Arbóreo e semi-aquático
Tartaruga-de-bell ( <i>Kinixys belliana</i> )	Omnívoro	24-28	50-80	Pode hibernar em liberdade, mas em cativeiro usualmente durante o inverno
Boa constritora ( <i>Boa constrictor</i> )	Carnívoro	28-30	50-80	
Tartarugas de caixa ( <i>Terrapene carolina spp.</i> )	Carnívoro – omnívoro (dependendo da sub-espécie)	21-27	95	Hibernam
Pitão indiana ( <i>Python molurus</i> )	Carnívoro	25-30	50-80	
Cobra-do-milho ( <i>Elaphe guttata</i> )	Carnívoro	25-30	30-70	
Tartaruga do deserto ( <i>Gopherus agassizii</i> )	Herbívoro	20-32	<30	Hiberna
Gater snake ( <i>Thamnophis spp.</i> )	Carnívoro	21-28	50-80	Peixe como dieta principal
Iguana-verde ( <i>Iguana iguana</i> )	Herbívoro	25-35	75-100	Arbórea
Dragão-barbudo ( <i>Pogona vitticeps</i> )	Omnívoro	25-35	30-40	Aprecia locais para escalar
King snake ( <i>Lampropeltis spp.</i> )	Carnívoro	25-30	30-70	
Gecko leopardo ( <i>Eublepharis macularius</i> )	Insectívoro	25-30	30-40	
Tartarugas leopardo ( <i>Geochelone pardalis</i> )	Herbívoro	25-35	40-75	Pode hibernar em liberdade, mas em cativeiro usualmente durante o inverno
Tartaruga Corcunda do Mississípi ( <i>Graptemys sp.</i> )	Omnívoro	21-28 (água)		Algumas espécies hibernam
Testudos europeias ( <i>Testudo marginata</i> , <i>T. graeca</i> , <i>T. hermanni</i> )	Herbívoro	20-28	30-50	Hibernam
Tartarugas-da-florida ( <i>Trachemys scripta elegans</i> )	Omnívoro	20-24	60-90	Semi-aquáticas. Jovens são mais carnívoros e tornam-se progressivamente com a maturidade. Hibernam.
Red-footed Tortoise ( <i>Geochelone carbonaria</i> )	Herbívoro	21-27	50-60	Alimenta-se de frutos caídos, folhas e flores. Não hibernam.
Pitão real ( <i>Python regius</i> )	Carnívoro	25-30	50-80	
Varano da savana ( <i>Varanus exanthematicus</i> )	Insectívoro	26-38	20-50	
Agamídeo de cauda espinhosa ( <i>Uromastix spp.</i> )	Insectívoro	20-25	50-90	
Camaleão do yemen ( <i>Chamaleo calypratus</i> )	Insectívoro	21-38	75-80	Arbórea. Requer água por sistema de gotas ou de nevoeiro
Yellow-footed tortoise ( <i>Geochelone denticulata</i> )	Herbívoro	25-27	75-80	Não hiberna

**Tabela 1:** TOP's, dieta predominante e humidade relativa das espécies mais frequentes na clínica (Longley 2008)

## Anexo III

<b>Serpentes</b>	<b>Veia Palatina:</b> (Serpentes grandes a médias) Facilmente visualizada medialmente ao dente palatino, no céu-da-boca. Esta técnica é facilitada por uma curta anestesia, mas pode ser efectuada em serpentes em estado de vigília.
	<b>Veia Jugular:</b> A direita é maior que a esquerda, sendo necessário fazer uma incisão de 4 a 7 escamas cranial ao coração, na junção entre as escamas ventrais e laterais. A veia é identificada após dissecação, medialmente à ponta das costelas.
	<b>Veia coccígea:</b> localiza-se na linha mediana ventral da cauda. Use uma agulha de pequeno calibre (22-27 gauge). A agulha deve ser introduzida mais que um terço de distância da cloaca à ponta da cauda para evitar os hemipenis em machos e os sacos anais. Durante a introdução deve-se aspirar suavemente até se atingir osso ou um vaso sanguíneo. Em caso de insucesso, redirecciona-se a agulha cranialmente ou caudalmente e volta-se a tentar.
	<b>Coração:</b> Indicado só para casos de emergência.
<b>Lagartos</b>	<b>Veia cefálica:</b> Localizada distalmente na face dorsal (anterior) do membro anterior, necessita de uma incisão cutânea do cotovelo, passando medialmente e por cima do antebraço, para ser visível.
	<b>Veia abdominal ventral:</b> Localizada na linha média ventral. Pode ser atingida percutaneamente ou após pequena incisão cutânea.
	<b>Veia jugular:</b> localiza-se lateralmente no pescoço, sendo mais dorsal que o esperado em mamíferos. Requer uma incisão longitudinal e dissecação cega para visualização do vaso. VPPI pode ajudar na cateterização, pois distende o vaso durante os períodos de inspiração. Existe um grande seio linfático junto a esta veia e a contaminação com linfa é frequente.
	<b>Veia coccígea:</b> Localizada na linha mediana ventral da cauda. A agulha deve ser introduzida suficientemente caudal da cloaca para evitar os hemipenis nos machos e sacos anais. O vaso pode ser atingido tanto pela linha ventral como lateralmente. A técnica ventral é igual à descrita para serpentes. Na técnica lateral a agulha é introduzida ventralmente aos processos transversos e avançada até entrar em contacto com o corpo vertebral, aplica-se pressão suave na seringa e redirecciona-se a agulha até se encontrar a veia que se situa perto do corpo vertebral.
<b>Quelónios</b>	<b>Veia jugular:</b> localiza-se na face lateral do pescoço a nível da escama auricular. Em alguns animais pode ser cateterizada percutaneamente, mas em animais hipovolémicos/hipotensos uma incisão cutânea longitudinal é necessária para permitir a visualização da veia. VPPI pode ajudar na cateterização, pois distende o vaso durante os períodos de inspiração.
	<b>Veia cocígena dorsal:</b> Localiza-se na linha média, dorsal às vértebras. Para facilitar a injeção, o animal é gentilmente colocado sobre a carapaça, o que os leva a enrolar a cauda sobre o plastrão. O local da injeção é limpo de fezes e outros detritos. É necessário ter atenção aos membros posteriores. A agulha é inserida a um ângulo de 45-90° da pele na linha média e aspira-se suavemente até atingir osso ou o vaso sanguíneo.
	<b>Seio dorsal cervical</b> (tartarugas marinhas): Localiza-se na face dorsolateral do pescoço, a um terço da distância entre a carapaça e a cabeça, cranial à carapaça. A cabeça é redireccionada para a frente e para baixo e a agulha é inserida lateralmente à linha média de ambos os lados.
	<b>Seio venoso occipital:</b> foi descrito em tartarugas de água doce e situa-se na linha média, atrás do occipitus. É necessário que a cabeça esteja bem contida, numa posição estendida e com ventroflexão de um ângulo de 45-90° da carapaça. A agulha é introduzida na linha média caudal ao occipitus e quase perpendicular à coluna. Existe a possibilidade de contaminação com linfa.
	<b>Seio subcarapacial ou supravertebral:</b> localiza-se por baixo da carapaça, caudal à última vértebra cervical e cranial à primeira torácica. Este seio pode ser atingido, pressionando a cabeça para dentro da carapaça, palpando a primeira vértebra torácica (incorporada na carapaça) e introduzindo a agulha através da pele apenas caudal à junção da última vértebra cervical com a primeira torácica.

**Tabela 2:** Locais para acesso IV em répteis (Heard 2001 e Mosley 2005).

<b>Lagartos</b>	Está descrito a introdução de cateteres intraósseos no <b>fémur distal, tibia proximal e úmero proximal</b> , de modo semelhante ao efectuado em mamíferos, para os referidos locais.
<b>Quelónios</b>	<b>Ponte entre carapaça e plastrão:</b> a agulha é passada a um ângulo agudo pela ponte óssea entre o plastrão e a carapaça. No entanto Heard (2001), diz-se incapaz de efectuar esta técnica, pois o cateter normalmente entra na cavidade celómica e não no espaço intramedular.
	<b>Úmero distal</b> (Tartarugas marinhas): Coloque o animal em posição esternal e pela frente deste, agarre o membro posterior direito/esquerdo e insira a agulha um quarto distalmente da face medial do úmero a um ângulo de 30-45°. A agulha é inserida o mais distalmente possível sem entrar na cápsula da articulação. O osso é muito denso e, como tal, é difícil a introdução do cateter.
<b>Serpentes</b>	Tanto quanto se sabe, ainda não foi descrita esta via nestes animais.

**Tabela 3:** Locais para acesso IO em répteis (Heard 2001).

## Anexo IV

Espécie	Fármaco/ dose	Via de administração	Comentários
Quelónios	Propofol (8-14 mg/kg) seguido de entubação e manutenção com isoflurano e sevoflurano em O <sub>2</sub>	IV (jugular, coccígea dorsal ou veia subcarapacial)	Em alguns quelónios, o acesso a uma via IV é difícil
	Medetomidina (0,05-0,15 mg/kg) e ketamina (5-10 mg/kg) seguido de entubação e manutenção com isoflurano e sevoflurano em O <sub>2</sub>	IM	Pode produzir resultados inconsistentes e, se não revertido, recuperações prolongadas. Grandes tartarugas terrestres necessitam de doses menores.
Lagartos	Propofol (5-10 mg/kg) seguido de entubação e manutenção com isoflurano e sevoflurano em O <sub>2</sub>	IV (veia abdominal ou caudal) IO (via cateter)	Pré-medicação é recomendada. O propofol em regime único não produz mais de 20 minutos de anestesia.
	Indução com isoflurano/sevoflurano seguido de entubação e manutenção com isoflurano e sevoflurano em O <sub>2</sub>	Câmara da indução (se espécies pequenas) ou máscara facial, para indução.	
Serpentes	Propofol (5-10 mg/kg) seguido de entubação e manutenção com isoflurano e sevoflurano em O <sub>2</sub>	IV (veia caudal da cauda) ou intracardíaca	O propofol em regime único não produz mais de 20 minutos de anestesia.
	Indução com isoflurano/sevoflurano seguido de entubação e manutenção com isoflurano e sevoflurano em O <sub>2</sub>	Câmara da indução (se espécies pequenas) ou máscara facial, para indução.	

**Tabela 4:** Protocolos anestésicos preferenciais para cada grupo (Hernandez-Diver *et al.* 2004).

## Anexo V

Sinais	Causas	Ações
<b>Frequência respiratória</b> <b>&lt;40% da frequência,</b> <b>consciente; cianose das</b> <b>mucosas e íris em</b> <b>animais albinos.</b> <b>Se SaPO<sub>2</sub> desce:</b> <b>&gt;5% = hipoxia</b> <b>moderada</b> <b>&gt;10% = emergência</b> <b>&gt;50% = hipoxia severa,</b> <b>risco de vida</b>	Overdose de anestesia; tubo endotraqueal bloqueado ou fora de sitio; falha no equipamento anestésico; falta de O <sub>2</sub> ; dor; peso sobre as costelas (p.e. mãos do cirurgião)	<u>Se com anestesia gasosa:</u> . verificar a suplementação de O <sub>2</sub> ; . verificar integridade do circuito anestésico; . verificar tubo endotraqueal; . Diminuir plano anestésico. <u>Se com anestesia injectável:</u> . reverter a anestesia se a estagio conveniente do procedimento; <u>Em todos os casos:</u> . providenciar O <sub>2</sub> ; . Iniciar movimentos de ressuscitação (compressões peitorais e mover pernas dentro e fora para quelônios); . administrar doxapram a cada 15 min como necessário. <u>Se estabilizar continuar anestesia, se não estabilizar</u> <u>continuar com ventilação manual e reanimação do animal</u>

**Tabela 5:** Gestão de insuficiência respiratória (Redrobe 2004).

Sinais	Causas	Ações
<b>Aumento do tempo de</b> <b>repleção capilar, cianose,</b> <b>palidez; temperatura</b> <b>corporal baixa; descida</b> <b>gradual na pressão</b> <b>arterial ou frequência de</b> <b>pulso; mudança no ritmo</b> <b>cardíaco ou frequência</b>	Overdose de anestesia; hipoxia/hipercapnia; perda de sangue (15-20% = hipovolémia e choque); hipotermia	. Administrar 100% oxigénio via tubo endotraqueal ou máscara, e ventilar; . Administrar fluídos a 10-15 mL/Kg/h para manutenção ou 50mL/kg por 1 hora em emergência devido a hipovolémia; . Se em paragem cardíaca, começar compressões de peito a frequência adequada ao animal em questão; Reverter anestesia

**Tabela 6:** Gestão de insuficiência cardíaca (Redrobe 2004).