



Anestesia volátil e monitorização anestésica



Autores:

Nuno Alexandre

Margarida Costa

Ramiro Mascarenhas

Universidade de Évora

2008

Texto de apoio às aulas práticas de Anestesiologia do curso de
Medicina Veterinária da Universidade de Évora.

Índice

1. Fundamentos de anestesia volátil.....	2
2. Anestésicos voláteis	4
2.1. Isoflurano.....	6
2.2. Sevoflurano.....	7
2.3. Protóxido de azoto.....	7
3. Equipamento para anestesia volátil.....	8
3.1. Aparelhos de anestesia volátil	8
3.2. Circuitos anestésicos.....	11
3.3. Intubação endotraqueal	25
4. Fundamentos de monitorização anestésica.....	30
4.1. Introdução	30
4.2. Monitorização básica.....	31
4.3. Estádios e planos anestésicos.....	32
5. Monitorização instrumental ou mecânica	34
5.1. Monitorização da função respiratória.....	35
5.2. Monitorização da função cardio-vascular.....	42
5.3. Monitorização da temperatura	49
6. Bibliografia.....	50
7. Anexos.....	52

1. Fundamentos de anestesia volátil

A anestesia volátil consiste na administração por via respiratória de uma mistura de gases ricos em oxigénio que veicula os vapores de agentes anestésicos voláteis. Em Medicina Veterinária, a mistura de gases mais utilizada consiste em oxigénio e isoflurano. O recurso à anestesia volátil requer a utilização de equipamento específico (aparelho de anestesia volátil), o controlo das vias aéreas (intubação endotraqueal) e uma monitorização anestésica contínua. Os anestésicos voláteis podem ser utilizados para a indução anestésica, mas são essencialmente agentes de manutenção que sucedem à indução intravenosa.

O aparelho de anestesia volátil é alimentado por oxigénio que contribui para aumentar a fracção de oxigénio inspirado pelo animal (FIO_2). O enriquecimento da FIO_2 na mistura de gases inspirados acima dos 30% limita os efeitos depressores dos anestésicos voláteis.

O oxigénio é utilizado isoladamente ou em associação com outro gás como o protóxido de azoto. Devido ao custo do protóxido de azoto e às dificuldades de armazenamento a sua utilização tem sido abandonada.

Três anestésicos voláteis podem actualmente ser utilizados em medicina veterinária: o isoflurano, o sevoflurano e o desflurano. Estes produtos apresentam-se no estado líquido e são normalmente administrados, com ajuda de um vaporizador que permite a mistura de uma percentagem precisa de vapor com o oxigénio. O vaporizador é calibrado para um agente volátil específico e a percentagem de anestésico volátil administrado é regulada através da graduação do vaporizador. A potência anestésica do agente volátil é medida pela concentração alveolar mínima (CAM), concentração alveolar necessária para que 50% dos animais não reajam a um estímulo doloroso.

A difusão dos agentes anestésicos voláteis para o SNC depende da sua solubilidade no sangue. A solubilidade dos gases no sangue é representada pelos coeficientes de partição sangue/gás e sangue/SNC. Quanto menor é o coeficiente de partição sangue/ar do agente anestésico, mais rápida é a indução e recuperação da anestesia. Assim, a baixa solubilidade no sangue e nos tecidos de agentes anestésicos como o isoflurano, o sevoflurano e o desflurano permitem obter um rápido aparecimento do efeito anestésico.

Uma complicação frequente consecutiva à administração de anestésicos voláteis é a paragem respiratória. Esta paragem pode surgir em consequência de uma sobredosagem

temporária do anestésico. Nesta situação aconselha-se a redução da fracção inspiratória do anestésico (*F_Ianest*) e manter a oxigenação do paciente através de ventilação artificial (2 a 3 ventilações por minuto). Durante a fase inicial da manutenção com agentes voláteis, deve usar-se uma *F_Ianest* adaptada (inicialmente usa-se uma concentração baixa de anestésico que será aumentada ao longo de um período de 10 a 20 minutos). Para além do efeito depressor respiratório do anestésico volátil, a apneia pode igualmente estar associada à hiperventilação mecânica ou manual. A hiperventilação, baixa o CO₂ sanguíneo e alveolar para níveis que não estimulam a ventilação pelos centros respiratórios. Por esta razão em situações de apneia, aconselha-se apenas 2 a 3 ventilações por minuto que são suficientes para oxigenar o paciente e manter níveis sanguíneos de CO₂ suficientes para estimular o centro respiratório.

Após 15 minutos de anestesia volátil, a anestesia estabiliza e os anestésicos utilizados atingem o equilíbrio entre o sangue e o sistema nervoso central (SNC). A partir desta fase, deve-se modificar a *F_Ianest* de acordo com a profundidade anestésica a atingir no procedimento cirúrgico. A *F_Ianest* recomendada para a fase de manutenção será de 2 a 2,5% no caso de se utilizar isoflurano. A concentração poderá ser reduzida para valores inferiores em situações em que se utiliza alfa-2 agonistas e/ou opióides na pré-medicação anestésica por via parentérica ou em casos de hipotermia que levam a uma diminuição do metabolismo dos anestésicos.

Quando se interrompe a administração de anestésicos voláteis, a *F_Ianest* desce drasticamente, o anestésico volátil é rapidamente eliminado pela expiração e o paciente recupera da anestesia. Nos circuitos anestésicos abertos ou não re-inalatórios, devido ao alto fluxo de O₂ e como não existe re-inalação dos gases anestésicos, a recuperação dá-se de forma mais célere do que em circuitos fechados.

Na fase da recuperação, convém recordar a função cárdio-respiratória do paciente se encontra deprimida e o consumo de O₂ aumenta em paralelo com o aumento do metabolismo que se verifica neste período. Recomenda-se portanto o aumento do fluxo de O₂ (no caso dos circuitos fechados para 2 l/min) nos 5 a 10 minutos que se seguem à interrupção da administração do anestésico volátil, para além de se efectuarem vários *flushings* para expulsar os gases residuais residual que permanecem no circuito anestésico. Para uma recuperação rápida é aconselhável interromper a administração do agente anestésico volátil antes do fim do procedimento cirúrgico, no período em que se realizam as últimas suturas.

2. Anestésicos voláteis

Os anestésicos voláteis utilizam-se fundamentalmente para a manutenção da anestesia e esporadicamente para a indução da mesma. Três anestésicos voláteis são, actualmente, utilizados em medicina veterinária: o isoflurano, o sevoflurano e o desflurano. O halotano foi muito utilizado, mas deixou de ser produzido e foi substituído com vantagens pelo isoflurano. Todos os anestésicos voláteis são administrados ao paciente através de um gás veículo, o oxigénio puro ou em associação com o protóxido de azoto. O comportamento dos anestésicos voláteis pode-se prever e comparar conhecendo duas características importantes: o coeficiente de solubilidade do gás no sangue e a concentração alveolar mínima.

O coeficiente de solubilidade do gás no sangue, descreve a capacidade para dissolver o agente no sangue. Os fármacos com baixa solubilidade têm um coeficiente baixo, o que ocasiona induções e recuperações rápidas. As oscilações da profundidade anestésica pela modificação do débito do fluxómetro e/ou concentração anestésica no vaporizador são bastante rápidas. Os valores deste parâmetro para os diversos anestésicos voláteis, estão representados no quadro 1.

Anestésico volátil	Coefficiente de solubilidade no sangue
Isoflurano	1,39
Halotano*	2,4
Desflurano	0,42
Sevoflurano	0,60
Protóxido de azoto	0,49

Quadro 1 - Coeficiente de solubilidade dos anestésicos voláteis mais utilizados.

* - O halotano já não é utilizado em anestesia.

A concentração alveolar mínima (CAM), é a concentração alveolar expressa em percentagem que anula a reacção a estímulos dolorosos específicos, como pode ser uma incisão na pele, em 50 % dos animais. É uma medida da potência do anestésico. Os agentes que têm um CAM baixo, são portanto mais potentes do que aqueles que tem um CAM elevado (quadro).

Existem diversos factores que influenciam a CAM. Destes o mais importante é a administração conjunta de outros fármacos como por exemplo os analgésicos que se administram na pré-medicação anestésica.

Anestésico volátil	Concentração alveolar mínima (CAM)
Isoflurano	1,63
Halotano*	0,8
Desflurano	7,2 - 10,32
Sevoflurano	2,36 - 2,09
Protóxido de azoto	188 – 220

Quadro 2 - Concentração alveolar mínima dos anestésicos voláteis mais utilizados.

* - O halotano deixou de ser utilizado em anestesia.

Os anestésicos voláteis produzem anestesia quando atingem uma determinada concentração no sistema nervoso central (SNC). Esta concentração é obtida através do aumento dos gradientes de concentração desde o aparelho de anestesia até aos alvéolos e destes para o sangue, através do qual o anestésico é transportado até ao SNC. Quando se alcança o equilíbrio, a concentração de anestésico no SNC é igual à do sangue e a mesma nos alvéolos pulmonares. Portanto, os factores que influenciam a concentração alveolar influenciam igualmente a concentração no SNC.

Os níveis do anestésico volátil dependem da eficiência da ventilação alveolar e da concentração anestésica no gás inspirado. Se ambos os parâmetros são elevados, a indução da anestesia é rápida. A passagem do fármaco dos alvéolos para o sangue, depende do débito cardíaco, do coeficiente de solubilidade no sangue e da concentração do anestésico no sangue venoso pulmonar. As concentrações alveolares aumentam rapidamente quando o débito cardíaco é baixo e quando se utilizam agentes insolúveis ou pouco solúveis no sangue (baixo coeficiente de partição gás/sangue).

Efeito Cardio-respiratório	Isoflurano	Sevoflurano	Desflurano
Contractilidade do miocárdio	Pouco diminuída	Pouco diminuída	Pouco diminuída
Frequência cardíaca	Aumentada	Sem alteração	Aumentada
Débito cardíaco	Pouco diminuído	Pouco diminuído	Pouco diminuído
Potencial arritmogénico	Sem alteração	Sem alteração	Sem alteração
Baroreflexo	Pouco diminuído	Pouco diminuído	Pouco diminuído
Débito sanguíneo renal	Sem alteração	Sem alteração	Sem alteração
Débito sanguíneo hepático	Sem alteração	Sem alteração	Sem alteração
Frequência respiratória	Pouco aumentada	Aumentada	Aumentada
Volume Tidal	Diminuído	Diminuído	Diminuído
Resposta à hipercapnia	Diminuída	Diminuída	Diminuída
Resposta à hipoxia	Diminuída	Diminuída	Diminuída

Quadro 3 – Efeitos cardio-respiratórios dos anestésicos voláteis.

Comparados com os agentes injectáveis, os inalatórios produzem maior depressão do miocárdio, maior vasodilatação e maior hipotensão. Contudo, estes efeitos poderão ser atenuados através da utilização de protocolos balanceados, isto é, a combinação de várias drogas, tais como sedativos/tranquilizantes, analgésicos pré e intra-operatórios, que fazem diminuir as doses de anestésicos inalatórios necessárias para obter o mesmo efeito anestésico. Idêntico efeito pode ser obtido através da associação de agentes anestésicos inalatórios com o protóxido de azoto (N₂O).

2.1 Isoflurano

O isoflurano é pouco arritmogénico (não sensibiliza o miocárdio para as catecolaminas) e é minimamente metabolizado no organismo, não afectando os rins ou o fígado (anestésico volátil de eleição para animais com patologia hepática), sendo por isso um dos agentes anestésicos mais seguros e efectivos disponíveis em veterinária.

Tem um início de acção e recuperação anestésicas rápidas (mesmo depois de anestésias prolongadas), devido à sua baixa solubilidade sanguínea, comparado com outros agentes anestésicos voláteis. Para a indução são necessárias concentrações entre 2,5 e 4,5%.

Posteriormente para a manutenção da anestesia serão necessárias concentrações entre 1,5 e 2,5%.

Embora o isoflurano produza alguma depressão respiratória, esta é dependente da dose, tornando-se importante a utilização da dose mínima do agente necessária para o procedimento cirúrgico, o que depende muito do tipo de animal. A hipotensão causada pelo isoflurano é, igualmente, dependente da dose administrada.

2.2 Sevoflurano

Comparado com o isoflurano, o sevoflurano apresenta induções e recuperações mais rápidas, por apresentar menor coeficiente de solubilidade no sangue. No entanto, a taxa de metabolização (5 a 10%) é superior à do isoflurano (0,2%). O sevoflurano pode ser utilizado para anestésias prolongadas, mas tem, no entanto, algumas desvantagens como o preço elevado (quando comparado com o isoflurano) e a potencial toxicidade renal que depende da dose e do tempo de anestesia. Por estas razões a sua utilização por longos períodos deve ser evitada.

A metabolização do sevoflurano liberta iões fluoreto, dependendo da relação tempo/dose. Adicionalmente, podem ser formados produtos do metabolismo com potencial toxicidade renal, quando o sevoflurano é exposto à cal sodada húmida (composto A, etc.).

Os efeitos depressores cardio-respiratórios são similares aos induzidos pelo isoflurano.

2.3 Protóxido de azoto

A administração de protóxido de azoto (PA) em baixas concentrações tem efeitos analgésicos e, em anestesia, é utilizado principalmente para reduzir a concentração alveolar dos outros anestésicos inalatórios (em 20 a 30%). As potenciais vantagens do uso do protóxido de azoto para reduzir a quantidade do anestésico administrado inclui a menor depressão cardiovascular e respiratória, a menor probabilidade de ocorrência de problemas por interação das drogas mais potentes e diminuição de custos.

O PA produz ainda o efeito de segundo gás (outro gás administrado simultaneamente desenvolve mais rapidamente uma pressão parcial anestésica no sangue devido ao início de acção extremamente rápido do N₂O). O N₂O também encurta o tempo de recuperação devido

à sua rápida difusão para os alvéolos. Uma outra grande vantagem da sua utilização reside nas suas propriedades analgésicas, que potenciam as do anestésico volátil associado.

O N₂O está contra-indicado em animais com pneumotórax, dilatação/torção gástrica ou obstruções intestinais, visto que este agente se difunde rapidamente para bolsas de gás (baixa solubilidade), aumentando de forma rápida e drástica o seu tamanho.

O N₂O deve ser utilizado para manutenção de anestésias numa combinação de 50 a 66% de N₂O e 50 a 33% de O₂.

Durante a recuperação anestésica, o animal deve respirar uma concentração de 100% de O₂ por um período de 5 a 10 minutos após desligar o fluxo de N₂O de forma a evitar a chamada hipóxia de difusão que ocorre devido à rápida difusão do protóxido de azoto para os alvéolos pulmonares reduzindo localmente a concentração de O₂ para níveis perigosos se o animal estiver a respirar ar ambiente.

Apesar de tudo, a conclusão final retirada da maior parte dos resultados disponíveis na literatura é que o PA é obsoleto como gás anestésico. É claro que não há verdadeira necessidade para banir o PA de todas as práticas anestésicas, mas há cada vez menos necessidade para o seu uso na anestesia moderna. Agora, no início do Séc. XXI, nenhuma característica do PA convencerá os anestesiológicos da necessidade do seu uso, porque há indicações claras de substâncias alternativas em anesthesiologia, tais como a indução com substâncias hipnóticas, opióides, relaxantes musculares, analgésicos ou anestésicos fixos. O PA está simplesmente fora de prazo.

3. Equipamento para anestesia volátil

3.1 Aparelhos de anestesia volátil

A máquina de anestesia geral é composta de duas unidades: a unidade de alimentação de gases frescos, que transportam o oxigénio e os vapores anestésicos, e o circuito anestésico propriamente dito.

O oxigénio é armazenado a alta pressão em botijas de vários volumes. Este gás é conduzido ao circuito anestésico após passagem num redutor de pressão (que a reduz para uma pressão de utilização de 5 bars) e num debitómetro (ou fluxómetro) através do qual é regulado o volume de oxigénio que passa para o circuito anestésico.

As botijas de oxigénio (codificadas por uma cor branca) apresentam uma pressão de 200 bars quando se encontram plenamente cheias e são substituídas quando a pressão desce para 10 ou 20 bars. Algumas clínicas e hospitais estão equipados com grandes reservas de O₂ que é depois conduzido à sala de anestesia através de uma rede de canalizações. Existem também no mercado aparelhos concentradores de oxigénio que permitem extrair por filtração do ar ambiente concentrações elevadas de oxigénio a um custo baixo. A capacidade de extracção depende de cada aparelho mas a manutenção de um débito superior a 3 L/min é difícil. A ausência de um *by-pass* ou de um curto-circuito de oxigénio (que permitem altos débitos de oxigénio em poucos segundos) e a alimentação eléctrica destes aparelhos invalida o seu uso em anestesia geral.

O débito de O₂ chega ao circuito anestésico com uma grande precisão (débitos variam entre 0,25 L e 10 L/min), e mistura-se com o anestésico volátil ao passar no vaporizador. Na maioria dos aparelhos de anestesia volátil existe um curto-circuito ou *by-pass* específico, que faz passar O₂ a 100 % directamente da botija de oxigénio ao circuito anestésico, a uma pressão de 2 a 4 bars sem passar pelo vaporizador. Este mecanismo permite um grande afluxo de oxigénio ao circuito limpando-o de restos de anestésico volátil e é activado por um botão na pausa expiratória, devendo esvaziar-se o balão para evitar os efeitos de sobrepressão.

A mistura de oxigénio (gás veículo) e de anestésico volátil obtêm-se, então, através da passagem no vaporizador. O isoflurano, como todos os outros anestésicos voláteis, está sob a forma líquida, mas em condições normais de pressão e temperatura passa rapidamente à forma de vapor, saturando a câmara do vaporizador acima da superfície do líquido. Ao entrar no vaporizador, os gases frescos (O₂) são divididos em duas correntes: uma que passa directamente para o circuito (*by-pass*) e outra, mais pequena que passa pela câmara de vaporização, saturando-se com vapores anestésicos (concentração máxima de 30% à temperatura de 20°C); posteriormente as duas correntes de gases reúnem-se à saída do vaporizador, entrando no fluxo principal do circuito anestésico onde se obtêm concentrações finais de 0% a 5%. A concentração desejada dos vapores anestésicos (%) é obtida através do ajustamento da patilha existente na parte superior do vaporizador e que altera a proporção de gás que passa pelo canal *by-pass* ou pela câmara de vaporização. As concentrações utilizadas na prática clínicas variam entre 0,5% e 3%. Para assegurar a sua exactidão, o vaporizador deve ser calibrado uma vez cada 5 anos. Pelo menos uma vez por ano, a exactidão da concentração anestésica na saída do circuito anestésico deve ser verificada através de um

medidor de gases halogenados a diferentes concentrações anestésicas e a diferentes débitos de oxigénio. O vaporizador deve ser sempre mantido na vertical. Um factor de erro fundamental para o funcionamento do vaporizador é a sua temperatura. A maior parte dos vaporizadores apresentam um mecanismo interno que compensa para temperaturas entre 10°C e 35°C. Os anestésicos voláteis devem ser armazenados a temperaturas que variam entre os 15°C e os 20°C. O vaporizador é igualmente calibrado para funcionar com débitos de oxigénio entre 0,5 l/min e 8 l/min. Fora deste intervalo de valores, o fluxo de O₂ não permite assegurar as concentrações desejadas de anestésico. Devido às diferentes propriedades físico-químicas dos anestésicos voláteis, cada vaporizador é destinado a apenas um anestésico volátil específico e não pode funcionar com exactidão quando se utiliza outro anestésico volátil distinto.



Figura 1- Imagem de vaporizador de isoflurano - modelo Isotec 3 (adaptado de Clarke, 2008).

Os vaporizadores de sevoflurano funcionam pelo mesmo princípio, no entanto permitem obter concentrações de 7 a 8%. O desflurano possui um ponto de ebulição de 23°C o que o torna instável à temperatura ambiente. O vaporizador deste anestésico dispõe de um mecanismo eléctrico que regula a temperatura interna nos 40°C., após uma fase de pré-aquecimento, e é capaz de produzir concentrações de 1 a 10%.

O abastecimento do vaporizador efectua-se colocando a patilha no *off* e o fluxo de oxigénio a zero. O líquido é vertido para o vaporizador através de um tubo com adaptador específico para o vaporizador.

Os vaporizadores modernos têm a capacidade de dispensar concentrações precisas de agente anestésico com diferentes fluxos. É importante controlar as concentrações inspiradas e expiradas (*end-tidal*) do agente anestésico, sendo de vital importância nos circuitos fechados em que o anestésico exalado é recuperado e adicionado ao fluxo de gases frescos. Além disso, devido ao baixo fluxo, a concentração do agente anestésico que o paciente recebe é diferente do que é regulado no vaporizador. Os analisadores modernos permitem a medida das concentrações de isoflurano, sevoflurano ou desflurano em cada movimento respiratório.

3.2 Circuitos anestésicos

O circuito anestésico tem como objectivo administrar ao animal uma reserva de gás inspirado onde o anestesista controla a sua composição através do fluxómetro de oxigénio e do vaporizador do anestésico volátil. Esta mistura de gases é fornecida ao animal através de um tubo endotraqueal ou máscara aplicada hermeticamente à face do animal. O diâmetro da tubagem dos circuitos anestésicos deve ser adaptado ao peso do animal: 15 mm de diâmetro para pacientes com peso inferior a 6-8 Kg e 22 mm para animais com peso superior a 8-10 Kg.

Os circuitos ou sistemas de anestesia volátil são de dois tipos: os **circuitos re-inalatórios, sistemas circulares (fechados ou semi-fechados) ou de filtro**, com reciclagem de ar expirado e os **circuitos não re-inalatórios ou sistemas abertos**, sem reciclagem de ar expirado e de alto fluxo de oxigénio. Quando o fluxo de gases frescos é igual ao dos gases absorvidos pelo paciente, o circuito é definido como um sistema circular fechado; quando o fluxo de gases frescos é mais elevado que o dos absorvidos, o sistema é denominado um sistema circular semi-fechado.

Os circuitos anestésicos re-inalatórios permitem, assim, que os gases expirados se misturem com os gases frescos, o que traz alguma economia de anestésico inalado além de limitar as perdas por evaporação da humidade dos pulmões (Fig. 2).

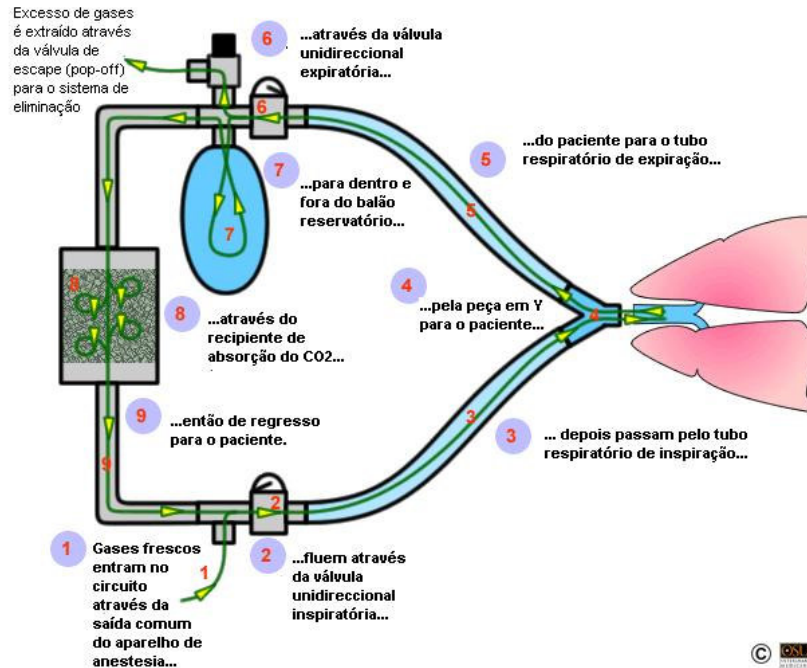


Figura 2 - Sistema anestésico circular fechado, com re-inalação.

Um sistema anestésico deve igualmente livrar o animal do CO₂ contido no gás expirado, a fim de evitar a sua re-inalação no ciclo respiratório seguinte. Para isso, os circuitos com re-inalação conduzem os gases expirados através dum recipiente contendo cal sodada que absorve o dióxido de carbono expirado. As válvulas unidireccionais são essenciais para conduzir adequadamente o fluxo de gás através do circuito. Porém, a cal sodada e as válvulas unidireccionais aumentam a resistência do circuito à respiração, pelo que estes sistemas não são recomendados para animais pesando menos de 7 kg, nos quais devem ser usados circuitos sem re-inalação minimizando, assim, o esforço da respiração durante a anestesia.

Existem dois mecanismos, que dependem ou não do débito de oxigénio para eliminar o CO₂. Nos sistemas **débito-dependentes**, o fluxo de oxigénio é de tal forma elevado que arrasta na totalidade o CO₂ durante a pausa expiratória. Os gases expirados são depois evacuados por uma abertura no mecanismo extracção. Nos sistemas **débito-independentes**, os gases expirados são direccionados para uma parte do circuito anestésico (sistema de

extracção ou canister com carvão activado) graças a uma válvula unidireccional. Estes circuitos anestésicos permitem trabalhar com débitos de oxigénio mais baixos mas apresentam uma resistência respiratória mais elevada devido à presença de válvulas, o que pode causar fadiga respiratória quando utilizados em pacientes de pequeno porte (peso inferior a 7 Kg).

Os gases excedentários deverão ser colectados para o exterior por um sistema de evacuação. A extracção poder ser activa graças a uma ligeira pressão negativa de sucção ou passiva. Existem também no mercado canisters de carvão activado (Fig. 3) que retiram dos gases eliminados os anestésicos halogenados. Estes canisters podem ser conectados à saída do aparelho de anestesia e devem ser substituídos cada 12 horas.

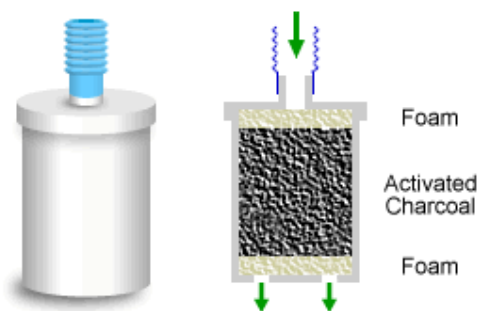


Figura 3 - Canister de carvão activado.

Os sistemas não-reinalatórios, sem reciclagem do ar expirado são então destinados a cães e gatos de pequeno porte (peso inferior a 7 Kg). Nestes circuitos o débito de oxigénio deve ser mantido a 1,5-4 vezes o volume tidal-minuto (dependendo do sistema utilizado) para permitir uma eliminação eficaz do CO₂, o que equivale a 150 a 400 ml/Kg/min de oxigénio. O interesse destes sistemas está sobretudo na sua simplicidade, na sua leveza e na sua fraca resistência respiratória sobretudo vantajosa em pacientes pequenos. Existem diversos modelos de sistemas, dos quais os mais importantes são classificados como sistemas Mapleson (A, B, D, E e F) (Fig. 4). Os três tipos mais utilizados são o Mapleson E ou circuito T de Ayres, o Mapleson D ou circuito de Bain e o Mapleson A ou circuito de Magill.

O circuito T de Ayres, pode apresentar-se em 4 configurações, dependendo do volume do tubo expiratório. Na configuração mais simples, o tubo expiratório excede o volume tidal do paciente e não existe balão ou válvulas expiratórias. A configuração mais utilizada designa-se T de Ayres com modificação de Jackson Rees e apresenta na extremidade do tubo

expiratório um balão aberto ou com válvula expiratória. Esta configuração permite ventilação por pressão positiva intermitente e os movimentos do balão durante o ciclo respiratório permitem que funcione como monitor respiratório. Este circuito anestésico devido ao reduzido espaço morto e baixa resistência é ideal para gatos, cães pequenos (menos de 5 Kg), neonatos e aves. Embora se possa utilizar em animais pesados, torna-se demasiado dispendioso a sua utilização em animais com mais de 10 Kg, devido ao maior débito de oxigénio. No entanto em pacientes geriátricos, a presença de astenia muscular diminui a capacidade de vencer a resistência respiratória dos circuitos anestésicos circulares, pelo que, nesta situação, o circuito T de Ayres pode ser utilizado em pacientes com peso superior a 10 Kg.

A extracção de gases expiratórios é possível pela ligação a sistemas de extracção de gases. Os fluxos de oxigénio deverão ser superiores ao produto de 2,5 a 3 por volume minuto para prevenir reinalação de gases expiratórios.

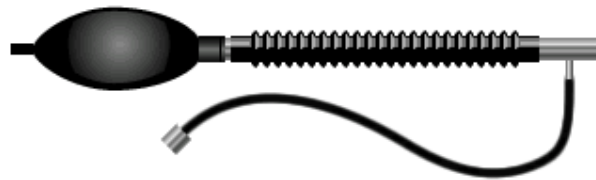


Figura 4 - Circuito T-Ayres com modificação de Jackson-rees

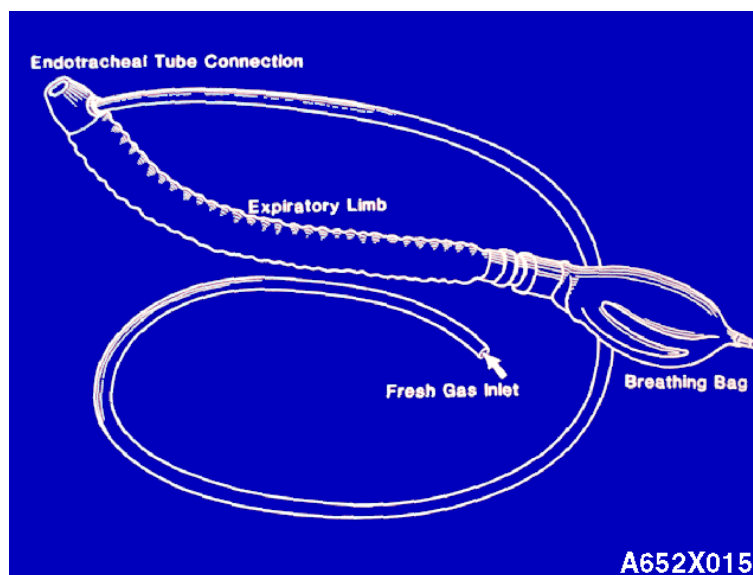


Figura 5 - Circuito T-Ayres com modificação de Jackson-rees (pormenores dos diversos componentes).

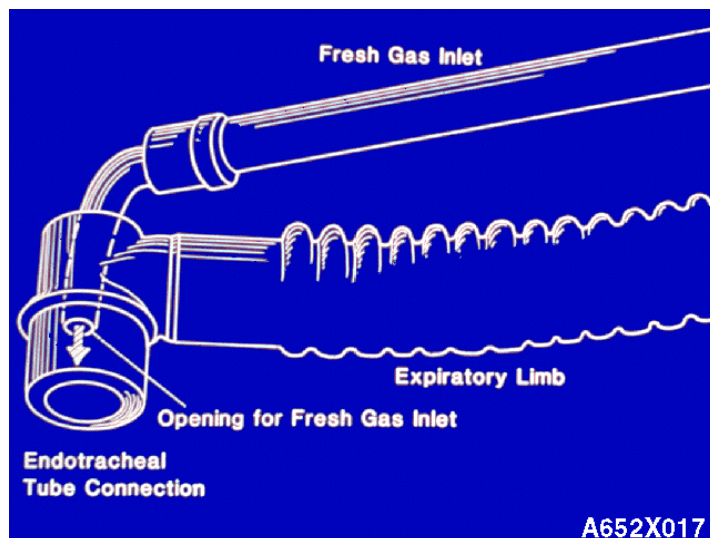


Figura 6 - Circuito T-Ayres, conexões dos diversos componentes.

O circuito de Bain é semelhante a um circuito T de Ayres, apresentando, no entanto, uma geometria coaxial ou seja apresenta um tubo inspiratório no interior de um tubo expiratório. No circuito de Bain, o tubo expiratório termina num balão reservatório com uma válvula expiratória. O fluxo a utilizar neste circuito é de 1,5 pelo volume minuto, o que equivale a um fluxo de 150-200 ml/Kg/min. A geometria coaxial deste circuito permite o aquecimento dos gases inspirados pelos gases expirados, contribuindo para a conservação da temperatura do paciente. Devido à baixa resistência respiratória e reduzido espaço morto são indicados para gatos e cães com um peso entre 5 e 15 Kg.

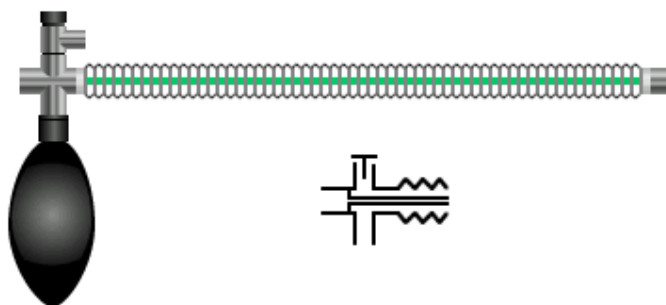


Figura 7 - Circuito de Bain.

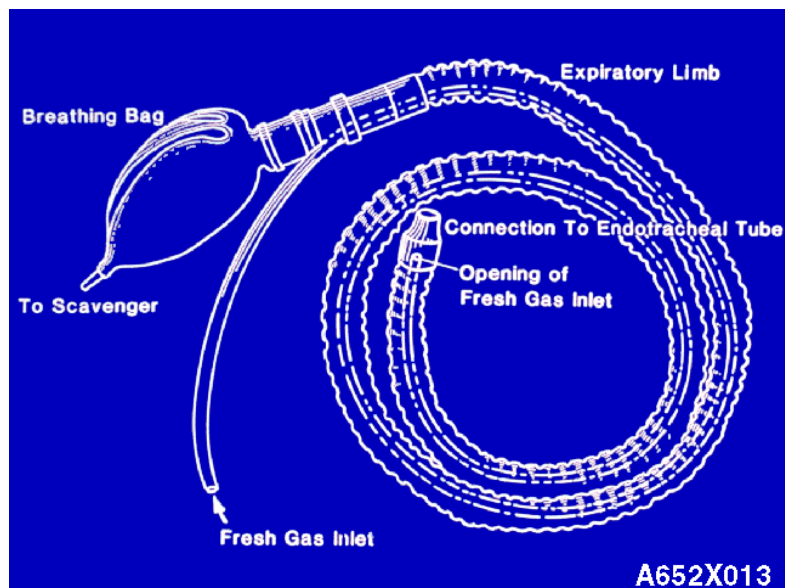


Figura 8 - Circuito de Bain (diversos componentes).



Figura 9 - Circuito de Bain modificado ou “mini-Bain”.

O sistema de Magill (Fig. 10) consiste num balão reservatório (B: volume 3 a 6 vezes o volume tidal) e um tubo corrugado (R) que acaba numa válvula expiratória (V) que está próxima da ligação ao tubo endotraqueal (P). Na válvula expiratória deverá ser ligado um sistema de extracção de gases para evitar a poluição do ambiente. Neste sistema o tubo corrugado deverá exceder o volume tidal do paciente para evitar reinalação de gases expirados. O fluxo de oxigénio a utilizar neste sistema deverá ser igual ou exceder o volume minuto (300 ml/kg/min). O espaço morto mecânico, a inércia e a resistência expiratória deste sistema são características que excluem o seu uso em gatos e em cães com peso inferior a 5 Kg. A localização da válvula de Heidbrink (próxima da cabeça do paciente) é inconveniente para a exaustão de gases especialmente em situações de cirurgia da cabeça. Este sistema não deve ser usado de forma prolongada para ventilação por pressão positiva intermitente (VPPI) porque os gases alveolares são reinalados causando hipercapnia. Esta situação pode ser prevenida utilizando-se fluxos de O₂ mais elevados e alterando-se o padrão de ventilação é

possível realizar VPPI sem causar hipercapnia. No entanto não é recomendado o seu uso em VPPI quando existem outros sistemas anestésicos mais adequados a esta função.

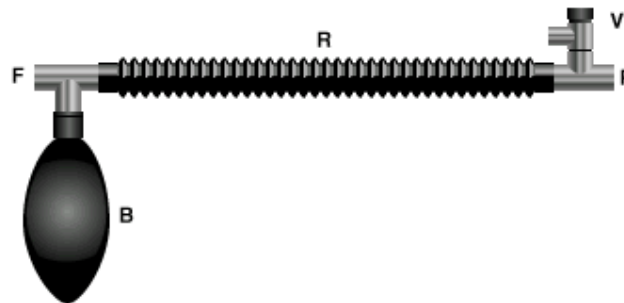


Figura 10 - Circuito de Magill.

Existe uma versão coaxial do circuito de Magill, o sistema de Lack que ultrapassa as desvantagens deste último. Este sistema apresenta como diferenças em relação ao Magill um tubo expiratório extra em que a válvula pop-off se encontra no extremo mais afastado do paciente e próximo do balão respiratório. Este tipo de sistema pode ser formado por 2 tubos paralelos (sistema de Lack paralelo, Fig. 12) ou colocando um tubo expiratório dentro do tubo inspiratório (sistema de Lack coaxial, Fig. 11). As principais vantagens do sistema de Lack são o seu baixo peso e a posição do balão/válvula expiratória afastados do paciente o que facilita o seu manuseamento e extração de gases.

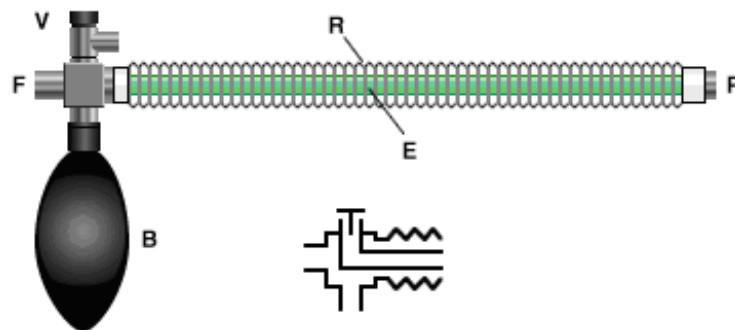


Figura 2 - Circuito de Lack.

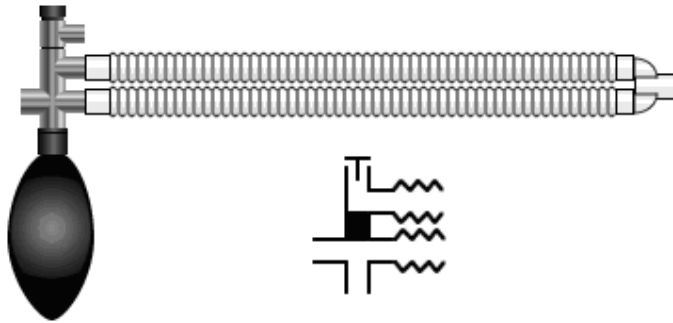


Figura 12 - Circuito de Lack paralelo.

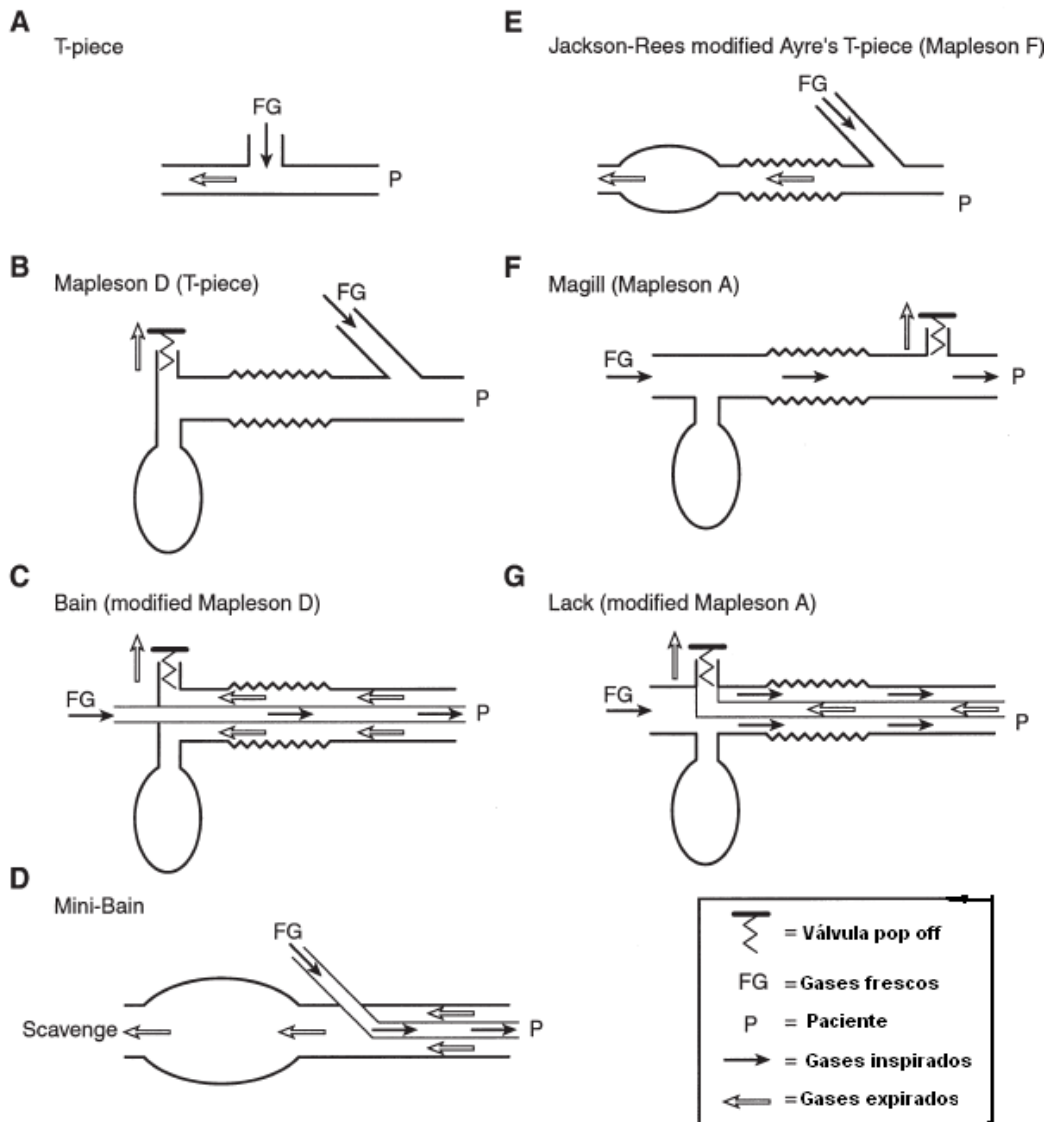


Figura 13 – Diagrama ilustrativo dos vários sistemas anestésicos não-reinalatórios ou de Mapleson (adaptado de Lerche *et al*, 2000).

Os circuitos anestésicos circulares ou fechados, também designados por circuitos filtro, são constituídos por sete componentes através dos quais o fluxo de gases é mantido unidireccional através de duas válvulas unidireccionais (Fig.14): (1) entrada de oxigénio, (2,3) válvulas unidireccionais de inspiração e expiração, (4) válvula de evacuação/extracção de gases, (5) o conector em forma de Y, (6) o balão reservatório e o (7) recipiente de cal sodada (canister).

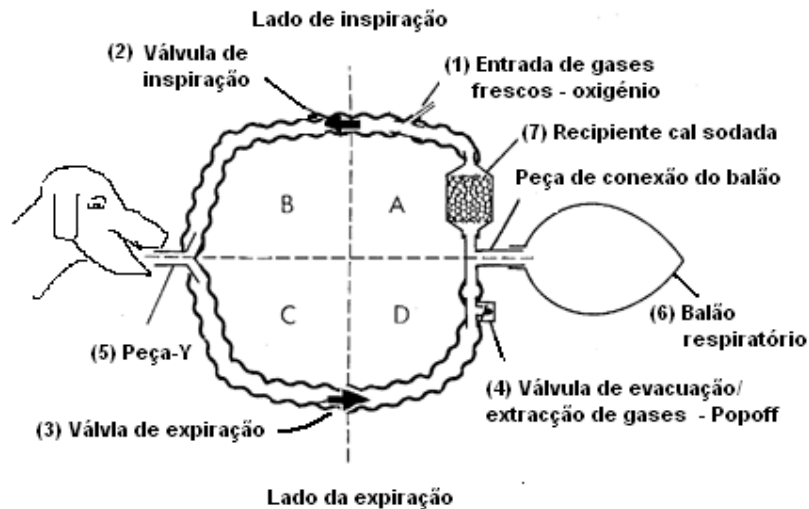


Figura 14 - Componentes dum circuito anestésico circular (ver explicação no texto).

- 1- A entrada de oxigénio é o tubo que se liga do reservatório de oxigénio ao aparelho de anestesia propriamente dito.
- 2- Válvulas unidireccionais são constituídas por discos de plásticos transparentes que se encontram situados no interior de outras estruturas igualmente transparentes (Fig. 15).

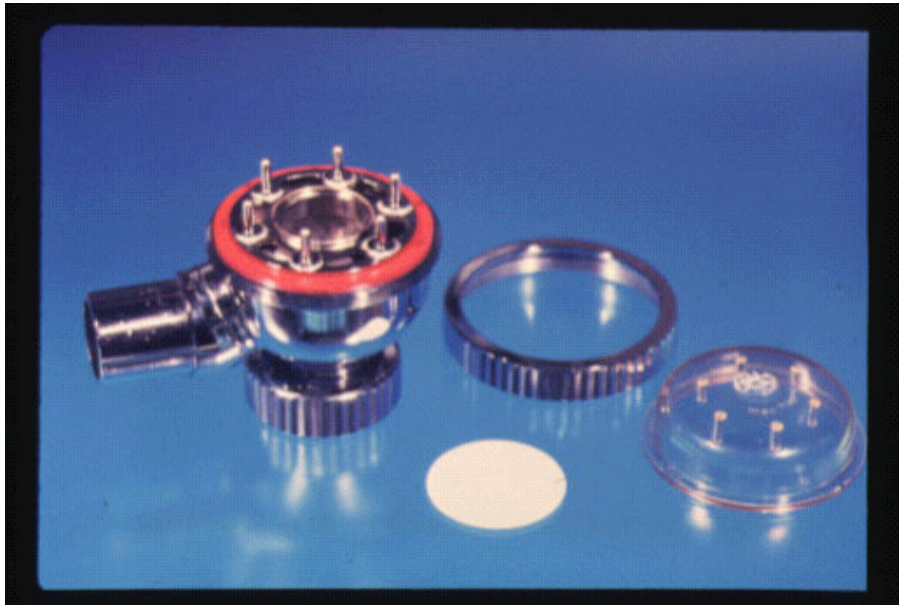


Figura 15 - Componentes duma válvula unidireccional desmontada.

- 3- Conector em forma de Y, é a peça do circuito que liga a parte inspiratória e a parte expiratória com o tubo endotraqueal ou máscara. Em sistemas circulares pediátricos existe um tabique divisorio que separa o fluxo inspiratório e expiratório e reduzir deste modo o espaço morto.



Figura 16 – Conector em Y

- 4- Válvula de evacuação ou extracção (Popoff) abre-se para permitir a saída do excesso de gás quando se usa o sistema semi-fechado, assim como na fase de desnitrogenação e encerra-se quando se quer fazer ventilação intermitente por pressão positiva. A esta válvula deve ser ligado um tubo de extracção de gases

que sai da sala de cirurgia ou ser conectado um filtro de carvão activado para impedir a poluição do ambiente da sala de cirurgia.

- 5- Balão reservatório: permite aplicar pressão positiva de ventilação. O seu volume deve ser igual a 3 a 6 vezes o volume tidal do paciente. Se um balão tem um volume excessivo aumenta-se o volume do circuito e os movimentos respiratórios são menos óbvios e a ventilação artificial torna-se mais difícil. Os balões pequenos podem colapsar durante inspirações profundas e distender-se excessivamente durante a expiração.
- 6- Recipiente de cal sodada (Caníster): contem no seu interior a cal sodada que tem a função de retirar o CO₂ do ar expirado. Estes recipientes devem ser preenchidos com 50% de grânulos e 50% de espaço livre. Tendo como objectivo garantir uma boa absorção de CO₂ é necessário um volume mínimo de cal sodada que seja o dobro do volume tidal. Para uma óptima eficiência de absorção, o ratio altura/largura deve ser 1:1 ou superior. São utilizados indicadores de pH no caníster que tem a capacidade de mudar de cor (a cor lilás ou violeta são as mais utilizadas) quando a cal sodada perde as suas propriedades de absorção de CO₂. Os canisters para sistemas circulares podem ter dois compartimentos: quando o absorvente de um compartimento fica exausto, este é despejado. Após novo enchimento, o caníster é colocado numa posição invertida de modo que os gases expirados passem pela cal sodada parcialmente usada, saturando-a completamente. Alguns sistemas circulares podem ter um interruptor de *by-pass* que inclui ou exclui o canister do circuito. Este dispositivo pode ser utilizado após ventilação artificial, quando os níveis de CO₂ são demasiado baixos para estimular a ventilação espontânea. Colocando o canister na posição *off* leva a uma elevação do CO₂ dentro do sistema sem reduzir o fluxo de oxigénio e de anestésico. Em sistemas circulares de pequenos animais, o volume do canister é de 1,5 L e aceita 1,35Kg de cal sodada; nos sistemas de grandes animais os volume é de 5 L e pode aceitar 2 a 5 Kg de cal sodada.



Figura 17 - Imagem de canister com cal sodada.

- 7- Os tubos de inspiração e expiração são corrugados para evitar o colapso do seu lúmen, no entanto tem a desvantagem de gerar um fluxo turbulento que aumenta a resistência respiratória. Tubos com diâmetro inferior ou igual a 22 mm são adequados para animais de companhia e pequenos ruminantes. Para bovinos e equinos, os tubos devem ter 50 mm de diâmetro adequado.

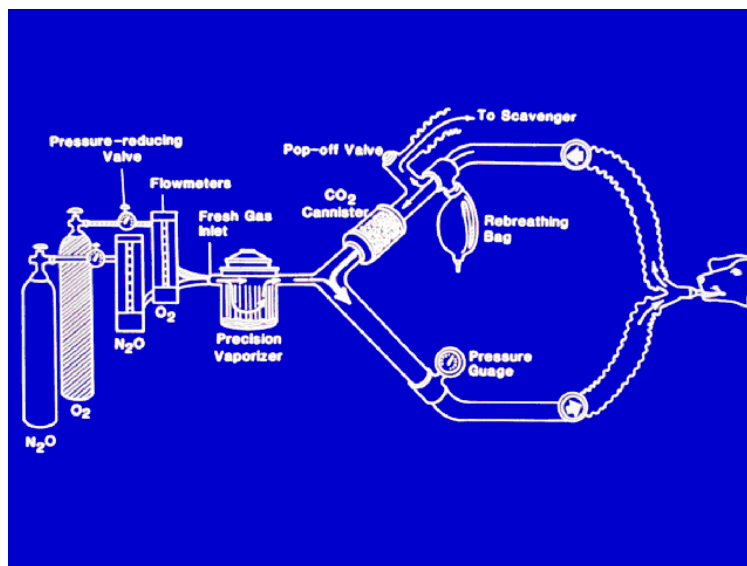


Figura 18 - Circuito circular (diversos componentes).

Os gases expirados, ao passarem através do canister contendo cal sodada, ficam livres de CO₂ antes de atingirem o balão reservatório. A composição dos gases inspirados a partir do balão reservatório é determinada pela composição dos gases expirados, reciclados e desprovidos de CO₂, e dos gases frescos introduzidos no circuito.

Os circuitos com re-inalação podem então ser utilizados de duas formas: em circuito fechado ou em circuito semi-fechado.

Na forma fechada os gases frescos que entram no circuito substituem exactamente o oxigénio e o anestésico que o animal vai consumindo. As necessidades em oxigénio oscilam entre os 5 e 10 ml/Kg/min; no entanto, o débito total de oxigénio não deve ser inferior a 0,5 L/min para permitir manter a concentração de anestésico volátil arrastado pelo fluxo de oxigénio. Para que o circuito esteja completamente fechado a válvula de esvaziamento tem que estar em posição fechada.

No sistema semi-fechado, a quantidade de gases frescos introduzidos no circuito excede a quantidade consumida pelo animal. O excesso de oxigénio introduzido no sistema ou seja a parte que supera as necessidades basais (> 10 ml/Kg/min) sai pela válvula de evacuação, que deve estar em posição aberta. Esta é a forma mais simples de utilizar o circuito circular e a mais frequentemente utilizada. Os sistemas fechados devido à resistência oferecida pelas válvulas unidireccionais adicionada à resistência do canister, assim como o espaço morto gerado pela peça em Y, dificultam a função respiratória do paciente e não são aconselhados para animais com um peso inferior a 15 Kg. Existe disponível uma versão coaxial (tubo inspiratório dentro de tubo expiratório) do circuito fechado que tem a vantagem de administrar os gases inspirados aquecidos pelos gases expirados.

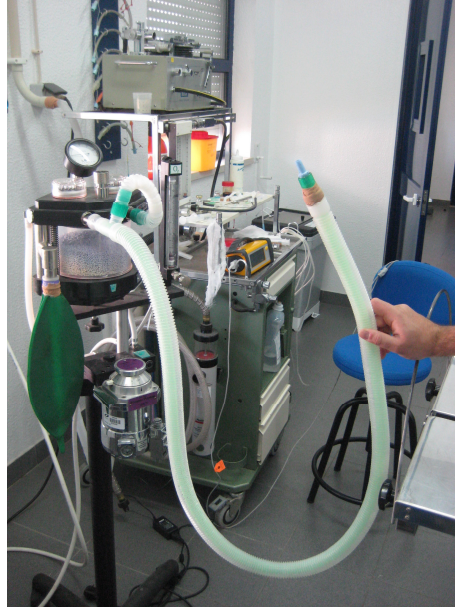


Figura 19 - Circuito circular, versão coaxial.

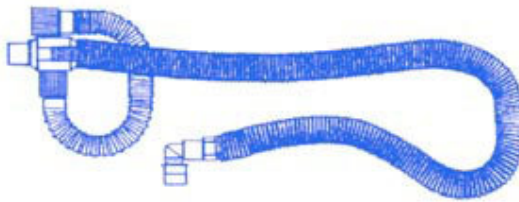


Figura 20 - Circuito circular, versão coaxial.

Durante a utilização de circuitos circulares ou fechados, o animal apresenta no início da anestesia os pulmões repletos de ar atmosférico (rico em azoto). Nesse período inicial da anestesia, o paciente liberta grandes quantidades de azoto que está presente no ar atmosférico mas não nos gases anestésicos. A presença deste gás pode interferir com os níveis de oxigénio que chegam ao animal e provocar hipoxémia. Para contrariar esta situação é aconselhável limpar o circuito anestésico abrindo a válvula de evacuação ou extracção e comprimindo o balão reservatório cada 3 minutos durante os primeiros 15 minutos de anestesia e depois cada 30 minutos. Deve-se igualmente administrar fluxos elevados de oxigénio (150-200 ml/Kg/min) durante os primeiros 15 minutos de anestesia.

Após esta fase de desnitração, os fluxos de oxigénios podem ser reduzidos para valores basais e a válvula de evacuação é fechada ou semi-fechada e os gases expirados são reciclados. No fim da anestesia, o sistema é novamente aberto e o débito de oxigénio é aumentado para diluir e expulsar o anestésico volátil presente no circuito.

Um erro frequente na utilização deste circuito consiste em aumentar o débito de oxigénio para corrigir estados de hipoxémia do paciente, sendo no entanto importante para este processo a concentração de oxigénio nos gases inspirados. Se a saturação de hemoglobina em oxigénio ultrapassar os 95% nos primeiros minutos de anestesia, a taxa de administração de 10 ml/Kg/min é suficiente para satisfazer as necessidades basais do animal num circuito sem fugas. Se o animal permanece hipóxico, isto poderá dever-se provavelmente a patologia respiratória e/ou cardio-vascular e não a insuficiência no débito do oxigénio.

A verificação do bom funcionamento de circuito circular e a sua preparação antes da anestesia são essenciais. Uma verificação completa em 14 pontos é aconselhada no início de cada semana (ver anexo).

3.3 Intubação endotraqueal

No momento em que o paciente perdeu a consciência, após a indução anestésica com anestésico intravenoso ou de inalação, procede-se à realização da intubação endotraqueal. Este procedimento realiza-se apenas quando forem perdidos os reflexos protectores das vias aéreas (reflexo laríngeo).

Os principais tubos utilizados no cão e no gato são os tubos de Murphy e Magill (Fig. 21). Os tubos de Murphy caracterizam-se pela presença de um “olho” de Murphy que permite a passagem dos gases anestésicos mesmo que o orifício terminal esteja obstruído e pela presença de um cuff insuflável (excepto em tubos cujo o diâmetro interno seja muito reduzido). São de silicone, mas também existem em PVC. Existem também reforçados por uma espiral de metal no seu corpo que previne o seu colapso aquando da flexão cervical do paciente.



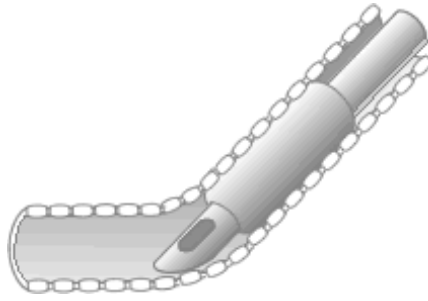


Figura 21 - Tubos endotraqueais de Murphy.

Os tubos de Magill (Fig. 22 e 23), apresentam como principal diferença, a ausência do olho de Murphy na sua extremidade. Estes tubos são em geral de borracha e são mais rígidos e opacos do que os tubos de Murphy. São mais susceptíveis ao colapso e á formação de fissuras do que os anteriores. A sua limpeza e desinfecção são mais difíceis do que nos tubos de Murphy.



Figura 22 - Tubos endotraqueais de Magill sem cuff.



Figura 23 - Tubos endotraqueais de Magill com cuff.

Aconselha-se a utilização de tubos com *cuffs* de alto volume e baixa pressão, por apresentarem uma grande superfície de contacto com a traqueia exercendo uma pressão suave sobre a sua mucosa, diminuindo o risco de traqueíte isquémica.

A selecção dos tubos é feita pelo seu comprimento e diâmetro interno. O comprimento ideal do tubo deve ser igual ao comprimento que vai desde os incisivos até ao nível do acrómio ou espinha da escápula. O diâmetro geralmente utilizado para a selecção dos tubos é o diâmetro interno (DI), que deve ser o maior possível sem provocar lesões laríngeas (aquando da introdução) ou traqueais (por compressão uma isquémia ou necrose traqueal). A

escolha do DI do tubo endotraqueal está dependente da espécie, raça e peso do animal (Tabela 1). Para a espécie canina, os DI utilizados variam entre 4 a 16 mm enquanto na espécie felina a variação é menor e os tubos utilizados tem um DI que varia entre 3 a 5 mm em média. Em raças braquicefalicas, os diâmetros do tubo endotraqueal utilizado serão menores do que para um animal do mesmo peso.

A escolha dos tubos endotraqueais pelo peso (como se observa na tabela 1) é apenas orientativa e deve ser adaptada à conformação e diâmetro traqueal de cada animal. Na prática sugere-se a pré-escolha de dois tubos endotraqueais de tamanhos diferentes antes da intubação, de modo a rapidamente poder optar pelo que melhor se adapte ao calibre da traqueia do animal.

Espécie	Peso (Kg)	DI (mm)
Gatos	1	2
	2	2,5
	3	3
	4	3,5
	5	4
	6	4
Cães	2	3
	4	4
	7	5
	9	5,5-6
	12	6
	14	6,5
	18	7
	20	7,5
	22	8-8,5
	25	10
	30	11
	35	11
	40	12
	50	14
60	14	
70	16	

Tabela 1 – Relação do peso e diâmetro do tubo endotraqueal.



Figura 24 – Intubação endotraqueal em decúbito esternal.

A intubação endotraqueal (Fig. 24), deverá ser efectuada com a mandíbula relaxada, adicionalmente os reflexos laríngeos deverão ser abolidos antes de se iniciar este procedimento. Em relação ao posicionamento do paciente, não existe uma regra absoluta, podendo-se efectuar em decúbito lateral, dorsal ou esternal (mais frequente). A epiglote por vezes encontra-se coberta pelo palato mole devendo-se nesta situação baixar a base da epiglote com a lâmina do laringoscópio ou a ponta do tubo. Após a observação das cartilagens aritenoides e cordas vocais (Fig. 25), introduz-se o tubo na glote. Este é fixado à mandíbula (imediatamente caudal aos caninos) ou à maxila após verificação visual da correcta intubação traqueal e insuflação do cuff.



Figura 25 – Imagem da orofaringe e laringe de cão.

A extremidade distal do tubo deverá ficar ao nível dos incisivos. Se uma grande porção do tubo para além deste nível, aumenta-se o espaço morto mecânico e diminui-se a eficácia da ventilação. A introdução profunda do tubo, poderá resultar em intubação brônquica (sobretudo em tubos de menor DI).

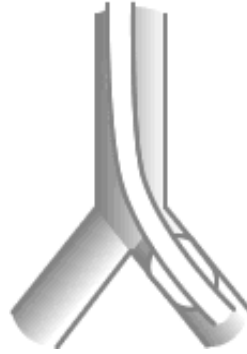


Figura 16 – Intubação brônquica.

No gato, a intubação endotraqueal é mais difícil devido a presença de laringoespasmos (contração espasmódica dos músculos responsáveis pelo encerramento da glote e adução das aritenoides) mesmo em planos de anestesia cirúrgica. Para prevenir este problema, está indicada a utilização de 0,1 ml de lidocaína a 2% sobre as aritenoides e epiglote. Nestes pacientes a intubação poderá igualmente ser facilitada pela utilização de um estilete ou guia. Se a glote estiver encerrada, a intubação não deverá ser forçada. A compressão delicada da parede torácica forçará a passagem do ar pela glote e a sua abertura. A fixação do tubo será feita na mandíbula ou atrás das orelhas.

Existem complicações decorrentes da intubação endotraqueal. A oclusão do tubo por excessiva pressão interna do *cuff* ou por flexão cervical (por exemplo aquando da colheita líquido céfalo-raquidiano) exagerada são as mais frequentes. A intubação brônquica (Fig. 26) pode acontecer quando se introduz o tubo profundamente na traqueia, conduzindo a uma ventilação pulmonar unilateral e por consequência a hipoxémia.

A rotura da traqueia, surge como consequência de uma intubação traumática sendo mais frequente no gato. A necrose e ulceração da traqueia são outras das complicações traumáticas deste procedimento e ocorrem quando a pressão do *cuff* ultrapassa a pressão de perfusão dos tecidos conduzindo a isquémia da parede da traqueia. Esta complicação é actualmente mais rara devido a utilização de *cuffs* de baixa pressão.

4. Fundamentos de monitorização anestésica

4.1. Introdução

O objectivo da anestesia é providenciar hipnose, amnésia, analgesia e relaxamento muscular reversíveis com um risco mínimo para o paciente. A monitorização anestésica pode-se definir como a aplicação de técnicas físicas ou instrumentais com o objectivo de vigiar a evolução das constantes vitais de um paciente durante a anestesia e recuperação anestésica tendo como metas:

1. Reconhecer precocemente complicações e acidentes anestésicos
2. Avaliar a sua gravidade e considerar as várias opções terapêuticas para as resolver
3. Valorizar a resposta à terapêutica instituída.

A monitorização começa no período pré-anestésico quando o paciente é avaliado para determinar a existência de patologias. A magnitude da patologia e a extensão até que ponto podem comprometer a resposta do paciente à anestesia e ao procedimento cirúrgico são estimadas através da classificação ASA (ver anexo I). Esta avaliação pré-operatória define a selecção e dose das drogas a utilizar, o nível de monitorização e o suporte de determinadas funções vitais do paciente. A monitorização anestésica eficaz deve permitir a detecção precoce de complicações anestésicas antes que atinjam graus severos.

4.2. Monitorização básica

A **monitorização anestésica básica** baseia-se na inspecção, na auscultação e na palpação do paciente. Esta inclui **inspecção da função respiratória (frequência respiratória e padrão respiratório), da cor das membranas mucosas, do tempo de repleção capilar, da auscultação dos sons respiratórios, auscultação dos sons cardíacos e palpação do pulso periférico**. Actualmente com o aparecimento de monitores multifunções aconselha-se a adição destas ajudas mecânicas à monitorização básica por permitir uma informação adicional e mais precisa do *status* anestésico do paciente. No entanto os valores da monitorização instrumental devem ser confirmados pelos meios de monitorização anestésica básica.

O **estetoscópio esofágico** (Fig. 27) é um meio económico e útil na monitorização anestésica, consistindo num tubo com uma extremidade roma com uma série de orifícios próximos e um lúmen ligado às peças auriculares de um estetoscópio convencional. O tubo deve ser lubrificado e colocado no interior do esófago ao nível da base do coração. O comprimento do tubo a ser introduzido pode ser medido desde o focinho até ao 4º ou 5º espaço intercostal. Uma vez colocado, a sua posição pode ser ajustada até que os sons respiratórios e cardíacos sejam mais elevados. Este instrumento permite a obtenção de frequências cardíacas e respiratórias sem a necessidade de perturbar o campo operatório levantando os panos de campo. Adicionalmente, o volume e a intensidade dos sons cardíacos e respiratórios podem dar uma informação qualitativa da função cardíaca e respiratória. A informação obtida requer interpretação e melhora com a experiência do anestesista.



Figura 27 – Estetoscópios esofágicos de várias dimensões (adaptado de Flaherty & Musk, 2005)

4.3. Estádios e planos anestésicos

Para a indução de um estado de anestesia geral têm que estar presentes os seguintes componentes: hipnose, analgesia, relaxamento muscular e ausência de respostas reflexas. A presença de cada um destes componentes é variável de acordo com a combinação de drogas anestésicas, espécie e procedimentos executados. Historicamente, as alterações progressivas resultantes da administração de drogas anestésicas foram classificadas em 4 estádios. O reconhecimento dos sinais característicos destes estádios, após a administração das drogas

anestésicas, permite ao anestesista determinar se a depressão do sistema nervoso central foi atingida ou é insuficiente para o procedimento a executar.

Para efeitos descritivos, os níveis de depressão do sistema nervoso central induzidos pelos anestésicos foram classificados em **4 estádios** dependendo dos sinais neuromusculares exibidos pelos pacientes. A divisão entre os 4 estádios anestésicos não é estanque, havendo variação individual. A medicação pré-anestésica, as drogas anestésicas, a oxigenação, a retenção de CO₂ e o estado físico do paciente modificam os sinais neuromusculares.

O **estádio I** é designado por **estádio de movimento voluntário ou de excitação voluntária** e é definido como o intervalo de tempo entre a administração do anestésico e a perda de consciência. Animais nervosos/excitados tendem a resistir à perda de consciência e podem debater-se de forma violenta e suspender de forma consciente a respiração por curtos períodos de tempo. Neste estágio a libertação de adrenalina causa taquicardia e midríase. Com o aproximar do estágio II, o animal torna-se progressivamente atáxico, perde os reflexos posturais e assume o decúbito lateral.

O **estádio II**, denomina-se o **estádio de delírio ou de movimento involuntário**. Por definição este estágio compreende o período de tempo entre a perda de consciência e o início de um padrão respiratório regular. O paciente anestesiado neste estágio reage a estímulos externos com hiperventilação; pode observar-se taquicardia e, por vezes, podem ocorrer arritmias nesta fase. Neste estágio e em algumas espécies, como os ruminantes e o gato, a salivação pode ser excessiva. Os reflexos palpebrais e corneanos estão presentes e são intensos. O tônus mandibular está presente e os animais resistem à intubação endotraqueal podendo neste caso produzir-se vômito no cão e gato e regurgitação nos ruminantes.

O **estádio III** é considerado o estágio de anestesia cirúrgica e é caracterizado pela perda de consciência com progressiva depressão dos reflexos. O relaxamento muscular desenvolve-se, a ventilação torna-se regular e lenta e os reflexos do vômito e deglutição são inibidos. Em anestesiologia humana, este estágio pode ser dividido em planos de 1 a 4 que conferem maior definição deste estágio. Outros autores sugerem uma classificação deste estágio em anestesia cirúrgica superficial, média e profunda.

A anestesia média é caracterizada por progressiva paralisia dos intercostais (transição de respiração toraco-abdominal para respiração abdominal) enquanto a anestesia profunda apresenta uma respiração diafragmática ou abdominal.

O **plano médio de anestesia cirúrgica** corresponde ao plano 2 do estágio III caracteriza-se por uma frequência respiratória e cardíaca estável, estando ausentes o reflexo de deglutição e laríngeo. O reflexo palpebral está presente embora muito diminuído, mantendo-se, no entanto, o reflexo corneano. A posição do globo ocular altera-se, apresentando-se rodado ventro-medialmente e a pupila fica em miose ou com diâmetro normal. As pálpebras durante este estágio encontram-se encerradas e a terceira pálpebra cobre grande parte da córnea. O relaxamento muscular e a analgesia deste plano são suficientes para a realização da maior parte dos procedimentos cirúrgicos.

O plano profundo de anestesia cirúrgica (plano 3 do estágio III) é caracterizado por uma perda de função dos músculos intercostais e respiração abdominal, regista-se adicionalmente uma perda do reflexo corneano, bem como a presença de uma pupila centrada e dilatada.

No **estádio IV**, o sistema nervoso central está extremamente deprimido e o animal entra em apneia. A paragem cardíaca surge pouco tempo depois da apneia e a pressão arterial desce para valores de choque. O tempo de repleção capilar está marcadamente diminuído e as pupilas estão dilatadas. Os esfíncter anal e da bexiga relaxam. Este estágio poderá ser reversível se a administração do anestésico volátil for interrompida e a ventilação artificial for iniciada.

Estes estádios serão mais aparentes e definidos na anestesia volátil provavelmente porque é necessário um período de tempo considerável para que se atinjam níveis significativos de concentração anestésica no SNC. Isto permite distinguir os vários sinais neuromusculares que surgem ao longo do tempo de anestesia. Quando se utilizam anestésicos injectáveis (ex: anestésicos dissociativos), a avaliação dos sinais de depressão anestésica é mais difícil porque a os sinais neuromusculares não estão uniformemente presentes.

Reflexos	ANESTESIA		
	Superficial	Média (cirúrgica)	Profunda
Palpebral	+	-	-
Conjuntival	+	±	-
Corneal	+	+	-

Tabela 2 - Relação entre os planos anestésicos e os diversos reflexos oculares.

5. Monitorização instrumental ou mecânica

As razões que justificam a aquisição de equipamentos de monitorização podem-se resumir-se às seguintes:

- Alguns parâmetros clínicos como por exemplo o end-tidal CO₂ (ETCO₂) só podem medir-se com auxílio de instrumentos.
- Os monitores são mais sensíveis do que os nossos sentidos para valorizar alterações de alguns parâmetros clínicos. A pulsoximetria tem a capacidade de detectar diminuições na saturação de O₂ (SaO₂) antes que se detecte a cianose.
- Em geral quanto mais completa for a informação do paciente mais precisa será a intervenção terapêutica.
- A informação é objectiva e obtêm-se de forma rápida.

Em medicina humana, recomendam-se padrões mínimos de monitorização anestésica que são difíceis de atingir em medicina veterinária mesmo em países com um nível financeiro elevado. A associação americana de anesthesiologistas elaborou padrões mínimos para monitorização intra-operatória básica que devem ser respeitados para minimizar a prevalência de acidentes anestésicos.

5.1. Monitorização da função respiratória.

A monitorização da função respiratória pode ser feita a vários níveis. Actualmente existem disponíveis no mercado **monitores de apneia** que nos dão leituras da frequência respiratória, estão também disponíveis pulsoxímetros que indicam a % de saturação da hemoglobina (Hb) ou seja a capacidade de oxigenação dos tecidos pela Hb. A capnografia é outra metodologia disponível que nos dá informações sobre a capacidade ventilatória e de hematose alveolar do pulmão através da medição do CO₂ no final da expiração que não é mais do que uma medida indirecta da pressão parcial de CO₂ no sangue arterial.

Os **monitores de apneia** ou **de frequência respiratória**, incluem uma sonda/sensor de temperatura que se adapta à saída do tubo endotraqueal que é sensível às elevações de temperatura que ocorrem quando o ar é expirado (o ar da expiração apresenta uma temperatura superior ao da inspiração) e emitem por esse mecanismo um som a cada

expiração. Estes monitores para além das leituras da frequência respiratória conseguem emitir um alarme de apneia se pré-programados para um determinado período entre expirações. A informação fornecida por estes monitores pode ser facilmente substituída pela observação dos movimentos do balão do circuito anestésico.

Do oxigénio em circulação no sangue, 98% é transportado ligado a Hb e apenas uma pequena parte é dissolvida no plasma. Pela medição da saturação da hemoglobina em O₂ podemos ter o conhecimento da capacidade de oxigenação dos tecidos desse paciente. A hemoglobina saturada e a sua forma insaturada absorvem a luz em diferentes comprimentos de onda e é nesta propriedade que se baseia a monitorização pelo **pulsoxímetro**. Existem 2 tipos de sonda, sondas de transmissão e de reflectância. As sondas de transmissão (Fig. 28) são as mais frequentes e consistem num lado por um díodo que emite luz vermelha e infravermelha (660 nm e 940 nm de comprimento de onda respectivamente) em várias centenas de flashes por segundo e no outro lado existe um fotoreceptor que determina a quantidade de comprimento de onda que passa pelo tecido (usualmente a língua, a orelha, o espaço interdigital não pigmentado e pregas de pele não pigmentadas). A absorção da luz faz-se não só pela Hb do sangue arterial (aquele que interessa avaliar) mas também pela Hb do sangue venoso/capilar e até pelo próprio tecido. Os pulsoxímetros tem a capacidade de ignorar a absorção de outras fontes e concentrar-se apenas na Hb do sangue arterial, avaliando apenas a absorção pulsátil (sangue arterial) e ignorando a absorção não pulsátil ou estática (sangue venoso e capilar). Através da comparação da absorção pelos tecidos dos dois comprimentos de onda, o monitor indica a percentagem de saturação da hemoglobina. Como o pulsoxímetro faz as suas leituras no fluxo sanguíneo pulsátil, este monitor indica também a frequência do pulso por minuto.

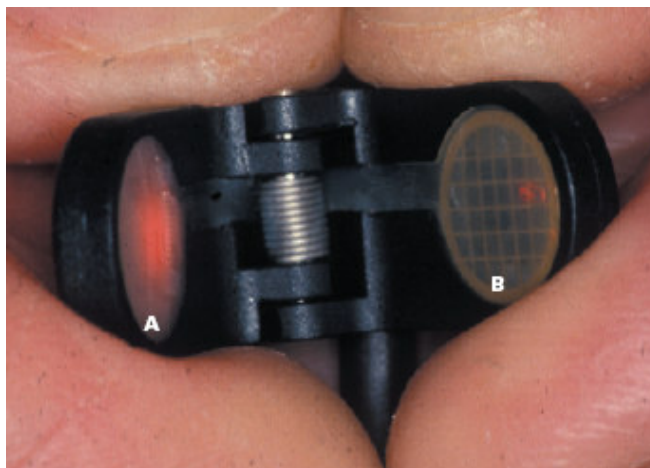


Figura 28 – Sonda de pulsoxímetro (adaptado de Flaherty & Musk, 2005)

Em geral, considera-se que um paciente anestesiado e respirando uma atmosfera rica em oxigénio deve apresentar valores de pulsoximetria superiores a **95%**. Contudo desde que os valores sejam **superiores a 90%** não existem motivos para a uma preocupação imediata. No entanto se os valores se situarem entre os 90 e 95% num paciente a respirar 100% de O₂, estes podem indicar a presença de patologia respiratória subjacente apesar de na maioria das vezes estes serem indicadores de um problema no posicionamento da sonda. Para evitar problemas na leitura da saturação, a sonda do pulsoxímetro deve ser mudada de local cada 10-15 minutos, para evitar fenómenos de vasoconstrição que causam leituras erradas. O humedecimento da superfície do tecido onde é realizada a leitura é outro factor que melhora a qualidade das leituras por este monitor. A **saturação de Hb inferior a 90% deve ser investigada imediatamente**. No caso dos animais pré-medicados com alfa-2 agonistas (ex: medetomidina) desenvolve-se uma vasoconstrição periférica que pode impossibilitar a leitura pelo pulsoxímetro.

A sonda do pulsoxímetro deve ser colocada num local apropriado para evitar erros na leitura. Um local não pigmentado e sem pele é em geral um sitio adequado. A língua é o local mais apropriado mas o pavilhão auricular, a prega interdigital, a mucosa vulvar e prepucial são alternativas apropriadas desde que não pigmentadas.

As falhas na leitura de um pulsoxímetro podem ser devidas aos seguintes factores:

- Local com pigmento ou pêlo
- Falta de perfusão do tecido (vasoconstrição associada à administração de alfa-2 agonistas ou hipotermia)

- Luz ambiente ultrapassa a intensidade da luz emitida pelos diodos
- Anomalias na hemoglobina (carboxihemoglobinemia ou metahemoglobinemia)
- Tamanho ou forma inadequada das sondas.

Para além da saturação de Hb e frequência de pulso, o pulsioxímetro poderá em alguns modelos mostrar uma curva de pulso, ou seja um gráfico do volume do pulso ao longo do tempo. (fig.29).

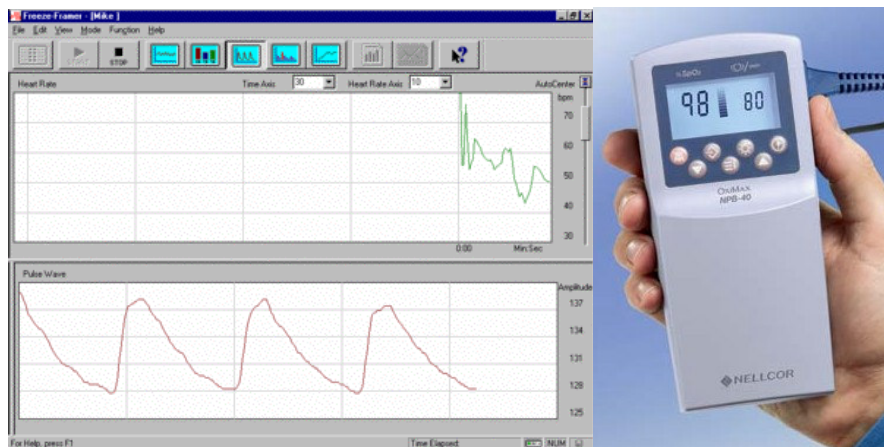


Figura 29 – Pulsioxímetro portátil e curvas de pulso.

A metodologia de referência para avaliar a adequação da ventilação, consiste na medição da pressão parcial de CO_2 (PaCO_2) no sangue arterial através de gasometria. Contudo esta técnica é invasiva, tecnicamente exigente e necessita de equipamento dispendioso. Uma técnica não-invasiva e alternativa é a **capnografia**. Em pacientes com pulmões normais, a concentração de CO_2 nos capilares pulmonares estará em equilíbrio com a concentração alveolar no final da expiração. Assim, pode ser obtida uma amostra de ar expirado e medida a sua concentração em CO_2 . A capnografia permite avaliar com um grau elevado de fiabilidade e de forma indirecta a PaCO_2 no sangue arterial e deste modo avaliar de forma não-invasiva a função ventilatória do paciente. Esta metodologia baseia-se na absorvância da luz infra-vermelha pelas moléculas de CO_2 em gases expirados. O capnógrafo é provido de uma sonda, que se coloca entre a saída do tubo endotraqueal e o analisador de gases. A presença da sonda aumenta o espaço morto anatómico no sistema anestésico, o que poderá ser significativo em pequenos pacientes. No entanto, actualmente, existem no mercado adaptadores com pequeno espaço anatómico morto. Os capnógrafos geram um gráfico da

concentração de CO₂ *versus* tempo durante o ciclo respiratório assim como um valor numérico do ETCO₂ (valor em mmHg do CO₂ do final da expiração), o que permite avaliar a adequação da ventilação do paciente anestesiado. Os valores normais de ETCO₂ em cães variam entre 35 e 45 mmHg; em gatos estes valores são ligeiramente mais baixos. Uma leitura superior a 45 mmHg é geralmente indicadora de hipoventilação, enquanto uma medida inferior a 35 mmHg indica hiperventilação.

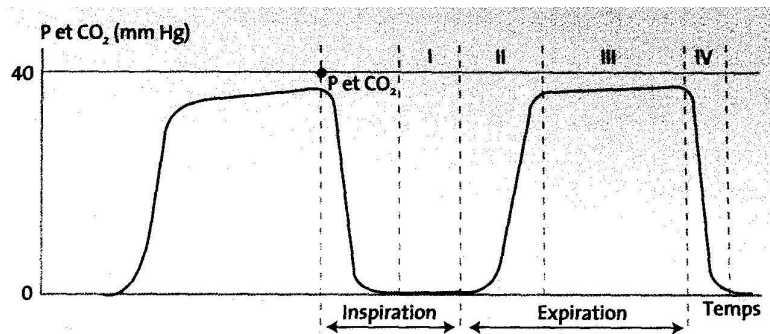


Figura 30 – Capnograma e as várias fases do ciclo respiratório (adaptado de Kona-Boun, 2007).

O valor de ETCO₂ poderá ser utilizado como uma informação indirecta da profundidade anestésica (em estádios profundos de anestesia o valor de ETCO₂ eleva-se acima de 45 mmHg). Em todos os pacientes, o valor de ETCO₂ reflecte o efeito de 3 processos:

- Metabolismo tecidual (produção de CO₂)
- Perfusão (fluxo sanguíneo transportando CO₂ dos tecidos via coração para os capilares pulmonares)
- Ventilação (transporte de CO₂ do alvéolo aos gases expirados).

Uma alteração no valor de ETCO₂, sugere uma alteração em um ou mais destes três processos. Apesar de a capnografia monitorizar essencialmente a função pulmonar, indica indirectamente a presença de um débito cardíaco. O valor de ETCO₂ fornece informação do grau de depressão respiratória presente contudo o traçado, o **capnograma** fornece também informações clínicas de interesse. Alterações do traçado do capnograma indicam certos eventos.

- A falha em retornar à linha base entre expirações, indica re-inspiração de gases expirados (fig. 31). O que pode estar associado a saturação da cal sodada, a falha nas válvulas unidireccionais de um sistema fechado, excesso de espaço morto e fluxo de O_2 insuficiente em sistemas abertos.

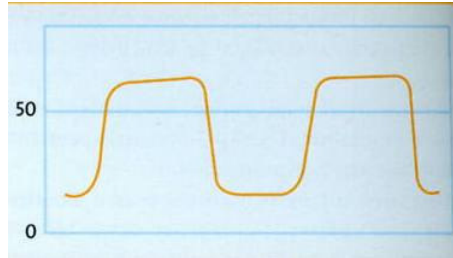


Figura 31 – Capnograma de re-inspiração de gases expirados (adaptado de Kona-Boun, 2007).

- A embolia pulmonar manifesta-se pela queda consecutiva ao longo de várias expirações dos valores (fig. 32) de $ETCO_2$, devido à diminuição da perfusão do pulmão pela artéria pulmonar.

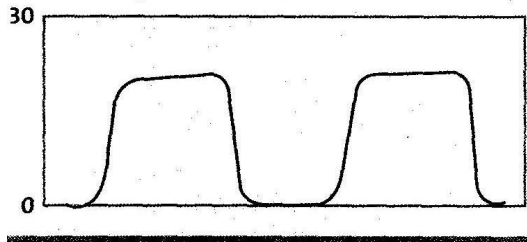


Figura 32 – Capnograma de embolia pulmonar (adaptado de Kona-Boun, 2007).

- Em casos de doença respiratória obstrutiva crónica ou broncoespasmo agudo, o traçado de capnograma (fig. 33) é característico com uma ligeira elevação no final do plateau expiratório.



Figura 33 – Capnograma de broncoespasmo ou doença respiratória obstrutiva crónica (adaptado de Kona-Boun, 2007).

- Os pacientes em ventilação por pressão positiva intermitente, podem contrariar a ventilação e este evento pode manifestar-se por oscilações sucessivas no plateau expiratório, formando um padrão em “bossa de camelo” (fig. 34).

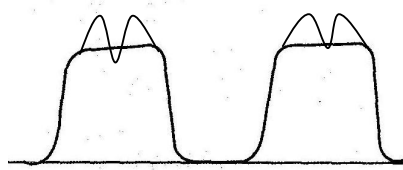


Figura 34 – Capnograma de ventilação por pressão positiva intermitente (adaptado de Kona-Boun, 2007).

- Uma variação normal no capnograma é a oscilação cardiogénica (fig. 35) do plateau alveolar que se manifesta por irregularidades na linha descendente do plateau alveolar. Estas oscilações são observadas em frequências respiratórias baixas e pensa-se que são causadas pelos batimentos cardíacos contra o pulmão numa fase expiratória prolongada que levam a expulsão de pequenas quantidades de CO₂.

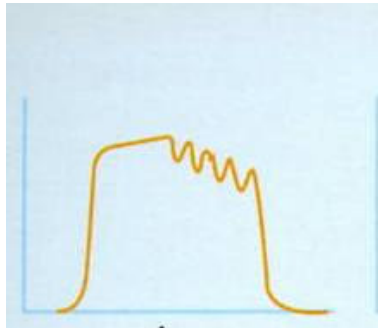


Figura 35 – Capnograma de oscilação cardiogénica (adaptado de Kona-Boun, 2007).



Figura 36 - Monitor multiparâométrico utilizado em anestesia veterinária.

5.2. Monitorização da função cardio-vascular.

A **electrocardiografia (ECG)** é um meio usual de monitorização da função cardiovascular no paciente anestesiado. Os aparelhos de ECG apresentam no entanto limitações uma vez que monitorizam apenas a actividade eléctrica do coração não nos dando informações sobre o débito cardíaco. Por exemplo, na condição designada por dissociação electromecânica (DEM) é possível observar uma actividade eléctrica cardíaca próxima do normal estando o coração em assistolia dando-nos assim uma falsa sensação de segurança.

Alterações na frequência e ritmo cardíaco são frequentes durante a anestesia, com uma incidência que varia entre 50 e 80%. Bradicardia, taquicardia e contracções ventriculares prematuras (CVP's) são as alterações mais frequentes. Algumas das alterações do ritmo cardíaco são detectáveis sem o auxílio de equipamentos de monitorização, contudo arritmias como as CVP's são difíceis de avaliar sem recorrer à electrocardiografia. Para os objectivos da monitorização anestésica a colocação de um sistema de três eléctrodos (ambos os membros torácicos e o membro pélvico esquerdo) é o suficiente. Anomalias no ritmo e frequência cardíaca são causados por vários factores (tabela 3), o seu desenvolvimento durante a

anestesia é usualmente devido a um plano inadequado de anestesia/analgesia, a hipóxia ou hipercapnia. Estes factores devem ser equacionados antes de uma intervenção farmacológica.

Causas frequentes de arritmias intra-anestésicas	
Plano inadequado de anestesia/analgésia	
Hipopoxemia	
Hipercapnia	
Hipotensão	
Hipotermia	
Hipertermia	
Alterações electrolíticas	
Miocardite traumática	

Tabela 3 – Causas de arritmias anestésicas.

Alterações de electrólitos, com particular atenção para o potássio extracelular poderão ser reveladas pela ECG (fig. 37); traçados característicos são observados especialmente no caso da hipercalemia. Em humanos, a ECG é utilizada para avaliar a hipoxia do miocárdio durante a anestesia; a elevação ou a depressão do segmento S-T do traçado do ECG é sugestivo da perfusão ou oxigenação inadequada do miocárdio. Por outro lado, as alterações do segmento S-T ocorrem com frequência em animais anestesiados e não são por essa razão um indicador fiável de hipóxia do miocárdio.

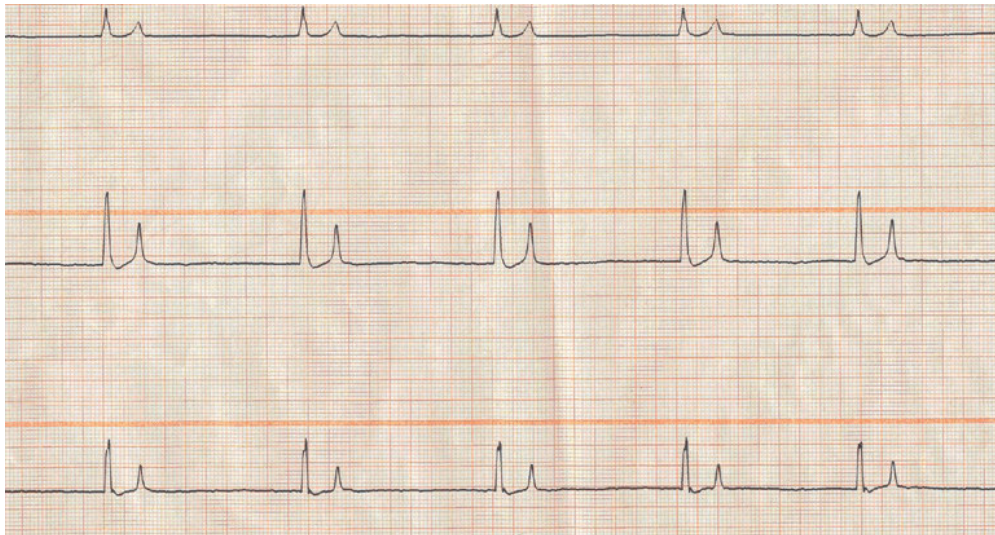


Figura 37 – Traçado de ECG apresentando bradicardia e elevação da onda T por hipercalemia (Flaherty & Musk, 2005).

A **pressão arterial** é o produto do débito cardíaco ou volume de ejeção pela resistência periférica vascular. Consequentemente a pressão arterial deve ser monitorizada durante a anestesia geral como meio indicador do **débito cardíaco e da perfusão tecidual**.

O tónus vascular, porque influencia a resistência vascular periférica, é um factor determinante na pressão arterial. No paciente anestesiado é possível obtermos valores normais ou elevados de pressão arterial com um baixo débito cardíaco associada a uma alta resistência vascular. Nestas circunstâncias, o fluxo sanguíneo tecidual pode estar comprometido, apesar de um valor normal da pressão arterial. Apesar da **monitorização da pressão arterial** ser um indicador do débito cardíaco e perfusão tecidual não deve ser vista de forma isolada. Existem formas grosseiras de avaliar o tónus vascular e a resistência vascular periférica, tais como o tempo de repleção capilar e a cor das mucosas. Actualmente já existem formas de monitorizar directamente o débito cardíaco, mas são demasiado dispendiosas e invasivas para aplicar na prática clínica diária. Apesar das limitações descritas anteriormente a monitorização da pressão arterial continua a ser o método padrão para avaliar o débito cardíaco e o fluxo sanguíneo tecidual.

$$\text{Pressão arterial} = \text{débito cardíaco (volume sanguíneo ejectado por minuto)} \times \text{resistência vascular total}$$

Equação 1 – Equação da pressão arterial

Durante a anestesia geral, a **pressão arterial sistólica** deve ser mantida acima de **80-90 mmHg** e a **pressão arterial média** acima de **60-70 mmHg** de modo a assegurar a uma perfusão tecidual suficiente para o cérebro e coração. **Pressões diastólicas** com valores abaixo de **40 mmHg** estão associadas a uma perfusão arterial coronária inadequada em humanos. Nos nossos animais domésticos não existem estudos que indiquem um valor correcto, mas o valor recomendado para humanos pode ser adoptado como aceitável. A hipotensão intra-operatória impede uma perfusão tecidual adequada e aumenta a morbidade peri-operatória. **A medição da pressão arterial pode ser feita de forma directa (invasiva) ou indirecta (não-invasiva).**

A monitorização directa dá-nos uma leitura de pressão arterial continuada e mais exacta quando comparada com a medição indirecta. A medição directa realiza-se canulando uma artéria periférica (ex: artéria dorsal do pé) e conectando a cânula a um transdutor que converte o sinal de pressão em sinal eléctrico, visualizado num monitor que mostra um traçado de pressão e os valores de pressão arterial sistólica, diastólica e média. Alternativamente, a cânula pode ser conectada a um manómetro aneróide (Fig. 38) que nos dá valores de pressão arterial média. Quer o transdutor quer o manómetro aneróide devem estar ao nível do coração quando se executarem medições. Para prevenir a formação de hematomas

após a retirada da cânula, deve exercer-se pressão sobre o local durante 5 minutos para permitir a hemostase.

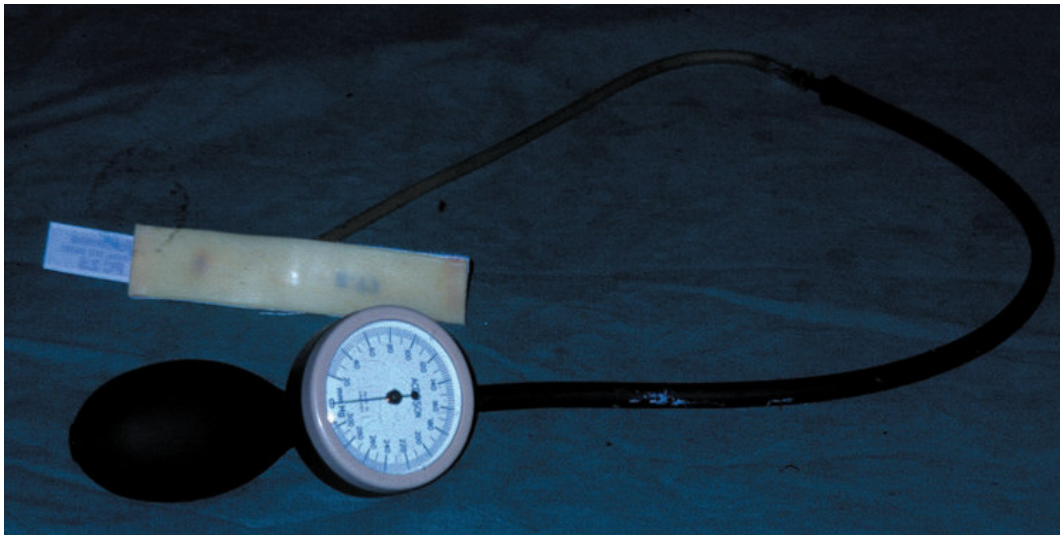


Figura 38 - Manómetro aneróide (adaptado de Flaherty & Musk, 2005)

A **monitorização indirecta da pressão arterial** é tecnicamente menos exigente do que a directa e apresenta menor morbilidade porque não é necessária a canulação arterial. Contudo, esta metodologia é menos fiável do que a directa e não dá leituras contínuas. Adicionalmente, a presença de arritmias poderá dar valores duvidosos em alguns monitores. Existem 2 metodologias indirectas para monitorização da pressão arterial: o **fluxo ultrasónico de doppler** e a **oscilometria**.

O **fluxo ultrasónico de doppler** envolve o posicionamento de uma pequena sonda que emite um feixe de ultrasons sobre uma artéria periférica (cauda ou extremidade dos membros são os locais mais utilizados). Entre a sonda e a pele deve ser colocado gel de ecografia. O fluxo de sangue que corre na artéria sobre a qual se situa a sonda é traduzido por um ruído. Um *cuff* insuflável ligado a um manómetro aneróide, colocado proximalmente à sonda é insuflado até que se oclua a artéria e desaparecer o ruído. Se o *cuff* for desinsuflado lentamente o ruído reaparecerá à pressão arterial sistólica cujo valor pode ser lido no manómetro. Nos cães tem-se observado uma boa correlação entre esta metodologia e a leitura directa; nos gatos, por se observar uma sub-leitura da verdadeira pressão arterial sistólica, tem sido sugerido adicionar 14 mmHg à leitura observada. Alguns autores, no entanto, estabeleceram uma correlação maior para os gatos entre a leitura directa da pressão arterial média e a pressão sistólica obtida por leitura *doppler*. Em relação à pressão diastólica, os

monitores *doppler* registam leituras vagas e inconsistentes em todas as espécies. A sonda *doppler* pode também monitorizar o pulso através do sinal sonoro de fluxo sanguíneo.



Figura 39 – Monitor *doppler* com respectiva sonda (adaptado de Flaherty & Musk, 2005).

A **oscilometria** é outro método indirecto de leitura da pressão arterial. Este método consiste na insuflação automática de um *cuff* sobre uma artéria periférica até a ocluir completamente libertando depois a pressão lentamente. À medida que a pressão do *cuff* é libertada, o monitor detecta oscilações na artéria quando o fluxo sanguíneo surge novamente. Os monitores oscilométricos (fig. 41) ao contrário dos monitores doppler dão-nos leituras da pressão arterial sistólica, arterial média e diastólica. Estes monitores permitem uma leitura cíclica a intervalos tempo regulares programáveis. Das leituras registadas por oscilometria a pressão arterial média é a mais fiável seguindo-se por ordem decrescente a pressão sistólica e diastólica. Os *cuffs* são colocados sobre a artéria dorsal do pé na região metatarsiana, também sobre a artéria radial imediatamente proximal ao carpo ou em alternativa sobre a artéria coccígea na superfície ventral da cauda.

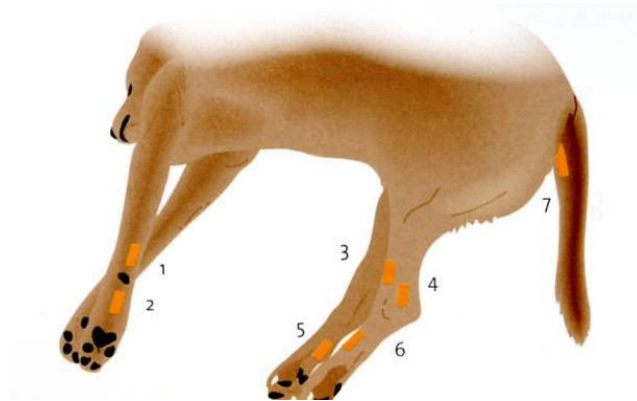


Figura 40 – Locais de aplicação da sonda *doppler* e do *cuff* do monitor oscilométrico (1e 2 – artéria ulnar, 3 – artéria tibial cranial, 4 e 5 – artéria safena, 6 – artéria dorsal do pé, 7 – artéria coccígea, adaptado de Kona-Boun, 2007)



Figura 41 – monitor oscilométrico (adaptado de Flaherty & Musk, 2005).



Figura 42 – aplicação do *cuff* na artéria dorsal do pé (adaptado de Flaherty & Musk, 2005).

A **produção de urina** depende de uma perfusão renal adequada. Como a perfusão renal diminui e subsequentemente cessa quando a pressão arterial média desce abaixo de 60 mmHg, a produção de urina poderá ser um indicador indirecto da adequação da pressão arterial. Os valores normais da produção de urina situam-se entre 1 e 2 ml/Kg/hora, com o valor de 0,5 ml/Kg/hora sugerindo oligúria. A monitorização da produção de urina está recomendada em pacientes com doença renal ou condições que predis põem para insuficiência renal aguda (ex: septicémia, politraumatizados), assegurando-se desta forma uma terapêutica precoce se não atingirem os valores normais de produção urinária. Recomenda-se o esvaziamento da bexiga antes do início da monitorização e a utilização de uma técnica asséptica na cateterização da bexiga.

A **pressão venosa central (PVC)** é um indicador útil do volume circulante e da capacidade do lado direito do coração para bombear o sangue venoso de retorno. A insuficiência cardíaca direita e o excesso de volume circulante causam um aumento da PVC enquanto uma diminuição do volume plasmático circulante causa uma redução da PVC. Adicionalmente, a monitorização da PVC auxilia na adequação da fluidoterapia. A monitorização da PVC exige a canulação da veia jugular externa, devendo a extremidade da cânula é colocada à entrada da veia cava cranial. O cateter é depois ligado a um tubo extensor que se liga por sua vez a uma torneira de 3 vias. A torneira de 3 vias é também ligada a uma

garrafa de soro e a um tubo aberto que servirá de manómetro do sistema. Uma régua com escala dos centímetros é colocada ao lado do tubo manómetro, com o ponto zero da escala situado ao nível do átrio direito (manúbrio esternal em decúbito lateral direito e extremidade do ombro em decúbito dorsal). Os fluidos endovenosos preencherão o tubo manómetro e o tubo extensor ligado à jugular que serão colocados em equilíbrio através da torneira de 3 vias. Da altura da coluna de fluidos no tubo manómetro vai-se obter a leitura da PVC. Outra forma de leitura consiste na ligação da cânula jugular a um transdutor de pressão que converte esse sinal num sinal eléctrico que é mostrado num monitor. Os valores normais de PVC, variam entre 0 e 10 cmH₂O, sendo os valores mais frequentes situados entre 3 e 7 cmH₂O. Nos animais hipovolémicos, o valor da PVC inferior a 0 cmH₂O. A monitorização da PVC é particularmente importante em animais que recebem fluidoterapia agressiva e que apresentam doença renal ou cardíaca por estes apresentarem intolerância à sobrecarga de volume. Devemos ter atenção à sobrecarga de volume quando a PVC aumenta mais de 6 cmH₂O do nível basal e/ou ultrapassar os 10 cmH₂O.

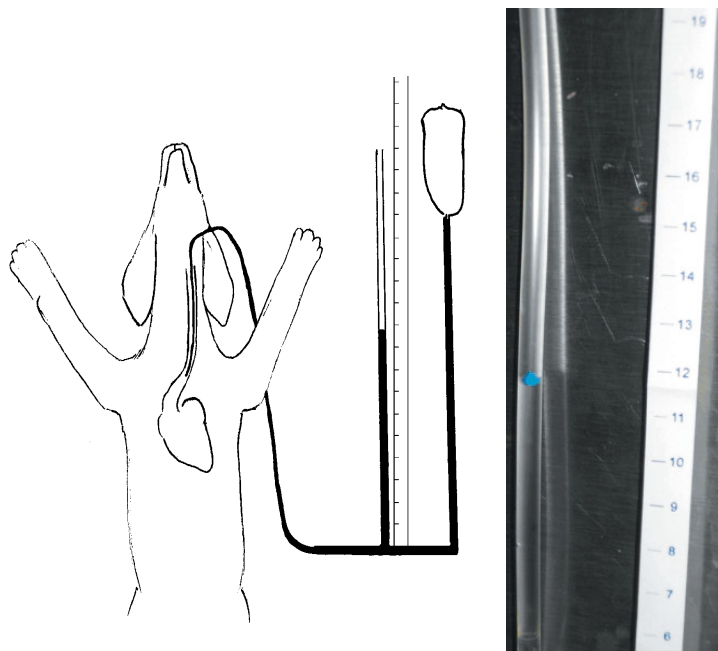


Figura 43 – medição de pressão venosa central (adaptado de Flaherty & Musk, 2005).

5.3. Monitorização da temperatura

A monitorização da temperatura do paciente anestesiado é aconselhada em todos os animais com especial atenção nos pacientes pediátricos, nos animais com baixo ratio volume/superfície corporal e em procedimentos cirúrgicos prolongados (duração superior a 1 hora). A hipotermia é a complicação anestésica mais prevalente nos nossos pacientes para além de ser indutora de outras complicações como as arritmias cardíacas e o aumento do tempo de recuperação anestésica, daí que a sua monitorização é obrigatória no período intra e peri-anestésico. A utilização de termómetros rectais (digitais ou de mercúrio) é indicada em pacientes despertos, no entanto no paciente anestesiado a ampola rectal tende a dilatar reduzindo a validade dos resultados obtidos por esta via. Aconselha-se em pacientes anestesiados, a colocação de sondas esofágicas (fig. 44) que contem um termistor que faz as leituras mais próximas da temperatura corporal interna.



Figura 44 – Sonda esofágica para medição de temperatura corporal.

6. Bibliografia.

- Anesthesia Apparatus Checkout Recommendations, 1993
(<http://vam.anest.ufl.edu/FDApreusecheck.pdf>)
- Clarke K.W., (2008). Options for inhalation anaesthesia. *In practice* **30**, 513-518.
- Cluton E. (1995). The right anaesthetic system for you? *In practice* **5**, 229-237.
- Cluton E. (1995). The right anaesthetic machine for you? *In practice* **5**, 83-88.
- Desbois C. & Troncy E. (2007). Principes généraux de l'anesthésie volatile - Anesthésie du chien et du chat. *Le Point Veterinaire* **38**, 75-80.
- Flaherty D. & Musk G. (2005). Anaesthetic monitoring equipment for small animals. *In practice* **27**, 512-521.
- Hopkins P. M. (2005). Nitrous oxide: a unique drug of continuing importance for anaesthesia. *Best Practice & Research Clinical Anaesthesiology* **19** (3), 381-389
- Lerche P., Muir W.M., Bednarski R.M., (2000). Nonbreathing anesthetic systems in small animal practice. *Journal of the American Veterinary Medical Association* **217**(4), 493-497
- Levionnois O. (2007). Utilization et verification du materiel d'anesthésie générale - Anesthésie du chien et du chat. *Le Point Veterinaire* **38**, 41-46.
- Lumb and Jones Veterinary Anaesthesia (1996), Thurmon JC, Tranquili WJ, Benson GJ (Eds.). 3rd ed. Williams and Wilkins. Baltimore, Maryland, USA.
- Kona-Boun J. (2007). Les Moniteurs non invasifs de surveillance anesthésique - Anesthésie du chien et du chat. *Le Point Veterinaire* **38**, 123-129.

7. Anexos

Anexo 1

Risco anestésico (ASA)	Descrição	Exemplos
I	Animal em que se vai realizar uma técnica cirúrgica que não seja necessária para o seu bem estar.	<ul style="list-style-type: none"> • Ovariohisterectomia numa cadela jovem
II	Animal com uma afecção sistémica leve que não limita a funcionalidade de qualquer sistema orgânico e que vai ser submetido a uma cirurgia de rotina que não acrescenta riscos à cirurgia.	<ul style="list-style-type: none"> • Fracturas sem estado de choque. • Animais com patologias cardíacas compensadas. • Animais com infeções localizadas
III	Animal com afecção sistémica moderada, com limitações funcionais definitivas ou que vai ser submetido a uma cirurgia de procedimento difícil ou não familiar. Incluem-se neste grupo os animais geriátricos, mesmo que o seu “estado de saúde” seja bom.	<ul style="list-style-type: none"> • Febre • Anemia • Desidratação • Caquexia • Hipovolemia moderada
IV	Animal com uma afecção grave que põe em risco a sua vida e afecta a segurança e realização da técnica anestésica ou que vai ser submetido a um procedimento cirúrgico extremamente difícil.	<ul style="list-style-type: none"> • Uremia, toxemia • Desidratação grave • Afecção cardíaca não compensada • Dilatação-torsão gástrica • Cirurgia torácica
V	Animal moribundo que não se espera que sobreviva com ou sem cirurgia	<ul style="list-style-type: none"> • Trauma grave • Estado de choque
E	Em casos em que se realize uma anestesia de urgência, adiciona-se esta subclasse a qualquer uma das classes anteriores	

Anexo 2

Recomendações para a verificação dos aparelhos de anestesia:

Esta verificação, ou um equivalente razoável, deve ser realizado antes da administração da anestesia. Estas recomendações são apenas válidas para um sistema de anestesia que seja conforme com os padrões correntes e relevantes e que incluem um ventilador de fole e, pelo menos, os seguintes monitores: capnógrafo, pulsoxímetro, analisador de oxigénio, monitor de volume respiratório (espirómetro) e monitor de pressão do sistema respiratório com alarmes de pressão máxima e mínima. Estas linhas de orientação podem ser modificadas para se adaptarem às diferenças de equipamentos e variações nos locais de prática clínica. Tais modificações locais devem ser apropriadamente revistas por um especialista. Os utilizadores devem consultar o manual de operações para os procedimentos e precauções do fabricante, especialmente o teste de fugas de baixa pressão (passo #5).

Equipamento de Ventilação de Emergência

1) Verificar se o Equipamento de Ventilação Assistida está disponível e a funcionar.

Sistema de Alta Pressão

2) Verificar o cilindro de fornecimento de oxigénio

- a) Abrir o cilindro de O_2 e verificar se está, pelo menos, a meio da capacidade total (cerca de 1000 psi).
- b) Fechar o cilindro.

3) Verificar os tubos centrais de fornecimento de gases

- a) Verificar se as conexões estão ligadas e se os manómetros marcam cerca de 50 psi.

Sistemas de Baixa Pressão

4) Verificar o estado inicial do sistema de baixa pressão

- a) Fechar as válvulas de controlo de fluxo e fechar os vaporizadores.
- b) Verificar o nível de enchimento e apertar a tampa de enchimento do vaporizador.

- 5) **Efectuar a verificação de fugas do sistema de baixa pressão do aparelho**
- a) Verificar se o interruptor principal do equipamento e as válvulas de controlo de fluxo estão OFF.
 - b) Ligar uma pêra de borracha de sucção à entrada comum de gases frescos.
 - c) Apertar a pêra repetidamente até ficar completamente colapsada.
 - d) Verificar se a pêra fica completamente colapsada durante, pelo menos, 10 segundos.
 - e) Abrir um vaporizador de cada vez e repetir 'c' e 'd' acima descritos.
 - f) Remover a pêra de sucção, e volte a ligar a conexão de gases frescos.
- 6) **Ligar o interruptor principal do aparelho e todos os outros aparelhos eléctricos necessários.**
- 7) **Teste dos fluxómetros**
- a) Ajustar o fluxo de todos os gases através de toda a escala, verificando o funcionamento suave dos flutuadores e o bom estado dos tubos de fluxo.
 - b) Tentar criar uma mistura hipóxica de O_2/N_2O e verificar as variações correctas de fluxo e/ou do alarme.

Sistema de exaustão

- 8) **Ajustar e verificar o sistema de exaustão**
- a) Assegurar uma boa ligação entre o sistema de exaustão e as válvulas APL (pop-off) e de segurança do ventilador.
 - b) Ajustar o vácuo dos gases residuais (se possível).
 - c) Abrir completamente a válvula APL (pop-off) e fechar a peça-Y.
 - d) Com a pressão mínima de fluxo de O_2 , deixar colapsar o balão reservatório completamente e verificar que o manómetro de pressão de absorvedor marca zero.

- e) Com o fluxo de O_2 activado deixar distender completamente o balão reservatório e, então, verificar que o manómetro de pressão do absorvedor marca $<10 \text{ cm H}_2\text{O}$.

Sistema respiratório

9) Calibrar o monitor de O_2

- a) Verificar se o monitor marca 21% no ar ambiente.
- b) Verificar se o alarme de O_2 mínimo está accionado e funcional.
- c) Reinstalar os sensores no circuito e encher (flush) o sistema respiratório com O_2 .
- d) Verificar se o monitor marca agora mais de 90%.

10) Verificar o estado inicial do sistema respiratório

- a) Regular o interruptor selector para o modo "Balão".
- b) Verificar se o circuito respiratório está completo, não danificado e desobstruído.
- c) Verificar se o absorvedor de CO_2 é adequado.
- d) Instalar os equipamentos acessórios do sistema respiratório (e.g. humidificador, válvula PEEP) para eventual utilização.

11) Efectuar a verificação de fugas do sistema respiratório

- a) Regular o fluxo de todos os gases a zero (ou mínimo).
- b) Fechar a válvula APL (pop-off) e tapar a peça-Y.
- c) Pressurizar o sistema respiratório a cerca de $30 \text{ cm H}_2\text{O}$ com o fluxo de O_2 .
- d) Assegurar-se que a pressão fica fixa durante, pelo menos, 10 segundos.
- e) Abrir a válvula APL (pop-off) e assegurar-se de que a pressão diminui.

Sistemas de Ventilação Automática e Manual

12) Teste dos sistemas de ventilação e das válvulas unidireccionais

- a) Colocar um segundo balão respiratório na peça-Y.
- b) Regular os parâmetros do ventilador apropriados para o próximo paciente.
- c) Ligar o modo de ventilação automático (Ventilador).
- d) Encher o fole e o balão respiratório com um fluxo de O_2 e, então, ligar o ventilador (ON).
- e) Regular o fluxo de O_2 para o mínimo e os outros gases para zero.
- f) Verificar se durante a inspiração o fole fornece o volume tidal apropriado e se, durante a expiração, o fole se enche completamente.
- g) Regular o fluxo de gás fresco a cerca de 5 L/min.
- h) Verificar se o fole do ventilador e o simulador pulmonar se enchem e esvaziam apropriadamente sem pressão sustentada no fim da expiração.
- i) Verificar o perfeito funcionamento das válvulas unidireccionais.
- j) Ensaiai os acessórios do circuito respiratório para assegurar o seu bom funcionamento.
- k) Desligar o ventilador (OFF) e ligar o modo de ventilação manual (Balão/APL).
- l) Ventilar manualmente para provocar a inflação e deflação dos pulmões artificiais e avaliar a resistência e funcionamento do sistema.
- m) Remover o segundo balão respiratório da peça-Y.

Monitores

13) Verificar, calibrar e/ou regular os limites de alarme de todos os monitores

Capnógrafo, Pulsoxímetro

Analizador de Oxigénio, Monitor de Volume Respiratório (Espirómetro)

Monitor de pressão com alarmes de vias aéreas, máximo e mínimo.

Posição Final

14) Verificar o estado final do equipamento

- a) Vaporizadores off
- b) Válvula AFL aberta
- c) Interruptor de selecção para "Balão"
- d) Todos os fluxómetros a zero
- e) Nível adequado de pressão de aspiração do paciente
- f) Sistema respiratório pronto a usar

* Se um anestesista usar o mesmo equipamento em casos sucessivos, estes passos não necessitam ser repetidos ou podem ser abreviados após uma verificação inicial.

Anexo 3

Seleccão de balão respiratório

Em linhas gerais seguir o seguinte critério:

Peso do animal	Capacidade do balão
$\leq 7\text{kg}$	0,5 L
7-14Kg	1L
14-27Kg	2L
27-45Kg	3L
$\geq 45\text{Kg}$	4-5L