

GUIÓN DE PRÁCTICAS

ROTACIÓN de ANESTESIA de PEQUEÑOS ANIMALES

Servicio de Anestesiología Hospital Clínico Veterinario Complutense
Universidad Complutense de Madrid

Susana Canfrán – Delia Aguado – Rafael Cediel – Ignacio Álvarez

Servicio de Anestesiología HCVC-UCM	
ROTACIÓN de ANESTESIA de PEQUEÑOS ANIMALES	
Autores	ISBN
Susana Canfrán Arrabé, Delia Aguado Domínguez, Rafael Cediell Algovia, Ignacio Álvarez Gómez de Segura	978-84-608-7311-2

Dirigido a	3
Personal del Servicio de Anestesiología	3
¿Como Hacemos las Cosas?	3
Alumnos Colaboradores de Anestesiología	3
Prácticas de alumnos (excepto los Colaboradores): Tareas	4
1. Comprobación y preparación del material y fármacos necesarios antes de la inducción	5
Maquina de anestesia	5
Lista de verificación	5
Circuitos Anestésicos: Selección	5
La hoja Anestésica/hoja de trabajo	6
2. Monitorización	7
Nivel de consciencia	7
Circulación	8
Electrocardiografía (ECG).	8
Presión Arterial (PA)	8
Oxigenación y Ventilación	8
Pulsioximetría	8
Capnografía	8
Espirometría	9
Gasometría Sanguínea	9
Temperatura	9
Recomendaciones de Monitorización, del American College of Veterinary Anesthetists	9
Circulación	9
Oxigenación	9
Ventilación	9
Registro anestésico	9
Personal	10
3. Valoración del paciente	11
Riesgo Anestésico	11
Prequirúrgico	11
Prevención de la hipotermia	11
4. Manejo del Paciente.....	12
Traslado y manejo del paciente anestesiado	12
Fluidoterapia: administración y monitorización	12
5. Técnica Anestésica	13
Colocación de vía intravenosa	13
Premedicación anestésica	13
Inducción anestésica	13
Inductores Anestésicos: perros	13
Propofol	13
Tiopental sódico	13
Mezcla tiopental / propofol	13
Ketamina / Diacepam	14
Fentanilo/Diacepam:	14
Etomidato	14
Inductores Anestésicos: gatos:	14
Intubación y Extubación	14
Mantenimiento anestésico.....	14
Atropina	15
6. Protocolos anestésicos empleados en el HCV en perros	15
Protocolo estándar en el perro	16
Antibióticos y protección gástrica	17
Protocolos especiales en perros.....	17
Perro muy debilitado	17
7. Protocolos anestésicos empleados en el HCV en Gatos	17
Protocolos especiales en perros.....	18
Gato muy debilitado (ASA IV-V):	18
Inducción inhalatoria en gatos mediante Cámara ó Mascarilla (u otros animales de pequeño tamaño)	18
8. Control del dolor perioperatorio	18
Opioides	18
Aines	19
Técnicas de analgesia	19
Analgesia Epidural	19
Bloqueo intercostal	19
Infusiones continuas (CRI: constant rate of infusion)	19
9. Protocolos especiales.....	20
Odontología	20
Endoscopia	20
Lebrelas	22
Mielografía Cervical	22
Broncoscopia	22
Extracción de LCR	22
Cesárea	22
Procedimientos oftálmológicos	22
Shunts porto-sistémicos	23
10. Sedaciones para radiología.....	23

Dirigido a

Personal y estudiantes del Hospital Clínico Veterinario de la UCM que deban pasar por el servicio de anestesia.

Personal del Servicio de Anestesia

Profesores del Servicio de Anestesia

1. Álvarez Gómez de Segura, Ignacio
2. Cediél Algovia, Rafael
3. Canfrán Arrabé, Susana
4. Delia Aguado Domínguez

Profesores Honoríficos/colaboradores del servicio de Anestesia

5. Brodbelt, Dave
6. Benito de la Víbora, Javier
7. García Fernández, Javier

PAS Laboral

1. Veterinario Contratado: Santiago Llorente, Isabel
2. Técnico especialista: Grijota Chousa, Oscar

¿Cómo Hacemos las Cosas?

La hora de llegada al servicio los días asignados es a las 8:55 (en punto) de la mañana. El lugar elegido para la reunión matinal es la sala de estar del pasillo de consultas (B144).

Cada alumno debe acudir con la ropa de quirófano ya puesta (es obligatorio el uso de pijama y zuecos de quirófano) y deberá tener un mínimo de material para asistir tanto a las prácticas como a los turnos de colaborador: fonendoscopio, termómetro, reloj con segundero, libreta, bolígrafo y calculadora. Bajo ningún concepto se podrá entrar en el área quirúrgica (B142 y posteriores) con mochilas, abrigos u otra ropa, excepto el pijama quirúrgico. Para ello se emplearán las taquillas asignadas por la Facultad pero nunca la taquilla del antequirófano y destinada a material de anestesia exclusivamente. Las mascarillas, los gorros y las calzas se recogerán en la sala de inducción, enfrente del pasillo limpio de cirugía.

Internos, residentes y alumnos colaboradores de Anestesia

Asistencia: Los turnos de residentes y alumnos colaboradores se realizan con antelación y figuran en la web y en los tabloncillos de anuncios de la sala de estar (B144).

Los casos programados se distribuyen según los turnos establecidos previamente y que figuran en la base de datos CITACIONES. El residente o interno de anestesia, junto al alumno colaborador de anestesia, asignado a cada puesto de trabajo, actúa como coordinador de los casos asignados a ese puesto.

Los animales estarán normalmente hospitalizados en el servicio de Hospitalización y Cuidados Intensivos (entrada situada frente al quirófano de alumnos en el pasillo de consultas B152).

El interno o residente de cirugía /anestesia se encargará de hacer el ingreso del paciente, ayudado por los alumnos colaboradores del día, normalmente la mañana de la intervención (rellenando la hoja de ingreso correspondiente y revisando los datos correspondientes en la WEB de citas). (**Ver PNT de HOSPITALIZACIÓN en la WEB para revisar las tareas del alumno**). Se encargará también de realizar la exploración física del paciente así como de comprobar los datos de analítica sanguínea, electrocardiograma y otras pruebas realizadas.

Acceso online a documentación y Base de Datos de pacientes

Acceso a través de la web de la UCM
www.anestesiaUCM.org
clave "alumnos01".

En la dirección IP: 147.96.65.232 (escribir estas cuatro cifras en la barra de direcciones del navegador separado por puntos, sin http:/ ni www) se accede a la Base de Datos de Pacientes.

Aparecerá una pantalla solicitando nombre y clave y escribiremos 'alumnos' en ambos casos (en minúsculas).

Aparecerá la Base de Datos **CITACIONES** que incluye todos los casos del HCV y documentos (botón de enlaces) como esta Guía o las hojas de Trabajo correspondientes, etc. Además, puede incluir otras Bases de Datos con información relevante.

Los turnos de entrada al quirófano se sabrán por adelantado en la Base de Datos CITACIONES y será el cirujano quien se encargue de numerarlos y de elegir el quirófano correspondiente (información disponible en red).

En caso de haber urgencias, será el profesor de anestesia de día quien asignará el caso.

Más detalles acerca de las funciones del interno, residente y alumno colaborador se detallan en la documentación enviada a cada grupo al inicio de curso académico.

Prácticas de alumnos (excepto los colaboradores): Tareas

- 1. Preparación previa de los casos (MUY IMPORTANTE):**

Para que la práctica sea considerada, además de la asistencia, cada alumno debe preparar, al menos, dos casos (preferiblemente uno de tejidos blandos y otro de traumatología o alternativamente dos de tejidos blandos) de los que se realizarán cada día de prácticas. Esto se hará consultando la Base de Datos CITACIONES y rellenado la Hoja de Trabajo accesible a través del mismo enlace WEB. Si se realizan 4 días de prácticas, al final el alumno deberá haber realizado 8 hojas de protocolo. Este requisito es IMPRESCINDIBLE para aprobar las prácticas. Además, se deberá presentar un trabajo escrito al final de la semana, correspondiente a uno de los casos vistos durante las prácticas. Los datos básicos para plantear la anestesia de un caso clínico en las mencionadas hojas, están disponibles en esta Guía. En el caso de no haber un día de prácticas más que 1 caso, el alumno propondrá y resolverá **uno ficticio** para una cirugía concreta o elegirá un caso realizado en días o semanas anteriores.
- 2. Hoja de Trabajo:** Es la plantilla disponible en la WEB y que debe rellenarse con los datos requeridos planteando un protocolo de anestesia para cada caso. Esta Hoja, debidamente rellenada será revisada al día siguiente por el Profesor Responsable de Anestesia que deberá aprobar y firmar. No se admitirán a prácticas alumnos que no presenten las Hojas de Trabajo.
- 3. Horario:** Deberán estar presentes a las **9:00 h** (¡en punto!) y participar en todo lo posible hasta las **14:00 h**; más allá de esta hora la asistencia es recomendable, especialmente si el caso asignado no ha sido completado, pero voluntaria.
- 4. Asignación de casos:** Una vez entregadas las *Hojas de Trabajo*, los alumnos serán asignados a los diferentes casos y serán co-responsables de los mismos, solicitando a los tutores la información que sea necesaria sobre la evolución del caso.
- 5. Hoja de Anestesia:** Para cada caso asignado se abrirá una *Hoja de Anestesia* que quedará como registro del caso en el Servicio de Anestesiología. Es imprescindible rellenar correctamente la citada Hoja ya que puede determinar el grado de responsabilidad frente a complicaciones durante la anestesia. Durante la práctica se hará un seguimiento permanente de la correcta cumplimentación de esta *Hoja de Anestesia* por parte del profesor de día. El alumno no solo debe recoger TODOS los datos requeridos en la Hoja, sino comprender el significado de los mismos y será preguntado por ello durante la práctica. La Hoja recoge de forma continuada los datos relevantes de la anestesia que, una vez recuperado el paciente, deben ser transferidos a la Base de Datos de Citaciones y a la hoja de transferencia a hospitalización. El alumno de prácticas deberá firmar la Hoja de Anestesia e incluir su nombre en la base de datos CITACIONES.
- 6. Hoja de Transferencia a Hospitalización:** Incorpora los datos relevantes que necesita el Servicio de Hospitalización para atender adecuadamente al paciente antes de ser entregado al dueño. Esta Hoja también será firmada por los alumnos que entreguen al animal y por un responsable del Servicio de Hospitalización que asume el cuidado del paciente.
- 7. Hoja de Prácticas:** Se valorará muy positivamente la motivación y participación de los alumnos de prácticas durante las prácticas y también los que se presten voluntarios fuera de horario. Las hojas de prácticas se firmarán a partir de las 14:00 horas por el profesor responsable de día del servicio de Anestesia.

1. Comprobación y preparación del material y fármacos necesarios antes de la inducción

Todo el material de uso habitual deberá estar disponible en la sala de inducción en los lugares correspondientes y aquellos susceptibles de falta, deberán comprobarse previamente a la inducción (p.e. luz del laringoscopio, ausencia de fugas del sistema de respiración, llenado de botellas de O₂, tubos endotraqueales con el balón en buen estado y limpios...). (Ver Listado en Tabla 1)

Tabla 1. Lista de comprobación del equipo

Equipo	Comprobar
Camilla	La bala dispone de O ₂
Fármacos cargados en jeringa y etiquetas.	Los opioides se reclaman a las 9:30 al técnico: Oscar Grijota
Circuito, mascarilla, y tubos endotraqueales	Adecuados al peso del animal
Sistema de goteo	Adulto o pediátrico. Utilizar bombas de infusión sistemáticamente en aquellos animales menores a 10 Kg, evitando en lo posible el traslado de las mismas
Vía venosa	Catéteres, antiséptico, gasas, esparadrapo ya cortado, fluido protocolizado...
Vía aérea: intubación	Comprobar el tamaño de tubo (longitud y diámetro), que el balón no esté roto y que disponemos de laringoscopio y pala adecuada al tamaño del paciente. Comprobar el estado de carga de las baterías del laringoscopio.
Máquinas de Anestesia	Realizar el test de arranque
Monitores	Comprobar los cables, sensores y manguitos
Sistema de calor	Encender la manta eléctrica con antelación

Todo el material deberá estar accesible y funcional para el anestesista antes de la inducción (en la encimera de la sala de inducción) pero lo suficientemente lejos del animal para que no lo ensucie ni dañe.

Botellas de oxígeno

Las camillas que disponen de equipo de anestesia e incorporan una botella de oxígeno en posición casi horizontal bajo la mesa. Dicha fuente de oxígeno se utilizará para sedaciones o rayos y para el traslado desde la sala de inducción al quirófano. Por otro lado, el oxígeno disponible en las botellas es limitado por lo que el empleo de oxígeno de las distintas conexiones de pared prolonga su disponibilidad. En el caso de tener que cambiar la botella vacía, no olvidar colocar la botella inclinada y con el regulador en la parte más alta. Igualmente, al cambiar el regulador, NUNCA forzarlo ya que en roscado y desenroscado debe realizarse fácilmente con la presión ejercida por la mano.

Las balas de oxígeno conectadas a las camillas o almacenadas pueden ser muy peligrosas. Se debe cerrar el suministro de O₂ de las balas al finalizar la anestesia correspondiente, así como desconectar las tomas de oxígeno y aire de las máquinas anestésicas de las tomas de pared. En inducción y recuperación utilizar preferentemente las tomas de oxígeno de la pared en vez de las botellas. Comprobar el perfecto cierre de la botella de oxígeno de la camilla abriendo después del cierre de la misma el rotámetro y

viendo si la presión residual se agota y el indicador de litros por minuto (bola o carrete) desciende.

Vía aérea

Los tubos endotraqueales deben estar limpios antes de la inducción (se pueden limpiar con agua y papel secándolo posteriormente si fuera necesario). Retirar la gasa o sistema de suero reutilizado de sujeción después de la extubación y colocarlos en la cubeta gris para su posterior limpieza.

Tabla 2. Adecuación inicial del tubo endotraqueal al tamaño del paciente

Especie	Peso (kg)	Ø Tubo (mm)
Canina	1 – 3	2.5 – 3.5
Canina	3 – 6	4 – 5
Canina	6 – 10	5 – 7
Canina	10 – 15	7 – 8
Canina	15 – 20	8 – 9
Canina	> 20	9 – 12
Felina	< 1	2
Felina	1 – 3	2.5 – 3.5
Felina	> 3	3.5 – 4.5

Máquina de anestesia

Lista de verificación

1. Comprobar que la bala de O₂ de las camillas tiene suministro suficiente mediante la comprobación de la presión en el manómetro: debe estar en la zona verde o amarilla, no en la roja.
2. El vaporizador debe estar relleno con el anestésico inhalatorio adecuado. El código de colores de las etiquetas de las botellas y vaporizadores es el siguiente: Isoflurano: morado; halotano: rojo; sevoflurano: amarillo. En el HCVC todos los vaporizadores son o están rotulados como de isoflurano o sevoflurano.
3. El balón de reserva debe ajustarse al tamaño del paciente: 30 ml/kg ó 3 veces el volumen tidal (10ml/kg) En animales pequeños se emplea el más pequeño de 500 ml.

El HCVC dispone de máquinas de anestesia convencionales (Matrx ®) con conexión de oxígeno, rotámetro de oxígeno, vaporizador y circuito circular, pero también de Estaciones de Trabajo Drager y Datex Ohmeda: modelos Julian y SA2, y Carestation 9100. Estos últimos modelos presentan la monitorización integrada y son mucho más complejos. Existen disponibles Protocolos de manejo de estos equipos en la WEB.

Circuitos Anestésicos: Selección

Cada circuito tiene unas características que lo hacen más apropiado en unas circunstancias concretas. El criterio seguido en el HCV es su adecuación al tamaño (peso) del paciente.

Tabla 3. Selección del circuito anestésico de respiración para camillas y traslados* o maquina en quirófano en función del tamaño del animal.**

Circuito de reinhalación adulto**	Circuito de reinhalación pediátrico**	Sin reinhalación T de Ayre*	Sin reinhalación (Magill –Bain) *
> 10-15 kg	3 -10 kg	< 3 kg	3-15 kg

¡¡¡¡ ATENCIÓN !!!! no administrar oxígeno con la válvula de emergencia en los sistemas cerrados sin válvula de seguridad limitadora de presión, existe riesgo de barotrauma con rotura de alveolos.

Tipo circuito/peso	Esquema
Circuito T Ayre (1-5 Kg)	
Circuito T (3-6 Kg)	
Circuito Magill (5 – 20 Kg)	
Circuito Bain (5 - 20 Kg)	
Circuito Lack Paralelo (10 -25 Kg)	

Estanqueidad del sistema

El sistema no debe tener fugas cuando lo presurizamos a 30 cm H₂O (a 16 cm H₂O si la válvula es neonatal [color azul cielo en los circuitos Intersurgical ®]). Se cierra la válvula y se tapa la salida de la pieza en “Y”. Lavamos el sistema hasta que el barómetro marque 30 cm de H₂O. Si no existen fugas en el sistema se mantendrá a presión constante. Una fuga mínima es aceptable (inferior a 150 mL/min). Es importante volver a abrir la válvula del sistema al finalizar el test.

Ventilación mecánica

En un porcentaje elevado de casos, los animales estarán bajo anestesia con ventilación mecánica y que requieren el empleo de estaciones de trabajo que dispongan de ventilador (Julian, SA2, Carestation 9100). Existen dos modos ventilatorios comunes conocidos como ventilación controlada por volumen (VCV, en estos equipos se denomina IPPV), donde prefijamos un volumen de gas a administrar a los pulmones, y ventilación controlada por presión (VCP o

PCV en inglés), donde aquí prefijamos la presión máxima que se alcanza. En un pulmón sano, existe una relación directa entre ambos parámetros: volumen y presión. En general, emplearemos el modo ventilatorio VCV calculando 10 ml/kg (p.e. 200 ml en un perro de 20 kg) y en animales pequeños (normalmente < 5 kg) el modo VCP (la presión aplicada es de unos 8-10 cm H₂O). Estos parámetros deben producir unos niveles de CO₂ espirado de alrededor de 35-40 mmHg o ajustamos el ventilador para conseguirlo: a más presión o volumen, menor CO₂.

La frecuencia respiratoria a seleccionar será, normalmente 10-15 resp/min. Otros parámetros a ajustar son la PEEP (*positive end expiratory pressure* o presión al final de la espiración) en 5 cmH₂O, con el fin de evitar el desinflado de los pulmones y la tendencia a la aparición de atelectasias, y la pausa inspiratoria del 20-30%, es decir, la proporción de tiempo inspiratorio donde los pulmones están inflados. Como gas fresco se emplea una mezcla de aire y oxígeno, con un 50% de oxígeno, con la misma finalidad de evitar la tendencia a la aparición de atelectasias (por el efecto del nitrógeno que compone el aire).

Parámetro	Valor	Unidad
VCV	10	ml/kg
PCV < 5 kg	8-10	cmH ₂ O
5-40 40-600kg	10-15 13-25	
Frecuencia Respiratoria	12 8-10	resp/min (pequeños) (caballos)
PEEP	5	cmH ₂ O (medida, no premarcada)
Relación I/E	1/2	
Pausa inspiratoria	20	%

La hoja Anestésica/hoja de trabajo

Se debe conocer la hoja de seguimiento anestésico antes de acudir el primer día a las prácticas o al turno correspondiente para poder rellenarla correctamente.

Recordar que la hoja anestésica es un documento indispensable para estudios posteriores de los casos o investigaciones en casos de accidentes, revisiones o estudios clínicos y puede tener valor legal frente a posibles reclamaciones

Es MUY IMPORTANTE que se rellenen correctamente.

Las hojas anestésicas deben ser rellenas **por los estudiantes** ayudados siempre que sea necesario por los alumnos colaboradores, y resto del personal del servicio.

Cada paciente ha de tener una hoja anestésica que le debe acompañar durante todo el proceso y ha de estar perfecta y concienzudamente rellena apuntando cualquier modificación durante la anestesia.

Todos los datos clínicos, clasificación ASA del paciente, tipo de cirugía, analítica prequirúrgica, exploración clínica previa... debe estar apuntado en la hoja anestésica.

Las constantes vitales se rellenan cada 5 minutos y siempre que se produzcan modificaciones sustanciales en ese intervalo (p.ej. una brusca subida de frecuencia cardiaca, administración de fármacos...)

2. Monitorización

La monitorización se basa en el control, intermitente o continuo, de variables fisiológicas que, en el curso de la anestesia, se centran en la valoración de la profundidad anestésica y de las funciones cardiovascular, respiratoria o termorreguladora. La monitorización básica emplea la percepción sensorial a través de la vista o el tacto, pero cada vez se incorporan nuevos equipamientos electrónicos que aportan mayor y mejor información como la electrocardiografía (actividad eléctrica del corazón), la pulsioximetría (contenido de oxígeno en sangre), la capnografía (dióxido de carbono que se elimina al espirar), la presión sanguínea arterial o la temperatura entre otros. Para obtener el máximo rendimiento de estos equipos debe conocerse su principio de funcionamiento y el significado real del parámetro que miden.

La monitorización de determinados parámetros fisiológicos permite, en muchos casos, predecir y evitar posibles problemas durante la anestesia. Por otro lado, la utilización de equipos complejos no debe distraer la vigilancia directa y permanente del animal. Las desventajas de la monitorización son prácticamente inexistentes aunque debemos considerar el coste, a veces muy elevado, de la monitorización electrónica.

Tan importante es tener un despliegue de monitores costosos y complicados, como disponer de una persona vigilando al paciente en todo momento, registrando las variaciones en los parámetros vitales que se van observando, y actuando consecuentemente o al menos, dando la voz de alarma con la mayor brevedad posible en caso de necesidad.

Las funciones vitales a monitorizar durante la anestesia dependen del estado del animal, siendo las principales:

1. Plano o profundidad anestésica (nivel de inconsciencia o de anestesia).
2. Funciones cardíaca y circulatoria.
3. Función respiratoria.
4. Temperatura.

De este modo a medida que aumentan los riesgos durante la cirugía, mayores cuidados y observaciones deben realizarse. Otros parámetros alternativos para monitorizar son, la producción de orina o los análisis intraoperatorios de bioquímica sanguínea (p.e. en un animal diabético el control de la glucemia) y hematología (p.e. una gran pérdida de sangre que pudiera requerir una transfusión intraoperatoria), entre otros. Situaciones especiales pueden requerir monitorizaciones especiales.

Pueden establecerse diferentes niveles de monitorización dependiendo de los sistemas estudiados y si esta monitorización es continua o intermitente. Normalmente, cuanto más gravedad presenta un animal (ASA* III, IV, V, E) mayor es la necesidad de monitores, p.e. un animal grave, en estado de shock, sometido a cirugía de urgencia, puede requerir comprobar, además de los datos prequirúrgicos básicos, el electrocardiograma (ECG), la presión arterial (PA) y la presión venosa central (PVC). Esquemáticamente podemos establecer 3 niveles de monitorización:

1. Monitorización básica, que debe hacerse en todos los pacientes, con la ayuda de los sentidos (inspección y palpación), un estetoscopio (la más habitual en cirugía veterinaria) y un termómetro.
2. Además de lo anterior, observación continua del ECG, saturación en oxígeno de la hemoglobina mediante pulsioximetría y CO₂ espirado mediante capnografía, e intermitente de la presión sanguínea mediante métodos Doppler u oscilométrico.
3. En algunos casos de cirugía mayor o enfermos graves, la monitorización intermitente de la presión arterial puede revelarse insuficiente siendo necesaria una monitorización continua mediante medición invasiva de la misma. También se pueden requerir otro tipo de monitorización (presión venosa central, gasto cardíaco...).

Deberían realizarse todas las mediciones de la exploración física y pruebas complementarias en el animal consciente y previamente a la anestesia, pudiendo así comparar durante la cirugía o en el periodo postoperatorio si se alteran los valores de referencia. Los parámetros básicos monitorizados en anestesia pueden realizarse con los sentidos, escuchando o sintiendo por palpación el corazón en el pecho (choque de punta), frecuencia y ritmo del pulso, frecuencia respiratoria, color de las mucosas, tiempo de relleno capilar (TRC), temperatura corporal, tono muscular, respuestas reflejas. A través de ciertos aparatos (monitores) podemos monitorizar el plano anestésico, ECG, presión arterial invasiva (más agresiva y con cánulas o catéteres que penetran en el paciente), presión arterial no invasiva (menos agresiva hacia el paciente con diferentes modos de medición: esfigmomanometría, oscilometría, doppler), saturación en oxígeno de la hemoglobina (indirecta: pulsioximetría o directa: gasometría), dióxido de carbono (indirecta: capnografía o capnometría, o directa: gasometría), gases anestésicos exhalados, espirometría: volumen corriente, volumen minuto, presiones de vías aéreas, y temperatura. La monitorización de todos estos parámetros sería lo ideal, pero lo importante es saber funcionar con lo que se dispone y aprovechar al máximo los medios que se tienen.

Nivel de consciencia

El objetivo principal de la anestesia es que el animal carezca de cualquier tipo de percepción, sea dolorosa o no, manteniendo sus otras constantes fisiológicas intactas. No existen monitores idóneos para controlar el nivel de profundidad anestésica por lo que debemos considerar un conjunto de variables, para saber si un animal está en un plano anestésico adecuado.

Parámetros considerados son la posición y actividad refleja del ojo y anejos (aproximativo), el reflejo podal y reflejo anal que consiste en el pinzamiento del pliegue interdigital o de la mucosa anal. No debe haber respuesta (dolorosa) durante la anestesia. Si hay respuesta, el animal puede moverse o presentar un aumento brusco de la frecuencia cardíaca y/o respiratoria.

Circulación

La finalidad de la monitorización de este sistema es asegurar un gasto cardiaco suficiente que suministre un flujo de sangre adecuado a los tejidos para mantener las necesidades de O₂ pero normalmente se realiza una estimación indirecta a partir de la función cardiaca y la presión arterial.

Electrocardiografía (ECG)

Determina la actividad eléctrica del corazón. Aporta información de la frecuencia y ritmo cardiacos así como el desarrollo de isquemias (falta de riego en algunas zonas del corazón) ó alteraciones iónicas (calcio, potasio), con influencia sobre la eficacia y velocidad de conducción de los estímulos eléctricos del corazón.

Para obtener la señal eléctrica procedente de las células cardiacas, se aplican electrodos sobre la piel del animal. Los electrodos se colocan impregnados en productos conductores acoplados a clips (pinzas de botón) o pinzas de codrilo. Suele utilizarse la derivación II que permite una fácil detección de arritmias. Aunque los electrodos se colocan al nivel de las dos extremidades anteriores y un tercero en la posterior izquierda o derecha en perros y gatos, lo importante es tener un registro de ECG para poder valorar cualquier alteración de manera inmediata, estén los electrodos conectados correctamente o no, según las necesidades de la cirugía. Los principales parámetros a determinar en un ECG son:

Frecuencia. Durante la anestesia es habitual la aparición de taquicardia sinusal (ritmo muy rápido) o extrasístoles (complejos anchos y aberrantes que no guardan relación con el resto de complejos QRS). Estos pueden aparecer especialmente tras la aplicación de atropina y también por estimulación quirúrgica (dolor) con un plano anestésico insuficiente. También y según los fármacos utilizados pueden aparecer ritmos lentos (bradicardia) con aparición de arritmias características

Ritmo: debe comprobarse la presencia de ondas anormales (extrasístoles, complejos de escape, bloqueos de la conducción eléctrica, fibrilación) o pausas largas que aparecen antes o después.

Cuando se detectan anomalías, debe darse la voz de alarma para valorar la gravedad o no de la situación.

Presión Arterial (PA)

Es una medida indirecta del gasto cardíaco y permite detectar hipotensiones o sangrados excesivos

Métodos invasivos

Requiere la cateterización de una arteria accesible como la femoral o metatarsiana. Se determinan las presiones sistólica (presión máxima obtenida con cada contracción cardiaca), diastólica (presión mínima antes de la siguiente contracción), y la media (suele ser la más importante). La complicación más habitual de la técnica es el hematoma que se produce al extraer la cánula y que puede evitarse por presión digital, durante al menos 3-4 minutos.

Métodos no invasivos

En la palpación será el dedo el que determinará el movimiento ondulatorio de la pared del vaso (pulso) aunque, evidentemente, resulta poco preciso. Esfigmomanometría: Es el método más conocido en medicina humana. Necesita de un esfigmomanómetro (manómetro y manguito de diferentes tamaños) y un estetoscopio o un doppler aplicado sobre la arteria que sirve para escuchar el sonido producido por el flujo de sangre tras cada latido. Oscilometría: Utiliza

también un esfigmomanómetro pero el estetoscopio o el doppler se sustituye por un segundo manguito que capta el movimiento de la pared arterial. Existen equipos automáticos, algunos de coste reducido.

Oxigenación y Ventilación

El mantenimiento de una función respiratoria adecuada es la condición más importante para la realización de una anestesia segura. En la monitorización respiratoria se trata de determinar la eficacia de este sistema para captar oxígeno y eliminar dióxido de carbono. Se dispone de métodos sencillos: Frecuencia Respiratoria, Características de la respiración (amplitud, duración, profundidad...), Volumen corriente (por medio del balón del circuito), y complejos: saturación de O₂, O₂ inspirado, CO₂ expirado o inspirado, espirometría, PaO₂, PaCO₂, pH arterial. Algunos de ellos son caros de monitorizar.

Una manera sencilla y rápida, aunque poco precisa de monitorizar estos parámetros es determinar el color de las mucosas, frecuencia respiratoria, movimientos respiratorios y del balón. Los movimientos torácicos y abdominales nos dan pistas de la profundidad de la anestesia o de la presencia de obstrucciones de las vías respiratorias.

Pulsioximetría

Es la medición no invasiva del oxígeno transportado por la hemoglobina en el interior de los vasos e indirectamente de la ventilación pulmonar. El sensor que suele tener forma de pinza emite luz por un extremo y la capta en el opuesto. Calcula la diferencia de intensidad de esta luz al atravesar los tejidos durante una onda de pulso y da un porcentaje del oxígeno transportado. Se aplica en la lengua o cualquier mucosa des pigmentada (existen sensores rectales y esofágicos). Los aparatos disponibles en el mercado son muy fiables para valores superiores al 80% de saturación, pero se debe de dar la señal de alarma por debajo del 95%. Algunos pulsioxímetros disponen de una pantalla en la que se ve la onda de pulso pudiendo ser el tamaño de esta relacionado con la presión arterial y la percusión de los tejidos del paciente. Es una técnica instantánea, continua y no invasiva que no requiere entrenamiento previo para utilizarse, además informa sobre la frecuencia cardiaca y puede alertar sobre la disminución en la perfusión de los tejidos. Económicamente es asequible.

Capnografía

Es el registro gráfico de las concentraciones de dióxido de carbono en los gases eliminados en la respiración en cada uno de los ciclos respiratorios e indirectamente valora la eficacia de la ventilación. Es una pieza muy valiosa que nos aporta datos en tiempo real sobre la ventilación, el metabolismo y la hemodinámica de un paciente. El sensor se coloca normalmente en el extremo del tubo endotraqueal. Es mucho más útil que el pulsioxímetro para determinar una ventilación insuficiente, pero el coste es todavía muy elevado. Si el animal anestesiado ventila espontáneamente, es normal que se midan presiones parciales de CO₂ de 45-60 mmHg. En el caso de emplear ventiladores, estos se ajustan (volumen corriente o presión y frecuencia respiratoria) para unos valores de capnografía entre 35-45 mmHg, preferentemente, 35-40 mmHg.

Gases anestésicos

Aunque no es un indicador del grado de ventilación pulmonar, normalmente los gases espirados (fracción espirada -Fe- que representa la fracción alveolar, o también llamada concentración final corriente o final tidal -Et) pueden

monitorizarse con equipos similares a los capnógrafos y nos dan una referencia de la concentración de anestésico inhalatorio en sangre. No debe confundirse con la fracción inspirada (Fi) que corresponde a la concentración en el circuito anestésico o la concentración que proporciona el vaporizador. Estas son normalmente mayores que la fracción espirada. Por ejemplo, si la Fe de isoflurano es 1,3%, es previsible que la Fi del circuito anestésico sea de aproximadamente 1,6%, aunque la concentración de isoflurano que proporciona el vaporizador sea del 2%.

Espirometría

Sirve para conocer la cantidad de aire que entra y sale de los pulmones del paciente. Los más básicos determinan la frecuencia e incluyen alarmas de apnea que emiten sonidos con cada espiración. Estos sensores se colocan en el extremo del tubo endotraqueal. Son asequibles y muy utilizados. El estetoscopio esofágico puede resultar también de gran ayuda para determinar los caracteres fundamentales de la respiración al igual que sirve para escuchar los latidos cardiacos, pudiendo fabricarse fácilmente y siendo muy económico. Otros monitores mucho más eficaces determinan el volumen corriente y volumen minuto como el espirómetro pero no son rentables, por su alto costo, en la clínica veterinaria.

Gasometría Sanguínea

Es el mejor y más fiable baremo de la función respiratoria, fundamentalmente determinando las presiones parciales de CO₂ y O₂ pudiéndose determinar al mismo tiempo el estado ácido-base del animal. Resulta esencial en pacientes muy graves o en operaciones complicadas como en cirugía cardíaca. Determinan en general una gran cantidad de parámetros relacionados con la oxigenación y ventilación, pero es extremadamente caro tanto el aparato como el material fungible, por lo que su uso no es muy habitual salvo en algunos centros de referencia.

Temperatura

La anestesia disminuye la capacidad de regular la temperatura del animal. Es especialmente importante controlarla en intervenciones de larga duración, en animales viejos y jóvenes por su mala termorregulación, y en animales de pequeño tamaño por su relativamente elevada superficie corporal, que les hace perder temperatura rápidamente. La hipotermia leve durante la intervención no presenta problemas pero estos pueden surgir durante el postoperatorio apareciendo vasoconstricción, temblores y tiempos de recuperación muy prolongados. La temperatura esofágica por medio de sondas especiales es más fiable que la rectal. Puede tomarse igualmente la temperatura en la boca del animal si su posición no facilita la toma de la temperatura rectal. Siempre se deben utilizar sistemas de calor para ayudarnos a mantener una temperatura adecuada.

Recomendaciones de Monitorización, del American College of Veterinary Anesthetists

El Colegio Americano de Anestesiólogos Veterinarios (ACVA) ha desarrollado un conjunto de directivas para la verificación anestésica. La intención es fomentar la alta calidad en el cuidado del paciente veterinario durante la anestesia. Estas sugerencias se ofrecen únicamente para ayudar a los veterinarios a determinar las prioridades para la monitorización durante la anestesia, cirugía, y el postoperatorio.

El ACVA puede modificar sus sugerencias de vez en cuando, dependiendo de los avances tecnológicos y del conocimiento. El ACVA reconoce que algunos de estos Métodos pueden ser teóricos en ciertas situaciones clínicas y que es posible controlar y tratar pacientes anestesiados sin un equipo especializado. El ACVA no sugiere que usando ninguno o todos los Métodos se pueda prevenir cualquier fracaso o resultado inadecuado en un paciente específico. Estas directivas fueron revisadas por los Diplomados del ACVA en 2009: http://www.acva.org/professional/Position/Recommendations_Monitoring_Anesthetized_Veterinary_Patients_2009.doc.

Sugerencias para la monitorización de pacientes anestesiados:

Circulación

Objetivo: asegurar que el flujo de sangre a los tejidos es adecuado.

Métodos:

1. Palpación del pulso periférico
2. Palpación de latido cardíaco a través de la pared torácica.
3. Auscultación de latido cardíaco (estetoscopio, estetoscopio esofágico, u otro monitor del corazón)
4. Electrocardiograma (continuo en pantalla) (a, b)
5. Determinación no invasiva del flujo sanguíneo o monitor de presión sanguínea (ejemplos: Doppler, oscilométrico) (a, b)
6. Monitorización invasiva de la presión sanguínea (catéter arterial conectado a un transductor/ osciloscopio o manómetro anerode). (a, b)

Oxigenación

Objetivo: asegurar una concentración adecuada de oxígeno en sangre arterial del paciente.

Métodos:

1. Observación del color de las membranas mucosas;
2. Pulsioximetría (estimación no invasiva de la saturación de hemoglobina);
3. Analizador de oxígeno en el extremo inspiratorio del circuito anestésico;
4. Análisis de gas de sangre (PaO₂); y
5. Hemoximetría (medida de la saturación de hemoglobina en la sangre).

Ventilación

Objetivo: asegurar que la ventilación del paciente es mantenida adecuadamente.

Métodos:

1. Observación del movimiento de la pared torácica
2. Observación del movimiento del balón del circuito anestésico
3. Auscultación de los sonidos respiratorios;
4. Monitor respiratorio audible
5. Espirometría (medida de volumen corriente y volumen minuto)
6. Capnografía (medida de CO₂ en el gas espiratorio final)
7. Análisis de gas de sangre (PaCO₂).

Registro anestésico

Objetivo: mantener un registro legal de sucesos importantes así como para mejorar el reconocimiento de las tendencias de las variables monitorizadas.

Métodos:

1. Registro de todos los fármacos administrados al paciente, anotando la dosis, el tiempo, y vía de administración; y
2. el registro de variables (mínimo: frecuencia cardíaca y respiratoria) sobre una base regular (mínimo: cada 10 minutos) durante la anestesia.

Personal

Objetivo: asegurar que un individuo responsable es consciente de la condición del paciente en todo momento durante la anestesia y la recuperación, y está listo para intervenir, cuando esté indicado, o a alertar al veterinario responsable sobre el cambio en la condición del paciente.

Métodos:

1. Si un veterinario, técnico, u otra persona responsable no puede permanecer con el paciente continuamente, una persona responsable debería verificar la condición del paciente regularmente (al menos cada 5 minutos) durante la anestesia y recuperación;

2. una persona responsable puede estar presente en la misma sala, aunque no necesariamente ocupada exclusivamente con el paciente anestesiado (por ejemplo, el cirujano puede responsabilizarse también y examinar la marcha de la anestesia);
3. en las situaciones anteriores, se sugiere la utilización de monitorización audible del funcionamiento cardíaco y respiratorio; y
4. un responsable, únicamente dedicado al manejo y cuidado del animal anestesiado, y que permanezca con el paciente continuamente hasta el fin del período anestésico.(a, b)

a) Recomendado para todo tipo de pacientes considerados ASA III, IV, o V.

b) Recomendado para caballos anestesiados con anestésicos inhalatorios y/o los caballos anestesiados por períodos superiores a 45 minutos.

3. Valoración del paciente

Riesgo Anestésico

Dependiendo del estado del paciente, se determina el procedimiento anestésico a seguir. El alumno debe reflejar:

- ASA I: animal sano sin enfermedades orgánicas o en los cuales el problema está localizado y no produce ningún desorden sistémico (p.ej. castración con 3 años de edad de un perro sano).
- ASA II: animal con una enfermedad sistémica leve que puede o no estar asociada con el motivo de la cirugía (p.ej. anemia leve, obesidad, pacientes geriátricos).
- ASA III: animal con una enfermedad sistémica moderada que puede o no estar asociada con el motivo de la cirugía y que normalmente interfiere con la actividad normal del paciente pero sin ser incapacitante (p.ej. insuficiencia mitral).
- ASA IV: animal con enfermedad sistémica grave incapacitante y que produce un riesgo vital constante interfiriendo con la vida normal del animal (insuficiencia mitral descompensada, neumotórax severo...).
- ASA V: animal moribundo con un pronóstico vital inferior a 24 horas con o sin operación de urgencia y que no es capaz de sobrevivir solamente con tratamiento médico siendo necesaria una intervención quirúrgica de urgencia.
- ASA E: Se añade a las anteriores, indica que es una urgencia.

Prequirúrgico

La información concerniente al prequirúrgico debe estar disponible para cada caso al menos la mañana anterior a la fecha de la intervención. Es responsabilidad de los residentes de anestesia el asegurarse que los análisis y el electrocardiograma se encuentren disponibles en la ficha o en QVET.

Es muy importante rellenar la hoja anestésica con la siguiente información:

Exploración física completa incluyendo Auscultación cardiaca (AC), Auscultación Pulmonar (AP), Palpación abdominal, Frecuencia cardiaca (FC), Pulso, Temperatura, Mucosas, Tiempo de Relleno capilar (TRC), además de:

- **Peso** del animal.
- Bioquímica: Glucosa, Urea, Creatinina, GPT/ALT, Proteínas Totales.
- Hematología: hematocrito (Ht), Glóbulos rojos totales, Hemoglobina (Hb), Glóbulos blancos totales y fórmula leucocitaria, plaquetas.

En algunos casos y por indicación del profesor responsable podrían ser necesarios otros análisis que habrá igualmente que pasarlos a la hoja anestésica (p.ej. tiempos de coagulación, iones...).

En algunos casos será necesario que el paciente pase por una consulta de especialidad para completar la revisión prequirúrgica :

- **Cardiología:** un animal con un soplo cardiaco pero sin signos de insuficiencia cardiaca (p.ej. sin disnea, toses, cianosis, intolerancia al ejercicio...) no es necesario que pase por una evaluación cardiorrespiratoria previa a la cirugía. Sin embargo, es muy importante la entrevista con el propietario para cuestionarle sobre todos estos aspectos, ya que cualquier signo de insuficiencia cardiaca o si existen alteraciones edl ECG, debe ser evaluado por un cardiólogo (Dra. Alicia Caro). Un animal remitido por un colega de clínica privada con un tratamiento para la insuficiencia cardiaca (p.ej. digoxina, furosemida, pimobendan...) deberá siempre ser evaluado en la consulta de cardiología y sus recomendaciones sobre la medicación deberán ser seguidas previamente a la anestesia. Bajo ningún concepto se realizará la anestesia sin el conocimiento del anestesista responsable.
- **Radiología:** los casos remitidos con un traumatismo deberán ser evaluados cuidadosamente en busca de alteraciones respiratorias. Si hay cualquier sospecha se solicitarán radiografías de tórax y/o abdomen para descartar cualquier problema. Los neumotórax, hemotórax, hernias diafragmáticas y roturas de vejiga son secuelas posibles de un traumatismo. Los casos en que se operen tumores deberán acompañarse con Rx de tórax en 2 proyecciones para la búsqueda de metástasis pulmonares. Jamás debemos estresar a pacientes con tumores nasales o dificultades respiratorias. Ante la sospecha de una insuficiencia cardiaca descompensada tampoco deberemos forzar el decúbito lateral del paciente.
- **Enfermedades endocrinas:** algunos pacientes presentarán problemas endocrinos sin relación alguna con la cirugía que se le practicará. Estos pacientes deberán tener instrucciones específicas del especialista en su ficha (Dra. Dolores Pérez Alenza) sobre su medicación y control previo, durante y después de la cirugía. Ciertas patologías endocrinas necesitan protocolos específicos (guías clínicas) tanto anestésicos como de medicaciones y monitorización durante la cirugía. Es muy importante leer toda la información y asegurarse de que la medicación previa a la cirugía ha sido administrada correctamente e indicar aquella relevante en la hoja anestésica. Antes de la inducción es necesario asegurarse de que todos los fármacos que pudiesen ser necesarios durante la intervención están calculados y disponibles.

Prevención de la hipotermia

Es muy importante evaluar la necesidad de prevenir la hipotermia **en todos los pacientes**. La mayoría de los anestésicos inhiben el centro termorregulador con lo que su temperatura disminuye irremediablemente.

Cuanto menor sea el animal, mayor es en proporción su superficie corporal y mayor tendencia tendrá a la pérdida de temperatura.

Habrà que tener también en cuenta la cirugía de la que se trate ya que la apertura de cualquier cavidad hace que la pérdida de temperatura sea mayor por exposición y evaporación.

Deberemos disminuir al máximo el tiempo de exposición prequirúrgica.

Ante esta situación deberemos anticiparnos y comenzar a calentar a nuestro paciente desde el comienzo de la anestesia sin esperar a que la temperatura disminuya peligrosamente. Se emplearán mantas térmicas y evitaremos pelar en exceso.

Valoración Clínica:

Toda la información descrita en este apartado deberá ser revisada por el estudiante de Anestesia y el animal será examinado personalmente con especial atención a los sistemas cardíaco y respiratorio, estado de hidratación, estado nutricional, temperamento, zona de la cirugía, duración prevista, así como cualquier información que pueda tener importancia en el mantenimiento anestésico.

Cualquier pregunta concerniente al paciente o a la anestesia deberá hacerse al personal de anestesia del día correspondiente.

Parámetro	Valores normales
Temperatura	38-39°C
FC	80-120 latidos/min (perros, varía según tamaño) 140-220 latidos/min (gatos)
FR	20-30 respiraciones/minuto
Presión Arterial	Media > 60; Sist.120-150 (>160 hipert)/Diast. 100-110 Hipotensión <60 de media
Pulsioximetría	> 95%
EtCO	Fisiológico de 35-45 mm Hg
PEEP	4-5 cm H ₂ O
Paw	Gatos 6-8 cm H ₂ O Perros <20 kg hasta 10 cm H ₂ O >20 kg 10-15 cm H ₂ O
PVC	<10 cm de H ₂ O (normal de 0 a 5)

4. Manejo del Paciente

Traslado y manejo del paciente anestesiado

IMPORTANTE: hay que tener mucho cuidado con las conexiones y desconexiones de circuitos anestésicos durante los tránsitos de unas salas a otras. Siempre debemos sujetar o llevar suficientemente asegurado el tubo endotraqueal y no dejar que se desconecte del circuito anestésico ni que se extube el paciente.

Cuando se pase el paciente de la camilla a la mesa de operaciones, debemos desconectar el circuito del tubo endotraqueal con mucho cuidado de no extubar al paciente, así evitaremos traumatismos en la tráquea. También se debe vigilar la vía venosa para evitar tracciones accidentales.

Se debe evitar el dañar los cables de monitorización por tracción en el traspaso de mesas (tampoco durante los transportes los cables deberán ir rozando el suelo). Al final de cada traslado de mesa, se deben poner a 0/off tanto el rotámetro de O₂ como el del vaporizador de isoflurano. Los rotámetros no se deben cerrar con fuerza, basta con apretar hasta que la bola / bobina quede inmóvil en el fondo de la columna.

Si el paciente debe cambiar de posición durante la cirugía debemos desconectar el tubo del circuito salvo si se trabaja a bajos flujos de O₂ ya que perderíamos la concentración de gas del sistema en la desconexión. En este caso se debe mover al paciente con sumo cuidado para evitar cualquier desconexión y trauma en las vías respiratorias.

El rasurado, la preparación y el posicionamiento de los pacientes para la cirugía es responsabilidad de los alumnos de cirugía aunque debemos establecer una buena coordinación con ellos para evitar demoras innecesarias.

Fluidoterapia: administración y monitorización

Vía venosa

Todo animal que entre en quirófano deberá llevar colocado un catéter intravenoso de tamaño adecuado y bien fi-

jado (preferentemente en la vena cefálica salvo que las condiciones de la cirugía o especie lo impidan). La permeabilidad de la vía siempre debe comprobarse antes de la inducción. Debemos saber si el paciente va a ser hospitalizado hasta el día siguiente antes de prepararlo ya que la fijación venosa, puede necesitar ciertas modificaciones sobre el protocolo habitual.

Todo paciente delicado o con hospitalización posterior deberá ser conectado a una bomba de infusión y llevar entre la bomba y el paciente una llave de tres vías (ya sea conectada directamente al paciente en animales pequeños, o a un alargador en animales de más de 10 kg).

La administración de fluidos durante la cirugía es muy importante, ha de mantenerse una vía venosa permeable para administrar los fluidos y fármacos necesarios durante todo el tiempo que dure una cirugía y su posterior hospitalización si fuera necesario, de ahí la necesidad de mantener en buen estado las vías, llaves y alargadores puestos durante la preparación a la anestesia y a su vez de mantener un estado de limpieza óptimo de las zonas en cuestión.

Por regla general, la dosis de fluidos necesaria durante una anestesia se ha establecido entre 5-10 ml/kg/h. Las pérdidas de fluidos durante una cirugía se producen por: pérdidas respiratorias debidas al vapor de agua de la espiración, pérdida de sangre por hemorragias y extracción o escisión de grandes cantidades de tejido y la pérdida por evaporación por la exposición de tejidos internos. Un abdomen o un tórax abierto producen un incremento considerable de las pérdidas de agua por evaporación.

El fluido que debe utilizarse por defecto es el Ringer lactato salvo que se indique lo contrario. La utilización de fluidos específicos se determinará por parte del anestesiista o del clínico responsable del caso. Los sistemas de suero de adulto, pediátricos y específicos para las bombas de infusión están disponibles en los armarios dispuestos para el material de cada quirófano. Los sistemas han de purgarse antes de conectarse al paciente (la ampolla reservorio ha de llenarse previamente y solo hasta la mitad) para evitar la

entrada de aire en la sangre del paciente. Los alargadores junto a la llave de tres vías se utilizarán si está indicado. La administración estándar de fluidos es de 5 ml/kg/h.

Siempre se ha de estar pendiente de la cirugía para valorar la necesidad de cambios en el manejo anestésico, hay que intentar anticiparse a posibles necesidades del cirujano (p.e. aumentar los fluidos si se produce una hemorragia o si va a extirparse un órgano con gran contenido en sangre...).

Tabla 3. Cálculo de las gotas (gtt) por segundo

Sistema	Macrogoteo	Microgoteo
gotas / ml	20	60
Paciente	> 5 kg	< 5kg
Cálculo gtt/s	$\frac{\text{Peso} \times (\text{ml/kg/h}) \times 20}{3600}$	$\frac{\text{Peso} \times (\text{ml/kg/h}) \times 60}{3600}$

5. Técnica Anestésica

Colocación de vía intravenosa

Generalmente se realizará después de la premedicación. Rasurar y limpiar la zona donde será puesto el catéter IV. Antes de introducir el catéter humedecer con alcohol la zona sin empapar el pelo ya que si no será difícil fijar la vía con el esparadrapo (el alcohol sobre la epidermis favorece la pérdida de temperatura por evaporación)

Una vez realizada la venoclisis es muy importante fijarla correctamente (para evitar sorpresas durante los cambios de posición del paciente) y acoplarla al sistema de suero previamente purgado y con el suero adaptado.

Es MUY IMPORTANTE asegurarse de que el catéter está en la vena. Para asegurarse hay varias formas:

Aspirar con una jeringa ó impulsar suero heparinizado por la vía y con un dedo en la vena para comprobar que el suero pasa, vigilando que la extremidad a la altura de la punta del catéter no se hincha.

Se puede bajar el sistema de suero junto con el suero por debajo del nivel del corazón del paciente. Debería fluir sangre por la vía.

¡¡ Cuidado !! normalmente la extravasación de los fármacos más utilizados en anestesia no tiene consecuencias negativas, pero la inyección perivascular de barbitúricos es muy dolorosa y puede causar necrosis tisular.

Todo animal deberá prepararse, rasurarse e inducirse en la sala de inducción preparada a tal efecto, salvo que se indique lo contrario.

Desde el momento de la inducción y hasta la extubación o transferencia a otro servicio, el estudiante de anestesia deberá llevar un control estricto y riguroso de la hoja anestésica incluyendo cada 5 minutos una medición de los parámetros fundamentales que puedan monitorizarse. ES MUY IMPORTANTE APUNTAR LA HORA EXACTA DE INDUCCIÓN Y DE EXTUBACIÓN. Se debe apuntar igualmente cualquier suceso inusual ó inesperado.

Premedicación anestésica

La premedicación se administrará normalmente por vía IM al menos 15 minutos antes de la colocación del catéter venoso y de la inducción anestésica (en algunos casos como cuando se utiliza acepromacina el pico de sedación se producirá más tarde). En gatos esperaremos 15 minutos con

una premedicación base y 5 minutos bastarán si hemos utilizado ketamina.

La mayoría de los fármacos preanestésicos pueden mezclarse en la misma jeringa (habrá que tener precaución si alguno de los fármacos es oleoso).

La dosificación de los fármacos preanestésicos se decide en las reuniones previas o sesiones clínicas en las cuales se distribuyen los casos. Si el volumen total es muy grande deberá inyectarse en varios puntos distintos para minimizar el dolor y mejorar la absorción.

Los fármacos empleados se indican en las Tablas en secciones posteriores.

Inducción anestésica

Inductores Anestésicos: perros

Propofol

Si utilizamos propofol (3-6 mg/kg), en general introduciremos en forma de bolo 2/3 de la dosis inferior ó 1/3 de la dosis máxima (2 mg/kg) en unos 10 segundos y esperaremos a ver el efecto durante unos 30-45 segundos. Si el animal padece o no muestra signos claros de haber respondido, introduciremos una dosis similar en bolo y repetiremos la operación hasta obtener el plano necesario para la intubación (mandíbula relajada, ausencia de reflejo de deglución). Siempre es posible superar la dosis máxima si fuera necesario y estando al corriente algún responsable del servicio de anestesia del HCVC. En animales que muestran sedación profunda la dosis inicial podrá ser de 1 mg/kg o menos.

Tiopental sódico

Si utilizamos tiopental (6-10 mg/kg), inyectaremos un bolo inicial de 1/3 de la dosis máxima. Esperaremos 30-45 segundos y observaremos la respuesta del animal al fármaco. Si el animal no está suficientemente dormido para inducir, repetiremos la dosis anterior esperando el mismo tiempo hasta que sea posible la intubación. Nunca se debe superar la dosis de 16 mg/kg (una vez y media la dosis máxima prevista).

Mezcla tiopental / propofol

Se calcula un volumen de 25mg/ml de tiopental (20ml de NaCl 0.9% ó agua para preparación estéril por cada

500mg de tiopental) y se le añade un volumen equivalente de propofol.

La dosificación se hace con respecto al propofol a la dosis mínima (3mg/kg), es decir, se calcula la dosis en ml de propofol y se utiliza la dosis calculada en ml de la mezcla para la inducción (p.ej. perro de 10 kg = 30mg de propofol que a 10 mg/ml = a 3 ml. Se utilizan 3ml de la mezcla). La solución debe administrarse en bolo lento la 1ª dosis y luego en 1/3 de dosis a efecto (hasta que el paciente se deje intubar).

La duración del efecto es más larga que con el propofol y más corta que con el tiopental. Las contraindicaciones son aquellas del tiopental: anemia, shock, hepatopatías. Presenta pocas ventajas (aumento del tiempo de conservación) y se emplea muy poco.

Ketamina / Diacepam o Midazolam

Si utilizamos Ketamina (5-10mg/kg), deberemos combinarla siempre con una benzodiacepina a 0,3mg/kg (diacepam, midazolam) en la inducción para evitar la rigidez muscular, o bien haber utilizado previamente un agonista alfa-2 adrenérgico. Estos fármacos podrían mezclarse en la misma jeringa aunque se produce una turbidez del preparado que desaparece al agitar la mezcla. Para la inducción deberemos inyectar la dosis mínima en bolo y ver el efecto, repitiendo la misma si fuera necesario. Por regla general y si no se tiene intención de intubar al paciente por tratarse de intervenciones cortas se prepararán dosis dobles ya que pueden ser necesarias.

Alfaxalona

En 2009 se introduce este fármaco esteroideo (Alfaxan, Lab. Vetoquinol) con un margen de seguridad aparentemente mayor que los fármacos anteriores. Puede administrarse también por vía intramuscular. La dosis es en el perro es de 0,5-2 mg/kg (normalmente 1 mg/kg) y 3-5 mg/kg en el gato.

Fentanilo / Diacepam o Midazolam:

Combinación muy segura. El diacepam y midazolam son benzodiacepinas, de acción sedante y relajante muscular, aunque de escasa depresión central, por lo que deben ser combinado con un opiáceo. El fentanilo es un opioide puro, agonista de los receptores mu y kappa, con potencia 100 veces superior a la morfina.

Se carga el fentanilo y la benzodiacepina en jeringas diferentes y los vamos administrando alternativamente. Inyectamos 0,3-0,4 mg/kg de benzodiacepina IV seguido de 5 µ/kg de fentanilo también IV. En algunos pacientes será necesario repetir la dosis de benzodiacepina.

Hay que tener en cuenta que el plano anestésico logrado con este protocolo no será igual que el obtenido con tiopental, o propofol, durante la intubación el animal puede parpadear, mover la lengua o toser, por ello es recomendable el empleo de spray de lidocaína sobre las cuerdas vocales.

Etomidato

Hipnótico no acumulativo de acción ultracorta (20 min) y rápida recuperación. Se emplea en pacientes con patología cardíaca (*Ver guía clínica*). La dosis de administración en animales sanos es de 0,5- 2,2 mg/kg con una media de 1,1 +/- 0,4 según la premedicación (0,5-3 mg/kg).

La administración se debe realizar del siguiente modo: Introducimos 0,5 mg/kg en un principio y si es necesario se irá aumentando la dosis hasta poder realizar la intubación endotraqueal.

Inducción anestésica en gato:

En gatos, cuando el animal pierda el reflejo palpebral aplicaremos lidocaína en los cartílagos aritenoides de la laringe y dejaremos 30 segundos a 1 minuto para que haga efecto antes de intubar.

Intubación y Extubación

Durante la intubación es necesario vigilar el monitor de ECG, y si carecemos de él debemos controlar la FC y la calidad del pulso antes y después cada administración del agente inductor. También deberemos vigilar la respiración ya que muchos inductores pueden producir apnea.

El animal se intubará en decúbito esternal siendo sujetado por la boca bien abierta (pueden utilizarse abre bocas específicos) y el cuello extendido para que la persona encargada pueda intubar.

El paciente deberá estar lo suficientemente dormido como para aceptar el tubo endotraqueal con una mínima o nula resistencia a la intubación.

Se debe inflar el balón tan pronto como sea posible, siempre y cuando esté indicado por la especie o peso del paciente.

Este balón presente en los tubos endotraqueales sirve principalmente para evitar que haya fugas en el sistema atrapando el aire en las vías aéreas. También evita que cualquier secreción profundice más allá de su posición si traspasa la laringe hacia el interior de la tráquea, lo que podría provocar una neumonía por aspiración.

El balón no deberá hincharse en exceso, como máximo a 20-25 cmH₂O. Un hinchado excesivo puede causar una traqueítis, una necrosis de la mucosa traqueal o incluso una rotura traqueal con el consiguiente enfisema subcutáneo.

Una vez que se ha hinchado el balón adaptaremos la pieza en Y del circuito que hayamos seleccionado según el tamaño del paciente. Cuando el paciente esté conectado incrementaremos el flujo de O₂ hasta 30 ml/kg en un principio. Debemos, si es posible buscar fugas en el sistema particularmente alrededor del tubo endotraqueal (recordamos que la verificación de las fugas del circuito y máquinas anestésicas debe realizarse previamente a la inducción), si las hubiese hemos de hinchar más el balón. La comprobación de que el balón no está hinchado se realizará siempre antes de la intubación.

Se debe asegurar MUY BIEN el tubo con una venda de gasa o un sistema de suero usado y cortado tras los las orejas, salvo que la zona quirúrgica lo impida y en cuyo caso se atara a la mandíbula inferior o superior según se indique por el personal del servicio.

Tras comprobar las fugas y fijar el tubo, abriremos el vaporizador, a mayor o menor concentración en función del plano anestésico del paciente, hasta que desaparezca el reflejo palpebral, asegurándonos así un plano anestésico aceptable para la movilización y preparación del animal.

Mantenimiento anestésico

Una vez que desaparezca ese reflejo bajaremos el porcentaje de gas lo más próximo a la CAM que sea posible sin que disminuya el plano anestésico. Si no se emplean opioides potentes, el % de Isoflurano será de aproximadamente 1,3 - 1,5 X Concentración Alveolar Media (CAM).

Concentración Alveolar mínima o CAM (%)			
	Perro	Gato	Caballo
Halotano	0.9	1.2	0.9

Isoflurano	1.3	1.6	1.3
Sevoflurano	2.3	2.6	2.3

Al cabo de unos minutos bajaremos el flujo de O₂ al volumen adaptado al tamaño del paciente y si disponemos ya de un circuito cerrado con absorbente de CO₂ (cal sodada), trabajaremos a bajos flujos (20-40 ml/kg/min) o flujos mínimos (10-20 ml/kg/min), esto último SIEMPRE que monitoricemos gases inspirados y espirados (oxígeno, CO₂ y gases anestésicos).

Con el animal anestesiado procederemos a aplicar un protector corneal y si disponemos de él, un fonendoscopio esofágico. Una vez que el paciente esté estable, y que se han apuntado los primeros parámetros en las hojas de anestesia, el estudiante ó el responsable de cirugía comenzará a preparar el animal para la operación.

Atropina

La atropina no se debe usar rutinariamente, solamente cuando hay una bradicardia evidente, o para prevenir o tratar posibles reflejos vágales (p.ej. cirugías oftalmológicas, de cabeza o cuello...).

6. Protocolos anestésicos empleados en el HCV en perros

En el HCVC se emplean protocolos individualizados a cada paciente. A continuación se indican los más comunes según la categoría ASA, aunque varían en función de la patología del paciente y del procedimiento a realizar.

ASA	Opción 1 (dosis en mg/kg)	Opción 2 (dosis en mg/kg)
I -II	<p>Premedicación¹ Acepromacina (ACP; 0,02-0,05) + Opiáceo (habitualmente metadona 0,3)¹ AINE² : meloxicam (0,2), carprofeno (4), robenacoxib (2)</p> <p>Inducción³ Tiopental (6-12) ó Propofol (3-6) ó Alfaxalona (0,5-2) ó Ketamina (5-10)/diazepam (0,3) ó Tiopental/propofol (mezcla) ó propofol/diazepam</p> <p>Mantenimiento⁴ Isoflurano 1,3-1,6% (<u>Et o en gas espirado, NO en el vaporizador que es mayor normalmente: 1,6-2%</u>) o sevoflurano 2,4-2,8% o Propofol en infusión (12-36 mg/kg/h) o alfaxalona (6-7 mg/kg/h)</p>	<p>Premedicación¹ Medetomidina (0,005-0,015) o dexmedetomidina (0,003-0,008) + Opiáceo (habitualmente metadona 0,3)¹ AINE² : meloxicam (0,2), carprofeno (4), robenacoxib (2)</p> <p>Inducción Tiopental ó Propofol o Alfaxalona (5) ó Ketamina/diazepam. ó</p> <p>Mantenimiento Isoflurano o sevoflurano o infusión de propofol o alfaxalona</p>
III-IV	<p>Premedicación "Dosis Bajas" Acepromacina (0,02) o midazolam (0,3) + Opiáceo (Siempre opiáceo; sedante en función del estado del paciente)</p> <p>Inducción (ajustar dosis a la baja siempre) Fentanilo (0,005-0,01) + Diazepam o Midazolam (0,3) (jeringas separadas, en bolo muy lento) ó Alfaxalona (0,5-2) ó Etomidato (0,5-2)</p> <p>Mantenimiento Isoflurano 1,3-1,6% o sevoflurano 2,4-2,8% Fentanilo en infusión: (0,005-0,025 mg/kg/h) (otras infusiones en función del caso concreto)</p>	
V	<p>Premedicación "Dosis Bajas" Opiáceo</p> <p>Inducción (ajustar dosis a la baja siempre, realizar coinducciones) Fentanilo (0,005-0,01) + Diazepam o Midazolam (0,3) (jeringas separadas, en bolo muy lento) ó Alfaxalona (0,5-2) ó Etomidato (0,5-2)</p> <p>Mantenimiento (ajustar dosis a la baja siempre) Isoflurano 1,3-1,6% o sevoflurano 2,4-2,8% Fentanilo en infusión: (0,005-0,025 mg/kg/h) (otras infusiones en función del caso concreto)</p>	

1. Opiáceo: El fármaco más empleado es la metadona 0,3 mg/kg. La principal ventaja frente a la morfina es que no provoca vómitos. También se puede emplear petidina (4-6 mg/kg), butorfanol (0,3-0,5 mg/kg) o buprenorfina (0,02-0,04 mg/kg), según la intensidad dolorosa esperada. Metadona, morfina y petidina se emplean en procedimientos dolorosos, típicamente cirugía. El butorfanol y la buprenorfina presentan una potencia analgésica menor y suelen emplearse comúnmente en sedaciones para pruebas diagnósticas poco dolorosas.
2. Analgesia: Además del empleo de opioides se administra un anti-inflamatorio no esteroideo de 12-24 horas de duración, siempre que su uso no esté contraindicado. Se administran dosis para cubrir un mínimo de 24 horas, y se mantienen preferiblemente 48-72 h en cirugía mayor.
3. Inductores: En el HCVC se emplean generalmente propofol, alfaxalona o tiopental sódico dado que se considera que los efectos son muy parecidos en la práctica en animales sanos. La alfaxalona se emplea también en pacientes más debilitados por producir menor repercusión cardiovascular. La ketamina suele emplearse en pacientes debilitados y el etomidato cuando el paciente presenta problemas cardíacos (arritmias).
4. Mantenimiento: Puede emplearse sevoflurano o isoflurano, generalmente. Si no se emplean opioides potentes (morfina, metadona, petidina, fentanilo), la concentración debe incrementarse.

Tabla de dosis de los fármacos más comunes en anestesia (HCV)			
	Perro (mg/kg)	Gato	Observaciones
Medetomidina (IM)	0,005-0,01	0,01-0,015	En razas muy pequeñas el rango alto y en razas gigantes el rango bajo de dosis.
Dexmedetomidina (normalmente el 60% de la dosis de medetomidina)	0,003-0,006	0,006-0,01	Idem
Midazolam (IM) O Diacepam (IV)	0,3	0,3	Se emplea solo en animales debilitados, o junto con un opioide y otro sedante para potenciar su efecto, o como coinducción.
Acepromacina (ACP) (IM)	0,02-0,05	0,02-0,04	En razas muy pequeñas el rango alto y en razas gigantes el rango bajo de dosis.
morfina (IM) metadona (IM) petidina (IM) butorfanol (IM) buprenorfina (IM)	0,5 0,3 4-6 0,2-0,5 0,01-0,02	0,3 0,3 4-6 0,2-0,5 0,005-0,015	Se elige en función de la intensidad dolorosa del procedimiento.
Tiopental (IV) Propofol (IV) Ketamina + diacepam o midazolam (IV) Alfaxalona (IV) Etomidato	6-12 3-6 5-10+0,3 0,5-2 0,5-2	 4-8 5-10+0,3 3-5 0,5-2	
Isoflurano Sevoflurano	1,2-1,6 % 2,4-2,8%	1,5-1,9 % 2,6-3,2%	Asociado a opioides potentes.
Fentanilo (mg/kg/h) + Diacepam (IV)	0,005-0,01 + 0,3		

¿Cómo interpretar los rangos de dosis?

En un animal sano suele seleccionarse una dosis alta del rango. En animales nerviosos se emplearán las dosis altas o incluso superiores de tranquilizantes mientras que en animales debilitados siempre se considera el uso de la dosis más baja o incluso no usar sedante. Por ejemplo, la dosis habitual de acepromacina en un perro sano es 0,03 mg/kg; en un animal muy nervioso sano podemos administrar hasta 0,05 mg/kg, mientras que en un paciente geriátrico administraremos 0,02 mg/kg o emplearemos un fármaco menos 'agresivo' cardiovascularmente como el midazolam (0,3 mg/kg).

Protocolo en el perro

No existe un protocolo estándar sino que debe seleccionarse en función de los fármacos y dosis que consideramos más adecuados en cada paciente. En animales sanos es frecuente seleccionar un opioide como la metadona, asociado a acepromacina o medetomidina (o dexmedetomidina). Un protocolo frecuente actualmente en el HCV en perros es (en mg/kg):

Premedicación	Acepromacina (0,05) o medetomidina (0,005) + metadona (0,3). AINE perro y gato: meloxicam (0,2) o carprofeno (4) o robenacoxib (2) o AC tolfenámico (4) (en gatos)
Inducción	Tiopental (6-12) ó Propofol (3-6) o alfaxalona (0,5-1 en perro y 3-5 en gato) indistintamente.
Mantenimiento	Isoflurano 1,6-2% (en VAPORIZADOR, no en el monitor que normalmente no está disponible en clínicas veterinarias) Sevoflurano 2,8%-3,3% (en VAPORIZADOR)

Antibióticos, AINEs y protección gástrica

Administración de antibióticos (AB) y Antiinflamatorios no esteroideos (AINEs): antiinflamatorios esteroideos (AINEs), se realizará después de la inducción. En este caso la persona responsable del caso o el personal del servicio de anestesia o cirugía indicarán el fármaco específico a administrar. Además se incluirá rutinariamente la administración de **Ranitidina** (1 mg/Kg SC) a la vez que el AINE. En pacientes geriátricos o en aquellos en los que se prevé hipotensión intraoperatoria, se esperará a observar valores de presión arterial en rango normal y estable antes de administrar el AINE.

La administración de AB queda a cargo del personal de cirugía, que deberá avisar al anestesista antes de administrarlo y confirmar sustancia, dosis, volumen y vía de administración.

Protocolos especiales en perros

Perro muy debilitado

Venoclísis (preferentemente dos vías)
Fluidoterapia adaptada a la patología en curso
Tratamiento compensador o estabilizador

Inducción (ASA III-IV):

- fentanilo + diazepam o midazolam (iv, lentamente y por separado) ó
- ketamina 100/diazepam o midazolam. 50% / 50% y 1 ml/10kg/iv, dosis efecto ó
- etomidato 0,5-1,5mg/kg/iv, dosis efecto

Una vez intubado comenzaremos con flujos elevados de O₂ (30ml/kg) y anestésicos volátiles: Isoflurano ó Sevoflurano a 0,5 – 1 %.

Continuaremos con una infusión de fentanilo a 5 –10 µg/kg/h. Si no es suficiente para el mantenimiento la infusión de fentanilo, probar infusión de ketamina (0,6-1,2 mg/kg/h) y/o lidocaína (2-3 mg/kg/h).

7. Protocolos anestésicos empleados en el HCV en Gatos (mg/kg)

ASA	Opción 1	Opción 2	Opción 3
I- II	<p>Premedicación Medetomidina (0,01-0,015) o dex-medetomidina (0,005-0,008) + Metadona (0,3) o Petidina (5) (IM)</p> <p>Inducción Tiopental ((6-12) ó Alfaxalona (5) ó ketamina (5-15)/diazepam (0,3) ó propofol (3-6)</p> <p>Mantenimiento Isoflurano o sevoflurano</p>	<p>Premedicación Midazolam (0,3) + ketamina (3-6) (IM)</p> <p>Inducción (si necesario): Tiopental ó Alfaxalona (5) ó ketamina/diazepam ó prpopofol. (IV)</p> <p>Mantenimiento Isoflurano o sevoflurano</p>	<p>Premedicación Metadona (0,3) o Petidina (5) + ketamina (5) + medetomidina (0,005 – 0,015 mg/kg) o dex-medetomidina (0,004-0,008)</p> <p>Inducción (si necesario): Tiopental ó Alfaxalona (5) ó ketamina/diazepam ó prpopofol. (IV)</p> <p>Mantenimiento Isoflurano o sevoflurano</p>
III-IV	<p>Premedicación Metadona (0,3) o Petidina (5) (IM)</p> <p>Inducción Alfaxalona ó ketamina/diazepam. ó propofol</p> <p>Mantenimiento Isoflurano o sevoflurano</p>	<p>Premedicación Midazolam + ketamina + opiáceo</p> <p>Inducción Alfaxalona ó ketamina/diazepam. ó propofol</p> <p>Mantenimiento Isoflurano o sevoflurano</p>	
I-II: Proc. cortos	<p>Medetomidina (0,01-0,015) + ketamina (3-6) + Metadona (0,3) o Petidina (5) (IM)</p>		

Mezcla ketamina / medetomidina

Usos:

Procedimientos exploratorios o cirugía menores (combinados con anestesia local o con opiáceo), o premedicación en animales agresivos: Ketamina 8-15 mg/Kg + medetomidina 0,01 – 0,03 mg/Kg.

Protocolos especiales en gatos

Gato muy debilitado (ASA IV-V):

Poner una vía
Fluidoterapia adaptada a la patología en curso
Tratamiento de estabilización en función de la patología

Inducción:

- fentanilo + diacepam (iv, lentamente y por separado) ó
- keta1000/diacepam. 50% / 50% y 1 ml/10kg/iv, dosis efecto ó
- etomidato 0.5-1.5mg/kg/iv, dosis efecto

Relajar los cartílagos laríngeos con lidocaína, intubar y comenzar con O₂ al 100 % y a 200 ml/kg con un sistema abierto, semiabierto o pediátrico cerrado. Si no se deja intubar repetir ½ dosis de inducción hasta efecto deseado.

Mantenimiento con Isoflurano o sevoflurano en combinación con infusión de fentanilo +/- ketamina o técnica locorregional.

Inducción inhalatoria en gatos agresivos mediante cámara (u otros animales de pequeño tamaño)

1. Posicionar al gato en una cámara / campana limpia, siempre ha de tener un toma de O₂ y un sistema de evacuación.
2. Comenzar con un flujo de O₂ a 4-5 l/min. y abrir el vaporizador hasta 4-5%. Utilizar siempre un circuito semiabierto (nunca un circuito cerrado).
3. Cuando el animal deje de vocalizar, de moverse y esté en decúbito, se continuará la inducción con mascarilla* a 2 l/min y con el vaporizador al 2 %, subiéndolo y bajándolo según necesidad.
4. No debemos precipitarnos ya que si abrimos la campana antes de tiempo, la concentración de gas se pierde por completo y aumenta el gasto y la contaminación ambiental además de que el gato puede recuperarse muy rápido.
5. Cuando el gato esté completamente relajado, pondremos la lidocaína en la laringe e intentaremos la intubación.

*Podemos aprovechar estos momentos para colocarle un catéter intravenoso comenzando así la fluidoterapia ó incluso utilizándolo para completar la inducción con un anestésico iv. Una vez inducido, administraremos un sedante y un opiáceo en función de la patología del paciente y del procedimiento a realizar.

8. Control del dolor perioperatorio

Opioides

METADONA y MORFINA

- Uso: controlar dolor intenso intra- y postoperatorio.
- Dosis:
 - Perro 0,3 mg/kg IM
 - Gato 0, 3 mg/kg IM
- Duración efecto: 4-5 horas.
- Efectos Adversos: la morfina produce emesis (no usar en animal con vómitos) y estreñimiento, no así la metadona.

PETIDINA

- Uso: control dolor moderado-intenso. No tiene efectos secundarios sobre el sistema digestivo. Efecto Antiespasmódico

- Dosis: Perro 5 mg/kg IM
Gato 5 mg/kg IM
- Duración: efecto aparece a los 10 min. Vida media: IV 36-45 min, IM 60 min.

FENTANILO

- Uso: analgesia intraoperatoria en infusión continua, los efectos aparecen a los pocos minutos. Dosis: 2-5 µg/kg IV lenta (Vigilar FC y FR). Duración: 20-30 min. Pico máx. acción: 5 min.
- Efectos adversos: depresión cardiorrespiratoria, sialorrea, defecación espontánea (se pueden controlar con atropina).

TRAMADOL

- Uso: analgesia postoperatoria. Para sedaciones asociado con sedantes.

Dosis: 2-5 mg/kg IM.
Duración: 12- 24 horas

Aines

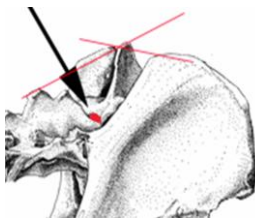
Utilizar meloxicam (0,1-0,2 mg/Kg) ó carprofeno (2-4 mg/kg) ó ác. Tolfenámico (4 mg/kg, en gatos) o robenacoxib (2 mg/kg) junto con cimetidina (4 mg/Kg) o Ranitidina (1 mg/kg).

Siempre se debe consultar con algún miembro del servicio antes de realizarse el procedimiento.

Técnicas de analgesia locorregional

Analgesia Epidural

Rasurar y realizar una limpieza quirúrgica de la zona lumbosacra. El espacio utilizado normalmente se localiza situándose ligeramente caudal a una línea recta imaginaria que conecta la zona más prominente de las 2 alas del ilion. Se puede igualmente palpar la apófisis espinosa de la 7ª vértebra lumbar, encontrándose el espacio para el acceso al espacio caudal a esta vértebra (se trata del espacio lumbosacro L7-S1).



Tras ponerse unos guantes estériles se tira de la piel, para que el orificio de entrada no esté situado al mismo nivel que la entrada del espacio epidural, y se introduce la aguja espinal perpendicular al ángulo de la piel muy lentamente. Normalmente se siente y/o escucha un chasquido cuando atravesamos el ligamento amarillo situado sobre el canal vertebral. Una vez ahí (ó si hacemos tope, sacando la aguja algunos mm) se retira el fiador un cm y se rellena con la solución que vamos a inyectar. Una vez relleno se retira totalmente el fiador y se observa si el vacío del espacio epidural absorbe la solución. Si no lo hace se sacará o introducirá la aguja varios mm hasta que lo absorba. Algunas veces no se absorbe con lo que se introducirá la solución tras pasar el ligamento amarillo. Los fármacos administrados serán:

Solo analgesia:

- Morfina (sin conservantes) a 0,1mg/kg diluido con NaCl 0,9% hasta completar 0,2 ml/kg.

Anestesia:

- Morfina 0,1mg/kg + Anestésico Local: Lidocaína 2% 0,2 ml/kg, o bupivacaína 0,5% 0,2 ml/kg.

Bloqueo intercostal

Bupivacaína (< de 2mg/kg/perros y 0,5mg/kg/gatos) caudalmente a las 2 costillas craneales y a las 2 costillas caudales del lugar elegido para la incisión.

Infusiones continuas (CRI: constant rate infusion)

<p>Morfina : dosis de carga de 0,2mg/kg, continuada por una CRI de 0,1mg/kg/h</p> <p>Propofol: 0,1-0,5mg/kg/min</p> <p>Lidocaína: dosis de carga de 1-2mg/kg, continuada por una CRI de 25-75 µgr/kg/min</p> <p>Butorfanol: 0,2mg/kg/h</p>	<p>Morfina/Ketamina: diluir 60mg de morfina y 60mg de ketamina en 500ml de NaCl 0,9%. Administrar a 1ml/kg/h.</p> <p>Morfina/Ketamina/Lidocaína: diluir 60mg de morfina + 60mg de ketamina + 500mg de lidocaína en 500ml de NaCl 0,9%. Administrar a 1ml/kg/h.</p> <p>Fentanilo: dosis de carga de 2-5µgr/kg, continuada por una CRI de 5-10µgr/kg/h</p>
--	---

9. Protocolos especiales

Odontología

Sólo tener en cuenta una serie de particularidades de manejo de estas intervenciones:

Pacientes:

Normalmente son animales geriátricos.

Existen muchas probabilidades de traumas concurrentes si hablamos de cirugía maxilofacial.

Existen grandes posibilidades de enfermedad cardíaca por infecciones bucales.

Esto implica que haya que elegir el protocolo más adecuado con el ASA del paciente y el tipo de cirugía.

Pacientes ancianos o adultos con un deterioro dental importante.

Concomitancia de alteraciones sistémicas:

RENALES

HEPATICAS

METABOLICAS / HORMONALES

CARDIACAS

ICC

ENFERMEDADES VALVULARES

ALTERACIONES MIOCARDICAS

ALTERACIONES DE VASOS PERIFERICOS

RESPIRATORIAS

Disminución elasticidad pulmonar

Disminución de superficie de intercambio

COPD

OSEAS

Resorción ósea apical con deterioro mandibular

(Ojo con las fracturas de mandíbula durante la intubación)

Ojo con la rotura de piezas dañadas

Además de los analgésicos opiáceos, tener en consideración la gran efectividad y efecto coadyuvante de los AINES ya desde la premedicación. El dolor odontológico está provocado en gran medida por la compresión del nervio dentro del estuche óseo y de dentina. Minimizando la inflamación reducimos en gran parte el dolor

CARPROFENO

MELOXICAM

Existen numerosas posibilidades de anestesia local para estas intervenciones, en lo posible solicitar la colaboración o explicación del cirujano y en lo posible que la realice el mismo

Consideraciones sobre la intubación:

La existencia de infecciones exudativas en la cavidad oral puede provocar con facilidad la infección de las vías aéreas por transporte mecánico de la pus con el tubo endotraqueal y el laringoscopio. Extremar el cuidado en la intubación y si es necesario lavar primero la cavidad oral con clorhexidina 2%.

Durante las manipulaciones quirúrgicas el tubo va a moverse más de la cuenta debido a manipulaciones de los odontólogos. Mucha precaución con la fijación.

En los procedimientos con limpieza de sarro y extracciones se producen gran cantidad de detritus infecciosos y acúmulo de líquidos en la cavidad oral y faringe. Comprobar cada 5 minutos el llenado del balón del tubo endotraqueal que impedirá el paso de este material a la tráquea. Favorecemos esta precaución colocando gasas humedecidas en la entrada faríngea a modo de barrera.

Extubar cuando exista un claro reflejo deglutorio para evitar la aspiración

Consideraciones en monitorización:

La cavidad oral estará permanentemente invadida y por ello la pulsioximetría no funcionará bien en la lengua. Debemos buscar otra zona depilada o con poco pelo y piel no pigmentada.

Endoscopia

11.1 Endoscopias digestivas superiores

Las endoscopias digestivas superiores son procedimientos diagnósticos que producen un dolor moderado.

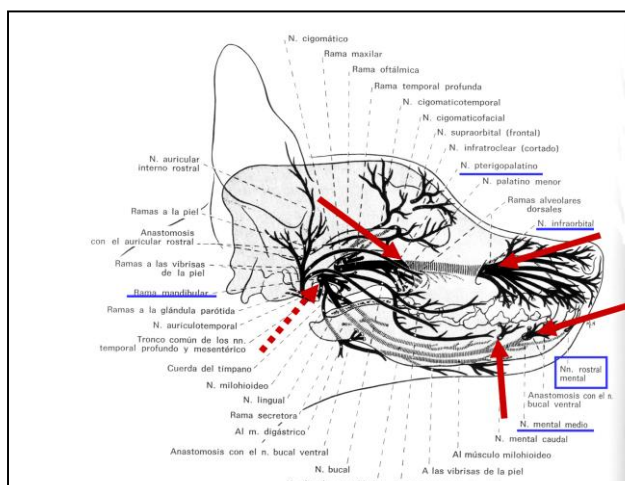
Los pacientes que son sometidos a las mismas varían en su estado ASA. Los procedimientos que mencionamos a continuación se limitan a animales ASA I y II. Dado que los pacientes sometidos a endoscopia digestiva presentan una patología de dicho sistema, EVITAMOS administrar AINES pero sí se administra un protector gástrico.

Premedicación:

Perro: Según el carácter y especie .

SEDANTES:

Medetomidina o dexmedetomidina. Al ser procedimientos normalmente cortos, se evitan fármacos de larga duración como la acepromacina.



Principales puntos de infiltración local en cavidad oral

Analgesia en odontología:

ANALGESICOS:

Butorfanol (0,2 – 0,4 mg/Kg).

Metadona (no produce vómito) en procedimientos más dolorosos.

Gato: en gatos manejables:

SEDANTE:

Medetomidina o dexmedetomidina.

ANALGESICOS:

Butorfanol (0,2 – 0,4 mg/Kg) ó Petidina (4 -6 mg/Kg).

En gatos inmanejables:

Ketamina de 5 a 10 mg/Kg + Midazolam 0,1 – 0,3 mg/Kg o diazepam 0,1 mg/Kg.

Ketamina de 5 a 10 mg/Kg + Medetomidina (0,005 -0.010 mg/Kg) +/- Butorfanol (0,2 – 0,4 mg/Kg).

Induccion

Tiopental sódico o propofol, aunque nos decantamos por este último ya que muchos de estos procedimientos son de duración bastante corta, apenas da tiempo a profundizar al paciente antes de comenzar la exploración y es fácil que al animal sienta un pico de dolor al introducir el tubo en el esófago y estómago.

MANTENIMIENTO

Con Isoflurano (1,2 -1,5 CAM)

Se necesita generalmente mantener VPPI y PEEP ya que la insuflación de gas en el estómago produce una disminución de la distensibilidad torácica y una reducción de volumen corriente. (Ver valores ventilatorios en este documento).

RECUPERACIÓN

Atender a la posible existencia de contenidos líquidos en porciones craneales de esófago y tráquea. Si es necesario proceder a un lavado de vías aéreas y cavidad bucal y extracción del tubo con balón semidesinflado.

11.2 Colonoscopia

El procedimiento consiste en visualizar y/o biopsiar mucosa de colon. Es un procedimiento doloroso ya que se procede a dilatar el intestino grueso con aire y en ocasiones la distensión produce dolor y también restricción ventilatoria.

El procedimiento suele llevarse a cabo con éxito en animales ASA I-III mediante la administración de:

ANALGESIA

Preferiblemente un analgésico opiáceo de duración media-corta

Butorfanol (0,2 – 0,4 mg/Kg)

Petidina (4 -6 mg/Kg)

SEDACION

Medetomidina (0.005-0,01 mg/Kg) que proporciona una buena sedación y cierto grado de analgesia visceral.

MANTENIMIENTO

Soporte con mascarilla de oxígeno.

En ciertos casos, es necesario suplementar la sedación con 0,5 mg/Kg de propofol en bolos a efecto para poder realizar la exploración, de modo que es importante mantener un vía permeable, para evitar complicaciones mejor realizar la venoclisis previamente a la sedación con alfa-2 que dificultaría mucho esta maniobra debido a la hipotensión.

Lebreles

Esta especie canina tiene un volumen de distribución menor debido a la escasez de materia grasa y a la gran masa muscular que poseen. Además tienen un metabolismo de los barbitúricos más lento que el resto de razas por lo que la técnica anestésica deberá modificarse.

Protocolo:

Prem → im: butorfanol + ACP

Inducc → iv: keta1000/diacepam.50%-50%. 1 ml/10kg.
Comenzar de ½ dosis en ½ dosis a efecto

→ iv: propofol. Comenzar de ½ dosis en ½ dosis a efecto.

Prem → im: atropina + opiáceo puro

Inducc → iv: fentanilo /diacepam, intubación

Mant → Isoflurano ó Sevoflurano

Prem → im: atropina + ACP + butorfanol

Inducc → iv: propofol 3-6mg/kg, intubación

Mant → Isoflurano ó Sevoflurano

Mielografía Cervical y extracción de LCR

Premedicación: ± atropina 0,02mg/kg (no es necesaria de rutina) + Butorfanol 0,2-0,3mg/kg + ACP ó Midazolam.

Si el animal tiene ya un catéter venoso se puede sustituir el midazolam por diacepam (aunque las benzodiazepinas pueden causar hiperexcitación).

Inducción: Tiopental ó propofol (dosis habituales) a efecto hasta que la intubación sea posible. (Es preferible que la intubación se realice con un tubo endotraqueal reforzado para evitar la obstrucción de la vía aérea durante el procedimiento).

Mantenimiento: Anestesia inhalatoria con Isoflurano o Sevo. Es muy recomendable utilizar un capnógrafo.

Para evitar posibles convulsiones debidas al producto de contraste es recomendable mantener al animal anestesiado con la cabeza en lugar elevado en cuanto el procedimiento lo permita. Siempre se debe tener diacepam a mano en caso de ser necesario. Si el animal es operado en posición ventrodorsal de un proceso cervical, hemos de vigilar de cerca la función respiratoria, siendo un ventilador recomendado.

Broncoscopia

- Premedicación: opiáceo (preferiblemente butorfanol) generalmente con acepromacina (0,03 mg/Kg)
- Inducción: propofol 2-8mg/kg en bolo lento a efecto ó keta/diacepam. ó tiopental/diacepam.
- Mantenimiento: bolos de propofol de 1-2mg/kg o CRI de propofol

Puede ser necesaria la intubación o la traqueotomía de urgencia. Siempre debemos tener atropina a mano (reflejos vágales frecuentes).

Muchos pacientes sometidos a broncoscopia presentan irritación de vías aéreas que predisponen al broncoespasmo, por este motivo, normalmente estos animales son medicados con un broncodilatador: EUFILINA (8 mg/kg IV lento).

Cesárea

Remitimos a la lectura completa en PNT de Cesáreas

Premedicación:

Normalmente se evita la sedación (premedicación) y se induce directamente, y en especial se desaconsejan los α -2-adrenérgicos y fenotiacinas por su potente acción vasodilatadora, así como la ketamina, por el aumento de resistencia vascular uterina.

Se recomienda el uso de fentanilo o petidina (buena analgesia y reversibles con naloxona).

Preparación del campo quirúrgico:

Rasurar el campo y hacer un primer lavado ANTES de la inducción y, si es posible, en estación, no en decúbito. Se desea minimizar el tiempo de anestesia y también el de decúbito.

Inducción:

Debe llevarse a cabo con fármacos de acción ultracorta y eliminación rápida: Propofol o fentanilo + diacepam o alfaxalona.

Intubación traqueal:

SIEMPRE, ya que se asegura una correcta oxigenación y se evitan posibles aspiraciones traqueales. Preoxigenar durante al menos 5 minutos.

Mantenimiento:

Epidural y a. general inhalatoria. El uso de la anestesia epidural o de la infusión de fentanilo, permite disminuir la dosis de isoflurano por debajo de la CAM. Si la perra/gata está muy deprimida o su carácter lo permite, podría llevarse a cabo la intervención simplemente con tranquilización y epidural.

Si hay complicaciones:

Atropina/glicopirrolato (no modifica la FC de los cachorros) a 0,02 mg/kg para compensar bradicardias, prevenir bloqueos cardiacos e inhibir el vómito y la broncoconstricción (favorecer la respiración); dopamina a 5-15 μ g/kg/IV en caso de hipotensión severa, pero esto pone en peligro la vida de los fetos.

Recuperación:

Analgesia → buprenorfina y AINEs; Antibioterapia → Cefazolina a 22 mg/kg/IV.

Manejo de los RECIÉN NACIDOS:

Despejar vías respiratorias: Retirar restos de membranas de la cabeza y sacudir cuidadosamente al recién nacido con la cabeza por debajo para facilitar la salida de fluidos de la orofaringe. Para estimular la respiración se frota con una toalla, lo que al mismo tiempo le sirve para calentarle.

Monitorización:

Control de la presión arterial y oxigenación imprescindibles.

Procedimientos oftalmológicos

En primer lugar advertir que aquellos procedimientos que afecten a la córnea o globo ocular pueden incorporar atropina o glicopirrolato para evitar reflejos vagales, o necesitar su administración intraoperatoria.

La administración de algunos agentes anestésicos pueden influenciar la acción motora de los músculos del iris teniendo así un efecto directo ó indirecto en la cirugía ocular.

Las drogas narcóticas y sus derivados inducen miosis en perros, su uso no está, por ello, indicado en las urgencias ó cirugías intraoculares programadas ya que una pupila

miótica incomoda una cirugía de cataratas y puede inducir la aparición de sinequias en las uveítis postquirúrgicas.

El único agente utilizado satisfactoriamente es el butorfanol (agonista-antagonista)

Un efecto inverso se produce en los pacientes felinos con lo que el uso de narcóticos en las cirugías intraoculares de estas especies es aceptable.

Los agentes parasimpaticolíticos (atropina, glicopirrolato) así como la anestesia general disminuyen o eliminan por completo la producción de lágrima. Generalmente se usan protectores corneales a base de lágrima artificial para que la córnea no se dañe por la desecación en los procedimientos oftálmicos.

Sin embargo hay que tener en cuenta que las lágrimas artificiales son tóxicas para el espacio intraocular estando su uso contraindicado en los procedimientos intraoculares ó cuando la integridad del globo ocular este comprometida.

La cirugía oftálmica es relativamente delicada y los pacientes deben estar al menos monitorizados con un ECG, pulsioxímetro, capnografía y presión arterial no invasiva. Un ventilador debería estar siempre disponible en la sala.

En las enucleaciones se pueden inyectar anestésicos locales en la zona retrobulbar y pericorneal antes de entrar en el quirófano.

Los bloqueantes neuromusculares (vecuronio, atracurio) se deberán utilizar en ciertos procedimientos. Estos agentes bloquean los músculos estriados incluidos aquellos utilizados para la respiración con lo que es absolutamente imprescindible que el paciente esté intubado y ventilado mecánicamente cuando se utilizan. Serán los anestesistas del servicio quienes indicarán el momento adecuado de su administración.

Es muy importante tener precaución con la mesa de operaciones cuando se utilice un microscopio quirúrgico (apoyarse ó golpear) ya que se trata de procedimientos muy delicados en zonas muy sensibles y cualquier movimiento mínimo interfiere considerablemente.

Shunts porto-sistémicos

Premedicación: \pm opiáceo (petidina, morfina, butorfanol, buprenorfina). Según el estatus mental podría no estar indicada la premedicación.

- Inducción: lo ideal es la utilización de un agente volátil (Isoflurano ó Sevo) con O₂.
- Mantenimiento: iso ó sevofluorano.

Consideraciones importantes: Los pacientes pierden temperatura con mucha facilidad, debemos asegurar una temperatura constante.

Monitorizar la glucosa para tratar eventuales hipoglucemias y la presión para tratar eventuales hipotensiones.

Los receptores endógenos de las benzodiazepinas pueden estar relacionados con las convulsiones en estos pacientes. Se debe evitar la utilización de benzodiazepinas, en su lugar se puede utilizar flumaceniolo si el animal tiene convulsiones refractarias a otras medicaciones.

10. Sedaciones para radiología

Normalmente se emplean dos protocolos:

1. Para pacientes ASA I-II:
Medetomidina: 0,005-0,010 mg/kg IM
Butorfanol: 0,2-0,4 mg/kg IM
2. Para pacientes ASA III:
El protocolo lo realiza el interno o residente de anestesia y se determina el protocolo de forma individualizada