

# La Guía Banfield de anestesia y manejo del dolor en pequeños animales







Y MANEJO DEL DOLOR EN PEQUEÑOS ANIMALES

© 2013 Banfield Pet Hospital

Todos los derechos reservados. Queda prohibida la reproducción total o parcial sin el permiso escrito expreso de Banfield Pet Hospital.

Edición en español legalmente autorizada por los editores y protegida en todos los países. Todos los derechos reservados. Esta publicación no se podrá reproducir, almacenar en sistemas de recuperación, transmitir en forma alguna, por medio mecánico, electrónico, fotocopiador, grabador, CD Rom u otro, ni en su totalidad ni en parte, sin autorización escrita del editor. El infractor puede incurrir en responsabilidad penal y civil. Su infracción se halla penada por las leyes 11.723 y 25.446.

Queda hecho el depósito que previene la ley 11.723 ISBN Nº 978-987-29829-4-0

© 2013 - by Banfield Pet Hospital

#### **NOTA**

La medicina veterinaria es un campo en cambio constante. Se deben seguir las precauciones de seguridad convencionales, pero a medida que las nuevas investigaciones y la experiencia clínica expanden nuestros conocimientos, puede ser necesario o apropiado implementar cambios en la terapéutica y la farmacoterapia. Se aconseja a los lectores comprobar la información más actualizada del producto provista por el fabricante de cada fármaco que se va a administrar para verificar la dosis recomendada, el método y la duración de la administración y las contraindicaciones. Es responsabilidad del profesional que prescribe, confiando en su experiencia y el conocimiento sobre el paciente, determinar las dosificaciones y el mejor tratamiento para cada caso. Ni el editor ni el autor asumen ninguna responsabilidad debido a lesiones o daños a personas o a la propiedad derivados de esta publicación.

Banfield Pet Hospital

La guía Banfield de anestesia y manejo del dolor en pequeños animales. - 1a ed. - Buenos Aires : EM Ediciones, 2013. 160 p. : il. ; 28x20 cm.

ISBN 978-987-29829-0-4

1. Ciencias Veterinarias. I. Título CDD 636.089

Fecha de catalogación: 05/08/2013

Impreso en México Hecho el depósito que establece la Ley 11723



No se permite la reproducción total o parcial de este libro, ni su almacenamiento en un sistema informático, ni su transmisión en cualquier forma o por cualquier medio, electrónico, mecánico, fotocopia u otros métodos, sin el permiso previo del editor.

Su infracción está penada por las Leyes 11723 y 25446.

#### **AVISO Y LIMITACIÓN DE RESPONSABILIDAD**

Este manual se diseñó para que sea usado en los hospitales para mascotas Banfield Pet Hospital®, se basa en el formulario aprobado por Banfield, cualquier personal ajeno a estos centros debe utilizar este manual con precaución. Cada médico, ya sea dentro o fuera de los centros de atención de Banfield, debe confiar en su propia experiencia, en el conocimiento de la mascota y en las mejores prácticas actuales cuando establece el diagnóstico, evalúa las opciones de tratamiento, determina las dosis óptimas, elige los métodos y la duración de la administración de cualquier medicamento u otro producto farmacéutico, considera las contraindicaciones, y decide la mejor manera de proteger la seguridad de la mascota que está atendiendo, así como su propia seguridad y la de su cuerpo de colaboradores.

Banfield, así como todos los autores, colaboradores y editores, se han esforzado para que este manual sea preciso, esté actualizado desde la fecha en que fue originalmente publicado, y cumpla con los más altos estándares de práctica veterinaria a partir del momento de su publicación. Sin embargo, los medicamentos y tratamientos recomendados cambian a medida que se dispone de nueva información científica a través de la investigación básica y clínica. Por lo tanto, ni Banfield, los autores, colaboradores y editores de este manual son responsables de su actualización o de brindar al lector una copia de cualquier tipo de actualización o de sus nuevas ediciones.

Este manual fue escrito originalmente en inglés. Ni Banfield, ni ningún autor, colaborador o editor de este manual son responsables de las diferencias entre la versión original en inglés y la traducción a cualquier otro idioma. La traducción de este manual no debe considerarse exacta y, en algunos casos, puede incluir lenguaje incorrecto u ofensivo. Ni Banfield, ni

ningún autor, colaborador o editor de este manual ofrecen ningún tipo de garantía acerca de la exactitud o confiabilidad de la traducción, y ninguno de ellos será responsable de cualquier pérdida causada por la inexactitud de cualquier traducción.

Las referencias a productos y procedimientos específicos no constituyen ni implican una recomendación o aprobación por parte de Banfield, o alguno de los autores, colaboradores o editores de este manual. Ni Banfield, ni ninguno de los autores, colaboradores o editores de este manual se hará responsable de ninguna pérdida, lesión o daño (incluido daño directo, especial, indirecto, incidental o punitivo) causado, o supuestamente causado, por cualquier información contenida en este manual, ni por el uso de cualquier producto o procedimiento mencionado en él. Banfield y cada autor, colaborador y editor de este manual renuncian expresamente a hacer cualquier declaración u ofrecer alguna garantía, expresa o implícita, con respecto a la exactitud, integridad e idoneidad para un propósito particular de la información contenida en este manual, los productos y procedimientos descritos en él, y los resultados que puedan obtenerse a partir de la aplicación de éstos.

Los veterinarios deberán consultar los lineamientos, legislaciones oficiales y recomendaciones de las autoridades correspondientes a su país antes de emplear cualquier fármaco.

El lector asume todos los riesgos y responsabilidades derivados de la utilización de este manual. Se sugiere que el lector confirme la información aquí contenida con otras fuentes. Si el lector no acepta lo expresado en este Aviso y Limitación de Responsabilidad, deberá devolver el manual a Banfield.



#### LA GUÍA BANFIELD **DE ANESTESIA**

#### Y MANEJO DEL DOLOR EN PEQUEÑOS ANIMALES

#### **AUTORES**

Karen Faunt, DVM, MS, DACVIM Vicepresidente Mejoramiento de la calidad médica

> Sharon Graham, DVM Asesora médica

Ashley Harris, DVM, DABVP Asesora médica

Robyn Hauser, DVM, DABVP Asesora médica

> Michele King, DVM Asesora médica

Alison Marsh, DVM, JD Asesora médica

Deborah Miller, DVM, DABVP Asesora médica

> Thomas Mohn, DVM Asesor médico

Rachel Beck, CVT

Especialista en implementación de soporte médico

Loni Seebach, CVT Especialista en implementación de soporte médico

Heather Stratton, CVT Líder de grupo, soporte médico

#### Gary Goldstein, DVM, FAVD, DACVD

Director médico asociado University of Minnesota Veterinary Medical Center

C. Lee Tyner, DVM

Profesor, Director del Colegio de Operaciones Especiales de la Veterinary Medicine Mississippi State University



8000 N.E. Tillamook St. Portland, OR 97213 www.banfield.net 800-838-6738

#### **PRÓLOGO**

Los hospitales de mascotas Banfield Pet Hospital® son parte de Mars Petcare y, como tal, se rigen por la misma visión compartida y por los cinco principios de Mars:

Calidad, Responsabilidad, Reciprocidad, Eficiencia y Libertad.

Mars Petcare, con sede central en Bruselas y con más de 34.000 asociados en más de 50 países, es líder en el mercado mundial de producción de alimentos para mascotas desde 1935. Desde la adición de los Hospitales Banfield Pet Hospital® al segmento de Mars Petcare en 2006, somos uno de los principales proveedores de atención y cuidado Médico Veterinario para mascotas.

Nuestro éxito como empresa de atención médica y productora de alimentos para mascotas se basa en nuestro compromiso de hacer UN MUNDO MEJOR PARA LAS MASCOTAS®. En Banfield, nos esforzamos por vivir cada día de acuerdo con nuestra visión y creemos con convicción que la medicina preventiva es la mejor. Como una institución dedicada a la práctica de la medicina para mascotas, trabajamos en forma conjunta a nuestros clientes para asegurar que tengan los recursos requeridos para ayudar a sus mascotas a vivir vidas más saludables, largas y felices.

Nuestros hospitales ofrecen toda una gama de servicios integrales, desde exámenes y vacunas para el bienestar de las mascotas, hasta anestesia y cirugías. Con más de 830 hospitales en los Estados Unidos, México y recientemente, en Puerto Rico, en los Hospitales Banfield nos dedicamos a ofrecer, a nuestros clientes, acceso a la atención clínica más segura y de la más alta calidad. Cuidar a nuestras mascotas profesionalmente implica ser proactivos en el manejo del dolor, adicionalmente el proporcionar procedimientos anestésicos seguros y efectivos son parte integral de una atención médica de alta calidad. Debido a que la anestesia es un proceso complejo y multifacético, Banfield Pet Hospital® ha desarrollado La Guía Banfield de anestesia y manejo del dolor en pequeños animales como un recurso para ayudar a la práctica de una anestesia segura y del manejo del dolor de los pacientes de nuestros hospitales, y es nuestro deseo ponerla a disposición de todos los profesionales veterinarios interesados en este tema. Esta guía intenta ayudar al profesional que se dedica a la practica de la Medicina de pequeños animales para que logre de forma simple la comprensión integral de la compleja información relacionada con la administración de la anestesia y el manejo del dolor, además, brinda orientación clara y consejos prácticos respecto a los protocolos que se han implementado en nuestros hospitales.

Los datos se presentan en un formato fácil de usar con información actualizada y prácticas médicas probadas que respaldan la anestesia de alta calidad. Esperamos que esta primera edición en español sea de gran utilidad a la comunidad veterinaria hispanoparlante. Nos gustaría extender nuestro agradecimiento a las personas que tuvieron una participación fundamental en la creación de este libro, en particular a los dos anestesiólogos colegiados: Nora Matthews, DVM, ACVA y Robert Meyers, DVM, ACVA que se ofrecieron a colaborar en la presente edición y cuyo aporte ha sido muy valioso para esta revisión. Nuestro agradecimiento también a J. Jill Heatley, DVM, MS, DABVP (anestesia aviar) y a Nigel Caulkett, DVM, MVetSc, ACVA por su revisión de la sección sobre consideraciones anestésicas para pequeñas mascotas exóticas. También agradecemos especialmente a nuestros asesores médicos que han contribuido con su conocimiento, experiencia y habilidades editoriales.

Generar y compartir conocimientos con las comunidades que hacen UN MUNDO MEJOR PARA LAS MASCOTAS® es un compromiso de Mars Petcare. Banfield Pet Hospital® se compromete a seguir desarrollando y actualizando materiales tales como directrices, protocolos y recomendaciones sobre anestesia. Es importante recordar que como en todos los aspectos de la ciencia y de la medicina, la práctica de la anestesia evoluciona en forma constante, lo cual significa que dicha información requiere una actualización periódica para garantizar que los últimos avances sean incorporados y se pongan en práctica. Esperamos que esta edición en español de La Guía Banfield de anestesia y manejo del dolor en pequeños animales resulte un aporte valioso para su actividad profesional.













#### DOCUMENTO DE COMPROMISO DE LA ANESTESIA

Como profesionales de la medicina, a menudo nos movemos por el dictamen, "en primer lugar, no hacer daño". El hacernos responsables de ese principio rector puede requerir que decidamos no continuar con un procedimiento debido a que pone a la mascota en riesgo de sufrir lesiones o muerte. En Banfield, esperamos que los médicos, en todo momento, tomen la mejor decisión posible para el animal doméstico. Se necesita conocimiento, experiencia y valor para asegurar que no se permite la influencia de fuerzas externas, como los horarios, el valor de producción, la percepción del cliente o cualquier otra circunstancia, para ejecutar un procedimiento anestésico que está contraindicado sobre la base de cualquier prueba preanestésica o el hallazgo de un examen físico anormal.

Después de años de realizar, entre pares, revisiones de casos con resultados inesperados o pobres, uno de los puntos de contacto más comunes entre ellos, en el análisis retrospectivo, fue la toma de decisiones erróneas. Se debe prestar atención a las advertencias, aun si se trata de alteraciones leves, ya sea en el estudio hematológico preanestésico o en los resultados del examen físico. No tiene sentido hacer los análisis si no se van a tener en cuenta sus resultados. Si un gato o un perro no puede ser manejado en forma razonable o si ya se ha perdido el control de la mascota, ¡DETÉNGASE! Si usted tiene una sensación visceral de que no debería continuar, préstele atención. No se trata sólo de cuánto conocimiento posee, lo que cuenta es cómo lo aplica.

A lo largo de este manual, usted verá el siguiente icono rojo de detención:

# PARE Piense. Tome una buena decisión

Cada vez que lo vea, no olvide detenerse y asegúrese de que lo que está a punto de hacer es lo correcto para la mascota que está atendiendo.

#### **SITUACIONES EVITABLES:**

- 1. Mascotas agresivas: no vale la pena que su equipo o la mascota corran el riesgo de sufrir lesiones si se requiere contención excesiva o si ha tenido un intento fallido de sedación. ¡PARE! Inicie el proceso otro día, si es posible, con una planificación diferente, mejor.
- 2. Gato bloqueado: no anestesiar a un gato con obstrucción uretral sin previamente administrar analgésicos, realizar cistocéntesis y estabilizar al paciente con líquidos intravenosos y corrección de las alteraciones electrolíticas. El bloqueo no es la emergencia, el problema radica en los desequilibrios hidroelectrolíticos y la falla renal. El paro cardíaco debido a la hipercaliemia puede terminar con la vida mucho antes de que lo afecten los efectos posrrenales de la obstrucción física del paciente.
- 3. Inmovilización de braquicéfalos (Persa, Bulldog, Pug, etc.): Coloque un tubo endotraqueal en estos pacientes y no lo retire hasta que sean completamente capaces de manejar sus propias vías respiratorias. Estas mascotas necesitan monitorización constante para evitar el compromiso de la vía aérea.

Asimismo, es importante recordar que los pacientes que reciben cuidados de un cirujano o consultor externo dentro de su hospital también están dentro de su responsabilidad en lo que respecta al protocolo de anestesia, pautas de monitorización y documentación. Recuerde: Pare. Piense. Tome una buena decisión.

### Índice

Sección 1: Introducción a la anestesia1 Influencia farmacológica sobre el sistema nervioso	
autónomo (SNA)	
autónomo (SNA)	
Perfusión	
Sección 2: Requisitos de Banfield9	
Requisitos generales para la anestesia y definiciones	
Tranquilización/sedación	
Inmovilización	
Anestesia general	
Antibióticos perioperatorios	
Normas de práctica para la anestesia en procedimientos	
múltiples	
1	
Sección 3: Tratamiento del dolor,	
drogas y fluidoterapia15	
Tratamiento del dolor	
Escala de dolor agudo canino (Universidad del Estado de	
Colorado)	
Planilla de tareas para el manejo del dolor anestésico 18	
Opiáceos	
Receta de infusión intravenosa continua (IIC) de fentanilo 21	
Agentes antiinflamatorios no esteroides (AINE)22	
Bloqueos de los nervios dentales	
Técnicas de anestesia local y regional	
Técnicas de analgesia epidural	
Premedicaciones 34	
Agentes de inducción37	
Fluidoterapia en mascotas39	
<b>Sección 4: Equipo</b> 43	
Catéteres intravenosos (IV)43	
Laringoscopios 43	
Selección del tubo endotraqueal	
Pautas para el circuito de respiración	
Circuito de no reinhalación	
Cuidado y limpieza de los circuitos45	
Bolsas de reinhalación anestésica	
Tubos de oxígeno	
Canister de cal sodada45	
Sistema de evacuación	
Regulador48	
Manómetro	
Válvula de descarga de oxígeno49	
Válvula de alivio de presión de seguridad49	
Servicio técnico de la máquina de anestesia y del	
vaporizador49	
Diagrama de flujo del sistema de anestesia50	
Configuración de las funciones de la válvula de seguridad51	
Resolución de problemas	
*	
Sección 5: Evaluación preanestésica55	
Evaluación preanestésica55	
Recopilación de información	
Algoritmo de decisión anestésica	
Evaluación preanestésica de pacientes	
Estado ASA 57	
Examen físico	
Protocolo de anestesia de Banfield58	
Evaluación de la función cardiovascular y la salud	
en general59	
en general	
Examen físico anestésico canino/felino	
Datos de laboratorio	
Consejos para la práctica62	
Evaluación de análisis de sangre preanestésica	
22 F. 22 C. 2 F. 22 C. 2 C. 2 C. 2 C. 2	
Sección 6: Inducción e intubación65	
Intubación	
Consejos para la intubación y el manejo de las vías	
respiratorias en gatos	
Tasas de flujo de oxígeno durante la anestesia	
Ventilación asistida	

Sección 7: Monitorización	69
Monitorización	
Evaluación manual	69
Estimación de la profundidad anestésica	.70
Oximetría de pulso	.70
Intervenciones para la hipoxia	. /(
Electrocardiograma	. / ]
Intervenciones para los trastornos de la frecuencia cardíaca y del ECG	71
Presión arterial	7:
Intervenciones para los trastornos de la presión arterial	. 1 - 74
CO de final de la espiración	74
CO <sub>2</sub> de final de la espiraciónIntervenciones para hiper e hipocapnia	7-
Temperatura	.76
Prevención de la pérdida de calor e intervenciones	
para la hipotermia	.77
Formulario de monitorización anestésica del paciente78	-79
Algoritmo de emergencia y monitorización anestésica	.80
0 I/ 0 D I/	
Sección 8: Recuperación	. 81
Extubación	. 8J
Monitorización durante la recuperación	81
Sección 9: Protocolos de Banfield	Q:
Consideraciones acerca de la anestesia general para todos	.0.
los protocolos	83
Protocolo para mascotas saludables:	.0.
cirugía de tejidos blandos	85
Protocolo para mascotas inquietas	.86
Protocolo para mascotas inquietas	89
Protocolo abdominal	. 9]
Protocolo cardíaco	93
Protocolo hepático	95
Protocolo para diabetes estable	.96
Protocolo pulmonar	.97
Protocolo para obesidad	99
Protocolo renal	LUU
Protocolo ortopédico	IU.
Protocolo para cirugía de oído	102
Protocolo para SNC y ojo/globo ocular	0.4
Protocolo para cirugía de emergencia	05
Protocolo para cesárea	107
Protocolo para mascotas pediátricas	109
Protocolos de anestesia - Cuadro resumido 111-	116
Sección 10: RCP	117
Consideraciones especiales para protocolo de RCP	117
Algoritmo de paro cardiopulmonar	119
C!/ 44- C!-	
Sección 11: Consideraciones anestésicas para pequeños pacientes exóticos	ורו
Introducción	LZ]
Consideraciones especiales acerca de la anestesia en	LZJ
pacientes exóticos	121
Evaluación preanestésica	2.7
Preparación preanestésica	23
Pequeños mamíferos	25
Técnica para la intubación intranasal en conejos	.26
Reptiles	.27
Especies de aves	.29
Monitorización anestésica	
Mantenimiento e inducción anestésicos	
Cuidados posoperatorios	.32
Control del dolor posoperatorio	.32
Medicamentos de emergencia: cuadro de referencia	2.5
rápida para animales exóticos	.33
Protocolo de anestesia para especies aviares	)C.
Protocolo de anestesia para reptiles	.⊃C  ⊿.∩
Protocolo de anestesia para nurones	147
Protocolo de anestesia para cobayos y chinchillas	. 12  44
Protocolo de anestesia para ratas, ratones, gerbos y hámsteres	146
Protocolo de anestesia para erizos	
Formulario de monitorización anestésica de	, .
pacientes exóticos150-	151

#### **SECCIÓN 1**

# Introducción a la anestesia

Bienvenido a la tercera edición revisada de La Guía Banfield de Anestesia y Manejo del Dolor en Pequeños Animales. Nuestro manual de anestesia es un documento vivo, un trabajo en desarrollo que sigue evolucionando a medida que aprendemos más sobre el tratamiento del dolor y la forma de mantener protegidos a los pacientes anestesiados. Desde la publicación de la segunda edición en 2008, en el Hospital para Mascotas Banfield hemos trabajado en estrecha colaboración con distinguidos profesionales médicos veterinarios para reunir la información más actualizada posible, para esta edición. Nos basamos en la experiencia de anestesiólogos y profesionales del dolor y revisamos la literatura actual. También consideramos el aprendizaje que obtuvimos de los miles de pacientes que anestesiamos cada año en nuestros hospitales. Utilizamos toda esta información y experiencia para determinar los cambios que realizamos en nuestras normas y protocolos.

Nuestros principales objetivos para esta edición incluyen mejorar la seguridad de los procedimientos anestésicos y la calidad del manejo del dolor para nuestros pacientes. Es importante recordar que ceñirse a lo básico sigue siendo la mejor práctica en procedimientos anestésicos: realizar el examen preoperatorio, saber cómo funcionan los medicamentos, entender la fisiología del paciente, conocer el equipo y monitorizar a la mascota. Estos son factores claves para el éxito de los resultados anestésicos.

Encontrará diversos cambios médicos importantes en esta edición de *La Guía Banfield de Anestesia y Manejo del Dolor en Pequeños Animales*. La siguiente es una lista parcial de los cambios que reflejan nuestra decisión de avanzar hacia los estándares de la industria:

- Unidades de medida: las dosis cambiaron a mg/kg.
- Premedicaciones: se eliminaron todas las dosis máximas en mg, excepto para la acepromacina.
- Se reemplazó el ketoprofeno por el meloxicam (Metacam®) para gatos y el carprofeno (Rimadyl®) para perros y gatos.
- Se agregó el dispositivo de calefacción a las necesidades de equipamiento estándar.
- Líquidos:
  - Se redujo la tasa de infusión intravenosa (IV) de fluidos.
  - Se cambió el tipo de fluido estándar a solución lactada de Ringer (SLR).
- Se agregó Hetastarch a los protocolos de emergencia y de RCP.
   Otros cambios incluyen (también se trata de una lista parcial):
  - Se cambió el protocolo para mascotas inquietas felinas para incluir la dexmedetomidina (Dexdomitor<sup>®</sup>) en

- combinación con la ketamina y el butorfanol (Torbugesic®) (DKT); se eliminó el Telazol® para gatos inquietos.
- Se agregó la dexmedetomidina como opción para la inmovilización de perros.
- Se agregó la infusión intravenosa continua (IIC) de fentanilo para el control del dolor posoperatorio en los protocolos ortopédicos.
- Se agregó la herramienta de evaluación del dolor de la Universidad del Estado de Colorado (Colorado State University).
- Aumentó el empleo de bloqueos locales.

El último cambio filosófico que estamos haciendo es lograr una preparación básica más rigurosa antes del inicio de los procedimientos anestésicos. Podemos aprender de la medicina humana, en la que las tasas de mortalidad y las complicaciones se redujeron significativamente desde que los médicos usan la -ahora popular- "Lista de verificación de seguridad quirúrgica", de la Organización Mundial de la Salud (OMS).<sup>1,2</sup> Esta lista de verificación, de una sola página, fue diseñada para que se lea en voz alta en el quirófano, de modo similar a como se hace con la lista de verificación del piloto antes del despegue y del aterrizaje. La lista de verificación refuerza las prácticas de seguridad aceptadas y asegura que todos los miembros del equipo en el quirófano comuniquen la información más crítica durante tres momentos claves: 1) antes de la inducción; 2) antes de la primera incisión y 3) antes de que el paciente salga del quirófano. La lista de verificación es una herramienta sencilla y eficaz para la prevención de errores humanos. Después de todo, hasta los mejores y más conscientes profesionales pueden cometer errores. Estamos adaptando esta lista de verificación a nuestras prácticas, y la incluiremos en las próximas versiones de este manual una vez que hayamos comprobado su utilidad en nuestros hospitales.

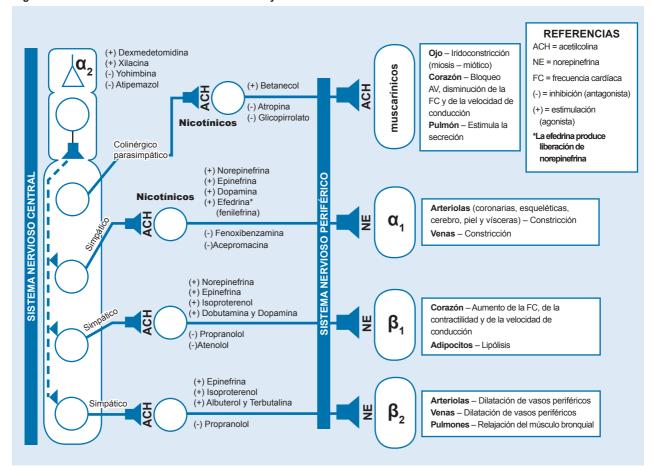
Esperamos que la  $3^a$  edición revisada de La Guía Banfield de Anestesia y Manejo del Dolor en Pequeños Animales le sirva como una guía útil en su hospital.

Mientras que usted la pone en práctica, nosotros ya estamos reuniendo preguntas para considerar en la próxima edición. Recuerde que, en síntesis, una anestesia exitosa depende no sólo del liderazgo de los médicos, sino de que cada miembro del equipo del hospital haga en cada oportunidad lo correcto para cada una de las mascotas.

#### Lectura sugerida:

- 1. <a href="http://www.who.int/patientsafety/safesurgery/en/">http://www.who.int/patientsafety/safesurgery/en/</a>
- 2. Gawande, A., *The Checklist Manifesto–How to Get Things Right.* Nueva York, N.Y.: Henry Holt and Co., 2009.

Figura 1.1: Sistema nervioso autónomo: fármacos y sus efectos cardiovasculares



#### INFLUENCIA FARMACOLÓGICA SOBRE EL SISTEMA NERVIOSO AUTÓNOMO (SNA)

Una revisión del sistema nervioso autónomo (SNA) le ayudará a comprender cómo los fármacos utilizados durante la anestesia afectan la función neurológica y cardíaca. Nuestros principales objetivos en esta discusión son:

1) Revisar el efecto que tienen estos fármacos sobre el sistema nervioso central (SNC) en la modulación de la conciencia y la percepción del dolor y 2) revisar cómo estos fármacos afectan la función cardíaca y la perfusión. Los siguientes son los principales medicamentos utilizados en nuestros protocolos de anestesia que abordaremos en nuestra revisión de anestesia (*Figura 1.1*).

- Atropina, glicopirrolato
- Midazolam, zolazepam, diazepam
- Lidocaína, bupivacaína
- Hidromorfona, fentanilo, tramadol, buprenorfina, butorfanol (Torbugesic®)
- Dexmedetomidina (Dexdomitor®)
- Atipamezol (Antisedan®)
- Efedrina
- Dobutamina

- Propofol
- Ketamina/tiletamina

El sistema nervioso puede dividirse en dos grandes categorías anatómicas: central y periférico (*Figura 1.2*, página 3). El sistema nervioso central (SNC) se compone del cerebro, que incluye los nervios craneanos, y de la médula espinal, mientras que el sistema nervioso periférico (SNP) se compone de los nervios que se extienden en la "periferia" con sus cuerpos celulares situados fuera de la médula espinal. La anestesia tendrá efectos en ambos sistemas de distinta manera según el subconjunto específico de moléculas del receptor asociado al tejido nervioso en estas diferentes regiones.

El SNC se divide en las regiones del cerebro (telencéfalo, diencéfalo, mesencéfalo, metencéfalo, mielencéfalo y médula espinal). Estas diferentes secciones del cerebro se asocian a distintos grupos de tejido nervioso con funciones únicas. Los agentes de inducción y mantenimiento anestésicos afectan estas áreas para causar la pérdida del conocimiento, la hipnosis y la amnesia vinculados con la anestesia. Algunos agentes también modulan la percepción del dolor mediado a nivel central.

El SNP incluye los 12 pares de nervios craneanos que se originan en diversas áreas del tronco cerebral y los 36 pares de nervios espinales que nacen de la médula espinal. Esta sección del sistema nervioso participa en el control y la sensación de los distintos efectores (músculos, sistemas sensoriales) fuera del cerebro y de la médula espinal. Este sistema incluye los subsistemas autonómico y somático (también llamados involuntario y voluntario, respectivamente). El subsistema involuntario o autonómico se divide en el sistema nervioso simpático y el parasimpático. Estos sistemas funcionales del SNA son muy importantes en la comprensión de la anestesia y de los fármacos que la modulan.

La respuesta y el control simpáticos a menudo se describen como una respuesta de "lucha o huida". La estimulación aguda de este sistema provoca la rápida liberación de epinefrina de las células cromafines de la médula adrenal, así como de acetilcolina en la sinapsis preganglionar y norepinefrina en la sinapsis posganglionar (*Figura 1.1*, página 2). Esto provoca la respuesta "simpática" clásica: midriasis, broncodilatación, aumento de la frecuencia cardíaca (FC), aumento de contractilidad cardíaca y vasoconstricción periférica, lo que produce un mayor desvío de la sangre a los grandes vasos y dilatación de los vasos de sangre esqueléticos. Estos efectos son mediados a través de los receptores adrenérgicos alfa y beta. Los receptores adrenérgicos alfa y beta, un peta, y se ilustran en la *Tabla 1.1*, página 4.

#### Vía simpática alfa,

- Vasoconstricción sistémica: aumento de la presión arterial (*Figura 1.3*, página 4).
- Agonistas importantes: efedrina, epinefrina.
- Antagonistas importantes: acepromacina.
- La estimulación provoca constricción arteriolar y venular, y lleva a aumentar la presión arterial.
- El bloqueo produce dilatación en las arteriolas, lo que produce disminución de la presión arterial.
- Por ejemplo, la administración de efedrina, un agonista alfa₁, induce vasoconstricción. La administración de acepromacina, un antagonista alfa₁, bloquea esta vía de forma dosis-dependiente. El bloqueo de la vía limita la vasoconstricción y puede dar como resultado el descenso de la presión arterial.
- El estímulo alfa, causa constricción de la arteriola.
- El bloqueo alfa, produce dilatación de la arteriola.

#### Vía alfa, central/periférica

- SNC: sedación y analgesia
- SNP: vasoconstricción periférica transitoria, bradicardia refleja
- Agonistas: dexmedetomidina
- Antagonista a dexmedetomidina: atipamezol

Figura 1.2: El sistema nervioso

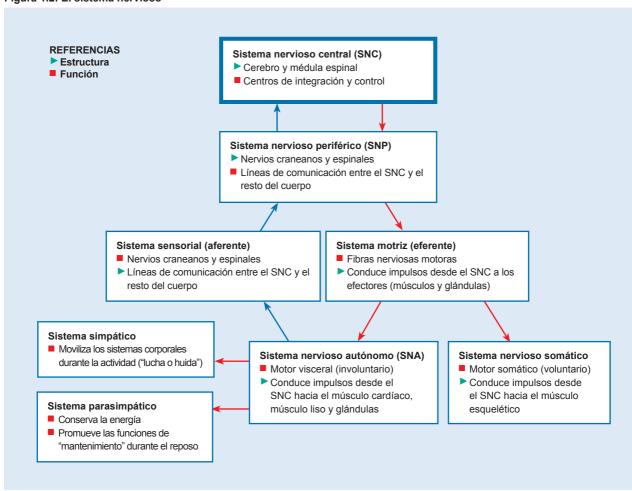
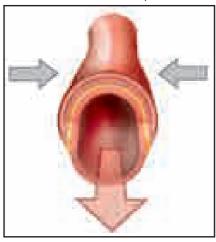


Tabla 1.1: Receptores adrenérgicos alfa y beta

Tipo de receptor	Alfa <sub>1</sub>	Alfa <sub>2</sub>	Beta <sub>1</sub>	Beta <sub>2</sub>
La estimulación produce	Vasoconstricción periférica	SNC: sedación y analgesia leve SNP: vasoconstricción periférica, hipertensión transitoria, bradicardia refleja	Prevalecen los efectos cardíacos: aumento de la FC, aumento de la contractilidad	Prevalecen los efectos respiratorios: broncodilación y vasodilación esquelética
Agonistas	Epinefrina, efedrina	Dexmedetomidina	Epinefrina, efedrina, dobutamina	Epinefrina, albuterol
Antagonistas	Acepromacina	Atipamezol	Atenolol, propranolol	Propranolol
Comentarios	Se puede producir "reversión de la epinefrina" cuando la acepromacina está bloqueando los receptores alfa, y limita la vasoconstricción refleja, pero la epinefrina estimula los receptores beta, lo que lleva a la vasodilatación de los grandes vasos y al aumento del volumen minuto cardíaco. Lo que produce acumulación periférica de sangre.	Los agonistas alfa <sub>2</sub> son sedantes potentes, con capacidad de producir efectos adversos significativos. Deben usarse con precaución. El atipamezol es un antagonista directo de la dexmedetomidina y sirve como agente de reversión.	Los efectos beta, son principalmente de naturaleza cardíaca. El atenolol es un antagonista beta, relativamente específico.	Los efectos beta <sub>2</sub> son principalmente de naturaleza respiratoria. El albuterol es un antagonista beta <sub>2</sub> relativamente específico.

Los agonistas del receptor adrenérgico alfa, se han utilizado en forma generalizada para la sedación y analgesia de los pacientes veterinarios. Los receptores alfa, están ubicados tanto a nivel pos-como presináptico. La analgesia parece estar mediada en ambos sitios. La activación de los receptores alfa, produce disminución de la liberación de norepinefrina; este descenso aumenta la liberación de norepinefrina en los núcleos adyacentes. El resultado final es la activación de los receptores alfa, pos y presinápticos espinales para producir analgesia. Los agonistas alfa, pueden usarse como un componente

Figura 1.3: Vía simpática alfa,



de la anestesia total IV; como agente analgésico y sedante preanestésico; como suplemento de la anestesia inhalatoria y, en el posoperatorio, en forma de infusión intravenosa continua (IIC); en las inyecciones epidurales e intratecales; intraarticular y como suplemento sinérgico de los anestésicos locales en los bloqueos nerviosos regionales. En la actualidad, Banfield sólo los emplea como medicación anestésica previa en el protocolo para mascotas inquietas felinas y para inmovilizar a los perros no irritables.

Si bien son potentes analgésicos y sedantes, los agonistas alfa, pueden tener efectos colaterales clínicos muy importantes. Entre ellos, los más importantes son los efectos cardiovasculares. Los agonistas alfa, se unen a los receptores alfa, postsinápticos y producen constricción de los vasos sanguíneos. Esto da lugar a una hipertensión significativa, pero transitoria. El organismo responde con una disminución en la frecuencia cardíaca. Por lo tanto, el volumen minuto cardíaco disminuye hasta en un 40 a 50%. Clínicamente, la vasoconstricción periférica puede causar palidez significativa de las encías y, a veces, reducir la presión de pulso palpable. El uso de dexmedetomidina en combinación, generalmente con ketamina y butorfanol, ayuda a disminuir la dosis necesaria y mitiga estos efectos. Por esta razón, Banfield utiliza esta droga sólo en combinaciones y en una dosis más baja.

Debido a estos efectos, los agonistas alfa, no se utilizan en

los protocolos de mascotas sanas de Banfield ni tampoco en perros inquietos/irritables, dado que éstos pueden despertarse cuando todavía se encuentran bajo la influencia de un agonista alfa2 y, de este modo, los pacientes siguen representando un peligro para el equipo. Con agentes disociativos, hay menos posibilidades de que esto ocurra, por lo que Banfield sigue utilizando Telazol® en perros inquietos/irritables y sólo se incluye dexmedetomidina como una opción para la inmovilización de perros no irritables y en el protocolo para mascotas inquietas felinas, y en el caso de gatos inquietos/irritables, sólo cuando se usa en combinación con un analgésico opiáceo o disociativo, y en una dosis mucho menor que la recomendada por el fabricante.

- Los agonistas alfa<sub>2</sub> disminuyen significativamente o eliminan la necesidad de agentes de inducción (hasta un 45%); por lo tanto, la dosis de inducción de propofol puede ser tan baja como de 1 mg/kg. Titular con cuidado el propofol. Esto vale también para la concentración alveolar mínima de sevoflurano. Las mascotas, por lo tanto, requieren mucho menos gas anestésico.
- El agonista alfa<sub>2</sub>, medetomidina, ha demostrado disminuir la obstrucción del tracto de salida cardíaco relacionada con la cardiomiopatía hipertrófica oculta en los gatos; esto le otorga un gran potencial a este fármaco como una alternativa más segura para la sedación en este subconjunto específico de mascotas.
- Los agonistas alfa<sub>2</sub> pueden revertirse mediante el uso de agentes de reversión específicos. Esto aumenta la seguridad de estos agentes.
- La xilacina, medetomidina y dexmedetomidina son ejemplos de agonistas alfa<sub>2</sub>. La tolazolina, yohimbina y atipamezol son antagonistas de receptores alfa<sub>2</sub> que se utilizan para neutralizar el efecto de los agonistas alfa<sub>3</sub>.
- Puede causar vómitos en un 20 a 30% de los perros y en un casi 90% de los gatos. Por lo general, esto no es clínicamente significativo, excepto en situaciones de megaesófago y por el potencial peligro de aspiración.

#### Vía adrenérgica beta,

- Predominan los efectos cardíacos: aumentan la frecuencia cardíaca y el volumen minuto cardíaco (*Figura 1.4*).
- Agonistas: epinefrina, efedrina, dobutamina.
- Antagonistas: "betabloqueantes" como atenolol, propranolol.

La vía de los beta adrenérgicos se caracteriza por dos tipos principales de receptores, beta<sub>1</sub> y beta<sub>2</sub>. La estimulación de los receptores beta<sub>1</sub> situados en el corazón produce un aumento de la frecuencia cardíaca y de la contractilidad, incrementando así el volumen minuto cardíaco si todo lo demás permanece normal.

■ La dobutamina es un ejemplo de un agonista beta<sub>1</sub> específico.

#### Vía adrenérgica beta,

- Predominan los efectos respiratorios: broncodilatación, vasodilatación periférica.
- Agonistas: epinefrina, salbutamol, terbutalina.
- Antagonistas: propranolol

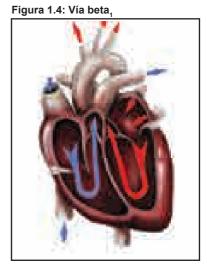
La estimulación de los receptores beta<sub>2</sub> produce vasodilatación dentro de la vasculatura esquelética y broncodilatación debido a la relajación del músculo liso bronquiolar.

 El albuterol es un ejemplo de un agonista beta<sub>2</sub> específico.

#### Vía colinérgica parasimpática

- Predominan los efectos colinérgicos: disminuye la frecuencia cardíaca, estimula la secreción respiratoria, aumenta la motilidad gastrointestinal.
- Agonistas: acetilcolina, betanecol.
- Antagonistas: atropina, glicopirrolato

El sistema colinérgico parasimpático es funcional v anatómicamente independiente de la vía adrenérgica, y es principalmente responsable de efectos esencialmente opuestos a los efectos simpáticos (disminución de la frecuencia cardíaca, aumento de la secreción de líquido



gástrico y aumento de la motilidad intestinal, aumento de las secreciones respiratorias).

Consejos para la utilización de anticolinérgicos:

- La administración de un anticolinérgico (glicopirrolato o atropina) no aumenta la frecuencia cardíaca por encima de la frecuencia basal, pero disminuye el tono vagal por bloqueo de los efectos de la acetilcolina sobre el nódulo sinoauricular. La frecuencia cardíaca puede elevarse después de la administración de estos fármacos debido a la presencia de la epinefrina en el sistema, que afecta la vía beta,.
- Se debe estimular la vía beta<sub>1</sub> si hubiera que aumentar la frecuencia cardíaca por encima de la frecuencia basal, como se observa con la liberación/administración de norepinefrina, o epinefrina, o con la administración de dobutamina.
- La administración de anticolinérgicos inhibe la capacidad del corazón de disminuir en respuesta a la estimulación vagal apropiada. Según la experiencia de

Banfield, esto puede provocar taquicardia no deseada. Los pacientes con frecuencia cardíaca y presión arterial normales antes de la anestesia raramente se beneficien de la administración preventiva de anticolinérgicos. Este, sin embargo, no es el caso de las mascotas pediátricas.

- El volumen minuto cardíaco de estas mascotas depende mucho más de la frecuencia cardíaca. Por lo tanto, la prevención de la bradicardia es muy importante. Por este motivo, se incluye el glicopirrolato como premedicación en los protocolos pediátricos de Banfield.
- La taquicardia después de la administración de anticolinérgicos es difícil de manejar. Es útil aportar oxígeno suplementario para hacer frente al aumento en la demanda de oxígeno miocárdico y administrar líquidos intravenosos para mantener el volumen circulante.
  - Si la taquicardia se presenta antes de la administración de anticolinérgicos, se debe proveer oxígeno suplementario y líquidos intravenosos, y posponer la inducción de la anestesia hasta que se normalice la frecuencia cardíaca o se identifique y trate la causa primaria.
- Debido a las razones antes mencionadas, los protocolos de Banfield sólo consideran la administración de anticolinérgicos cuando el examen físico preoperatorio revela bradicardia o si se desarrollara bradicardia significativa asociada a hipotensión o a mala perfusión durante un procedimiento.

#### FISIOLOGÍA DE LA MASCOTA INQUIETA/IRRITABLE



Las mascotas inquietas liberan una cantidad significativa de catecolaminas que producen efectos fisiológicos, como taquicardia, hipertensión, taquipnea, ansiedad, rigidez muscular, fasciculaciones, escalofríos, hipertermia, salivación y cambios de color de las membranas mucosas.

Todos estos efectos aumentan el riesgo de la anestesia en animales domésticos inquietos. Se debe realizar una cuidadosa monitorización cardiovascular, respiratoria y del sistema nervioso central para anticipar complicaciones y prevenir accidentes anestésicos.

#### Una mascota inquieta/irritable se define por:

- Requerir más de un miembro del equipo del hospital para sujetarla.
- Requerir más de un intento de venopunción debido a agresión o a demostrar signos de agresión.
- Cualquier tipo de comportamiento agresivo manifiesto.

En los pacientes felinos, la cardiomiopatía es a menudo subclínica y no se hace evidente hasta el momento en que el gato es puesto a prueba o cuando la enfermedad está muy avanzada. Un estudio demostró la presencia de miocardiopatía hipertrófica en el 15% de los gatos aparentemente normales.¹ La miocardiopatía hipertrófica es la enfermedad cardíaca más común en los gatos; los cambios hipertróficos del miocardio vuelven a los pacientes más susceptibles a la hipoxia e isquemia del miocardio y a las arritmias cardíacas. Durante episodios estresantes, como la anestesia y la cirugía, la activación del sistema nervioso simpático conduce a la aceleración de la frecuencia cardíaca, a la disminución del tiempo de llenado cardíaco y de la perfusión miocárdica, y a una mayor demanda de oxígeno del miocardio.

## Acepromacina en mascotas inquietas y reversión de la epinefrina:

- La epinefrina (catecolamina natural) a menudo se libera en forma endógena durante eventos estresantes, como en el caso de una mascota inquieta. La epinefrina estimula tanto los receptores alfa como los beta, y beta,
- Cuando se administra como premedicación un antagonista alfa<sub>1</sub>, como la acepromacina, esta bloquea el efecto de la epinefrina sobre los receptores alfa<sub>1</sub>, pero no sobre los receptores beta<sub>1</sub> y beta<sub>2</sub>. Como resultado, no se produce constricción de la arteriola, pero sí aumento de la frecuencia cardíaca y la contractilidad. La vasodilatación es consecuencia de la acumulación del volumen circulatorio en el lecho vascular del músculo esquelético, que inhibe el retorno venoso y disminuye el volumen minuto cardíaco.

Estos efectos acumulativos pueden causar choque hipovolémico relativo. En consecuencia, es imperativo evitar la acepromacina en la mascota inquieta. Los protocolos para mascotas inquietas no incluyen acepromacina.

## El tratamiento de reversión de la epinefrina requiere la administración de líquidos cristaloides y/o coloides:

- Perros: bolo de 20 ml/kg (repetir según sea necesario hasta 80 ml/kg).
- Gatos: bolo de 5 ml/kg (repetir según sea necesario hasta 40 ml/kg).

#### También puede administrarse Hetastarch si es necesario:

- Perros: bolo de 5 ml/kg (repetir según sea necesario o comenzar IIC hasta 20 ml/kg/día).
- Gatos: bolo de 2,5 ml/kg (repetir según sea necesario o comenzar IIC hasta 10 ml/kg/día).

#### Referencia bibliográfica

1. Paige, C. F.; Abbott, J. A.; Elvinger, F.; Pyle, R. L. Prevalence of cardiomyopathy in apparently healthy cats. *JAVMA*, June 2009;234(11):1398-1403.

#### **PERFUSIÓN**

**Definición de buena perfusión** (Figura 1.5, página 8)

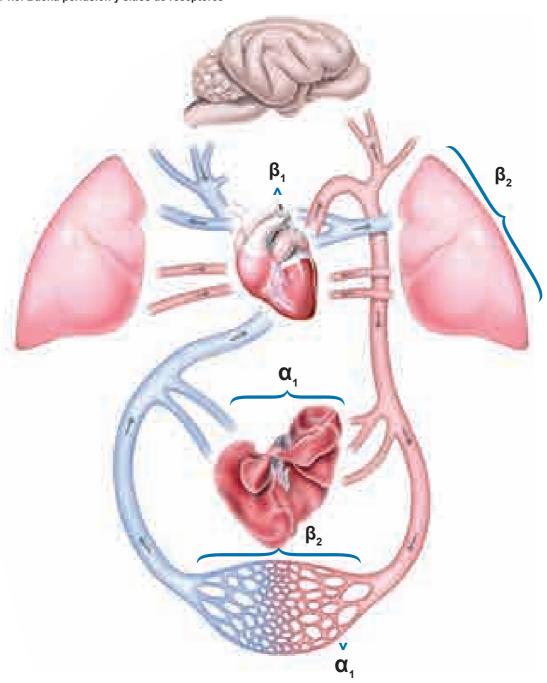
■ Un estado de adecuado flujo y volumen sanguíneo para empujar los glóbulos rojos hacia los pulmones, recoger el oxígeno y entregarlo a los tejidos. O, más simplemente, "vasos sanguíneos bien llenos", que significa tener volumen circulante sanguíneo, presión arterial, presión oncótica y volumen minuto cardíaco (VMC) adecuados para mantener la perfusión normal.

#### Mantenimiento anestésico

- Todos los agentes anestésicos afectan la perfusión en determinada medida. La mayoría de los efectos de los fármacos dependen de la dosis, por lo tanto, se deben entender los mecanismos de cómo las drogas alteran la perfusión durante la anestesia. Comprender esto es el primer paso para mantener la perfusión durante la anestesia.
- VMC = frecuencia cardíaca (FC) x volumen sistólico (VS).
- El volumen de eyección depende del retorno venoso (precarga), la resistencia periférica total (poscarga) y la contractilidad cardíaca. El corazón actúa como una bomba que empuja un determinado volumen de sangre al resto del cuerpo. Este volumen depende de la cantidad de sangre que esté dentro de la bomba antes de que se empuje hacia afuera (precarga), de la potencia mecánica de la bomba (contractilidad) y de la resistencia (poscarga) contra la que la bomba tiene que trabajar.
- Es importante tener en cuenta que la precarga (retorno venoso) y la poscarga (resistencia periférica) afectan el volumen minuto cardíaco. En pacientes con hipertensión arterial sistémica, aumenta la resistencia a la salida del ventrículo izquierdo (poscarga), y el volumen minuto cardíaco puede disminuir porque el corazón está bombeando contra presiones más altas. Las mascotas con hipotensión a menudo tienen disminución de la precarga (relleno) y, por lo tanto, disminución del volumen minuto cardíaco. Estas mascotas deben ser estabilizadas antes de la anestesia. Estos son todos los factores que pueden afectar el resultado de la anestesia y que deben ser considerados antes de la administración de fármacos anestésicos.
- El volumen minuto cardíaco es fundamental para la perfusión. Los pacientes con frecuencias cardíacas excesivamente altas o con cámaras excesivamente pequeñas, tal como ocurre en la miocardiopatía hipertrófica (MCH), pueden tener volúmenes de eyección tan pequeños que comprometan seriamente el volumen minuto cardíaco. Esto es especialmente cierto en gatos con MCH felina oculta. Previamente a la presentación, estos animales suelen ser subclínicos y descompensarse rápidamente con la anestesia. Debido a esto y sabiendo que se espera que la frecuencia cardíaca disminuya después de la administración de medicación anestésica previa, es muy importante prestar atención a la frecuencia cardíaca preinducción y posterior a la premedicación en gatos. Si la frecuencia cardíaca no disminuye después de la premedicación o si se incrementa, Banfield recomienda

- detenerse y revaluar si la anestesia es la apropiada.
- El volumen de sangre circulante es fundamental para mantener el flujo sanguíneo. Los protocolos de Banfield incluyen líquidos intravenosos (coloides y cristaloides) para ayudar a mantener el volumen cardiovascular y la perfusión tisular que se podrían ver comprometidos durante la anestesia (véase *Fluidoterapia en mascotas*, página 39).
- La presión oncótica también afecta a la perfusión. Si los niveles de albúmina y proteínas totales disminuyen significativamente por debajo de los valores normales, se puede producir un edema pulmonar a partir del movimiento de líquidos hacia el intersticio.

Figura 1.5: Buena perfusión y sitios de receptores



#### **SECCIÓN 2**

# Requisitos de Banfield

#### REQUISITOS GENERALES PARA LA ANESTESIA Y DEFINICIONES

#### Información general

Cada equipo médico debe cumplir, en todo momento, con las leyes de práctica de cada Estado. Es responsabilidad de cada médico conocer y comprender los requisitos específicos del Estado en el que desarrolla su actividad, así como las políticas y los procedimientos de Banfield. El médico debe asegurar, particularmente, el cumplimiento de las regulaciones estatales en relación con el manejo y la administración de sustancias controladas, intubación de mascotas, monitorización anestésica y documentación de la administración de fármacos, y determinar cuáles asociados hospitalarios pueden realizar profilaxis dental y todos los demás procedimientos médicos en forma legal.

Las siguientes son las normas de Banfield que se deben cumplir, además de todas las normas estatales:

- Todos los pacientes deben ser examinados por el médico antes de ser sedados, inmovilizados o premedicados (las mascotas inquietas/irritables son la excepción, pero, de acuerdo con todas las leyes estatales, sólo se pueden administrar medicamentos bajo la dirección del veterinario) y nuevamente antes de la inducción anestésica. Los resultados de estos exámenes se deben documentar en las notas médicas.
- Cuando se sigan nuevos protocolos anestésicos por primera vez, todo el equipo médico debe monitorizar y observar de cerca al paciente en todo momento, desde la administración de la premedicación hasta la recuperación de la anestesia. Esta estrecha observación proporciona una mejor comprensión de la forma en que cada fármaco afecta al paciente, y debe hacerse, particularmente, durante los primeros 5 procedimientos anestésicos en los que se emplea un nuevo protocolo. Toda la información del protocolo de anestesia se basa en la esperanza de que la administración de la anestesia y los equipos de monitorización estén en buen estado de funcionamiento. Es responsabilidad del médico asegurar que el equipo funcione correctamente antes de proceder a la premedicación y a la anestesia.
- Los protocolos de inmovilización y anestesia general requieren que un miembro del equipo del hospital evalúe al paciente y documente/registre los parámetros de monitorización desde la inducción hasta la recuperación. Esto incluye procedimientos dentales

- en los que un asociado hospitalario debe controlar la anestesia mientras que otro asociado hospitalario realiza el procedimiento, según lo permitido por las leyes de práctica de cada Estado.
- Los medicamentos afectan a cada paciente de manera diferente. El médico es el responsable de conocer la historia del paciente, realizar un examen físico completo, interpretar las pruebas diagnósticas y comprender el sistema anestésico de Banfield para poder elegir, apropiadamente, los protocolos y determinar las dosis específicas.
- Los cambios en las dosis deben basarse, en primer lugar, en el estado de salud y, en segundo lugar, en el temperamento del paciente. El médico es el responsable de definir la dosis segura para cada paciente. No se debe exceder la dosis máxima.
- Cuando se selecciona una dosis, se debe recordar que la dosis mínima, generalmente, equivale a un riesgo mínimo, sin embargo, es importante tener en cuenta que la dosis más baja de los medicamentos para el dolor también significará menor control del dolor. Y, si se utiliza una dosis menor de tranquilizante en la premedicación, será necesaria una dosis mayor de agente de inducción y de mantenimiento.
- Es mejor evitar las vacunas en asociación con la anestesia general. Si se deben administrar vacunas, espere hasta que la mascota presente recuperación completa durante al menos 2 horas.

#### **Definiciones y requisitos**

Los requisitos indicados en las páginas siguientes corresponden a las normas de práctica mínimas. Si fueran necesarias medidas adicionales, como un catéter IV para un paciente inmovilizado, se procederá en consecuencia.

#### TRANQUILIZACIÓN/SEDACIÓN

#### **Definición:**

El paciente puede caminar.

■ Use tranquilización/sedación para procedimientos como la toma de muestra de sangre y el examen otoscópico, para ayudar a sujetar al paciente cuando se efectúan procedimientos no dolorosos como colocar un tubo orogástrico y para ayudar a disminuir la ansiedad.

#### **Requisitos:**

- Un examen físico (EF) completo y cuidadoso.
- Control de temperatura, pulso, respiración (TPR) y calidad de pulso cada 15 a 60 minutos según el paciente, manteniendo la observación visual en todo momento.
- La profundidad de la tranquilización es tal que no es posible colocar un tubo endotraqueal.
- El electrocardiograma (ECG), el oxímetro de pulso y la monitorización de la presión arterial se utilizarán a discreción del médico.
- El catéter IV se utilizará para accesos venosos de emergencia a discreción del médico; se recomienda para animales mayores de 5 años.

#### Para tranquilizar a un paciente en el hospital:

■ Butorfanol (Torbugesic®): 0,2 a 0,4 mg/kg SC, IM y acepromacina: 0,05 mg/kg SC, IM (dosis máxima 1,5 mg)

C

■ Butorfanol: 0,2 a 0,4 mg/kg SC, IM

Y

■ Midazolam: 0,2 a 0,4 mg/kg IM

C

- Tanto la acepromacina como el midazolam pueden utilizarse solos, pero no brindarán analgesia.
- No usar acepromacina en mascotas inquietas.

#### Para viajes aéreos y terrestres:

- Informe a los dueños que los sedantes orales tienen efectos variables en las mascotas y son más eficaces cuando se administran antes de que la mascota se torne ansiosa o excitada. Los dueños necesitarán controlar de cerca la reacción al sedante de su mascota y consultar con el médico para ajustar la dosis. Es mejor comenzar con dosis mínimas.
- Recomiende una dosis de "prueba" por lo menos 24 horas antes de viajar para evaluar la respuesta del animal. Esto ayudará al dueño a determinar la dosis necesaria, así como a asegurar que la mascota no tenga una respuesta adversa a la medicación. Algunos animales experimentan hiperexcitabilidad en respuesta al alprazolam, en estos casos, la dosis puede reducirse a la mitad o se puede recomendar otra clase de medicamento.
- Las mascotas deben aclimatarse a sus jaulas de transporte para reducir el estrés que producen los ladridos, la ansiedad y la hiperexcitabilidad.
- También ayuda colocarle la manta preferida de la mascota, alimentarla u ofrecerle golosinas mientras se encuentra en la jaula de transporte. Los collares y difusores con feromonas de apaciguamiento (D.A.P.®) para perros y el aerosol Feliway® pueden ser útiles para reducir la ansiedad mientras la mascota se aclimata a la jaula de transporte, así como también durante el viaje. Los clientes deben comenzar a habituar a su mascota al menos dos semanas antes del viaje.

#### Para mascotas que viajan por vía aérea:

- Recomendamos vuelos sin escalas para minimizar el estrés. Con frecuencia, las mascotas sufren frío o calor mientras el avión está en tierra.
  - Alprazolam:
    - □ Perros: 0,025 a 0,1 mg/kg oral (dosis máxima de 2 mg), generalmente de 0,25 mg a 2 mg, como dosis total cada 8 a 12 horas
    - □ Gatos: 0,1 mg/kg oral, generalmente 0,125 mg a 0,25 mg como dosis total cada 8 a 12 horas

 $\bigcirc$ 

- Difenhidramina: 2 mg/kg oral (dosis máxima 50 mg) cada 6 u 8 horas.
- En Banfield no administramos ni indicamos acepromacina, u otros tranquilizantes del tipo de la fenotiacina, para mascotas que viajan por vía aérea. Los derivados de la fenotiacina, como la acepromacina, bloquean los receptores adrenérgicos alfa₁ en el sistema circulatorio y dan por resultado una vasodilatación. Esto puede generar susceptibilidad a la hipotermia e incapacidad para responder a los cambios en la presión atmosférica y en la temperatura si la mascota está en la bodega de carga y se presenta algún problema. Es posible que las mascotas fallezcan durante el transporte aéreo como resultado de tranquilización con fenotiacina.

#### Para mascotas que viajan por vía terrestre:

- Agentes orales que se pueden indicar:
  - Alprazolam:
    - □ Perros: 0,025 a 0,1 mg/kg oral (dosis máxima de 2 mg), generalmente de 0,25 mg a 2 mg como dosis total cada 8 a 12 horas
    - □ Gatos: 0,1 mg/kg oral, generalmente 0,125 mg a 0,25 mg como dosis total cada 8 a 12 horas

 $\bigcirc$ 

 Difenhidramina: 2 mg/kg oral (dosis máxima de 50 mg) cada 6 u 8 horas

0

 Acepromacina: 0.25 a 1 mg/kg oral cada 8 a 12 horas. Véase notas de precaución en la sección anterior acerca de fenotiacina antes de indicarla.

#### **INMOVILIZACIÓN**

#### **Definición:**

El paciente no puede caminar, está experimentando un plano no quirúrgico de la anestesia, puede ser despertado con un mínimo esfuerzo y mantiene los reflejos laríngeo y de retirada.

- Se usa inmovilización para los procedimientos que se pueden completar en menos de 10 minutos, que no son dolorosos y que no requieren anestesia general, tales como:
  - Recorte de pelo enmarañado
  - Radiografías que no requieren colocación especial

- Limpieza superficial de oído
- Corte de uñas en pacientes agresivos
- Atención de heridas menores
- Para permitir el manejo de mascotas inquietas/irritables que requieren anestesia general, véase *Protocolo para mascotas inquietas*, página 86.

#### **Requisitos:**

- Un examen físico (EF) completo y cuidadoso, excepto en mascotas inquietas/irritables (en este caso, completar el EF una vez inmovilizado).
- La profundidad de la anestesia es tal que no es posible la colocación del tubo endotraqueal. (Si se puede colocar un tubo endotraqueal, se considera que el paciente se encuentra bajo anestesia general, y se deben implementar todas medidas de apoyo y seguimiento señaladas en las *Consideraciones acerca de la anestesia general para todos los protocolos*, página 83). Aunque no se pueda colocar un tubo endotraqueal, se deben tener disponibles tubos endotraqueales adecuados para el caso de una emergencia.
- Monitorización continua y observación de todas las funciones vitales. Registrar pulso, calidad del pulso, temperatura, respiración y profundidad cada 5 a 10 minutos hasta la recuperación.
- Oximetría de pulso y control de presión arterial. Dado que aún existe reflejo de deglución, el sensor del oxímetro de pulso probablemente tenga que colocarse en áreas alternativas del cuerpo (por ej., base ventral de la cola, recto, membrana interdigital del pie, vulva, prepucio, oreja, labios).
- Se puede colocar un catéter IV para acceso de emergencia a discreción del médico para la administración de Telazol® o combinaciones de dexmedetomidina (Dexdomitor®).
- Para administrar propofol se necesita colocar un catéter IV.
- Es muy recomendable contar con un acceso venoso para administración de líquidos o de medicamentos, dado que disminuye el riesgo del paciente, especialmente en aquellos con estado de salud incierta.
- Si se inmoviliza una mascota y el médico observa que el procedimiento se extiende más de lo esperado y que requiere anestesia general, se deben realizar análisis de sangre preanestésicos, insertar un catéter IV y suministrar la medicación anestésica previa apropiada antes de comenzar la inducción de la anestesia general.

## Los siguientes agentes se utilizan para inmovilizar pacientes:

#### Perros:

■ Telazol<sup>®</sup>: 1 a 4 mg/kg IM y butorfanol: 0,2 mg/kg IM. Utilizar dosis bajas o evitar su uso en pacientes debilitados.

0

Propofol: 2 a 6 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto. El propofol solo no proporciona analgesia.  Dexmedetomidina: 0,005 a 0,02 mg/kg IM y butorfanol: 0,2 mg/kg IM. Utilizar dosis bajas o evitar su uso en pacientes debilitados.

#### Gatos

■ Propofol: 2 a 6 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto. El propofol solo no proporciona analgesia.

 $\bigcirc$ 

■ Dexmedetomidina, ketamina y butorfanol (Torbugesic®) (DKT): 0,065 ml/kg IM de la mezcla. Consulte las instrucciones de preparación para la mezcla DKT en la página 35

#### NO inmovilizar a perros o gatos de razas braquicéfalas.

- Debido al potencial de apnea u obstrucción de las vías respiratorias que produce hipoxemia y/o hipercapnia en razas braquicéfalas aparentemente sanas (*Figuras 2.1 y 2.2*, página 12) durante la inmovilización, Banfield recomienda efectuar anestesia general en todos los pacientes con potencial compromiso de vías respiratorias superiores o pulmonar. En este tipo de pacientes se incluyen:
  - Todas las razas braquicéfalas (perros y gatos).
  - Aquellos con pliegues faríngeos excesivos, como los Shar pei.
  - Cualquier mascota que presente alteraciones en faringe, laringe, tráquea o esófago (por ej., traumatismos, lesiones masivas, etcétera) que sean motivo de preocupación.
- Esto permite el inmediato mantenimiento de una vía aérea permeable con un tubo endotraqueal y asistencia respiratoria con oxígeno al 100%. En estos casos se necesitan todos los requisitos de la anestesia general y los procedimientos de control.
- El objetivo es prevenir muertes innecesarias en un grupo de pacientes de alto riesgo durante su inmovilización.

Figura 2.1: Raza braquicefálica (Bulldog)



Figura 2.2: Raza braquicefálica (Persa)



#### **ANESTESIA GENERAL**

#### **Definición:**

El paciente no puede caminar, no tiene reflejo nauseoso, está inconsciente y ha disminuido enormemente su respuesta al dolor.

 Se usa para radiografías que requieren colocación especial (caderas, etc.), procedimientos quirúrgicos, procedimientos diagnósticos invasivos y procedimientos dolorosos.

#### Evaluación del paciente:

- Realizar el examen físico y los análisis de sangre preanestésicos correspondientes. Véanse Examen físico anestésico canino/felino, página 61 y Evaluación de análisis de sangre preanestésicos, página 63.
- Tratar todas las anormalidades antes de proceder a la anestesia.
- Revisar el expediente médico del paciente por completo.
- Confirmar que el equipo médico es consciente de cada procedimiento que se realiza sobre el paciente.

#### **Requisitos:**

- Un EF completo y cuidadoso.
- Se debe mantener un ayuno mínimo de 2 horas y hasta de 12 horas. El médico debe determinar el tiempo de ayuno apropiado dependiendo de la mascota y del procedimiento; utilizar períodos más cortos de ayunos para los pacientes jóvenes que pueden ser susceptibles a la hipoglucemia. No proporcionar agua por un mínimo de 2 horas antes del procedimiento. Existen normas diferentes para pacientes exóticos. (Véase Consideraciones anestésicas para pequeños pacientes exóticos, página 121).
- Hemograma completo y evaluación de la función de los órganos internos y electrólitos dentro de las 48 horas previas a la anestesia para los animales domésticos con

más de 2 años o para cualquier paciente enfermo o para procedimientos no programados. El hemograma y la evaluación de funcionamiento orgánico y electrólitos preanestésica se deben hacer dentro de los 14 días antes de la anestesia para pacientes de menos de 2 años y para procedimientos programados.

- Catéter IV.
- Colocación del tubo endotraqueal.
- ECG, oxímetro de pulso y presión arterial.
- Monitorización continua y evaluación manual; registro en la historia clínica cada 5 minutos hasta la recuperación (véase Algoritmo de emergencia y monitorización anestésica, página 80).
- Soporte de fluidos IV para procedimientos que duren más de 10 minutos.

#### Utilice lo siguiente para la anestesia general:

- Premedicaciones según protocolos de anestesia.
- Inducción según protocolos de anestesia.
- Mantenimiento con oxígeno y sevoflurano.
- Monitorización según el diagrama de flujo de anestesia y algoritmos de monitorización. Asegurarse de cumplir con las normas estatales, además de las mencionadas en los algoritmos de monitorización.
- Medidas de soporte, monitorización de recuperación y administración posoperatoria de medicación analgésica, según algoritmos de anestesia.

#### ANTIBIÓTICOS PERIOPERATORIOS

El Comité de normas de atención de Banfield sigue revisando la bibliografía publicada en humanos y en medicina veterinaria acerca del uso de antibióticos perioperatorios.

Históricamente, la administración de antimicrobianos perioperatorios ha sido una práctica aceptada para los animales domésticos sometidos a procedimientos quirúrgicos, incluyendo los procedimientos programados más limpios. Sin embargo, el uso generalizado de antibióticos perioperatorios en procedimientos quirúrgicos limpios y programados se ha vuelto cada vez más polémico. Existe la preocupación de que el uso profiláctico de antibióticos pueda contribuir a las superinfecciones, colonización con especies bacterianas resistentes o infecciones nosocomiales.1 En el consenso del American College of Veterinary Internal Medicine (ACVIM) acerca del uso de antibióticos en medicina veterinaria, se recomendó que los veterinarios reserven el uso profiláctico para situaciones de alto riesgo en las que la investigación o la experiencia clínica hayan demostrado claramente que estas aplicaciones brindan beneficios clínicos medibles.<sup>2</sup> En un informe prospectivo, no se encontró ninguna asociación significativa entre la administración de profilaxis antimicrobiana y la tasa de infección del sitio quirúrgico.<sup>3</sup> Otro estudio indicó una menor tasa de infección en casos de administración de antibióticos profilácticos si la duración de la cirugía supera los 90 minutos, pero no para un tiempo quirúrgico más corto.3

De acuerdo con los lineamientos de la ACVIM, Banfield ya no recomienda la administración de antibióticos perioperatorios en procedimientos limpios como las castraciones y ovariohisterectomías canina y felina. No es necesario usar antimicrobianos en todas las cirugías para prevenir las infecciones. Es posible reducir efectivamente la probabilidad de infecciones posoperatorias por medio de la promoción vigorosa de una técnica aséptica, minimizando el tiempo quirúrgico y la manipulación de tejidos.² A continuación se presenta una lista de factores de riesgo que, según han determinado los estudios, aumentan la probabilidad de infección posoperatoria

- Tiempo quirúrgico (puede duplicar el riesgo de infección por cada 70 minutos).
- Experiencia del cirujano.
- Nivel de contaminación prequirúrgica de la herida.
- Obesidad.
- Número de asistentes en el quirófano.
- Debilitamiento del paciente (necesidad de atención en UTI).
- Presencia de material extraño, como un drenaje.

Por lo tanto, seguimos recomendando el uso de antibióticos profilácticos preoperatorios sólo en aquellas circunstancias que calificarían según los factores de riesgo antes mencionados. Sin embargo, en todo momento debe prevalecer el criterio clínico del médico.

Los antibióticos perioperatorios no pretenden de ningún modo reducir la necesidad de una adecuada preparación del paciente ni de las prácticas quirúrgicas estériles ni del manejo adecuado del tejido o de la apropiada atención posoperatoria.

# Procedimientos complicados programados o no programados

Banfield sigue recomendando el uso profiláctico de antimicrobianos en todos los procedimientos complicados programados o no programados. La investigación sigue sugiriendo que el tratamiento antimicrobiano profiláctico es útil en la prevención de infecciones posoperatorias en animales sometidos a procedimientos quirúrgicos asociados con un alto riesgo de infección. Es importante tanto la elección como el momento de la administración de los antibióticos profilácticos.

Para que sean eficaces, se deben administrar antes de la cirugía o en el momento de realizar la incisión. El tipo de cirugía y el tipo de contaminación preoperatoria son factores para determinar el antibiótico más apropiado.

**Cirugía de tejidos blandos:** para reducir las posibilidades de interferencias por unión a proteínas de los agentes anestésicos, se debe administrar ampicilina al menos 1 hora antes de la inducción. 2 horas sería lo ideal para poder observar cualquier posible reacción anafiláctica en las mascotas. La ampicilina puede ser útil para cirugías de esterilización complicadas y para otras cirugías de tejidos blandos. Sin embargo, la ampicilina no ha demostrado ninguna utilidad en la bacteriemia asociada a limpieza dental. Tiene excelente eficacia contra *Streptococci* beta hemolíticos, *Enterococcus faecalis*, anaerobios estrictos y *Pasteurella multocida*. La ampicilina se debe administrar en dosis de 10 mg/kg IM y repetir en intervalos de 6 a 8 horas si es necesario.

Procedimientos dentales: el uso de clindamicina sistémica y clorhexidina tópica se asocia a los más altos niveles de reducción de bacterias orales.<sup>4</sup> La clindamicina idealmente debe iniciarse 2 o 3 días antes del procedimiento dental, pero la tasa de absorción oral es muy rápida y puede ser administrada en el hospital como mínimo 2 horas antes de la anestesia. La clindamicina tiene una actividad intrínseca de bloqueo neuromuscular y debe usarse con precaución con otros agentes bloqueadores neuromusculares. También presenta alta unión a proteínas. La dosis oral recomendada es de 5,5 a 11 mg/kg oral. Se debe continuar administrando la clindamicina durante un mínimo de 5 días después de la limpieza si aparece algún signo de que la mascota necesite un tratamiento antibiótico prolongado. Debe aplicarse enjuague bucal con una solución de clorhexidina en los dientes y las encías una vez colocado el tubo endotraqueal adecuado para asegurar que no se produzca aspiración del producto. Se obtiene mayor beneficio si se permite que permanezca en el lugar durante 10 minutos antes de proceder a la limpieza dental.

**Procedimientos ortopédicos (incluyendo oniquectomía):** la cefazolina es una cefalosporina de primera generación y tiene excelente eficacia contra *S. intermedius, Streptococci beta-hemolíticos* y *Pasteurella multocida*. Presenta buena eficacia contra *E. coli. Klebsiella* 

pneumoniae y la mayoría de anaerobios estrictos.<sup>6</sup>
La cefazolina es el antibiótico más apropiado para procedimientos ortopédicos o para pacientes con infección de piel. La cefazolina puede administrarse como una inyección intravenosa (IV) lenta en cualquier momento durante el período preoperatorio o intraoperatorio porque no se une a las proteínas. Es más efectiva cuando se administra antes de efectuar la incisión de la piel. Se debe suministrar una nueva dosis de cefazolina si la cirugía dura más de 90 minutos.<sup>7</sup> La dosis recomendada es de 22 mg/kg IV lenta.

**Procedimientos varios:** para los usos no indicados anteriormente, se recomienda que el veterinario investigue cuáles son las bacterias que más probablemente estén presentes en la mascota en el sitio quirúrgico y seleccione el antibiótico más apropiado sobre la base de la sensibilidad. Se debe tener precaución con los fármacos que presentan elevada ligadura proteica e investigar la posibilidad de cualquier interacción con los medicamentos usados para la anestesia.

#### **Notas adicionales**

Se recomienda mantener el número de asistentes a la sala quirúrgica dentro del mínimo necesario para la monitorización anestésica y la adecuada atención de la mascota.

#### Referencias bibliográficas

- Whittem, T. L.; Johnson, A. K.; Smith, C. W. et al. Effect of perioperative prophylactic antimicrobial treatment in dogs undergoing elective orthopedic surgery. *JAVMA*, 1999; 215:212-216.
- 2. Morley, P.; Apley, M.; Besser, T. et al. Antimicrobial drug use in veterinary medicine. ACVIM consensus statement. *J Vet Intern Med*, 2005;19:617-629.
- 3. Eugster, S.; Schawalder, P.; Gaschen, F. et al. A prospective study of postoperative surgical site infections in dogs and cats. *Vet Surg*, 2004;33:542-550.
- 4. Caristios, T. L.; Wu, C. C.; Inskeep, G. A.; Chester, S. T. Prevention of bacteremia in dogs undergoing dental scaling by prior administration of oral clindamycin or chlorhexidine oral rinse. *J Vet Dent*, 2000;17(1):11-16.
- 5. Vasseur, P. B.; Levy, J.; Dowd, E. et al. Surgical wound infection rates in dogs and cats. *Vet Surg*, 1988;17:60-64.
- 6. Aucoin, D. Target: The Antimicrobial Reference Guide to Effective Treatment. 2<sup>nd</sup> ed. New York, N.Y.: Alfred A. Knopf, 2000.
- 7. Budsberg, S. C.; Kirsch, J. A. Antibiotic prophylaxis in veterinary orthopaedic surgery. *Vet Comp Orthop Traumatol*, 2001;14:185-189.

# Normas de práctica para la anestesia en procedimientos múltiples

El propósito de esta sección es definir e informar los beneficios y riesgos de realizar múltiples procedimientos simultáneos que requieran anestesia, sean programados o no programados.

# El riesgo aumenta con el número de procedimientos que se realizan por varias razones:

- Tiempo adicional de anestesia.
  - Mayor riesgo de hipotermia.
- Mayor riesgo de hipoperfusión.
- Contaminación cruzada del tejido.
  - Bacterias aerosolizadas de las profilaxis dentales en las incisiones quirúrgicas.
  - Contaminación del sitio de la esterilización o castración a partir de sitios quirúrgicos secundarios no estériles.
- Bacteriemia transitoria a partir de profilaxis dental por diseminación hematógena a sitios quirúrgicos.

#### Los procedimientos programados no deben realizarse sobre pacientes enfermos y, por lo tanto, esencialmente inestables.

- La anestesia programada se lleva a cabo en un animal sano y estable con el fin de realizar un procedimiento quirúrgico que no sea vital para el diagnóstico inmediato o el tratamiento de una enfermedad subyacente.
- Los procedimientos con anestesia programada incluyen esterilización, castración, gastropexia profiláctica canina, oniquectomía y la profilaxis dental verdadera (en ausencia de enfermedad periodontal).

Los procedimientos con anestesia programada deben realizarse en mascotas saludables o que tengan trastornos que no pongan en peligro su vida o que estén estables. La determinación debe hacerse según cada caso. Ejemplos de procedimientos no programados:

Reparación ortopédica, reparación de heridas, drenaje de abscesos, extirpación de masas, piometra, hematoma auricular, cistostomía, cirugía gastrointestinal, tratamiento periodontal, entre otros.

## Se pueden realizar varias cirugías al mismo tiempo cuando:

- Implican poco o ningún riesgo de contaminación adicional, por ejemplo, extirpación de masa oral y profilaxis dental.
- La mascota es estable y no hay ninguna razón para preocuparse por la longitud total de la anestesia prevista, por ejemplo, esterilización, narinas estenóticas y resección del paladar blando.
- Todos los procedimientos son necesarios para preservar la salud inmediata del animal, por ejemplo, reparación simultánea de fractura traumática, laceración y hernia.
- La mascota es tan agresiva que alcanzar la anestesia es la parte más traumática de los procedimientos.

#### **SECCIÓN 3**

# Tratamiento del dolor, drogas y fluidoterapia

#### TRATAMIENTO DEL DOLOR

Un adecuado tratamiento del dolor es una parte importante y significativa de cualquier procedimiento anestésico que causa dolor o inflamación en la mascota. No existe ninguna razón válida que justifique renunciar a un correcto tratamiento del dolor. Es responsabilidad del médico tratante asegurar que se emplee este tratamiento durante el procedimiento y la recuperación (véase *Planilla de tareas para el manejo del dolor anestésico*, páginas 18-19).

- El adecuado tratamiento del dolor es fundamental para un exitoso procedimiento anestésico. La premedicación con analgésicos y la administración posoperatoria de antiinflamatorios es sólo el comienzo del tratamiento del dolor asociado con los procedimientos anestésicos. En función de la duración y la extensión del procedimiento, es importante reconocer las señales del dolor intraoperatorio, como el aumento de la frecuencia cardíaca, la presión arterial o la frecuencia respiratoria, que deben tratarse con dosis repetidas de butorfanol, o bien, aumentando la concentración de sevoflurano. Por lo general, el butorfanol se puede administrar, con seguridad, cada una a cuatro horas.
- El tratamiento multimodal del dolor brinda los mejores resultados. Comienza antes de la anestesia y continúa hasta la resolución completa de la inflamación y del dolor.
  - El tratamiento multimodal del dolor simplemente significa abordar el tratamiento del dolor en más de una manera y/o en más de un nivel de la vía del dolor.
  - El uso de bloqueos locales, agentes antiinflamatorios no esteroides (AINE), narcóticos y disociativos son ejemplos de tratamientos para el dolor que pueden utilizarse juntos en diversas combinaciones para abordar el manejo del dolor.
  - El uso de bloqueos locales debe ser considerado seriamente, ya que hay pruebas suficientes para demostrar que, si se puede prevenir su transmisión, el paciente experimentará menos dolor relacionado con el procedimiento, aun después de la desaparición del anestésico local.

- Los bloqueos locales son una medida de atención estándar y deben ser parte de cada procedimiento de oniquectomía felina.
- Banfield promueve encarecidamente el uso de bloqueos locales para los siguientes procedimientos:
  - □ Castración bloqueos intratesticulares.
  - Ovariohisterectomía (OHE) bloqueo de la línea de incisión.
  - □ Extracciones dentales.
  - ☐ Epidurales para procedimientos ortopédicos en extremidades traseras.
- Véase Técnicas de anestesia local y regional, página 30, para la realización de los bloqueos correspondientes a estos procedimientos.
- La premedicación recomendada por Banfield está diseñada para funcionar de una manera multimodal con los fármacos administrados en el consultorio para el manejo del dolor posoperatorio.
- Véase Protocolos de Banfield, a partir de la página 83, para obtener recomendaciones específicas del tratamiento del dolor posoperatorio.
- Monitorización del dolor posoperatorio: es muy importante proporcionar el tratamiento adecuado para el dolor en el período posoperatorio. Debe recordarse que cada paciente es individual y tendrá diferentes reacciones ante el dolor y respuestas variables a los medicamentos. El tratamiento del dolor posoperatorio debe adaptarse a las necesidades de cada individuo. Con el fin de ayudar en la monitorización posoperatoria, se han diseñado escalas de dolor agudo para perros y gatos. Estas escalas tienen el propósito de ser una herramienta para ayudar al profesional a facilitar el tratamiento del dolor del paciente (véanse Escala de dolor agudo canino y felino de la Universidad del Estado de Colorado, páginas 16-17). No se debe olvidar de proporcionar tratamiento adicional para el dolor cuando se observa una puntuación de 2 o superior durante la evaluación del paciente.

Figura 3.1: Escala de dolor agudo canino - Universidad del Estado de Colorado (Colorado State University)

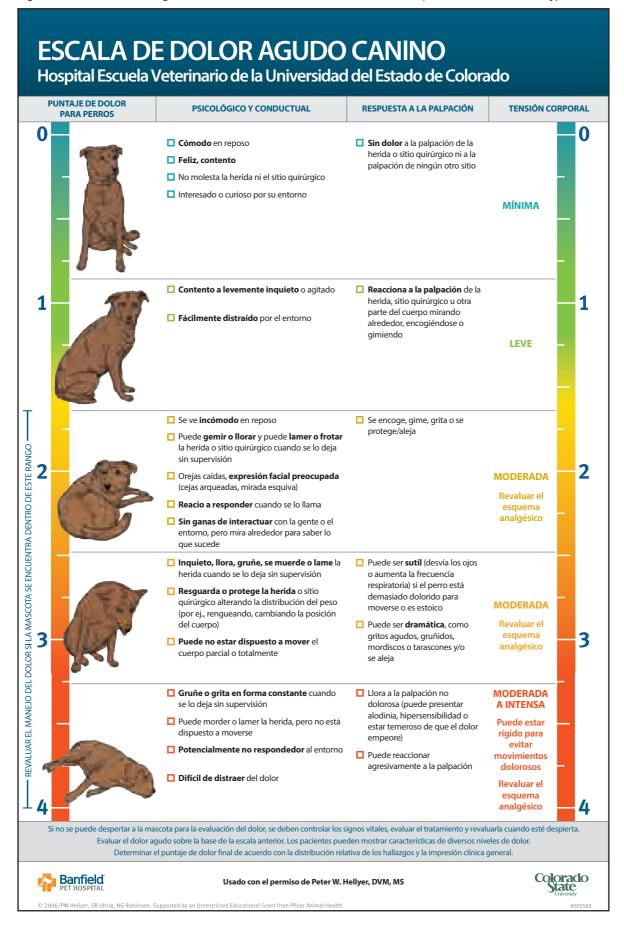
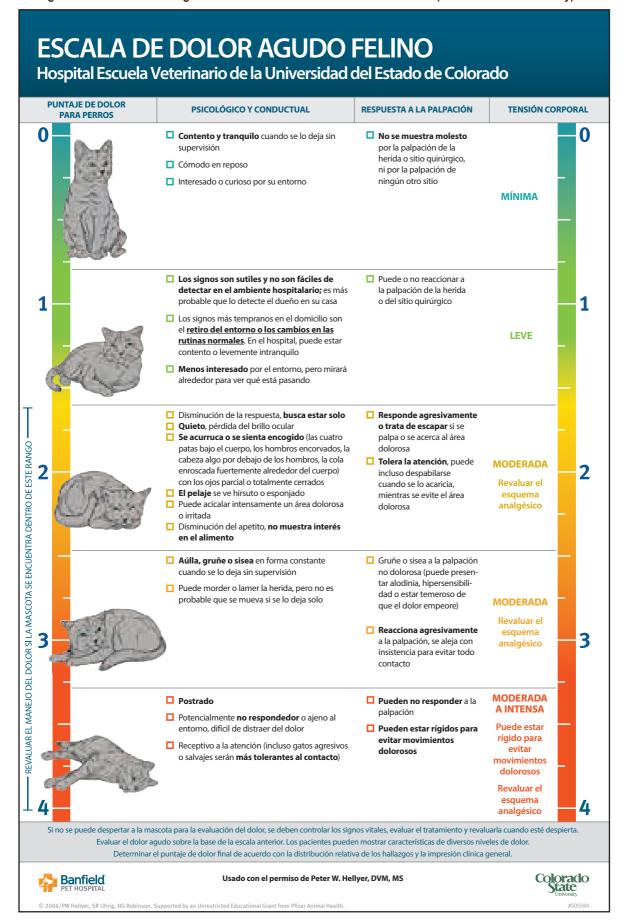


Figura 3.2: Escala de dolor agudo felino - Universidad del Estado de Colorado (Colorado State University)



#### Planilla de tareas para el manejo del dolor anestésico Analgésico(s) recomendado(s) Nivel de dolor Procedimiento quirúrgico (Además de los bloqueos de o enfermedad esperado los nervios locales o regionales cuando corresponda) Intenso o ■ Dolor neuropático / de sistema nervioso central Control multimodal del dolor que (SNC): atrapamiento nervioso, enfermedad del insoportable incluye opiáceos (hidromorfona, disco intervertebral cervical, hernias de disco, Este nivel de dolor fentanilo) y agentes antiinflamatorios inflamación grave, meningitis, infartos/tumores del puede provocar la no esteroides (AINE), según SNC corresponda muerte Fracturas múltiples o reparación de fracturas con daño extenso de tejido blando, fracturas patológicas ■ Inflamación extensa: peritonitis, fascitis, celulitis grave ■ Dolor posquirúrgico después de daño tisular o inflamación extensas ■ Pancreatitis necrotizante ■ Colecistitis necrotizante ■ Neoplasia ósea Moderado a ■ Musculoesqueléticos: osteoartritis, poliartritis aguda; Control multimodal del dolor, que algunos procedimientos quirúrgicos intraarticulares incluye opiáceos (hidromorfona, intenso (por ej., perros grandes, manipulación extensa); (varía con el grado fentanilo para el dolor intenso, reparación de fracturas; osteodistrofia hipertrófica; de la enfermedad. butorfanol, tramadol, buprenorfina panosteítis; algunas extracciones dentales manipulación del para dolor moderado) y AINE (según (dientes con raíces múltiples, algunos dientes caninos, manipulación extensa o extracción corresponda) tejido o lesión) dificultosa, compromiso extenso del tejido blando); oniquectomía Cirugía de tejidos blandos: ablación total del conducto auditivo; poslaparotomía (manipulación o inflamación extensa de tejidos); postoracotomía, reparación de hernia diafragmática traumática (asociada con daño de tejidos u órganos extensos); extirpación de masas grandes; reparación de daño extenso de tejido blando (reparación de laceraciones extensas, etc.) Peritonitis (por ej., bacteriana, urinaria, biliar, pancreática) Estadios tempranos o de resolución de daños. inflamación o enfermedades de tejidos blandos Dolor capsular debido a organomegalia (por ej., pielonefritis, hepatitis, esplenitis, torsión esplénica) ■ Torsión mesentérica, gástrica, testicular o de otro tipo, seguida de distensión de órgano hueco ■ Pleuritis; traumatismo (por ej., ortopédico, extenso de tejidos blandos, craneal); enfermedad discal toracolumbar; recalentamiento después de hipotermia accidental; congelamiento; dolor por cáncer; mucositis; trombosis / isquemia (arterial o venosa); trombosis de la bifurcación aórtica; ocular: abrasión /úlcera corneal, glaucoma, uveítis; tracto

reproductivo: parto, mastitis

Planilla de tareas para el manejo del dolor anestésico (cont.)					
Nivel de dolor esperado	Procedimiento quirúrgico o enfermedad	Analgésico(s) recomendado(s) (Además de los bloqueos de los nervios locales o regionales cuando corresponda)			
Moderado	<ul> <li>Procedimientos ortopédicos mínimamente invasivos: reparación de ligamento cruzado extracapsular; colocación de fijación externa para reparación de fracturas; amputación de cola; extracciones dentales simples (incisivos, algunos premolares pequeños, extracciones no complicadas)</li> <li>Cirugía de tejidos blandos: laparotomía (con manipulación o inflamación tisular breve y mínima); reparación de hernia diafragmática (aguda, simple, sin daño orgánico); algunas extirpaciones de masas /reparaciones de laceraciones externas (menos extensas que las observadas arriba); ovariohisterectomía/castración (en pacientes más viejos u obesos, o con manipulación extensa de tejidos), enucleación</li> <li>Algunos procedimientos dentales (colgajos gingivales simples); algunas lesiones de tejidos blandos (menos extensas que las observadas arriba); obstrucción uretral; pancreatitis en resolución, procedimiento quirúrgico, enfermedad o lesión temprana o en resolución</li> </ul>	Control multimodal del dolor, que incluye opiáceos (butorfanol, tramadol, buprenorfina) y AINE (según corresponda)			
Leve a moderado (varía con el grado de enfermedad o de manipulación / daño tisular)	<ul> <li>Cirugía de tejidos blandos:         ovariohisterectomía / castración (animales jóvenes); algunas laceraciones; extirpación de masas pequeñas; drenajes torácicos</li> <li>Algunos procedimientos dentales</li> <li>Cistitis</li> <li>Otitis</li> <li>Procedimiento, enfermedad o lesión temprana, en resolución o simple</li> </ul>	Para dolor moderado: manejo multimodal del dolor, que incluye opiáceos (butorfanol, tramadol, buprenorfina) y AINE (según corresponda) Para dolor leve: butorfanol, buprenorfina o AINE			
Leve	■ Compromiso por procedimiento quirúrgico, enfermedad o lesión temprana, en resolu- ción o simple	Butorfanol, tramadol, buprenorfina (extremo inferior de dosis) o AINE			

#### Fármacos más comúnmente usados para el tratamiento del dolor en Banfield

#### **OPIÁCEOS**

#### **Buprenorfina**

- Un agonista/antagonista parcial opiáceo.
- Agonista parcial mu y antagonista de los receptores kappa.
- Inicio de acción dentro de los 30 a 60 minutos, dependiendo de la vía de administración.
- Duración aproximada de 6 a 12 horas.
- Elevada unión a las proteínas plasmáticas (96%)
- Se metaboliza en el hígado y se elimina principalmente en las heces (70%), con 30% de excreción urinaria.
- Eficaz para el dolor moderado a intenso.
- Efecto analgésico producido por la unión a los receptores opiáceos en el sistema nervioso central (CNS).
- Perros: 0,005 a 0,02 mg/kg IM, IV, SC cada 6 a12 horas (la absorción por vía transmucosa en el perro aún está sujeta a cuestionamiento y revisión).
- Gatos: 0,005 a 0,01 mg/kg IM, IV, SC por vía transmucosa cada 6 a 12 horas.

#### **Butorfanol inyectable**

- Agonista/antagonista mixto. Agonista primario del receptor kappa y antagonista de los receptores mu.
- Puede interferir o revertir los efectos de los opiáceos mu puros.
- Eficaz para el dolor leve a moderado.
- Bien tolerado por los gatos.
- Produce menos depresión respiratoria que la morfina o la oximorfona.
- No produce liberación de histamina.
- Duración de acción:
  - Perros: 30 minutos a 1 hora
  - Gatos: 1 a 3 horas
- Puede repetirse si es necesario cada 1 a 4 horas.
- Perros: 0,2 a 0,4 mg/kg IM, SC.
- Gatos: 0,2 a 0,4 mg/kg IM, SC.
- Tiempo de efecto: 15 a 30 minutos.
- Se metaboliza en el hígado y se excreta en la orina y las heces.

#### Referencia bibliográfica

1. Hellyer, P. W.; Gaynor, J. S. Acute postsurgical pain in dogs and cats. *Comp Cont Educ Pract Vet*, Feb 1998;20(2):140-153.

#### **Fentanilo**

- Sustancia controlada de clase II.
- Se metaboliza en el hígado.
- Se liga a proteínas.
- Agonista mu puro.
- La duración del efecto es de 30 a 45 minutos.
- Para el tratamiento del dolor posoperatorio en ortopedia o cirugía de las orejas. Se utiliza como dosis de carga si no se han administrado otros opiáceos previamente.
- Fentanilo inyectable: Perros y gatos: Dosis de carga: 0,003 mg/kg IV; utilizar solamente como una dosis de carga antes de comenzar una infusión intravenosa continua (IIC) de fentanilo.
- Fentanilo IIC: 0,02-0,06 μg/kg/minuto. Véanse Protocolo ortopédico, página 102; Protocolo para cirugía de oído, página 103; y Receta de infusión intravenosa continua (IIC) de fentanilo, página 21.

#### **Hidromorfona**

- Agonista parcial mu.
- Agente inyectable opiáceo sedativo/de restricción, analgésico y preanestésico.
- Inicio de acción dentro de los 15 a 30 minutos, dependiendo de la vía de administración.
- Es frecuente observar bradicardia después de la administración.
- Puede causar vómitos; no debe usarse como premedicación en caso de sospecha de dilatación vólvulo gástrico u obstrucción intestinal.
- La duración del efecto es de 4 a 6 horas.
- La administración IV no se asocia con liberación de histamina.
- Permite controlar el dolor moderado a grave.
- Metabolizado en el hígado, principalmente por glucuronidación. Debido a que los gatos presentan deficiencia en esta vía metabólica, las vidas medias del fármaco pueden prolongarse. Los metabolitos se excretan por el riñón.
- Perros: 0,05 a 0,2 mg/kg IM, IV, SC cada 2 a 6 horas.
- Gatos: 0,05 a 0,1 mg/kg IM, IV, SC cada 2 a 6 horas.
- Puede producir hipertermia en gatos. Véase página 84 para obtener más información.
- Epidural: 0,03 a 0,04 mg/kg cada 8 a 24 horas.

#### Tramadol oral

- Analgésico agonista opiáceo sintético (no es un agente incluido dentro del Programa Federal).
- El inicio de acción es dentro de los 60 minutos.
- Alivia el dolor leve a moderado.
- Duración de acción moderada.
- Se metaboliza en el hígado y se excreta en la orina.
- Tolerado por perros y gatos.
- Agonista sintético de los receptores opiáceos mu e inhibidor de la recaptación tanto de serotonina como de noradrenalina.
- Emplear con precaución junto con otros depresores del

SNC y en pacientes con antecedentes de convulsiones.

- Los pacientes con enfermedad hepática o renal pueden requerir reducción de la dosis.
- Perros y gatos: 2 a 4 mg/kg oral cada 8 horas (perros), cada 12 horas (gatos), durante 5 a 7 días.
- Se puede administrar en forma conjunta con AINE y corticosteroides.

#### Tabla 3.2

#### Receta de infusión intravenosa continua (IIC)\* de fentanilo

- 1. Retirar 24 ml de una bolsa de 1 L de NaCl al
- 2. Invertir y añadir 24 ml de fentanilo (50  $\mu$ g/ml) dentro de esta bolsa de 1 L de NaCl al 0,9% = 1,2  $\mu$ g/ml.
- 3. Mezclar bien.
- Infundir a una velocidad de 1 ml/kg/hora con una bomba de infusión IV.
  - Esto equivale a una IIC de 0,02 μg/kg/minuto o 0,0012 mg/kg/hora.
  - Esta dosis es apropiada tanto para perros como para gatos.
- **5.** En perros, si los signos clínicos lo requieren, se puede aumentar la tasa de infusión hasta 3 ml/kg/hora.
  - Esto equivaldría a una IIC de fentanilo de 0,06 μg/kg/minuto o 0,0036 mg/kg/hora.
- **6.** ROTULE ADECUADAMENTE LA BOLSA DE IIC CON LA SIGUIENTE INFORMACIÓN:
  - Nombre de la droga
  - Concentración
  - Tipo de solución base: NaCl
  - Tasa de infusión
  - Fecha de reconstitución
  - Vencimiento a las 24 horas
  - Nombre del responsable de preparar la IIC

#### Consideraciones para las IIC de fentanilo

- Si no se ha administrado previamente un agonista mu (morfina o hidromorfona), administrar 0,003 mg/kg de fentanilo IM o IV para alcanzar niveles plasmáticos terapéuticos iniciales en forma rápida. Si se usó morfina o hidromorfona como medicación anestésica previa dentro de las 2 horas anteriores, usualmente no se necesita dosis de carga.
- La duración del efecto del fentanilo es de alrededor de 30 minutos
- Los efectos adversos no duran tanto tiempo cuando se usan morfina, hidromorfona u oximorfona.
- 30 minutos antes de suspender la IIC de fentanilo, administrar una dosis final de hidromorfona (0,2 mg/kg IM, IV, SC) que permitirá una transición más tranquila al tramadol oral y AINE.
- Como con cualquier IIC de un opiáceo, prestar especial atención a:
  - Frecuencia cardíaca: se puede presentar bradicardia significativa. Si se asocia con hipotensión, o si es muy importante, se recomienda la administración de anticolinérgicos (glicopirrolato: 0,01 mg/kg IV, IM).
  - Respiración: disminución significativa de la frecuencia respiratoria; se recomienda administrar una dosis preanestésica de buprenorfina o butorfanol como antagonista parcial. Si es intensa, administrar naloxona y suspender la IIC.
  - Temperatura corporal: si hay hipotermia, brindar calentamiento activo y suspender la IIC.
  - Nivel de dolor: ajustar la IIC de acuerdo con el nivel de dolor, sin exceder 3 ml/kg/hora en perros y 1 ml/kg/hora en gatos.
- \* LAS IIC <u>NO</u> SE VAN AL DOMICILIO CON EL DUEÑO. SI LA MASCOTA ES DERIVADA A UN CENTRO DE EMERGENCIA/ESPECIALIZADO, SE PUEDE ENVIAR LA BOLSA DE IIC SI ELLA ESTÁ APROPIADAMENTE ROTULADA CON LA DROGA, DOSIS, TASA DE INFUSIÓN Y FECHA DE RECONSTITUCIÓN.

# AGENTES ANTIINFLAMATORIOS NO ESTEROIDES (AINE)

Dado que durante los procedimientos anestésicos se pueden presentar episodios hipotensivos o hipovolémicos, no se deben administrar antiinflamatorios no esteroides en el período preoperatorio para reducir el riesgo de daño renal secundario a la disminución de la perfusión.

# Carprofeno (Rimadyl®) oral e inyectable (sólo para perros)

- Analgésico antiinflamatorio.
  - Pico de efecto: 1 a 3 horas.
  - Larga duración.
  - Se metaboliza en el hígado; en su mayoría (70 a 80%) se elimina en las heces y el resto en la orina.
  - Alivia el dolor leve a moderado.
- Potente inhibidor de la ciclooxigenasa, la fosfolipasa A<sub>2</sub> y la síntesis de prostaglandinas.
- No debe usarse en presencia de enfermedad renal o hepática.
- No debe emplearse con otros AINE o corticosteroides, ni en pacientes con riesgo de sangrado.
- Inyectable: 4 mg/kg SC **por única vez**, después, continuar con administración oral.
- Oral 4 mg/kg oral en perros 1 vez por día o dividido en dos dosis iguales, durante 3 a 7 días.

#### Deracoxib (Deramaxx®) (sólo para perros)

- AINE COX-2 selectivo.
- Alcanza el pico de concentración plasmática dentro de las 2 horas después de la administración.
- Elevada unión con proteínas (90%).
- Se metaboliza en cuatro metabolitos en el hígado y se elimina con las heces.
- Inhibe las prostaglandinas que contribuyen al dolor y la inflamación al inhibir la COX-2.
- Proporciona manejo del dolor posoperatorio y tratamiento del dolor asociado con la osteoartritis.
- 0,90 a 1,8 mg/kg oral 1 vez por día para manejar el dolor asociado con la osteoartritis.
- 2,6 a 3,6 mg/kg oral 1 vez por día para el manejo del dolor posoperatorio.

#### Meloxicam (Metacam®) oral

- AINE COX-2 preferencial.
- Base con sabor a miel con dos concentraciones:
  - 0,5 mg/ml 15 ml (equivalente a 0,016 mg por gota); 1,5 mg/ml 10 ml (equivalente a 0,05 mg por gota).
- Perros: el meloxicam presenta buena absorción tras la administración oral y puede administrarse directamente en la boca o mezclado con comida. El alimento no altera la absorción. La dosis inicial recomendada es de 0,18 mg/kg oral durante el primer día de tratamiento, y después dosis de 0,09 mg/kg oral 1 vez por día.

- Gatos: el meloxicam también se puede emplear en gatos por vía oral, pero está considerado un producto no aprobado debido a la falta de estudios de eficacia y seguridad en los Estados Unidos. Se emplea la solución de 0,5 mg/ml. Los esquemas posológicos para gatos con osteoartritis e inflamación o dolor crónico son los siguientes: la dosis inicial debe ser de 0,1 a 0,2 mg/kg oral, dependiendo de la intensidad del dolor; se puede continuar con una dosis diaria de 0,05 mg/kg oral por un período máximo de 2 a 3 días. Debido al potencial de toxicidad de los AINE en gatos, el uso prolongado debe ser evaluado cuidadosamente para cada paciente.
- Alcanza los niveles de plasmáticos máximos entre las 7 y 8 horas posteriores a su administración.
- Duración: 24 horas.
- Elevada unión con proteínas (97%).
- Se metaboliza en el hígado y se elimina principalmente en las heces.
- Inhibe la ciclooxigenasa, la fosfolipasa A<sub>2</sub> y la síntesis de prostaglandinas por inhibición preferencial de la COX-2.
- Proporciona efectos analgésicos, antiinflamatorios y antipiréticos similares a otros AINE.
- Brinda control del dolor y la inflamación asociados con la osteoartritis

#### Meloxicam (Metacam®) inyectable

- Gatos: 0,2 mg/kg SC. Se utiliza como una inyección única, posoperatoria en pacientes sanos, bien hidratados.
- Perros: 0,2 mg/kg SC. Se utiliza para comenzar la terapia de la osteoartrosis antes de continuar con la posología oral.

#### **DEPURACIÓN DE LOS AINE**



#### Piense. Tome una buena decisión

- Pueden existir situaciones en las cuales sea necesario cambiar de un AINE a otro, en un intento de mejorar la eficacia analgésica y antiinflamatoria. Es importante tener en cuenta la duración del período después de la administración de un AINE antes de administrar otro AINE diferente.
- Los clínicos han recomendado empíricamente diversos períodos de lavado que van desde las 24 horas hasta los 7 días después del uso de un AINE y antes de la administración de otro AINE o de un glucocorticoide.

- Aunque el análisis de las vidas medias séricas de los AINE indica que se pueden eliminar dentro de las 8 a 12 horas, muchos de estos medicamentos presentan un efecto clínico prolongado.
- Por lo tanto, una regla de oro para el período de lavado es considerar entre 5 y 10 vidas medias después del primer AINE (*tabla 3.3*).

Tabla 3.3

AINE Planilla de depuración en perros¹					
Producto Vida ½ sérica estimada (horas)		5X vidas ½ (días)	10X vidas ½ (días)		
Aspirina	7,5 - 12	10 - 14 recomendado	10 - 14 recomendado (la aspirina activa la lipoxina)		
Carprofeno (Rimadyl®)	5 - 8 (oral) 22 - 23 (inyectable)	2 (oral) 5 (inyectable)	4 (oral) 10 (inyectable)		
Deracoxib (Deramaxx®)	3	Día siguiente	2		
Etodolac (EtoGesic®)	9,7 - 14,4	3	6		
Flunixina (Banamine®)	3,7	Día siguiente	2		
Ketoprofeno (Ketofen®)	4 - 5	Día siguiente	2		
Meloxicam (Metacam®)	20 - 30	7	14		
Fenilbutazona	2,5	Día siguiente	2		
Piroxicam (Feldene®)	40	9	18		
Tepoxalina (Zubrin®)	2 - 3	Día siguiente	2		

Esta tabla es una guía para la depuración de los AINE de acuerdo con sus vidas medias. Aguarde al menos de 5 a 10 vidas medias entre AINE.

#### Referencia bibliográfica

1. Papich, M. G. An update on nonsteroidal anti-inflammatory drugs (NSAIDs) in small animals. *Vet Clin North Am Small Anim Pract*, 2008;(38):1243-1266.

# BLOQUEOS DE LOS NERVIOS DENTALES

# ¿Por qué utilizar bloqueos dentales locales?

- Los procedimientos orales son dolorosos.
- La analgesia debe ser parte de todo protocolo anestésico debido a que es una buena práctica médica, es humanitaria y disminuye las dosis de fármacos de mantenimiento anestésico.

# ¿Cuándo utilizar bloqueos dentales locales?

- Extracciones dentales.
- Cirugía oral dolorosa de (por ej., reparación de fístula oronasal).
- Extirpación de tumores.
- Reparación de fracturas.

#### ¿Cómo utilizar bloqueos locales?

- Como parte de la analgesia equilibrada, mejora el control preventivo y multimodal del dolor.
- Los anestésicos locales bloquean los impulsos dolorosos en la médula espinal y disminuyen la hiperexcitabilidad.
- Los anestésicos locales van desapareciendo; por lo tanto, es necesario usar simultáneamente otros agentes para proporcionar tratamiento multimodal del dolor a largo plazo.

# Bloqueos locales para el dolor oral de uso habitual

- Infraorbitario.
- Maxilar caudal.
- Mentoniano mediano.
- Alveolar inferior.

#### Agentes anestésicos locales

La bupivacaína (0,5%) es el fármaco más utilizado para bloqueos nerviosos dentales debido a su mayor duración de acción.

- Inicio de acción bastante lento: 10 a 15 minutos.
- Larga duración de acción: aproximadamente 3 a 8 horas.
- La dosis máxima es de 2 mg/kg para perros y 1 mg/kg para gatos.
- El volumen usual por sitio de inyección es de 0,5 a 1 ml para perros y 0,2 a 0,3 ml para gatos.
- Elevada unión con proteínas (95%).
- Se metaboliza en el hígado y se excreta por la orina.
- Bloquea la generación y conducción de los impulsos nerviosos.
- No se debe administrar por vía intravenosa.
- Más cardiotóxica que la lidocaína.

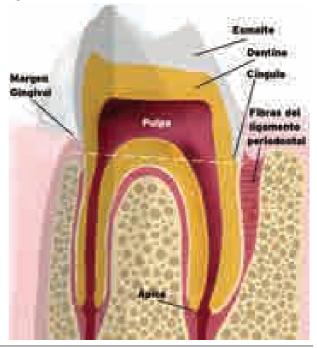
## Técnicas de bloqueo de los nervios dentales

La mayoría de los procedimientos dentales produce fuertes estímulos sensoriales que afectan los requerimientos de anestesia general y la recuperación posoperatoria. Los bloqueos nerviosos dentales interrumpen estos estímulos sensoriales en forma local y deberían ser un componente del manejo global del dolor. Los bloqueos regionales de los nervios dentales pueden disminuir la concentración de anestesia inhalatoria necesaria, lo que reduce los efectos secundarios adversos, como hipotensión, bradicardia e hipoventilación. Además, los bloqueos de los nervios dentales facilitan la recuperación anestésica del paciente, dado que los efectos secundarios adversos, tales como la hipertensión, taquicardia y taquipnea, también se minimizan en el posoperatorio debido a la disminución de dolor oral. <sup>2</sup>

Los anestésicos locales bloquean por completo la transmisión nerviosa sensorial y previenen la sensibilización secundaria (central) al dolor. Por esta razón, los bloqueos locales son de uso frecuente conjuntamente con otras medicaciones inyectables y sistémicas para el dolor.<sup>3</sup>

Es necesario tratar el dolor perioperatorio tanto por la lesión tisular, a consecuencia de estímulos nocivos, como por el posterior descenso del umbral doloroso en el sitio quirúrgico. Los analgésicos administrados antes y durante la cirugía, a menudo, son insuficientes debido a la reacción inflamatoria posoperatoria continua que involucra los tejidos duros y blandos lesionados. La liberación de mediadores inflamatorios resultante puede causar sensibilización periférica y central.<sup>4</sup> Los médicos veterinarios deben considerar un abordaje de manejo multimodal del dolor para prevenir la hipersensibilidad.<sup>4</sup>

Figura 3.3: Anatomía de un diente



Los beneficios de implementar el tratamiento multimodal del dolor para la cirugía dental y oral, específicamente los bloqueos dentales, incluyen:

- Los dueños esperan un manejo efectivo del dolor.
- Las mascotas, con frecuencia, son dadas de alta el mismo día después de procedimientos dentales y los dueños quieren que sus mascotas estén tan alertas y exentas de dolor como sea posible.
- Las mascotas se recuperan más rápido y con menos complicaciones.<sup>5</sup>
- Se reduce la concentración alveolar mínima necesaria para los anestésicos inhalatorios, por lo tanto, disminuyen las complicaciones anestésicas y mejora la seguridad.<sup>1</sup>
- Eliminan la percepción del dolor, disminuyen los niveles de anestesia y producen una experiencia anestésica más tranquila.<sup>6</sup>
- Los bloqueos locales siguen brindando analgesia en el posoperatorio, lo que permite mantener a la mascota cómoda, a la vez que se emplean menos fármacos sistémicos para el control del dolor.<sup>7,8</sup>
- Se reducen al mínimo las señales de dolor después de procedimientos dentales, tales como recuperaciones dificultosas, vocalización, inquietud, frotarse la boca con la pata, cambios de comportamiento, inapetencia y depresión, cuando se usan bloqueos regionales de los nervios orales.<sup>9</sup>

Muchos procedimientos quirúrgicos dentales producen estímulos fuertes, y las mascotas a menudo presentan anestesia general de profundidades variables debido a la administración insuficiente o inadecuada de analgésicos. <sup>10</sup>

Los procedimientos quirúrgicos dentales y orales comunes en los que se indican bloqueos nerviosos dentales incluyen:

- Extracciones quirúrgicas y no quirúrgicas.
- Tratamientos periodontales avanzados, como el raspado radicular, el desbridamiento periodontal y la cirugía de colgajo periodontal.
- Traumatismo oral que involucre laceraciones de labios, encías y lengua; cuerpos extraños y fracturas de mandíbula que requieren intervención quirúrgica de tejidos blandos y duros.
- Biopsias incisionales y escisionales.
- Cirugía oral de tejidos duros y blandos, tales como reparación de fístula oronasal, cirugía palatal, maxilectomías, mandibulectomías y cirugías de reconstrucción.

#### Anatomía de los nervios orales

El nervio trigémino aporta la inervación sensitiva de las estructuras orales. En el maxilar superior, los dientes superiores, los tejidos blandos y duros y el paladar están inervados por el nervio maxilar que atraviesa el agujero maxilar y el canal infraorbitario desde la fosa esfenopalatina. El nervio maxilar se transforma en el nervio infraorbitario que, a su vez, se ramifica en los nervios alveolares posterior, anterosuperior y medio. En la mandíbula, los dientes inferiores y los tejidos blandos y duros están inervados por el nervio mandibular. El

nervio mandibular se ramifica en el nervio lingual justo antes de entrar en el foramen mandibular y proporciona inervación sensitiva a la lengua y el nervio alveolar inferior; este nervio se ramifica en los nervios mentonianos anterior, medio y posterior, que proporcionan inervación sensitiva a los molares inferiores, premolares, caninos, incisivos y a los tejidos blandos y duros de la mandibula anterior.

Los bloqueos de nervios dentales regionales más comunes utilizados en medicina veterinaria son el bloqueo infraorbitario, maxilar posterior, mentoniano mediano y alveolar inferior (mandibular). Existen diversas variaciones en la técnica que incluyen la colocación de la aguja intraoral y extraoral. La inserción suave de la aguja en el tejido blando o en el agujero minimiza el trauma tisular. Una vez insertada en la ubicación adecuada, se debe aspirar para asegurarse de que no se encuentra en ningún acceso vascular y luego inyectar lentamente. Si en la aspiración se observa sangre, se debe retirar la aguja y la jeringa y comenzar de nuevo con una jeringa y aguja limpias. Esta sección hará exclusivo hincapié en técnicas intraorales.

#### Administración de bloqueos nerviosos

Los materiales y el equipo necesarios para realizar bloqueos nerviosos dentales son mínimos e incluyen bupivacaína (0,5%), jeringas de 1 ml, agujas de calibre 25 y de 5/8 de pulgada, limpieza quirúrgica y un cráneo de perro o gato para ayudarle a localizar los agujeros.

La bupivacaína (0,5%) es el agente de elección para estos procedimientos. Su inicio de acción es a los 10 a 15 minutos y la duración de acción es de 3 a 8 horas. 1,2 Ofrece un mayor grado de bloqueo sensitivo que otros agentes inyectables, como la lidocaína (que es ideal para los nervios sensitivos de la cabeza) con menos irritación tisular. 9 La bupivacaína es más tóxica para el corazón que la lidocaína, por lo que se utiliza la dosis más baja posible (es decir, no se debe exceder de 2 mg/kg como dosis acumulativa total en perros y de 1 mg/kg como dosis acumulativa total en gatos, durante cualquier procedimiento dado). 1,2,4

Generalmente, la dosis por sitio es de 0,5 a 1 ml en perros y 0,2 a 0,3 ml en gatos. Se debe tener en cuenta que en un perro pequeño (por ej., 3 kg), es necesario reducir la dosis recomendada de 0,5 ml por sitio para no exceder la dosis acumulativa total.

#### Bloqueo del nervio infraorbitario

Los bloqueos del nervio infraorbitario afectan los incisivos, los caninos y los primeros, segundos y terceros premolares, así como los tejidos blandos y duros por delante de los cuatro premolares superiores. El nervio puede palparse como una indentación en la cresta ósea del maxilar superior por detrás de la raíz distal del tercer premolar superior en perros. Está a mitad de camino entre una línea trazada desde el ápice del diente canino hasta el borde posterior del arco cigomático. En los gatos, el foramen infraorbitario se palpa como una cresta ósea por detrás del segundo premolar, apenas ventral

Figura 3.4



Ubicación del bloqueo nervioso infraorbitario.

Figura 3.5



Bloqueo nervioso infraorbitario en un cráneo canino.

Figura 3.6



Bloqueo nervioso infraorbitario en un perro.

al ojo, donde el arco cigomático se encuentra con el maxilar superior. En los gatos, el bloqueo infraorbitario abarca todos los dientes homolaterales al lado donde se realiza.

Una vez que se identifica la ubicación, se debe efectuar lavado quirúrgico del área y palpar el foramen infraorbitario. Insertar la aguja en el centro a través de la mucosa bucal en dirección caudal, paralela a la arcada dental, en la entrada del agujero. Aspirar y luego inyectar lentamente (*Figuras 3.4-3.8*, páginas 26-27).

#### Bloqueo del nervio maxilar caudal

Este bloqueo afecta al cuarto premolar, molares superiores y los tejidos duros y blando caudal al cuarto premolar superior, incluyendo al paladar duro y blando. Este bloqueo simula un bloqueo por infiltración ya que la aguja no se introduce por un foramen como se hace habitualmente para el bloqueo del nervio infraorbitario, sino que el anestésico se inyecta basandose en la dirección anatómica del nervio maxilar a la altura de su ramificación, en coincidencia con el cuarto premolar y molares superiores.

Este bloqueo sólo se utiliza en perros.

Limpiar el área como para cirugía e introducir la aguja en el centro del área de tejidos blandos, apenas caudal al último molar, en un ángulo de 30 a 45 grados con la arcada dental. Aspirar y luego inyectar lentamente (*Figuras 3.9-3.10*, páginas 27).

# Bloqueo del nervio mentoniano mediano

El bloqueo mentoniano mediano abarca principalmente los incisivos mandibulares y los tejidos blandos circundantes. El agujero mentoniano mediano es el más grande de los tres agujeros mentonianos y el más utilizado. Se encuentra y se palpa en situación ventral a la raíz mesial del segundo premolar inferior, apenas caudal al frenillo labial mandibular. En gatos y perros de razas pequeñas, el mentoniano mediano es difícil de palpar; por este motivo, en estos casos se usa el bloqueo del nervio alveolar inferior.

Una vez identificado, limpiar el área con lavado quirúrgico, insertar la aguja en la submucosa en dirección de rostral hacia caudal y avanzarla dentro del agujero mentoniano mediano. Aspirar e inyectar lentamente. En la mayoría de los perros, la aguja no penetra totalmente en el centro como lo hace en el bloqueo dental infraorbitario (*Figuras 3.11-3.13*, páginas 27-28).

#### Bloqueo del nervio alveolar inferior

El bloqueo alveolar inferior o mandibular afecta a todos los dientes de la mandibula, incluyendo los tejidos blandos y duros. Si el anestésico local se infiltra en una dirección más lingual caudal, la lengua puede verse afectada; por lo tanto, es importante asegurarse de que la aguja, al insertarla, se dirija hacia la rama caudal de la mandibula para impedir que

Figura 3.7 Figura 3.8



Bloqueo nervioso infraorbitario en un cráneo felino.



Bloqueo nervioso infraorbitario en un gato.

Figura 3.9



Bloqueo del nervio maxilar caudal en un cráneo canino.

Figura 3.10



Bloqueo del nervio maxilar caudal en un perro.

Figura 3.11



Ubicación del bloqueo nervioso mentoniano mediano.

Figura 3.12



Bloqueo nervioso mentoniano mediano en un cráneo canino.

la bupivacaína anestesie la lengua.

El agujero mandibular está situado a dos tercios de la distancia entre el último molar y la apófisis angular. En los perros el agujero está situado a una distancia entre 1,2 a 2,5 cm de la superficie ventral de la mandíbula, mientras que en los gatos se encuentra a 0,6 cm. Palpar la apófisis angular por la parte externa de la boca (como la proyección más caudal y ventral de la mandíbula) y el agujero mandibular por la parte interna de la boca con el dedo índice. Insertar la aguja apenas caudal al último molar en dirección a la apófisis angular y avanzar la aguja a lo largo de la superficie lingual de la mandíbula adyacente al agujero mandibular. Aspirar e inyectar lentamente (*Figuras 3.14-3.18*, páginas 28-29).

#### **Discusión**

Los bloqueos regionales de los nervios dentales son relativamente seguros cuando se utilizan correctamente. En odontología humana se han descrito complicaciones como resultado de bloqueos de nervios orales; sin embargo, la incidencia es extremadamente baja. <sup>13</sup> Se ha informado que dosis tóxicas de bupivacaína pueden provocar toxicidad cardiovascular y muerte en humanos, aunque esto también es muy infrecuente. <sup>14</sup>

Aunque estas complicaciones son infrecuentes en los animales domésticos, los profesionales igualmente deben asegurar una correcta dosificación, elegir un tamaño y longitud adecuados de aguja, identificar las localizaciones apropiadas, insertar y avanzar la aguja suavemente para evitar traumas innecesarios en los tejidos blandos y aspirar antes de inyectar la bupivacaína. Con la práctica y la capacitación adecuada, los bloqueos nerviosos dentales son económicos de realizar y fáciles de aprender. Ellos mejorarán en forma significativa la atención de las mascotas y serán una valiosa adición al arsenal de manejo del dolor para los procedimientos quirúrgicos dentales y orales.

Figura 3.13



Bloqueo nervioso mentoniano mediano en un perro.

Figura 3.14



Ubicación del bloqueo nervioso alveolar inferior.

Figura 3.15



Bloqueo nervioso alveolar inferior en un cráneo canino.

Figura 3.16



Bloqueo nervioso alveolar inferior en un perro.

Figura 3.17



Bloqueo nervioso alveolar inferior en un cráneo felino.

#### Figura 3.18



Bloqueo nervioso alveolar inferior en un gato.

#### Referencias bibliográficas

- 1. Holmstrom, S. E.; Frost, P.; Eisner, E. R. *Veterinary Dental Techniques*. Philadelphia, Pa.: Saunders, 1998;492-493.
- 2. Rochette, J. Local anesthetic nerve blocks and oral analgesia. En: *Proceedings*, 26th WSAVA Congress, 2001.
- 3. Lemke, K. A.; Dawson, S. D. Local and regional anesthesia. *Vet Clin North Am Small Anim Pract*, 2000;30:839-842.
- 4. Beckman, B. W. Pathophysiology and management of surgical and chronic oral pain in dogs and cats. *J Vet Dent*, 2006;23:50-59.
- 5. Lantz, G. Regional anesthesia for dentistry and oral surgery. *J Vet Dent*, 2003;20:81-86.
- 6. Ruess-Lamky, H. Administering dental nerve blocks. *JAAHA*, 2007;43:298-305.
- 7. Haws, I. J. Local dental anesthesia. En: *Proceedings*, 13th *Annual Veterinary Dental Forum*, October 1999.
- 8. Kaurich, M. J.; Otomo-Corgel, J.; Nagy, F. J. Comparison of postoperative bupivacaine with lidocaine on pain and analgesic use following periodontal surgery. *J West Soc Periodontal Abstr*, 1997;45:5-8.
- 9. Robinson, P. Pain management for dentistry and oral surgery: Pain management symposium. En: *Proceedings*, *AAHA Conference*, March 2002.
- 10. Duke, T. Dental anaesthesia and special care of the dental patient. En: *BSAVA Manual of Small Animal Dentistry*. 2<sup>nd</sup> ed. Cheltenham, UK, 1995;27-34.
- 11. Klima, L.; Hansen, D.; Goldstein, G. University of Minnesota Veterinary Medical Center. Datos no publicados, 2007.
- 12. Robinson, E. University of Minnesota College of Veterinary Medicine. Comunicación personal, 2002.
- 13. Pogrel, M. A.; Thamby, S. Permanent nerve involvement resulting from inferior alveolar nerve blocks. *JADA*, 2000;131:901-907.
- 14. Younessi, O. J.; Punnia-Moorth, A. Cardiovascular effects of bupivacaine and the role of this agent in preemptive dental analgesia. *Anesth Prog.*, 1999;46:56-62.

# TÉCNICAS DE ANESTESIA LOCAL Y REGIONAL

# Agentes anestésicos locales

**Lidocaína:** dosis de 1 a 2 mg/kg en perros y gatos. Los gatos son muy sensibles a los efectos secundarios de la lidocaína, por lo que se debe usar la dosis más cercana al límite inferior, cuando sea posible. Los perros pueden tolerar dosis de lidocaína de hasta 4 mg/kg si es necesario, a menos que la inyección se aplique en una zona de alta absorción vascular como la región intercostal o las áreas inflamadas.

Manejo del dolor, drogas y fluidoterapia: dosis de 2 mg/kg en perros y 1 mg/kg en gatos. Aspirar siempre para asegurar que no se está inyectando por vía intravenosa. El inicio de acción de la inyección de bupivacaína es más rápido cuanto más cerca del nervio se aplique. Por ejemplo, los bloqueos de nervios dentales o intercostales surten efecto más rápido que un bloqueo de la piel para la extirpación de una masa. Un buen conocimiento de la anatomía permite realizar inyecciones cerca del nervio, lo que da lugar a un inicio de la acción mucho más rápido. Si bien la bupivacaína puede tardar de 15 a 20 minutos para alcanzar un efecto completo, por lo general, comienza a proporcionar analgesia eficaz en 1 o 2 minutos cuando se aplica correctamente. En áreas donde se bloquea la piel, y no un nervio en particular, el inicio de la acción puede llevar el tiempo completo, de 15 a 20 minutos.

No se recomienda mezclar lidocaína y bupivacaína, ya que la mezcla incrementa el tiempo de inicio y disminuye la duración respecto de cualquiera de los productos cuando se utilizan en forma individual. Cuando se utilicen ambos productos en un mismo paciente, en sitios separados, se debe recordar que las dosis son acumulativas, y no se debe exceder la dosis total de 1 a 2 mg/kg de lidocaína y/o bupivacaína.

Los signos de toxicidad del anestésico local pueden incluir síntomas del sistema nervioso central (SNC) como fasciculaciones, temblores y convulsiones en pacientes despiertos, o depresión cardíaca en pacientes anestesiados. La bupivacaína puede causar una toxicidad cardíaca fatal

Figura 3.19: Bloqueo lineal



Usado con permiso de Mark E. Epstein, DVM, DABVP (C/F).

si se inyecta por vía intravenosa. El tratamiento de la intoxicación con anestésico local requiere la interrupción de la droga o la reducción de la dosis y brindar tratamiento de sostén. Se puede utilizar diazepam para controlar las convulsiones, si es necesario.

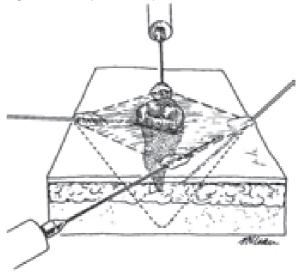
#### Técnicas de anestesia local

**Los bloqueos por inundación** generalmente se consideran incompatibles e ineficaces y no son confiables para proporcionar analgesia a los pacientes.

Los bloqueos lineales (Figura 3.19) pueden ser muy eficaces en situaciones tales como cesáreas y cirugías abdominales o en cualquier paciente que pudiera beneficiarse con el empleo de dosis más bajas de agentes de mantenimiento inhalatorios. La infiltración local se realiza con 0,3 a 0,5 ml por sitio. No se deben exceder las dosis máximas; si se requiere mayor volumen, diluir 50:50 con solución salina estéril. La lidocaína tiene un comienzo de acción muy rápido, y evitará la reacción del cuerpo al dolor quirúrgico, que puede resultar en hipersensibilidad del asta dorsal y hacer más difícil el manejo del dolor posoperatorio. En casos donde se prevé un dolor posoperatorio significativo, el uso de bupivacaína puede proporcionar una analgesia de duración más prolongada. Recuerde disminuir la dosis de anestésicos locales de 50 a 75% en pacientes preñadas.

**Los bloqueos de campo** (*Figura 3.20*) son una excelente técnica para proporcionar analgesia para la extirpación de masas pequeñas y/o superficiales. También pueden ser útiles en casos de extirpaciones de masas más grandes bajo anestesia general, pero se debe tener la precaución de no exceder la dosis máxima de los agentes

Figure 3.20: Bloqueo de campo



Producción de paredes de anestesia que encierran el campo quirúrgico.

Thurman, J. C.; Tranqulli, W. J.; Benson, G. J. Essentials of Small Animal Anesthesia and Analgesia. ©1999. Wiley-Blackwell. Reproducido con permiso de John Wiley + Sons, Inc.

anestésicos locales. Si se trata de un área grande, hacer una dilución 50:50 de la dosis máxima con solución salina estéril para obtener un mayor volumen de inyección. La bupivacaína es el agente anestésico local de elección para este tipo de bloqueo, especialmente porque ofrece una analgesia más prolongada después de la cirugía. Idealmente, el bloqueo debe realizarse luego de la premedicación anestésica y antes de la inducción, con el fin de contar con 10 o 15 minutos para obtener un efecto completo.

Los bloqueos periféricos/en anillo se emplean más a menudo durante los procedimientos de oniquectomía en felinos, pero también pueden ser útiles para la extirpación de uñas en perros, la extirpación de masas digitales o las amputaciones digitales. La bupivacaína es el anestésico local de elección para estos procedimientos. El bloqueo debe hacerse después de la premedicación anestésica y antes de la inducción para permitir el efecto completo. Cuando se aplican apropiadamente para los procedimientos de oniquectomía en felinos, los bloqueos en anillo con bupivacaína pueden empezar a brindar analgesia efectiva dentro de los 3 a 5 minutos (véase *Protocolo para oniquectomía felina*, página 89).

**Los bloqueos intratesticulares** (*Figura 3.21*) se emplean de rutina en la castración de perros y gatos, y pueden disminuir en forma muy marcada la cantidad de anestesia general necesaria para el mantenimiento, así como proporcionar analgesia significativa durante la ligadura del cordón espermático en la castración.

Después de la inducción y antes de la preparación quirúrgica: se inyectan 2 mg/kg de lidocaína con una aguja de calibre 22, de 1 a 1 1/2 pulgada (en perros medianos a grandes), o 1 a 2 mg/kg de lidocaína con una aguja de calibre 25, de 5/8 pulgadas (en gatos y perros pequeños).

- Insertar la aguja en el polo caudal y avanzar al centro del testículo.
- Aspirar para asegurarse de que no haya inyección intravascular inadvertida.
- Inyectar lentamente entre un tercio y la mitad del volumen de lidocaína, esperar resistencia hasta que el testículo se palpe turgente. Repetir con el segundo testículo.
- Realizar la preparación del sitio quirúrgico.
- El inicio de acción se produce dentro de uno o dos minutos.

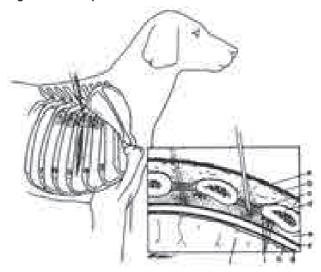
Los bloqueos intraarticulares se pueden realizar con lidocaína antes de la artrotomía y/o se puede colocar bupivacaína dentro de la articulación antes del cierre. En caso de emplear más de un anestésico local, debe recordarse que las dosis son acumulativas; no se debe exceder la dosis total de 2 mg/kg. La bupivacaína suele proporcionar analgesia local durante 4 a 6 horas después de la operación.

Figura 3.21: Bloqueo intratesticular



Ilustración médica de Walter García.

Figura 3.22: Bloqueo intercostal



Colocación de aguja para el bloqueo del nervio intercostal. a, piel; b, tejido subcutáneo; c, músculos intercostales; d, costilla; e, espacio subcostal; f, pleura costal y fascia; g, espacio interpleural; h, pleura pulmonar; i, arteria, vena y nervio intercostales; j, pulmón.

Thurman, J. C.; Tranqulli, W. J.; Benson, G. J. Essentials of Small Animal Anesthesia and Analgesia. ©1999. Wiley-Blackwell. Reproducido con permiso de John Wiley + Sons, Inc.

Los bloqueos intercostales (Figura 3.22) son una excelente técnica para proporcionar comodidad y analgesia en casos de fracturas costales, colocación de tubos torácicos o toracotomía posoperatoria. La bupivacaína es el anestésico local de elección y debe ser inyectada dos espacios por delante y dos por detrás del área afectada. Se deben bloquear como mínimo tres costillas consecutivas. Esta es una zona altamente vascularizada y tiene un elevado nivel de absorción sistémica, por lo que se deben calcular las dosis máximas con mucho cuidado. Este bloqueo puede repetirse cada 8 horas, según se necesite. Se debe monitorizar cuidadosamente para detectar cualquier signo de sobredosis de anestésico local, como taquicardia, temblores, etc. y disminuir la dosis según se necesite. La inyección debe aplicarse en el borde proximal e inferior de

Figura 3.23: Catéter de irrigación



Usado con permiso de Mark E. Epstein, DVM, DABVP (C/F).

cada costilla. Siempre se debe aspirar para asegurarse de que no se esté produciendo una inyección intravascular.

Los catéteres de irrigación (Figura 3.23) se pueden colocar intraoperatoriamente para procedimientos como la amputación de miembros, extirpación de grandes masas y cirugías de ablación total del conducto auditivo en las que se espera gran dolor posoperatorio. Se puede introducir un catéter de goma roja, usando una hoja de bisturí para hacer la incisión que luego se sutura, en el área quirúrgica, de modo muy similar a la colocación de un drenaje de Penrose. La fijación a la piel se puede lograr con cinta adhesiva o una sutura atrapadedos china (conocida también como "en sandalia romana"). Se debe emplear un conector macho para tapar el extremo abierto del tubo, que debe ser de fácil acceso. La bupivacaína se diluye 50:50 en solución salina estéril y se inyecta en el tubo seguida de 1 a 2 ml de solución salina estéril para irrigación. Esto puede repetirse cada 8 a 12 horas según sea necesario. Se debe monitorizar al paciente con cuidado para detectar cualquier signo de toxicidad y disminuir la dosis de bupivacaína si fuera necesario. El catéter de irrigación puede permanecer en el lugar durante 5 días con especial atención a la higiene; su remoción raramente requiere sedación.

**Bloqueos epidurales** (véase *Técnicas de anestesia epidural*).

# TÉCNICAS DE ANALGESIA

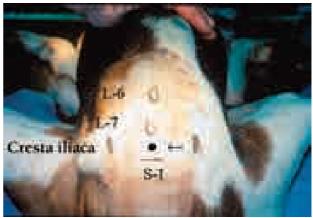
Para la analgesia epidural, los pacientes por lo general son sedados o anestesiados y colocados en decúbito esternal o lateral. El decúbito esternal facilita la "técnica de la gota colgante" mientras que el decúbito lateral facilita el posicionamiento de pacientes con fracturas. A continuación, se palpan los bordes craneales de las crestas ilíacas (*Figuras 3.24-3.25*). La línea que une estos dos puntos normalmente pasa por el cuerpo vertebral de L7. Apenas por debajo de esta línea, se puede sentir una indentación que corresponde a la articulación lumbosacra. El lugar se puede verificar por palpación del proceso espinoso dorsal a la séptima vértebra lumbar por arriba de esta indentación. Una vez localizada, se rasura un área de 10 x 10 cm directamente sobre la articulación lumbosacra y se realiza la preparación quirúrgica de la piel.

Se inserta la aguja directamente sobre la depresión formada por la articulación lumbosacra, comenzando con la aguja situada perpendicular a la piel (*Figuras 3.26-3.27*, página 33). Es importante que el mandril esté correctamente colocado dentro de la aguja para evitar el trasplante de piel hacia el espacio epidural. Al usar la "técnica de la gota colgante", el mandril se extrae después de penetrar la piel y se coloca en un área estéril (usualmente en el papel estéril que envuelve los guantes).

Figura 3.24



Figura 3.25



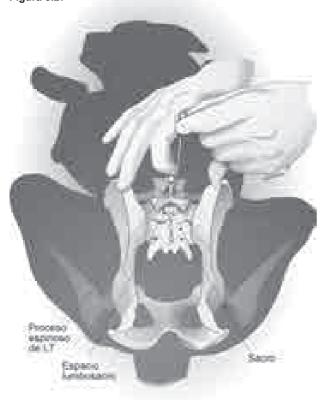
A continuación, se colocan unas gotas de solución estéril en la base de la aguja hasta formar un menisco. La aguja se avanza lentamente hasta encontrar hueso o pinchar el ligamento amarillo. Si se hace tope con hueso, se debe retirar la aguja al tejido subcutáneo y redirigirla. Si se pincha el ligamento amarillo y la punta de la aguja entra en el espacio epidural, el líquido normalmente fluirá desde la base de la aguja hacia el espacio (*Figuras 3.28-3.29*).

Si se lleva a cabo la epidural con el animal en decúbito lateral, se debe dejar el mandril dentro de la aguja hasta sentir un sonido característico cuando se punza el ligamento amarillo.

Figura 3.26



Figura 3.27



Con ambas técnicas, después de efectuar la inserción y retirar el mandril, se observa la aguja para detectar flujo de líquido cefalorraquídeo o sangre. Una vez confirmado que la punta de la aguja se encuentra en el espacio epidural, se coloca la jeringa en la base de la aguja epidural y se inicia una inyección lenta del agente analgésico (*Figura 3.30*).

La observación de la falta de compresión de una pequeña burbuja de aire (1 ml) en la jeringa ayuda para asegurar que no haya ninguna resistencia a la inyección. Después de la inyección, se retira la aguja, y el sitio quirúrgico se coloca ventralmente con el fin de facilitar la circulación de los agentes analgésicos hacia el lado correcto de la médula espinal. Otros signos indicadores de la correcta colocación de la aguja pueden incluir espasmos de los músculos de la cola y un cambio de patrón respiratorio durante la inyección. Si sale sangre por la aguja, se puede retirar y limpiar, y después se reinserta (con el mandril en su lugar).

Figura 3.28

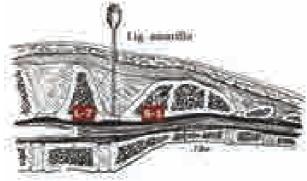
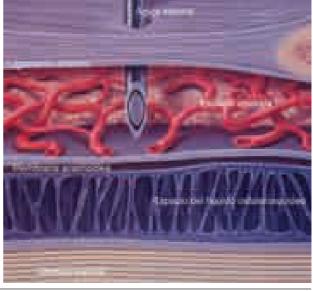


Figura 3.29



#### **Materiales necesarios**

- Aguja espinal: calibre 20 a 22, 2,5 a 3,5 pulgadas (63,5 a 88,9 mm) de largo
- Guantes estériles

# Fármacos y dosis

- Hidromorfona 0,03-0,04 mg/kg
- Diluir con agua estéril hasta alcanzar un volumen de 1 ml/4,5 kg. Volumen máximo 6 ml.
- Duración: 8 a 24 horas
- Mínimos efectos sistémicos; puede producir bradicardia. Monitorizar la presencia de retención urinaria en el posoperatorio inmediato y efectuar expresión o cateterismo vesical, si fuera necesario.

Para más información acerca de anestesia epidural, fármacos epidurales y dosis, consulte con su director médico.

# **PREMEDICACIONES**

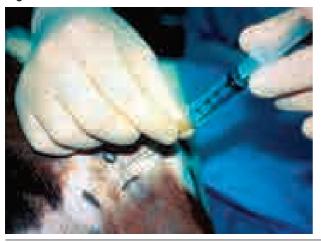
# **Propósito**

- 1. Calmar al paciente y reducir el estrés.
- 2. Disminuir la dosis de agentes de inducción y mantenimiento.
- 3. Mejorar la calidad de la inducción y recuperación.
- Brindar una introducción al manejo multimodal del dolor.

Nota: No confíe sólo en las premedicaciones para facilitar la venopunción o la colocación de catéteres en mascotas inquietas. Remítase directamente al *Protocolo para mascotas inquietas*, página 86.

Esta sección incluye información acerca de los fármacos utilizados para medicación anestésica previa y tratamiento del dolor que incluyen el tiempo de efecto, la duración de la acción, dónde se metaboliza y cómo se excreta. También hay información sobre la propiedad de unión a proteínas de cada droga. Ésta es importante, ya que es la propiedad de la droga que limita su distribución y disponibilidad en el

Figure 3.30



torrente sanguíneo. La única parte del fármaco que presenta efecto y está disponible para su metabolización y excreción es la porción no ligada a proteínas. Si se produce una sobredosis de fármaco, la capacidad de unión a proteínas puede verse superada, lo que genera cantidades excesivas del agente libre en el torrente sanguíneo; esto se debe tener en cuenta al intentar revertir una sobredosis.

### **Acepromacina**

- Un sedante/tranquilizante de la familia de las fenotiacinas.
- El inicio de acción es bastante lento. El efecto máximo se observa entre los 30 a 60 minutos posteriores a su administración.
- Duración de aproximadamente 6 a 8 horas.
- 99% de unión a proteínas.
- Se metaboliza en el hígado; sus metabolitos conjugados y no conjugados se excretan en la orina.
- Un antagonista alfa:
  - Produce vasodilatación de las arteriolas.
  - Su acción depende de la dosis: con dosis bajas se observa una ligera vasodilatación y con una dosis alta se puede producir un choque hipovolémico relativo.
  - Ayuda a contrarrestar la hipertensión que a menudo se presenta en pacientes estresados.
  - Se debe diluir previamente a 1 mg/ml para permitir una medición más precisa y adecuada del fármaco (Tabla 3.4, página 35).
  - Protege contra algunas arritmias, como las extrasístoles ventriculares y la fibrilación ventricular asociadas con la liberación de epinefrina.
  - Proporciona acción antiemética.
  - No tiene efecto analgésico.
  - Recordatorio: cualquier cosa que haga la acepromacina, la pueden corregir los fluidos.
  - Evite utilizar en mascotas inquietas, ya que puede causar síndrome de reversión de la epinefrina.

La dosis máxima total de acepromacina para cualquier animal doméstico es de 1,5 mg. La acepromacina puede usarse, con precaución, en perros de raza Boxer o en lebreles, a la mitad de la dosis calculada. Sin embargo, tenga en cuenta que cuando se reducen las dosis de la premedicación anestésica, con frecuencia aumenta la cantidad de medicamentos de inducción y anestésicos inhalatorios necesarios, lo que también puede tener efectos adversos sobre la mascota.

#### Tabla 3.4

# Indicaciones para la dilución de la acepromacina

Ordenar agua estéril para inyección y ampollas estériles vacías de 30 ml a través de Banfield Direct u otro proveedor de insumos médicos.

Preparar 27 ml de agua estéril en una jeringa estéril y añadirlos a la ampolla estéril vacía.

Preparar 3 ml de acepromacina de 10 mg/ml y añadirlos a la misma ampolla; esto genera una solución de 1 mg/ml.

Se debe rotular y fechar la ampolla con la acepromacina diluida.

La solución es fotosensible; por lo tanto, la ampolla debe estar completamente envuelta con cinta opaca o CoFlex® (o un producto similar). Si se protege de la luz, la solución es estable a temperatura ambiente.

No dejar la acepromacina de 10 mg/ml en un lugar donde se pueda tener acceso a ella por error.

#### **Butorfanol**

- Agonista/antagonista opiáceo parcial.
- El inicio de acción ocurre pocos minutos después de la administración IV y 15 minutos luego de la administración IM.
- Generalmente dura 1 o 2 horas.
- Elevada unión a proteínas.
- Se metaboliza en el hígado. Los metabolitos se excretan en la orina (86 a 89%) y las heces (11 a 14%).
- Es antagonista de los receptores mu y puede usarse como un agente para la reversión de los opiáceos puros, cuya acción analgésica es mediada por los receptores mu, como la hidromorfona.
- Proporciona control del dolor a través de su efecto sobre los receptores kappa y sigma.
- Proporciona buena analgesia visceral actuando a nivel subcortical y espinal.
- Se asocia con poca o ninguna depresión respiratoria.
- Cuando el butorfanol se administra en gatos por vía subcutánea (SC) es menos doloroso, pero esto puede retrasar su absorción.
  - Se debe considerar el momento y la extensión del procedimiento a realizar al decidir si se administrará por vía SC o intramuscular (IM).

La administración IM en los músculos epaxiales o en la región inferior del muslo contribuye a garantizar la absorción, especialmente con una dosis de pequeño volumen.

- El butorfanol es un agonista/antagonista mixto; por lo tanto, sus propiedades analgésicas alcanzan un techo: el aumento de la dosis no consigue un proporcional aumento del control del dolor. A medida que se administran dosis más altas, se incrementa la probabilidad de presentar efectos adversos (por ej., disforia). Para mantener el control del dolor, se debe volver a administrar cada 1 o 2 horas.
- Sustancia controlada de clase IV. Siga las normas de la Drug Enforcement Administration (DEA) en relación con su almacenamiento, uso y documentación.

#### Lecturas recomendadas

Los siguientes artículos tratan los efectos del butorfanol y otros analgésicos:

- 1. Lascelles, B. D. X.; Roberston, S. A. Use of thermal threshold response to evaluate the antinociceptive effects of butorphanol in cats. *Am J Vet Res*, 2004;65:1085-1089.
- 2. Ko, J. C. H.; Lange, D. N.; Mandsager, R. E.; Payton, M. E.; Bowen, C.; Kamata, A. et al. Effects of butorphanol and carprofen on the minimal alveolar concentration of isoflurane in dogs. *JAVMA*, 2000;217:1025-1028.
- 3. Romanos, C. W.; Gordon, W. J.; Robinson, D. A.; Evans, R.; Conzemius, M. G. Effect of postoperative analgesic protocol on limb function following onychectomy in cats. *JAVMA*, 2005;227:89-93.
- 4. Gellasch, K. L.; Kruse-Elliot, K. T.; Osmond, C. S.; Shih, A. N. C.; Bjorling, D. E. Comparison of transdermal administration of fentanyl versus intramuscular administration of butorphanol for analgesia after onychectomy in cats. *JAVMA*, 2002;220:1020-1024.
- 5. Ilkiw, J. E.; Pascoe, P. J.; Tripp, L. D. Effects of morphine, butorphanol, buprenorphine and U50488H on the minimum alveolar concentration of isoflurane in cats. *Am J Vet Res*, 2002;63:1198-1202.

# Dexmedetomidina (Dexdomitor®)

- Agonista alfa,.
- Los agonistas alfa, tienen buenas propiedades analgésicas; sin embargo, no son apropiados como agentes analgésicos únicos. Por lo tanto, en nuestros protocolos se combinan con analgésicos opiáceos.
- Efectos sobre los centros superiores del SNC.
- Causará una vasoconstricción periférica transitoria y bradicardia refleja significativa. El volumen minuto cardíaco puede disminuir hasta un 40%.
- Por estas razones, la dexmedetomidina se utiliza en combinación con un analgésico opiáceo o disociativo, y en dosis mucho menores que las recomendadas por el fabricante (1 a 3 µg/kg).
- La combinación DKT de dexmedetomidina, ketamina y butorfanol (Torbugesic®) se hace mediante la mezcla de 1 ml de dexmedetomidina, 1 ml de ketamina y 1 ml de butorfanol en un frasco estéril. La mezcla es estable hasta por 2 meses a temperatura

### ambiente. Asegúrese de marcar el recipiente adecuadamente como DKT e incluir la fecha en la que se realizó la mezcla.

- Los agonistas alfa<sub>2</sub> disminuyen significativamente la necesidad de agentes de inducción (hasta un 45%); por lo tanto, la dosis de inducción de propofol puede ser tan baja como 1 mg/kg. Titular cuidadosamente la dosis de propofol. Esto vale también para la concentración alveolar mínima (CAM) de sevoflurano. Las mascotas, de este modo, requieren mucho menos gas anestésico.
- Se ha demostrado que el agonista alfa, medetomidina reduce la obstrucción del flujo de salida cardíaco asociado con la cardiomiopatía hipertrófica oculta en gatos, lo que le otorga a este agente un gran valor potencial como una alternativa más segura para la sedación en este subconjunto específico de mascotas.¹ Por lo tanto, la dexmedetomidina está incluida en la sección felina de *Protocolo para mascotas inquietas*, página 86.
- Las mascotas bajo la influencia de un agonista alfa<sub>2</sub> pueden despertarse; por esta razón, Banfield no recomienda su uso como agente de inmovilización en perros inquietos.
- Los agonistas alfa<sub>2</sub> pueden revertirse mediante el uso de agentes de reversión específicos. Esto aumenta la seguridad de estos fármacos.
- Los veterinarios pueden esperar la presencia de una bradicardia importante (generalmente hasta un 50% de la frecuencia cardíaca en reposo), palidez de las membranas mucosas y disminución de la frecuencia respiratoria. Las lecturas de la oximetría de pulso también pueden ser más bajas si hay marcada vasoconstricción periférica.
- La xilacina, la medetomidina y la dexmedetomidina son ejemplos de agonistas alfa<sub>2</sub>. La tolazolina, la yohimbina y el atipamezol son antagonistas de los receptores alfa<sub>2</sub> que se utilizan para neutralizar el efecto de los agonistas alfa<sub>3</sub>.

El atipamezol se utiliza para revertir el efecto de la dexmedetomidina cuando es necesario.

#### Referencia bibliográfica

 Lamont, L. A.; Bulmer, B. J.; Sisson, D. D.; Grimm, K. A.; Tranquilli, W. J. Doppler echocardiographic effects of medetomidine on dynamic left ventricular outflow tract obstruction in cats. *JAVMA*, 2002; Nov. 1;221(9):1276-1281.

#### **Difenhidramina**

- Antihistamínico H<sub>1</sub>.
- Inicio de acción rápido.
- Duración de aproximadamente 6 a 8 horas.
- Elevada unión a proteínas.
- Se metaboliza en el hígado y se excreta principalmente como metabolitos en la orina.
- Antagoniza en forma competitiva los sitios receptores
   H<sub>1</sub> de la histamina.
- Se emplea para prevenir reacciones transfusionales cuando un paciente ha recibido, o se prevé que recibirá, una transfusión.

- Se usa cuando un paciente es sometido a cirugía para extraer un mastocitoma.
- Tiene un alto efecto de primer paso cuando se administra por vía oral. Sólo 40 a 60% alcanzará la circulación sistémica, por lo tanto, es más eficaz la administración inyectable.

#### **Hidromorfona**

- Agonista opiáceo.
- Buenas propiedades analgésicas.
- El inicio de acción se produce dentro de los primeros 15 a 30 minutos.
- Duración de aproximadamente 2 a 6 horas; se absorbe rápidamente después de la inyección; se concentra en riñones, hígado y pulmones; los niveles más bajos se encuentran en el SNC. El efecto máximo se alcanza 4 horas después de la administración.
- Sólo el 30 a 40% circula unida a proteínas
- Se metaboliza en el hígado, principalmente por glucuronización, por lo que la vida media puede prolongarse en gatos. Los metabolitos se excretan por los riñones.
- Agonista de los receptores opioides mu y kappa.
- Poco probable que cause liberación de histamina o vómitos
- La hidromorfona puede causar hipertermia en gatos (véase la página 84 para información adicional).
- Después de la dosificación, se pueden producir vómitos y defecación.
- Se emplea en protocolos de ortopedia, cirugía de oído y oniquectomía.
- Sustancia controlada de clase II. Siga las normas de la DEA en relación con su almacenamiento, uso y documentación.

#### Midazolam

- Benzodiazepina.
- Inicio de acción rápido.
- Duración de aproximadamente 6 a 8 horas.
- Elevada unión a proteínas.
- Se metaboliza en el hígado en metabolitos activos que se excretan en la orina.
- Potencia la acción del ácido gamma-aminobutírico (GABA), lo que provoca depresión neural y del SNC.
- Sedante
- Miorrelajante.
- Anticonvulsivante. Es muy beneficioso para el *Protocolo para SNC y ojo/globo ocular*, página 104, ya que ayuda en la prevención de convulsiones en pacientes de alto riesgo, como los epilépticos estabilizados que requieren un procedimiento quirúrgico.
- Sustancia controlada de clase IV. Siga las normas de la DEA en relación con su almacenamiento, uso y documentación.
- Nota: el diazepam se remplaza por midazolam cuando no está disponible; la dosis de diazepam es de 0,2 mg/kg SC o IM.

#### Telazol®

Consulte la siguiente sección de *Agentes de inducción* para obtener información completa.

- Se emplea como medicación anestésica previa en perros inquietos junto con butorfanol.
- La dosis es de 1 a 4 mg/kg IM. Utilizar dosis bajas en animales enfermos o debilitados.
- Se debe esperar un total de 30 minutos para decidir que la primera dosis ha sido ineficaz antes de administrar una nueva dosis de Telazol® para lograr el efecto deseado. Algunas mascotas requieren hasta 30 minutos para que surta efecto.
- Consultar la página 38 para obtener más información sobre Telazol® como agente de inducción.

# **AGENTES DE INDUCCIÓN**

■ Antes de anestesiar al paciente, verificar que se hayan realizado los análisis de sangre preanestésicos dentro de las 2 semanas anteriores a la inducción, en el caso de los pacientes sanos menores de 2 años (procedimientos electivos), o 48 horas antes de la inducción, para todos los demás. Tratar cualquier alteración que se encuentre. Si se observan anormalidades y es necesario administrar anestesia, elegir el protocolo apropiado. Véase Evaluación preanestésica, página 55, para más información.

# PARE

# RE Piense. Tome una buena decisión

- Asegúrese de que las premedicaciones hayan tenido 30 minutos para surtir efecto. Si se toma un tiempo insuficiente, se necesitará una dosis mucho más alta del agente de inducción.
- Revaluar el sistema cardiovascular después de que las premedicaciones hayan hecho efecto.
- Los agentes de inducción sirven para facilitar la intubación.
- Las dosis de inducción se administran con cuidado y hasta obtener el efecto.
- Los métodos de inducción deben proporcionar una transición suave y tranquila a la inconsciencia.
- La fase de inducción es uno de los dos momentos en que ocurren efectos adversos anestésicos con mayor frecuencia; el otro es durante la recuperación.
- Es importante monitorizar cuidadosamente a los pacientes durante la fase de inducción para prevenir la aparición de eventos adversos.
- Véanse los protocolos de anestesia individuales para los agentes de inducción apropiados.
- La máscara de inducción es muy estresante y provoca taquicardia y liberación de catecolaminas. Sólo debe usarse cuando el protocolo lo indique específicamente.
- El tanque de inducción tiene restricciones especiales por parte de la Administración de Seguridad y Salud Laboral (Occupational Safety and Health Administration - OSHA), además de ser estresante para el animal doméstico, por lo que está prohibido en Banfield.

#### **Ketamina**

- Se utiliza como un agente de inducción para algunas especies exóticas (véase *Consideraciones anestésicas para pequeños pacientes exóticos*, página 121).
- También es parte de la combinación para la medicación anestésica previa (dexmedetomidina/butorfanol/ketamina) usada en gatos inquietos (véase *Protocolo para mascotas inquietas*, página 86).

# **Propofol**

- Sedante hipnótico
- Es un derivado alquilfenólico.

- Insoluble en agua.
- Formulado como una emulsión. Los componentes de la emulsión (aceite de soja, ovolecitina y glicerol) son medios que permiten el crecimiento bacteriano; por lo tanto, el producto tiene una vida útil limitada una vez abierto.
- Elevada unión a proteínas.
- Se metaboliza en el hígado en metabolitos inactivos que se excretan en la orina.
- El propofol tiene tres usos principales: (en el hospital, se utiliza principalmente para la inducción y la inmovilización y, raramente, para el mantenimiento anestésico. Si usted lo necesita para otros usos, comuníquese con un director médico o con un asesor para obtener más información).
  - 1. Agente de inducción.
    - Previamente al mantenimiento con gas inhalatorio.
    - Se administra por lo menos 30 minutos después de la medicación anestésica previa.
  - 2. Inmovilización / restricción química para procedimientos breves (menos de 10 minutos).
    - Exámenes mínimamente dolorosos o procedimientos diagnósticos.
    - Posicionamiento de radiología en mascotas estables, mínimamente doloridas.
    - Se debe "convertir" en anestesia general si el procedimiento va a durar más de 10 minutos.
    - Debe proporcionar una analgesia adecuada (administrar una cantidad adecuada de tiempo ANTES de la inmovilización) en procedimientos dolorosos. Véase *Inmovilización*, página 10.
  - 3. Mantenimiento anestésico.
    - Cuando no es posible la intubación (por ej., traqueoscopia o broncoscopia).
    - Estado epiléptico refractario a las inyecciones de diazepam / midazolam o fenobarbital.
    - Infusión de velocidad constante: 0,2 a 0,5 mg/kg/minuto.
- Duración: 5 a 10 minutos. Se redistribuye en el tejido adiposo de manera bastante rápida después de la inyección.
- Analgesia: sólo durante la inconsciencia. Se requiere adecuada analgesia preanestésica.
- Efectos secundarios: apnea (especialmente cuando se administra demasiado rápido), cianosis, hipotensión, bradicardia (dependientes de la frecuencia y de la dosis).
- La extravasación fuera de la vena provoca leve irritación de los tejidos.
- Se recomienda administrar un cuarto a un tercio de la dosis calculada como un bolo IV lento, evaluar al paciente y administrar el resto según sea necesario para permitir la intubación.
- Después de la inducción, mantenga el propofol restante en la jeringa para el mismo paciente. Si el paciente necesita una pequeña dosis del agente durante la transición de propofol para sevoflurano, estará disponible con facilidad.
- Manipulación adecuada del propofol: el apego a las mejores prácticas de esterilidad al manipular el propofol puede minimizar la tasa de infección posoperatoria.

Esto incluye desinfectar la parte superior del frasco con alcohol isopropílico antes de insertar la aguja, aspirar el propofol lo más cerca posible del momento de su inyección, y no permitir que el producto permanezca en jeringas prellenadas más de 6 horas. PropoFlo™ 28 contiene alcohol bencílico como conservante. Esta adición incrementa la vida útil de la ampolla abierta o perforada a 28 días. Una vez roto el sello, debe escribirse claramente con marcador indeleble la fecha en que fue "abierto" el frasco. Los frascos abiertos de PropoFlo™ 28 se deben almacenar a temperatura ambiente durante 28 días.

# Telazol<sup>®</sup> (zolazepam y tiletamina)

- Similar al diazepam / midazolam y ketamina, pero con una mayor sinergia.
- Este medicamento NO es un analgésico y proporciona poca o ninguna analgesia eficaz; por lo tanto, se deben administrar simultáneamente analgésicos adecuados.
- Sus principales usos son:
  - Inmovilización canina en casos rutinarios.
  - Protocolo para mascotas inquietas caninas.
  - Inducción para el protocolo de cirugía de oído si no hay otros problemas de salud. Proporciona la mejor inmovilización durante la anestesia.
- El zolazepam es similar al diazepam, que es un tranquilizante menor. Duración de la acción: 1 o 2 horas en perros, 3 o 4 horasen gatos.
- La tiletamina es un disociativo como la ketamina.
   Duración de la acción: 2 o 3 horas en perros, 1,5 a 2 horas en gatos.
- En los gatos, el zolazepam se metaboliza más lentamente que en los perros; por lo tanto, los gatos presentan una recuperación anestésica mucho más tranquila que los perros cuando se anestesian con Telazol<sup>®</sup>. Los perros que tienen una recuperación difícil con Telazol<sup>®</sup> pueden beneficiarse al recibir una dosis adicional de midazolam de 0,05 a 0,1 mg kg IM, IV.
- No es una opción ideal para mascotas con enfermedad cardíaca conocida.
- Existen pocos datos farmacocinéticos. La ketamina, un agente similar, se liga a las proteínas plasmáticas sólo en un 50%.
- Véase Premedicaciones, página 34.

### **FLUIDOTERAPIA EN MASCOTAS**

### Introducción

La mayoría de los anestésicos afectan el sistema circulatorio y la función renal, por lo que la administración de líquidos para los pacientes bajo anestesia general es una práctica estándar de Banfield. El aporte de fluidos por vía IV mantiene el acceso venoso y permite el manejo de alteraciones hidroelectrolíticas. Para el desarrollo de nuestros protocolos, se toman en cuenta el estado de salud actual del paciente, su enfermedad subyacente y el estado hidroelectrolítico.

Consulte los protocolos individuales para cada tipo específico de líquido, su volumen y su tasa de administración. El siguiente es un resumen general de consideraciones de fluidoterapia en el contexto de la anestesia.

# Tipos de líquidos

Los tipos generales de líquidos que se pueden administrar por vía intravenosa son los cristaloides, los coloides y los transportadores de oxígeno. Los únicos fluidos transportadores de oxígeno disponibles en el mercado veterinario son la sangre entera fresca y el concentrado de eritrocitos, dado que el Oxyglobin® (un transportador de oxígeno derivado de la hemoglobina bovina) fue retirado del mercado veterinario. Una información más completa y de vital importancia acerca de la administración de coloides transportadores de oxígeno y la forma de llevar a cabo las transfusiones de sangre supera el alcance de este libro, pero se puede encontrar en otras referencias.

Los cristaloides son soluciones acuosas que contienen electrólitos y solutos no electrolíticos que pueden pasar con facilidad a través de las membranas capilares. Las soluciones cristaloides que se utilizan actualmente en la práctica de Banfield son:

- Cloruro de sodio al 0,9% (0,9% NaCl)
- Cloruro de sodio al 0,45% con dextrosa al 2,5% (2,5% dextrosa/0,45% NaCl)
- Solución lactada de Ringer (SLR)
- Normosol®-R

Los coloides son soluciones acuosas que contienen moléculas grandes y pequeñas, que a menudo son demasiado grandes para filtrar a través de las membranas capilares y, por lo tanto, permanecen en el espacio intravascular. Los coloides se dividen en naturales y sintéticos. Los coloides naturales incluyen el plasma, el concentrado de eritrocitos y la sangre entera. Los coloides sintéticos disponibles incluyen el Hetastarch que Banfield utiliza en la actualidad.

#### **Cristaloides**

Los cristaloides se utilizan principalmente para la reposición del volumen intersticial y los líquidos de mantenimiento. La composición de las soluciones de recambio isotónicas, tales como SLR o Normosol®-R se consideran soluciones cristaloides

equilibradas si son similares a los componentes extracelulares (Tabla 3.5, página 40). SLR y Normosol®-R brindan electrólitos y amortiguadores en concentraciones similares a las del plasma normal. Estas soluciones se pueden administrar sin provocar cambios en la composición de los electrólitos del paciente. Es importante recordar que aunque la SLR y Normosol®-R están equilibrados y contienen la concentración de potasio habitual del plasma normal, no evitarán la pérdida de potasio en curso ni corregirán la hipopotasemia. La solución salina normal (0,9% NaCl) se puede utilizar como un fluido de remplazo a pesar de no ser una solución equilibrada, ya que sólo aporta sodio y cloruro. En un paciente normal, el 75 a 80% de los cristaloides isotónicos administrados por vía IV se desplazan al espacio extravascular en 2 horas y cumplen la función principal de remplazo del líquido extracelular (LEC). En la mayoría de los procedimientos anestésicos, la rehidratación y la reposición de grandes volúmenes de líquido con cristaloides es más eficaz cuando se emplea una solución electrolítica isotónica equilibrada como SLR o Normosol®-R. Las soluciones de 0,9% NaCl y 2,5% dextrosa/ 0,45% NaCl también son isotónicas y pueden utilizarse como fluidos de remplazo en situaciones seleccionadas en las que Normosol®-R o SLR no son apropiados, tales como la hiperpotasemia o la alcalosis. En muchas situaciones, la administración de suplementos de potasio puede ser necesaria. No se deberían utilizar líquidos suplementados con cloruro de potasio cuando se vaya a producir infusión rápida de grandes volúmenes, dado que pueden inducir trastornos cardíacos.

El objetivo de la fluidoterapia en pacientes anestesiados es mantener un estado fisiológico normal o restituirlo a la situación cercana a lo normal, anterior a la anestesia. Los cambios más comunes durante la anestesia se relacionan con el volumen o la composición del líquido extracelular. La selección del tipo de líquido y la tasa de infusión apropiados para un paciente debe basarse en sus necesidades, por lo que es importante evaluarlo antes, durante y después de la anestesia para determinar si ellas están siendo satisfechas.

Para los estados hipovolémicos, se deben emplear inicialmente líquidos cristaloides, como 0,9% NaCl, SLR o Normosol®-R. Se pueden necesitar volúmenes 1,5 a 3 veces el volumen calculado de sangre del animal (el volumen de sangre del perro es de 80 a 90 ml/kg, el volumen de sangre del gato es de 45 ml/kg) para restaurar los valores cardiovasculares a los niveles aceptables.

- Perros: bolo de 20 ml/kg (hasta 80 ml/kg). Gatos: bolo de 5 ml/kg (hasta 40 ml/kg).
- Pueden ser necesarios 2 o 3 catéteres intravenosos de gran calibre para alcanzar estas tasas de infusión de líquido.

Com	nosición al	lectrolítica	de los lía	midae die	ponibles en	al marcada
COIII	JOSICIOII EI	<u>lectronitica</u>	ue ios iid	นูนเนบร นเร	ponibles en	ei illercauo

Líquido	Glucosa (g/L)	Na+ (mEq/L)	CI- (mEq/L)	K+ (mEq/L)	Ca2+ (mEq/L)	Mg2+ (mEq/L)	Buffer <sup>†</sup> (mEq/L)	Osmolaridad (mOsm/L)	Cal/L	рН
	Composición de soluciones de dextrosa y electrólitos									
Dextrosa al 2,5% en NaCl al 0,45%	25	77	77	0	0	0	0	280	85	4,5
NaCl al 0,9%	0	154	154	0	0	0	0	308	0	5
Solución lactada de Ringer	0	130	109	4	3	0	28 (L)	272	9	6,5
Normosol®-M en dextrosa al 5%‡	50	40	40	13	0	3	16 (A)	364	175	5,5
Normosol®-R‡	0	140	98	5	0	3	27 (A)	296	18	6,4
Plasma-Lyte§	0	140	103	10	5	3	47 (A)	312	17	5,5
Dextrosa al 50%	500	0	0	0	0	0	0	2780	1700	4,2

<sup>†</sup> Amortiguadores usados: A, acetato; B, bicarbonato; G, gluconato; L, lactato.

#### **Coloides**

Los coloides son principalmente fluidos de remplazo de volumen intravascular. Los coloides pueden usarse en pacientes hipovolémicos y en aquellos con severa hipoalbuminemia (con albúmina sérica inferior a 2 g/dl). Los beneficios de la terapia con coloides son más rápidos y proporcionan sostén de larga duración contra la hipovolemia. La restauración de las deficiencias de perfusión asociadas a hipovolemia requiere la expansión rápida del volumen intravascular por vía IV o intraósea (IO). Los coloides y cristaloides son igualmente efectivos para expandir el compartimiento plasmático; sin embargo, se requieren de 2,5 a 3 veces más de solución cristaloide en comparación con una solución coloide. La administración IV rápida de grandes volúmenes de cristaloides puede producir extravasación intersticial y, potencialmente, el desarrollo de edema periférico. Los coloides son necesarios para mantener la presión oncótica. Puede utilizarse Hetastarch para aumentar la presión oncótica central y evitar los problemas asociados con la infusión rápida de coloides naturales. También pueden utilizarse en conjunción con sangre entera o plasma. Sin embargo, no pueden ser considerados como sustitutos de los hemoderivados cuando son necesarios glóbulos rojos, albúmina y proteínas de la coagulación.

 Los coloides sintéticos deben emplearse con precaución y con ritmos de infusión reducidos en pacientes con

- insuficiencia cardíaca congestiva y en aquellos con enfermedad renal.
- El Hetastarch se puede usar para la resolución de depleción de volumen (debida a hipovolemia, choque, hemorragia). Puede utilizarse en combinación con plasma o sangre entera para la hemorragia en curso de causa traumática, o para la coagulación intravascular diseminada (CID).
  - Perros: bolo de 5 ml/kg (hasta 20 ml/kg/día).
  - Gatos: bolo de 2,5 ml/kg (hasta 10 ml/kg/día).
  - Evaluar mediante ECG.
  - El Hetastarch tiene un efecto coloidal moderado durante aproximadamente 24 horas.
- La sangre entera fresca contiene glóbulos rojos, factores de coagulación, plaquetas, albúmina, fibrinógeno, globulinas, glóbulos blancos y antitrombina. La dosis inicial es de 10 a 22 ml/kg.
- El concentrado de eritrocitos contiene sólo este tipo de globulos rojos. La dosis inicial es de 10 ml/kg.
- El plasma fresco congelado (PFC) contiene antitrombina, albúmina, fibrinógeno, globulinas y factores de coagulación. La dosis inicial del PFC es de 6 a 10 ml/kg.
- Los hemoderivados deben administrarse siempre tibios (nunca exceder los 37 °C), con un filtro de sangre en la vía.

<sup>‡</sup> CEVA Laboratories. Overland Park, Kan.

<sup>§</sup> Travenol Laboratories, Deerfield, III.

- Se deben realizar pruebas de compatibilidad a los pacientes que reciban hemoderivados que contengan glóbulos rojos.
- En pacientes normovolémicos, la velocidad de infusión recomendada para productos derivados del plasma o sangre entera es de 6 a 22 ml/kg/día. En pacientes hipovolémicos, la velocidad de infusión no debe superar 22 ml/kg/hora.
- Para los pacientes con función cardíaca comprometida, la dosis no debe ser mayor que 4 ml/kg/hora.

# Vía intraósea (IO) para fluidoterapia

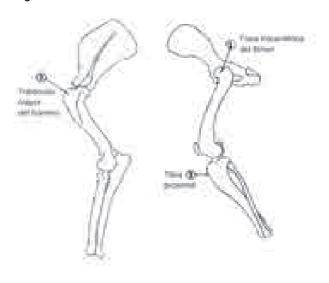
A menudo es muy difícil o imposible realizar reposición de líquidos por vía intravenosa en pacientes pediátricos, especies exóticas pequeñas y animales en estado de choque. En estos casos, en los cuales las venas periféricas son pequeñas y están colapsadas, es muy importante la reposición de líquidos. La colocación de un catéter intraóseo es un procedimiento simple, que puede permitir salvar vidas.

#### **Materiales:**

- Líquidos IV.
- Tubuladura IV.
- Son preferibles las agujas espinales cortas de calibre 18 a 22 para evitar lesiones óseas, sin embargo, se pueden utilizar jeringas con agujas del calibre adecuado.
- Guantes quirúrgicos.
- Las mascotas con compromiso más crítico no necesitarán sedación para la colocación del catéter IO. Si la sedación es necesaria, utilizar midazolam 0,2 mg/kg más butorfanol 0,2 mg/kg IM para perros y gatos. (Para pacientes exóticos, por favor, consulte las *Consideraciones anestésicas para pequeños pacientes exóticos*, que comienza en la página 121 y proceda según los pasos indicados para esa clase o especie en particular).
- Rasurar y realizar la preparación quirúrgica de la zona sobre el sitio de inserción. Véase Figura 3.31 para los sitios recomendados.
- Después de la preparación quirúrgica, se puede usar un envoltorio de guantes de papel estéril para crear un campo limpio sobre el sitio de inserción.
- Proceder al bloqueo con lidocaína de la piel sobre el sitio y los tejidos profundos, incluyendo el periostio. Calcular la dosis de lidocaína con cuidado para evitar la intoxicación secundaria por sobredosis. La dosis máxima de lidocaína para un bloqueo local es de 2 mg/kg.
- Si el sitio no se puede palpar con facilidad debido a la presencia de tejido adiposo o muscular o piel resistente, debe hacerse una pequeña incisión punzante para facilitar la inserción de la aguja en el hueso. Nota: la inserción dificultosa puede torcer o desafilar la aguja, o producir un traumatismo tisular.
- Introducir la aguja con el mandril en su lugar (véase ubicación y orientación de la aguja en la *Figura 3.31*) en la fosa trocantérica del fémur, el tubérculo mayor del húmero o la tibia proximal. Utilizar una presión

- directa moderada o, si fuera necesario, un movimiento de atornillado suave hacia adelante y atrás a través de la corteza. Los cachorros y los gatitos tienen huesos muy blandos y se necesita muy poca presión.
- Una vez que la aguja está en la cavidad de la médula ósea no debe haber ninguna resistencia. Si hay resistencia, la aguja está en la corteza y se debe retirar parcialmente y redirigir. Continuar a través de la corteza para alcanzar la cavidad medular o retirar la aguja unos milímetros para ver si la aguja ha llegado a la corteza del lado opuesto de la cavidad medular.
- Confirmar la correcta colocación, retirar el mandril, conectar una jeringa estéril de 3 ml y aspirar. Una pequeña cantidad de médula ósea debería ser visible en el cono de la aguja. No siempre se obtiene médula, sobre todo en especies exóticas. Si la aguja está bien asentada, debería ser posible mover la extremidad al mover el cono de la aguja y el líquido estéril debe fluir fácilmente hacia la aguja sin acumulación subcutánea de líquido.
- Asegurar el cono de la aguja con cinta y/o sutura. Los collares isabelinos son muy recomendables para evitar que el paciente muerda el sitio de inserción del catéter.
- Administrar fluidos para uso IV. Todo lo que se puede administrar por vía IV (con la excepción de los agentes quimioterapéuticos), también se puede administrar mediante catéter IO. Siga las mismas dosis y velocidad de infusión de líquidos utilizadas para la vía IV.
- Si los fluidos no deben ser continuos, se puede insertar un catéter adaptador macho, acolchar el sitio con gasa y cubrirlo con un vendaje para proteger el cono.
- Los catéteres IO se pueden dejar en su lugar hasta 72 horas en pacientes críticamente enfermos. El catéter IO se debe retirar si el paciente se torna activo y dobla la aguja.

Figura 3.31: Sitios de colocación de catéteres intraóseos



# **Posibles complicaciones**

- Infección, que dé lugar a celulitis, absceso subcutáneo u osteomielitis. Una adecuada esterilización y preparación del área antes de la colocación del catéter reduce significativamente las chances de infección.
- Extravasación de líquido alrededor del sitio de punción. Será reabsorbido una vez que se suspenda el aporte de fluidos.
- Ruptura de la aguja dentro del hueso. A menos que haya infección o irritación tisular, esto no debería representar un problema. Si queda una porción de la aguja en el espacio subcutáneo, se puede intentar recuperarla por medio de una incisión.

# Posibles razones de fracaso terapéutico

- Mala colocación, doblez u obstrucción de la aguja.
- Perforación a través del hueso.
- Remplazo de la cavidad de la médula con tejido fibroso o grasa.

# Complicaciones de la fluidoterapia

La sobrecarga de líquidos puede ser una complicación importante de la fluidoterapia IV. Los pacientes con disfunción cardíaca, renal o pulmonar subyacente son particularmente susceptibles a la sobrecarga de líquidos. Los síntomas de sobrecarga de líquidos incluyen secreción nasal serosa, tos, inquietud, disnea, estertores pulmonares, quemosis, ascitis, diarrea y extravasación de líquido desde el catéter. Estos signos clínicos pueden resolverse cuando se suspenden los líquidos IV. Los gatos son más susceptibles a la sobrecarga y deben ser supervisados de cerca cuando se les administran líquidos. Otras complicaciones que deben ser monitoreadas incluyen complicaciones del sitio del catéter, hipoalbuminemia, hipoproteinemia y/o trastornos de los electrólitos.

### Referencia bibliográfica

 Chan, D. L.; Rozanski, E. A.; Freeman, L. M.; Rush, J. E. Colloid osmotic pressure in heath and disease. Compendium, 2001;23(10):896-904.

# **SECCIÓN 4**

# Equipo

El equipamiento aquí descrito es el especifico que se ha seleccionado para los Hospitales para Mascotas Banfield, sin embargo los cuidados y los procedimientos generales son aplicables también a otros equipos. Siempre observe las recomendaciones especificas de los fabricantes y haga las adaptaciones pertinentes a los protocolos de seguridad y comprobación del equipo que emplea en su clínica.

### **EQUIPO DE ANESTESIA**

Esta sección repasa las recomendaciones específicas para los diferentes artículos relacionados con la anestesia. Mientras que otros miembros del equipo del hospital pueden seleccionar y preparar el equipo, es responsabilidad del médico tratante garantizar que se elija el equipo anestésico adecuado para cada mascota y que este se encuentre en buenas condiciones antes de la inducción (véase *Diagrama de flujo del sistema de anestesia*, página 50).

Tabla 4.1

Tamaños de catéteres recomendados				
Peso (kg)	Tamaño de catéter			
>16 kg	Calibre 18			
9 a 16 kg	Calibre 20- 18			
2 a 8,9 kg	Calibre 22- 20			
<2 kg	Calibre 24- 20			

Figura 4.1



Catéteres IV

# **Catéteres intravenosos (IV)**

Al seleccionar el tamaño del catéter (*Figura 4.1*), se debe utilizar el catéter más grande, que no lesione la vena. Esto permite la rápida administración de líquidos y medicamentos si se necesitan en una situación de emergencia. Los rangos arriba mencionados se pueden utilizar como una guía para ayudar en la selección de catéteres junto con la evaluación del tamaño y la condición del paciente. Se debe utilizar solución salina normal para purgar los catéteres. No se recomienda el uso de solución salina heparinizada debido al riesgo de inducir trastornos de la coagulación en animales pequeños a través del uso repetido o de la mezcla accidental de una solución demasiado fuerte.

# **Laringoscopios**

Figura 4.2



Tubos endotraqueales

Siempre debe usarse el laringoscopio para facilitar la intubación. Esto es especialmente importante cuando se intuban perros y gatos braquicéfalos. El uso de un laringoscopio para visualizar la tráquea reduce los riesgos de complicaciones durante la intubación. Se debe probar el laringoscopio antes de la inducción anestésica. La hoja pequeña se utiliza normalmente para gatos y perros pequeños, y la hoja grande se utiliza, por lo general, para perros medianos y grandes.

#### Selección del tubo endotraqueal

■ La selección del tamaño correcto del tubo dependerá de la raza y de la condición corporal del paciente (*Figura 4.2*). La selección de tubos sobre la base del peso del paciente puede llevar a elegir uno de tamaño

Figura 4.3



Se puede medir el extremo distal del tubo ET contra el ancho del septum nasal del paciente

incorrecto; esto es especialmente cierto en pacientes con sobrepeso o braquicéfalos.

- Se recomienda elegir el tubo más grande que se adapte con facilidad y que no irrite ni lesione la tráquea.
- Existen dos métodos para ayudar en la selección de un tubo endotraqueal:
  - El tamaño del tubo endotraqueal debe ser lo más cercano posible al diámetro de la tráquea. La palpación digital de la tráquea del paciente a menudo ayudará a encontrar el tamaño óptimo.
  - El extremo distal (extremo que va dentro el paciente) del tubo endotraqueal puede medirse contra el ancho del tabique nasal del paciente. Si bien este método es efectivo, existe la posibilidad de seleccionar un tamaño demasiado pequeño (*Figura 4.3*).
- Se recomienda tener tres tubos endotraqueales listos antes de la intubación: el tubo que se planea usar, junto con uno de diámetro mayor y otro menor. Esto asegurará que los tubos adicionales estén a mano si el diámetro traqueal fue sobre o subestimado.
- Se debe probar la integridad de los manguitos antes de usarlos. Cuando pruebe el manguito para detectar pérdidas, no lo infle demasiado, ya que puede romperse (véase *Inducción e intubación*, página 65).
- Los tubos deben estar limpios y en buenas condiciones.
  - Los tubos endotraqueales deben enjuagarse después de cada uso con un detergente suave o antiséptico (jabón antibacterial para manos o clorhexidina diluida).
  - Los tubos pueden sumergirse en agua, cuando sea necesario, para eliminar el moco u otros residuos.
  - Siempre asegúrese de que el manguito esté inflado durante el proceso de lavado para eliminar cualquier residuo.
  - Se DEBEN utilizar cepillos de limpieza endotraqueal para limpiar las superficies internas del tubo, con el fin de eliminar cualquier obstrucción mecánica dentro de él.
  - TODO residuo de producto de limpieza DEBERÁ
    enjuagarse por completo con agua. Los residuos de
    clorhexidina se han asociado con la ulceración epitelial
    y las quemaduras químicas en la cavidad bucal y
    tráquea de los gatos expuestos a ellos. Tenga cuidado y
    elimine completamente cualquier residuo de detergente.

• Después de la limpieza, desinflar el manguito y colgar para secarlo.

# Pautas para el circuito de respiración

- De 2 a 10 kg usar circuito de reinhalación pediátrico (rosa) (*Figura 4.4*).
- De 0 a 2 kg usar circuito de no reinhalación (Figura 4.5).
- >10 kg usar circuito de reinhalación para adultos (azul).

Figura 4.4



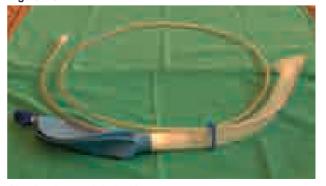
Circuito universal F: circuito de reinhalación

La selección del circuito de respiración se debe basar en el peso ideal del paciente. El peso ideal del paciente puede ser diferente del peso corporal real. Basarse en lo que el paciente debería pesar es importante, dado que el tamaño del pulmón y la capacidad respiratoria no cambian con el aumento de peso.

#### Circuito de no reinhalación

El circuito de no reinhalación (Bain, Jackson-Rees) se debe utilizar en mascotas que pesan 2 kg o menos (*Figura 4.5*). Es importante recordar que el circuito de no reinhalación es un sistema semicerrado y no utiliza el absorbente de CO<sub>2</sub>. Con el fin de evitar la reinhalación de CO<sub>2</sub>, el flujo de oxígeno debe ser superior al volumen respiratorio del

Figura 4.5



Circuito de no reinhalación

paciente. Por lo tanto, cuando se utiliza un sistema de no reinhalación, la tasa de flujo de oxígeno no debe ser nunca inferior a 2 L por minuto.

Consejos para conectar el circuito de no reinhalación:

- El extremo del paciente es la parte del circuito de respiración que está conectado al tubo endotraqueal o a la máscara del paciente. (Banfield sólo recomienda el uso de máscaras para mascotas exóticas o minúsculas).
- La desconexión rápida se conecta a la máquina de anestesia mediante su inserción en el extremo hembra de la tubuladura que sale del vaporizador.
- La extremidad de exhalación del circuito de no reinhalación se debe insertar en la manguera del limpiador que forma parte del sistema limpiador de anestesia del hospital. Verificar siempre que las válvulas de seguridad del circuito de no reinhalación estén abiertas antes de conectarlas al sistema limpiador.
- Siempre buscar el flujo de gas a través de la máquina de anestesia para asegurarse de que el circuito de no reinhalación se ha instalado correctamente

# Cuidado y limpieza de los circuitos

Se debe probar la ausencia de pérdidas en los circuitos de respiración mensualmente y antes de cada uso. Mantener, por lo menos, dos unidades de cada circuito de respiración a mano en caso de que alguno presente fugas. Los circuitos de respiración son artículos de consumo y deben remplazarse cada 6 meses.

Los circuitos de reinhalación y de no reinhalación se deben limpiar diariamente con una solución de clorhexidina diluida. Las tubuladuras y las bolsas se deben remojar durante no más de 10 minutos y luego enjuagarlas a fondo y por completo en agua. Eliminar tanta agua como sea posible de los circuitos y de las bolsas mediante centrifugación. Colgar los circuitos para que se sequen después de la limpieza. No se deben dejar conectados a la máquina de anestesia.

#### Bolsas de reinhalación anestésica

Para seleccionar el tamaño de bolsa que se empleará, la decisión debe basarse en el peso corporal ideal del paciente (véanse *Figura 4.6* y *Tabla 4.2*). Se debe comprobar la ausencia

Figura 4.6



Bolsas anestésicas de reinhalación

de pérdidas en las bolsas de reinhalación anestésica antes de cada uso y en forma mensual. Mantener por lo menos dos unidades de cada tamaño de bolsa a mano en caso de que alguna presente fugas. Las bolsas son artículos de consumo y deben reemplazarse cada 3 a 6 meses.

Tabla 4.2

Tamaño de las bolsas anestésicas de reinhalación				
Peso (kg)	Tamaño de bolsa			
0-4,5 kg	Bolsa de ½ L			
4,6-9 kg	Bolsa de 1 L			
9,1-27,2 kg	Bolsa de 2 L			
27,3-54,4 kg	Bolsa de 3 L			
54,5 y más	Bolsa de 5 L			

# Tubos de oxígeno

Contamos con varios tamaños de tubos de oxígeno en nuestra práctica. Se pueden calcular los minutos remanentes aproximados de oxígeno en un tanque parcial sobre la base de la capacidad del tanque de oxígeno y la velocidad de flujo del oxígeno (L/minuto). Los tanques llenos, independientemente de su tamaño, están presurizados para aproximadamente 2000 psi (libras por pulgada cuadrada). Esta presión disminuye proporcionalmente a medida que el tanque se vacía.

- Los pequeños tanques de tipo E contienen 600 litros de oxígeno. Si no hubiera tanques de tipo E de respaldo en el hospital, no se debería realizar la cirugía con menos de 500 psi remanentes en el tanque.
- Los tanques tipo Q que encajan en la parte posterior del carro de anestesia contienen 1200 L de oxígeno. A 500 psi, contiene 300 L de oxígeno.
- Tanques grandes H contienen 7000 L de oxígeno y a 500 psi (1/4 a la izquierda), siguen conteniendo 1750 L de oxígeno. Si se usa un flujo de 1 L/minuto, hay suficiente oxígeno para 1750 minutos o 29 horas de anestesia.

Capacidad (en L) / presión de servicio (en psi) = contenido restante (en L) / presión manométrica (en psi)

Capacidad (en L) / presión de servicio (en psi) x presión manométrica (en psi) / (L/minuto a aportarse) = minutos restantes a la velocidad de flujo.

#### Canister de cal sodada

Uno de los asuntos más importantes del mantenimiento en la máquina de anestesia es el conjunto absorbente, que es el que contiene el canister para el absorbente de  ${\rm CO_2}$  (cal sodada, Carbolime®, Amsorb®, etc.) que elimina el dióxido de carbono del circuito de reinhalación. El canister lleno con absorbente es un área frecuente de fallos en el sistema anestésico y es una fuente de resistencia durante

Figura 4.7



Canister de cal sodada

la ventilación. Se retira con frecuencia para cambiar el  ${\rm CO_2}$  absorbente y se pueden producir fugas por no poder crear una junta hermética al sustituir el cartucho. Es necesario realizar un correcto empaque del canister para prevenir el flujo de gases a través de una sola vía en el interior, lo que puede conducir a un exceso de espacio muerto. Agitar suavemente el canister cuando se llena con cal sodada para evitar un empaque flojo y que se reduzca la canalización. El empaque demasiado apretado genera formación de polvo y aumenta la resistencia a la ventilación.

Es importante entender la función del absorbente químico. El hidróxido de calcio es el componente primario de los absorbentes de CO<sub>2</sub>. De acuerdo con el flujo de gas fresco, todo o una parte del dióxido de carbono exhalado se puede absorber químicamente. La absorción química del dióxido de carbono permite menor flujo de gas fresco, reduce el desperdicio de anestésicos inhalatorios y de oxígeno, y reduce el costo de la anestesia.

Cuando se controla un sistema de reinhalación, se debe constatar que el absorbente de CO<sub>2</sub> funcione. Los absorbentes de CO<sub>2</sub> pueden agotarse o desecarse cuando se utilizan más allá de su capacidad para contener dióxido de carbono. La desecación ocurre cuando el absorbente se "seca", ya sea porque se utiliza dentro del circuito de respiración, porque se coloca en el canister en períodos en los que no está en uso, o porque se almacena sin sellar. Mientras que los gránulos frescos son lo suficientemente suaves como para aplastarlos, los gránulos agotados sufren

alteración química y son duros. Una vez que los gránulos se endurecen, ya no absorben dióxido de carbono y se deben deshechar y remplazar de inmediato. A los absorbentes se les agregan indicadores de pH para que, a medida que se producen las reacciones químicas, cambie el color de los gránulos. La mayoría de los absorbentes de CO<sub>2</sub> cambia de blanco a violeta cuando los gránulos se agotan. Sin embargo, no todos los absorbentes mantendrán el color violeta, y los gránulos volverán al color blanco después de un tiempo. Esto no significa que sea seguro seguir usando los gránulos. Los absorbentes de CO<sub>2</sub> se deben cambiar en forma rutinaria; no se debe esperar al cambio de color para remplazar el absorbente.

Cuando los gránulos se agotan y no se extrae eficazmente el dióxido de carbono del sistema de reinhalación, existe un riesgo aumentado de hipercapnia. La hipercapnia puede producir acidosis respiratoria y también se asocia con estimulación simpática y arritmias cardíacas que pueden llevar a un paro cardíaco. Los niveles elevados de dióxido de carbono también pueden deprimir el sistema nervioso central y producen efectos anestésicos.

Otro riesgo relacionado con continuar usando un absorbente de CO<sub>2</sub> agotado o desecado es que se puede generar niveles peligrosos de monóxido de carbono y de compuesto A en el sistema de anestesia. Estos productos químicos son liberados a través de una reacción que ocurre entre el absorbente y el agente anestésico (sevoflurano). Estas reacciones se observan habitualmente cuando se siguen utilizando absorbentes que contienen hidróxido de sodio (NaOH) o hidróxido de potasio (KOH) después de que se han desecado.

El cambio rutinario del absorbente de  ${\rm CO}_2$  ayudará a prevenir que se produzca esta reacción. El absorbente de  ${\rm CO}_2$  debe cambiarse según el tiempo de la anestesia. Las siguientes son recomendaciones basadas en el tipo de canister y en la cantidad de absorbente que contiene cada frasco. Tenga en cuenta que estas son sólo recomendaciones generales:

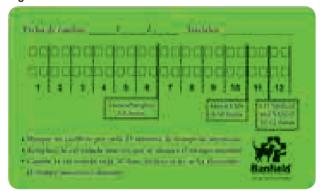
- El volumen normal de ventilación pulmonar del paciente es el factor determinante; por ej., cuanto más grande es el paciente, más dióxido de carbono se produce y los gránulos se agotan con mayor velocidad.
- Existen canister de cal sodada de 1800 a 1850 ml y pueden contener aproximadamente una bolsa completa de 1,4 kg (3 libras) de absorbente. Se debe desechar cualquier absorbente que quede en la bolsa, después de llenar el recipiente, en vez de almacenarlo en el hospital. El absorbente tiene una vida útil de 10 a 12 horas de tiempo de anestesia o de 4 semanas de exposición máxima al aire ambiente. Si no está seguro del tiempo en que el absorbente ha estado en uso, compruebe la consistencia de los gránulos antes de usarlo.
- Recuerde que el absorbente se DEBE cambiar cada 30 días, incluso si no ha cambiado el color o si no se ha alcanzado el tiempo de anestesia máximo.
- Al verter el absorbente en el canister, evite que los gránulos caigan en su tubo central. Los gránulos en

### el tubo pueden entrar en el circuito de respiración y en la vía aérea del paciente.

Con el fin de garantizar que el absorbente se cambie en el plazo adecuado, se pueden usar etiquetas autoadhesivas de cal sodada de 8 x 13 cm que se colocan en el canister absorbente (*Figura 4.8*). Por cada 15 minutos de anestesia transcurridos, se debe marcar un casillero. Cuando se ha alcanzado la cantidad máxima de tiempo de anestesia:

- Se cambia el absorbente de CO<sub>3</sub>.
- Se retira la etiqueta. Se coloca una nueva etiqueta en el recipiente.

Figura 4.8



Etiqueta adhesiva de cal sodada

#### Sistema de evacuación

Si el sistema de evacuación (eliminador) de gas residual activo está desequilibrado, los gases anestésicos seguirán el camino de menor resistencia. Si se aplica presión negativa a la válvula de seguridad en el cabezal de reinhalación o a la válvula de purga de la bolsa del sistema de no reinhalación, el paciente puede no estar recibiendo la dosis adecuada de anestesia. Para evitar esta situación, el sistema de evacuación debe estar debidamente conectado y ajustado.

- Uno de los extremos de la tubuladura corrugada blanca translúcida de 22 mm se conecta a la instalación en el techo, el otro extremo se conecta a la válvula de interfaz de gases residuales en la máquina. Nota: no conectar la tubuladura de 22 mm del techo directamente a la válvula de seguridad o a la válvula de purga de la bolsa.
- Uno de los extremos de la tubuladura corrugada azul de 19 mm de evacuación se conecta bien a la válvula de seguridad del cabezal de reinhalación o bien a la válvula de purga de la bolsa en el sistema de no reinhalación; el otro extremo se conecta a la válvula de interfaz de gases residuales en la máquina.

El mango de ajuste al techo, si el hospital cuenta con uno, debe estar en la posición adecuada para lograr la presión negativa adecuada. Esto es en, aproximadamente, un ángulo de 45 grados (se puede necesitar ajustes). Los hospitales más nuevos no tendrán un mango de ajuste, porque la nueva interfaz de gas residual posee una función de autorregulación.

Si se pasa por alto la válvula de la interfaz de gas residual y la presión negativa del sistema de evacuación en el techo se aplica directamente sobre la válvula de seguridad del sistema de anestesia o de la válvula de purga de la bolsa, será difícil mantener un plano de anestesia adecuado y el paciente puede no permanecer anestesiado (véase *Resolución de problemas*, página 52-53). Todos los Hospitales para Mascotas Banfield deben tener un sistema de eliminación.

Figura 4.9



Sistema de evacuación

Este sistema se ha instalado para la eliminación segura de los gases anestésicos residuales que se generan durante la anestesia. Se utiliza en conjunto con la máquina de anestesia.

La unidad del eliminador es un extractor de aire aprobado por UL, hecho a medida, ubicado en una caja de acero inoxidable de 30 x 30 x 15 cm. Esta caja está instalada encima del cielo raso en el hospital. Ha sido diseñada para extraer los gases residuales de la anestesia y luego expulsarlos, a través de una tubería en la azotea del edificio, hacia el exterior.

El sistema en sí se compone de válvulas con balanceo prestablecido —las compuertas con un tubo de 11/2 pulgada de diámetro de cobre o pintado de blanco, que se extiende 7 a 18 pulgadas por debajo— que descienden desde el techo en las salas de cirugía y tratamiento. El tubo de plástico transparente que viene con la máquina de anestesia se conecta desde la máquina de anestesia hasta el final de la tubuladura de la válvula balanceada. Las válvulas balanceadas se conectan sobre el cielo raso, en las dos salas,

a una serie de tuberías de cobre de 3 pulgadas horizontales, que a su vez se conectan directamente a la abertura de la entrada de la unidad de evacuación.

Una vez que los gases exhalados son extraídos a través de la válvula balanceada e introducidos en la unidad, son expulsados en un tubo de cobre que los conduce a través del techo hacia el exterior.

Esta unidad se enciende y apaga por medio de un interruptor de pared luminoso que se encuentra comúnmente dentro o directamente fuera de la sala de cirugía. Todas las unidades de eliminación cuentan con un fusible para evitar daños en el motor o la desconexión del circuito eléctrico. Es muy importante apagar la unidad de eliminación cuando no está en uso. Esta unidad no fue diseñada para funcionar en forma continua y, si se deja encendida, la vida útil de la unidad se verá seriamente afectada. Los hospitales más antiguos pueden tener una unidad de evacuación ubicada debajo del cielo raso en la sala de mantenimiento. Esta unidad se enciende y apaga mediante un conmutador situado en la propia unidad. El sistema de tuberías de la unidad sobre el techo es igual a todos los demás.

Con el fin de ayudar a todos los profesionales en el hospital a reconocer rápidamente el interruptor de encendido para el sistema de eliminación, se debe usar una impresora de etiquetas para hacer una que diga "Eliminador", que se colocará en la placa de cubierta de los interruptores. Es responsabilidad del médico asegurar que cada asistente/ técnico veterinario comprenda el funcionamiento del sistema de eliminación y la importancia de su correcta utilización

#### Regulador

Figura 4.10



Regulador de oxígeno

El regulador de oxígeno es un regulador médico de grados, configurado, no ajustable, diseñado para reducir la presión del tanque de oxígeno de aproximadamente 2000 psi, cuando está lleno, a aproximadamente 50 psi. El regulador de oxígeno puede fallar y dar por resultado una presión demasiado alta o demasiado baja.

Una falla en el regulador que genere alta presión puede ocasionar una o más de las siguientes situaciones:

- Falla en la desconexión rápida del oxígeno.
- Falla en las válvulas de comprobación de oxígeno en el suministro de gas dual.
- Falla en la tubuladura.
- Falla en la descarga de oxígeno.
- Pérdidas de oxígeno a través del regulador.

Una falla en el regulador que genere baja presión puede resultar en una o más de las siguientes situaciones:

- Descarga de oxígeno inadecuada o insuficiente.
- Aporte de oxígeno al paciente inadecuado o insuficiente.
- El oxígeno no puede pasar a través del regulador.

**Solución:** si se presenta alguna de las condiciones anteriores, remplazar el regulador de oxígeno.

#### Manómetro

Figura 4.11



Manómetro

Cuando no está en uso, la aguja del indicador del manómetro debe estar en cero. El tornillo de puesta a cero está situado en la posición horaria 12 bajo la cubierta de cristal del manómetro. Retirar la tapa girando en sentido antihorario. Ajustar el mecanismo de tornillo hasta que la aguja se ponga en cero. Recoloque la cubierta del manómetro.

Si el manómetro no se puede volver a poner a cero, o si la aguja no desvía la presión adecuada, debe ser remplazado.  Si la cubierta del manómetro está agrietada, rota o no existe, debe ser remplazada.

# Válvula de descarga de oxígeno

La válvula de descarga de oxígeno permite la entrega de un alto flujo de oxígeno (35-75 L/minuto), sin pasar por el vaporizador. Con el uso de la válvula de descarga, el sistema de respiración se llenará rápidamente con oxígeno puro, lo que puede producir una rápida disminución de la profundidad anestésica. La válvula de descarga no está destinada al uso rutinario cuando un paciente está conectado a la máquina de anestesia, y esto es especialmente cierto cuando se utiliza un circuito de no reinhalación o cuando la válvula de alivio de presión de seguridad está cerrada.

La válvula de descarga se debe utilizar cuando se realiza una prueba de fuga de la máquina de anestesia (véase *Figura 4.14*, página 51). La válvula de descarga no se debe utilizar para inflar la bolsa de reinhalación durante un procedimiento anestésico, sino que se debe aumentar el flujo de oxígeno hasta que la bolsa se llene.

# Válvula de alivio de presión de seguridad

Esta válvula ha sido diseñada para permanecer abierta y sólo se puede cerrar cuando se presiona con fuerza hacia abajo (véase *Figura 4.14*, página 51).

Figura 4.12



Válvula de seguridad de alivio de presión

# Servicio técnico de la máquina de anestesia y del vaporizador

Servicio del vaporizador: dado que el sevoflurano es un agente anestésico relativamente limpio, se recomienda que los vaporizadores de sevoflurano reciban limpieza y calibración profesional cada 1 a 3 años, dependiendo del tipo de vaporizador. El mantenimiento del vaporizador incluye lo siguiente:

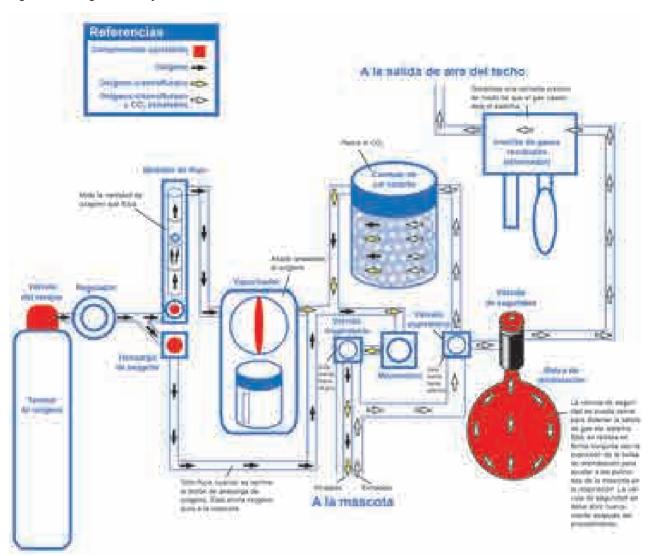
- Prueba de fuga del vaporizador.
- Prueba del flujo de salida del vaporizador con un espectrofotómetro infrarrojo Lamtec<sup>®</sup> 605 o análisis de Riken.
- Un informe escrito sobre el estado del vaporizador.

Llenar los vaporizadores nuevos/vacíos con sevoflurano 45 minutos antes de usarlos para saturar la mecha.

Servicio de la máquina de anestesia: se realizará el servicio técnico de todo el dispositivo de anestesia cada 2 años. El servicio incluirá lo siguiente, pero no se limita sólo a esto:

- Remplazo de todos los tubos.
- Remplazo de todas las juntas.
- Remplazo de la junta superior del canister.
- Remplazo de la junta inferior del canister.
- Remplazo de los anillos "O" de la cúpula (dos de cada uno).
- Remplazo del anillo "O" del tubo de bajada.
- Comprobación de fugas en el sistema de alta presión.
- Comprobación de fugas en el sistema de baja presión.
- Inspección de las válvulas de seguridad de presión.
- Inspección del dispositivo de interfaz de gases residuales.
- Manómetro de puesta a cero.
- Instalación del dispositivo de control de flujo de oxígeno de tope mecánico, si no fue previamente actualizado.
- Ajuste del ensamblaje del dispositivo mecánico existente de control de corte de flujo de oxígeno, si es necesario.
- Inspección de todos los componentes para calce, alineación, ajuste y operación apropiados.
- Los elementos consumibles no serán inspeccionados ni remplazados en el servicio técnico de los 2 años. Corresponde a cada hospital asegurar que sus sistemas de reinhalación, las bolsas de reinhalación y los sistemas de no reinhalación se encuentren en condiciones adecuadas para su uso.
- Máquina de anestesia: es indispensable que todo el equipo asociado con la anestesia de una mascota entienda cómo funciona la máquina y que puedan seguir el flujo de oxígeno desde la unidad hasta la mascota (Figura 4.13).

Figura 4.13: Diagrama de flujo del sistema de anestesia.



# Configuración de las funciones de la válvula de seguridad



#### **Funcionamiento normal**

La rosca de la válvula de seguridad está abierta y el pulsador está arriba.

- En esta posición, el sistema está completamente abierto y el gas circulará libremente.
- El manómetro debe marcar "0" con leves fluctuaciones durante la respiración.
- La expresión de la bolsa de reinhalación no debería generar presión en el sistema.



### Control de fugas con alta presión

La rosca de la válvula de seguridad está cerrada y el pulsador deprimido.

- En esta posición, el sistema está completamente cerrado y se pueden obtener presiones muy altas. Esto permite la verificación de fugas con alta presión.
- Nunca se debe usar esta posición con un paciente conectado al sistema.
- Se debe abrir la válvula de seguridad una vez completado el control de fugas con alta presión.



#### Ventilación manual

La rosca de la válvula de seguridad está abierta y el pulsador está deprimido.

- En esta posición, el sistema está cerrado, pero presentará pérdidas con presiones de 20 a 25 cm H<sub>2</sub>O.
- Esto permite suficiente presión para la ventilación manual del paciente sin riesgos de una presión excesiva, lo que puede provocar daño pulmonar y muerte.



#### Seguridad por error del usuario

La rosca de la válvula de seguridad está cerrada y el pulsador está abierto.

- En esta posición, el sistema está parcialmente cerrado, pero presentará pérdidas con presiones de 0,5 cm H<sub>2</sub>O. Esto no provocará lesiones al paciente, pero al oprimir el pulsador de la válvula para ventilar al paciente, se generará una presión excesiva que puede dañarlo.
- Esta configuración fue diseñada para evitar las muertes de pacientes asociadas con dejar la válvula de seguridad cerrada, pero no se recomienda para el funcionamiento normal.

# **RESOLUCIÓN DE PROBLEMAS**

Cuando se lleva a cabo cualquier tipo de resolución de problemas en la máquina de anestesia, es imprescindible considerar cómo cada parte trabaja en conjunto y revisar cada una de ellas para identificar con precisión cualquier rotura o fuga en el equipo.

Por ejemplo, si los pacientes no permanecen anestesiados con el vaporizador configurado al 4% o más, se deben completar los siguientes pasos utilizando la información que se indica en las secciones siguientes:

- 1. Comprobar intubación del bronquio derecho. Cuando el tubo endotraqueal se coloca en el bronquio derecho, el gas anestésico se administra solamente a un pulmón. Si esto ocurre, se debe retirar el tubo endotraqueal y repetir la intubación.
- 2. Comprobar la presencia de obstrucciones físicas en el circuito de respiración y tubo endotraqueal; si se encuentran, retirarlas.
- 3. Comprobar el sistema en busca de fugas; revise todo el sistema, ya que puede haber más de una fuga.
- 4. Comprobar la existencia de un adecuado equilibrio entre la presión positiva y la negativa en el sistema de evacuación.
- 5. Comprobar el medidor de flujo y el regulador de oxígeno.
- 6. Comprobar que el vaporizador esté lleno y que funcione correctamente.

# Comprobación de fugas:

- Realizar una prueba de fuga para verificar que el sistema mantiene la presión.
- Esto debe realizarse antes de cada procedimiento anestésico.

# Realización de la prueba de hermeticidad en el carro de anestesia:

- Cerrar la válvula de seguridad y cubrir el extremo del tubo de anestesia con la palma o con el dedo, o bien, utilizar el cilindro de plástico pequeño blanco que se encuentra detrás del carro de anestesia como tapón.
- Presionar la bolsa de descarga de oxígeno (no usar cuando un paciente esté conectado al sistema de anestesia) o encender el medidor hasta que el manómetro marque aproximadamente 20 cm H<sub>2</sub>O, o hasta que se llene la bolsa de reinhalación.
- Mientras que el extremo del tubo de anestesia permanece cubierto, monitorizar el manómetro, que debe mantenerse a una presión relativamente constante.
- Si la presión se mantiene relativamente constante con el oxígeno apagado, se puede considerar que la máquina está libre de fugas en la parte de baja presión.

- Si la lectura del manómetro cae rápidamente, la bolsa se desinfla con rapidez o hay un silbido, significa que hay una fuga. Léase abajo acerca de la identificación y corrección de fugas en el circuito.
- Con el extremo del tubo de anestesia todavía cubierto, abrir la válvula de seguridad en la posición habitual.
- Debe asegurarse de que la válvula de seguridad se reabra; una válvula de seguridad cerrada puede dar lugar a complicaciones anestésicas graves, que incluyen la muerte de la mascota.
- Con el extremo del tubo de anestesia todavía cubierto, exprimir todo el gas remanente en la bolsa de reinhalación para asegurar que el gas salga sin obstáculos a través del sistema de evacuación.

# Identificar y corregir fugas:

- Si el sistema no mantiene la presión, revise la existencia de grietas y la colocación adecuada de todas las mangueras, incluyendo el circuito de reinhalación, la bolsa de reinhalación, el área alrededor de las válvulas de seguridad, la entrada y las salidas del vaporizador, todos los ajustes mecánicos, los anillos "O", el canister de absorbente de CO<sub>2</sub> y cualquier otro accesorio o junta.
- Se puede rociar Windex® en las mangueras y alrededor de las conexiones al realizar la prueba de fuga, para identificar dónde puede haber una fuga potencial. Se debe tener en cuenta que, después de la aplicación de Windex®, puede tardar unos segundos en aparecer burbujas alrededor de una fuga. Para corregir, remplazar la manguera, bolsa, junta o equipo donde se haya detectado la fuga.

# Comprobación de ausencia de fugas alrededor del tubo endotraqueal:

- Mientras el paciente todavía está intubado y conectado a la máquina de anestesia, cerrar la válvula de seguridad y exprimir la bolsa de reinhalación hasta alcanzar una presión inspiratoria de 18 a 20 cm H<sub>2</sub>0.
- No sostener la respiración durante más de 2 o 3 segundos.
- Mientras que esté controlando la respiración, escuchar si hay silbidos o sonidos de fugas alrededor del tubo endotraqueal.
- Si no se oyen pérdidas, no añadir ni quitar aire del manguito.
- Se puede necesitar repetir la verificación de la presencia de fugas en el manguito y que el manguito esté inflado a los 3 a 5 minutos del inicio de la anestesia inhalatoria. A medida que el paciente se anestesia, los músculos de la tráquea y de la laringe se relajan, lo que puede provocar que se desarrolle una pérdida.

# Corrección de fugas alrededor del tubo endotraqueal:

- Si se oye una fuga alrededor del tubo endotraqueal al realizar una prueba de fugas, sólo se debe agregar aire al manguito hasta que el sonido se detenga.
- El aire se debe añadir en pequeñas cantidades para evitar que se produzca un exceso de inflado.

# Comprobación del sistema de evacuación:

- Los tubos bajantes de evacuación deben tener presión de aire negativa presente en la apertura. Se debe percibir una entrada de aire muy leve al colocar la mano cerca de la abertura. Para probar el nivel de succión del sistema de evacuación, sostener un pañuelo de papel en la apertura y vigilar que el pañuelo se incline suavemente hacia el tubo de evacuación. No se debe permitir que el papel se introduzca en el tubo.
- Asegurarse de que el sistema de evacuación esté encendido antes de la prueba.
- Si hay demasiada succión o presión negativa, el sistema de evacuación retirará anestesia a través del sistema junto con los gases residuales.
- Si no hay suficiente presión negativa, los gases residuales no serán extraídos del circuito de respiración y pueden causar daño potencial a los pacientes y a los profesionales asistentes.
- Si el sistema de evacuación de su hospital tiene un mango de ajuste, se debe asegurar de que se encuentre ubicado con un ángulo aproximado de 45 grados.

# Comprobación de los tanques y del medidor de flujo de oxígeno:

- Apagar el medidor de flujo de oxígeno. Encender el tanque de oxígeno. Mirar el indicador de presión del tanque de oxígeno en el regulador. Cuando la aguja del manómetro se estabilice, apagar el tanque de oxígeno. Si la aguja cae, hay una fuga. Cuanto más rápido caiga la aguja, más grande será la fuga.
- Fuentes posibles de fugas:
  - El regulador de oxígeno o la tuerca de la manguera no están ajustados. Solución: ajustar la tuerca de la manguera y el regulador de oxígeno.
  - El dispositivo de control de flujo del medidor de flujo de oxígeno está atascado en posición abierta.
     El flotador (bola) en el tubo de flujo no llega a cero.
     El flotador puede estar atascado en el medidor de flujo, de modo tal que se percibe que el oxígeno fluye, cuando no lo hace. Los residuos en el medidor de flujo pueden estar provocando la falla. Solución: cambiar el dispositivo de control de flujo de oxígeno.
  - Junta de descarga de oxígeno defectuosa (muy raro). El oxígeno se escapa más allá de la válvula de descarga de oxígeno y diluye la concentración del anestésico en el círculo de respiración. Solución:

- remplazar todo el medidor de flujo de oxígeno y el dispositivo de descarga (sistema de rieles).
- Accesorio flojo en la parte posterior del medidor de flujo (raro). Solución: ajustar el accesorio con una llave de media luna.
- Defecto en la válvula de control en el suministro de gas dual (muy raro). Solución: remplazar la válvula de control.
- Revisar el control/perilla del medidor de flujo de oxígeno (identificado por una perilla de plástico verde). El dispositivo de control de flujo de oxígeno, que se encontraba en modelos anteriores, puede dañarse. El ajuste excesivo del dispositivo de control de flujo de oxígeno puede ocasionar daños en el sitio de encastre (por donde se puede escapar el oxígeno más allá del encastre, de modo tal que no se pueda apagar el flujo de oxígeno) o daño en la válvula de aguja (en la que la válvula de aguja puede quebrarse en el encastre, lo que impide el flujo de oxígeno: la perilla y el eje siguen girando sin que haya flujo de oxígeno).
- Si la descarga de oxígeno no funciona, revisar para asegurarse de que el tanque de oxígeno esté encendido. Abrir la válvula del tanque dando varias vueltas.
- Si la descarga de oxígeno y el medidor de flujo de oxígeno no funcionan, y el tanque está encendido, se debe remplazar el regulador o el tanque de oxígeno. Solución: probar con otro tanque de oxígeno; si el problema persiste, cambiar el regulador.
- Si se considera defectuoso el control/la perilla del medidor de flujo de oxígeno (se puede girar continuamente más allá del punto de función normal), se debe remplazar por un control/una perilla de medidor de flujo que contenga un sistema incorporado con tope mecánico.

#### Comprobar el vaporizador:

- A medida que los vaporizadores comienzan a fallar, la cantidad de gas anestésico producido puede ser menor que el porcentaje indicado en el dial. Antes de llamar al servicio técnico, comprobar lo siguiente:
  - Asegúrese de que el vaporizador no está vacío.
  - Compruebe el sistema de evacuación, como se indicó anteriormente.
  - Verifique el circuito de respiración en busca de fugas, como se indicó anteriormente.
  - Compruebe el regulador y el medidor de flujo de oxígeno, como se indicó anteriormente.
  - El drenaje del vaporizador y el tapón de llenado deben estar apretados hacia abajo.
  - Los adaptadores de entrada y salida en el vaporizador deben calzar en forma ajustada.

# **SECCIÓN 5**

# Evaluación preanestésica

# **EVALUACIÓN PREANESTÉSICA**

Todos los protocolos de anestesia comienzan con la obtención de una historia clínica completa y un examen físico del paciente; dos pasos fundamentales para determinar el riesgo anestésico. ¿Por qué esto es importante? La mayoría de los clientes, si no todos, están muy preocupados por el riesgo anestésico. Aun cuando su mascota parezca sana y sea un procedimiento de rutina, los clientes quieren contar con información precisa acerca de todos los riesgos.

La mayoría de los clientes considera a sus mascotas como miembros de la familia. Según la American Animal Hospital Association (AAHA), el 70% de los dueños de mascotas piensa en ellas como si fueran niños. Los clientes atentos evitarán los riesgos innecesarios. ¿Cuál es la mejor forma de manejar los riesgos asegurando a nuestros clientes y a nosotros mismos que estamos haciendo todo lo posible para maximizar la seguridad del paciente?

El uso de un abordaje sistemático para la evaluación preanestésica del paciente es un paso esencial que, como parte de un sistema anestésico completo, ha mejorado los resultados en los Hospitales para Mascotas Banfield. Los objetivos de la evaluación médica preanestésica son:

- Disminuir la morbilidad y la mortalidad relacionadas con la anestesia.
- Determinar el estado de salud de un paciente para minimizar el riesgo de eventos adversos.
- Aumentar la calidad de la atención.
- Promover, para los procedimientos, un abordaje orientado a los problemas.
- Ganar la confianza de los clientes al garantizar la seguridad y el bienestar de sus mascotas.
- Proporcionar los resultados de las pruebas basales para una futura atención médica, cuando corresponda.

# Recopilación de información

La evaluación preanestésica responde a tres preguntas:

- 1. ¿El paciente está en las mejores condiciones posibles o con un estado de salud óptimo para someterse a la anestesia?
- 2. ¿El paciente tiene una enfermedad concurrente que debería tratarse antes del procedimiento anestésico?
- 3. ¿El estado de salud o la medicación concurrente influyen en el evento anestésico, o pueden retrasar y hasta cancelar el procedimiento?

El paso más importante del examen preanestésico es determinar con exactitud el estado de salud del paciente. La evaluación preanestésica es esencial para minimizar el riesgo de morbilidad y mortalidad, lo que permite al clínico anticipar y probablemente prevenir las posibles complicaciones durante la anestesia.

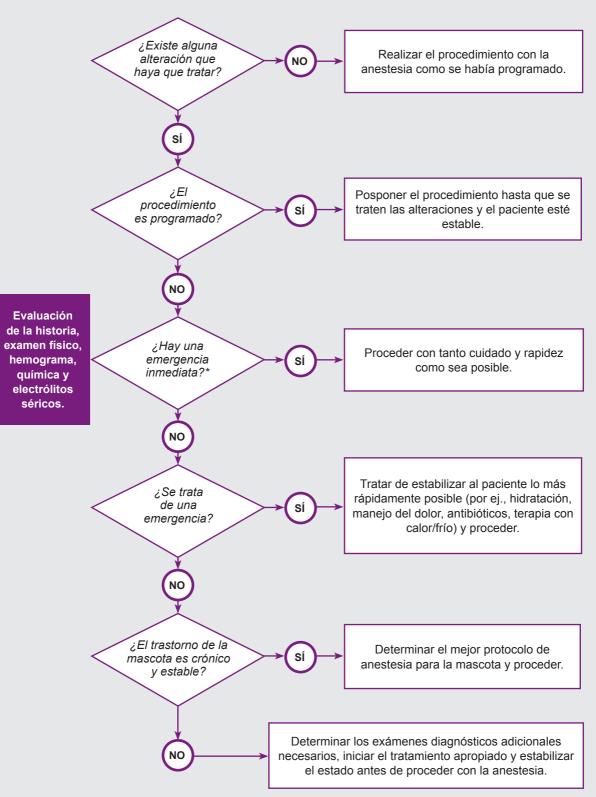
La evaluación adecuada de la salud del paciente, el uso de los agentes anestésicos más seguros, una monitorización concienzuda y el sostén de la perfusión permiten realizar muchos procedimientos con una seguridad razonable y obtener el resultado deseado.

Los protocolos anestésicos apropiados y el sostén de la perfusión requieren la comprensión de los objetivos generales de la anestesia y la cirugía.

El examen preanestésico puede revelar razones para retrasar, cancelar o reprogramar el procedimiento hasta que la mascota esté estable. Esto también dará tiempo para realizar pruebas adicionales, con el fin de obtener más información sobre la salud del animal y, si fuera necesario, encontrar un equipo más experimentado para manejar a un paciente de alto riesgo.

Banfield cree que un abordaje sistemático y estandarizado es el mejor método para minimizar el riesgo. La coherencia elimina la confusión que puede producirse en hospitales muy concurridos con muchos médicos que utilizan diferentes protocolos. Un protocolo coherente también permite el análisis y ayuda en el establecimiento de mejores prácticas. Un abordaje basado en la evidencia muestra que algunos protocolos son más seguros que otros, y que los datos objetivos definen y mejoran la atención del paciente.

Otro de los objetivos de la evaluación preanestésica es el establecimiento de una la base de datos. A pesar de los esfuerzos de los profesionales, el cumplimiento de las pruebas preanestésicas por parte del cliente todavía sigue siendo un problema. En muchos casos, la toma de la muestra de sangre preoperatoria puede ser la única oportunidad para determinar los datos clínicos patológicos basales. Ni los profesionales ni los clientes deben subestimar el valor de establecer una base bioquímica y hematológica para los pacientes. El trazado de las tendencias a través del tiempo es una de las mejores oportunidades para el diagnóstico precoz y el tratamiento de la enfermedad.



<sup>\*</sup> Se considera emergencia inmediata cuando el paciente no puede respirar o presenta una hemorragia mayor y necesita someterse a la anestesia en menos de 15 minutos.

# Evaluación preanestésica de pacientes

Una evaluación completa del paciente, realizada antes de cualquier procedimiento anestésico, debe considerar la identificación, la historia clínica, los hallazgos del examen físico y los datos del laboratorio. Un abordaje paso a paso ayuda a los médicos a detectar posibles complicaciones y a tomar medidas para prevenirlas (véase Algoritmo de decisión anestésica, página 56). Dado que el estado de salud del animal y la historia de la enfermedad son factores críticos para determinar el protocolo anestésico apropiado (véase Protocolo de anestesia de Banfield, página 58), la evaluación comprende más que la realización de una batería de pruebas. Si la anestesia es apropiada, requiere el uso de la información para determinar el método más seguro. La identificación de un animal doméstico puede justificar una consideración especial, ya que la edad, el género y la raza son elementos igualmente importantes para la evaluación preanestésica.

Una historia clínica detallada es particularmente importante ya que puede revelar enfermedades y complicaciones anestésicas previas, medicamentos concurrentes u otros hechos, como una comida reciente, que pueden afectar los procedimientos. El equipo veterinario también necesita documentar tratamientos preventivos tales como vacunas, control de parásitos, atención dental y pruebas de detección precoz de enfermedades. Si se encuentran deficiencias en la atención preventiva, se deben tomar medidas para corregirlas antes de realizar un procedimiento optativo. Si el procedimiento no se puede posponer, se debe evitar la administración de vacunas y antiparasitarios hasta que el paciente se recupere completamente de la anestesia. También es importante informar el equipo médico acerca de cada procedimiento que se realiza en el paciente, así como los antecedentes médicos que podrían llevar a una complicación anestésica. Esto asegura que todo el equipo ha recibido la misma información, lo que reduce al mínimo la posibilidad de falta de comunicación durante la anestesia.

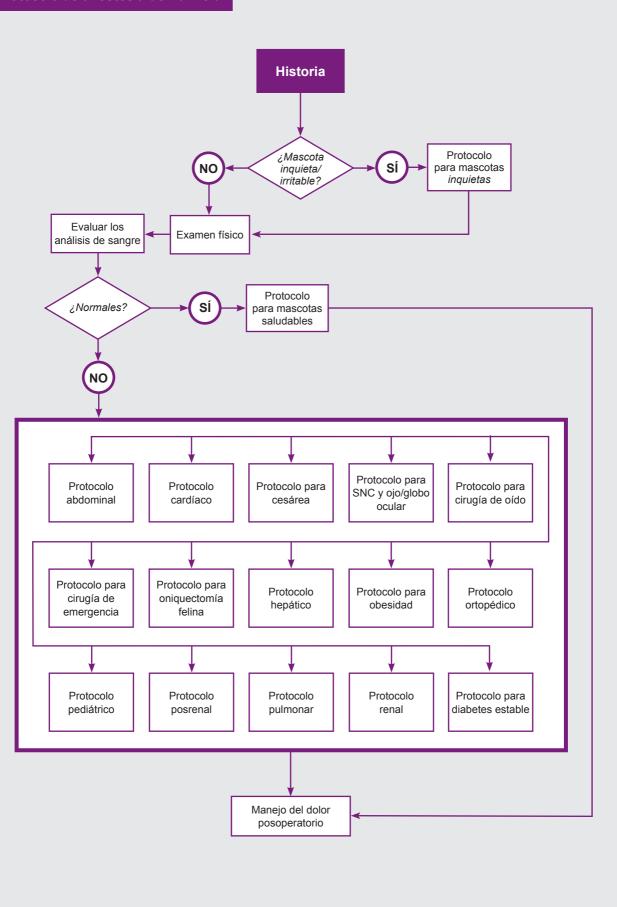
#### **Estado ASA**

La American Society of Anesthesiologists (ASA) ha establecido normas para el estado general de salud en pacientes humanos y ha ideado un sistema de clasificación del estado físico. Se trata de una herramienta rápida y eficaz, diseñada para permitir a los médicos estandarizar el estado físico (tanto como sea posible) y, en muchos casos, para ayudar a predecir el riesgo anestésico. En medicina veterinaria, se ha demostrado que se puede usar el estado ASA como un predictor de riesgo anestésico. En aquellas mascotas que presentan un puntaje ASA de 1 a 2, existe poco o no significativo aumento del riesgo anestésico, pero en aquellas que presentan un puntaje de 3, 4 o 5, el riesgo aumenta significativamente. Por lo tanto, recomendamos asignar un estado ASA a cada mascota antes de proceder a la anestesia. Si un paciente presenta un puntaje de 3, 4 o 5, se debe considerar si se desea proseguir con la anestesia (después de informar a los clientes del mayor riesgo anestésico), luego estabilizar al paciente o cancelar el procedimiento.

La escala ASA				
Grado 1	Una mascota normal y saludable.			
Grado 2	Una mascota con enfermedad sistémica leve que puede o no estar asociada con la dolencia quirúrgica (por ej., anemia leve, obesidad o pacientes geriátricos).			
Grado 3 (regular)	Una mascota con una enfermedad sistémica moderada que puede o no estar asociada con la dolencia quirúrgica y que limita la actividad, pero no es incapacitante (por ej., insuficiencia de válvula mitral o colapso traqueal).			
Grado 4 (malo)	Una mascota con una enfermedad sistémica grave que interfiere con su función normal y es incapacitante y una amenaza constante para su vida (por ej., insuficiencia cardíaca descompensada, neumotórax traumático grave o hemorragia abdominal grave por ruptura de una masa).			
Grado 5 (crítico, grave)	Una mascota moribunda que requiere cirugía inmediata y que no se espera que sobreviva 24 horas, con cirugía o sin ella.			

#### **Examen físico**

Antes de cualquier procedimiento anestésico, se debe realizar un examen físico completo y cuidadoso. Registrar los hallazgos en la historia clínica del paciente. Cuando sea posible, resolver cualquier problema antes de anestesiar al animal. Es esencial efectuar una evaluación detallada de los sistemas cardiovascular y pulmonar, dado que todos los medicamentos anestésicos deprimen en cierta medida las funciones cardiovascular y pulmonar. El hígado y los riñones también necesitan una evaluación específica debido a su papel en la metabolización y eliminación de los agentes anestésicos. Nuevamente, cualquier hallazgo que esté dentro de los límites normales deberá ser evaluado para determinar si es más apropiado posponer el evento anestésico y resolver el trastorno o seguir adelante con la anestesia. Los profesionales podrán requerir un ajuste en el protocolo de anestesia para garantizar la seguridad de la mascota.



# Evaluación de la función cardiovascular y la salud en general

Los Hospitales para Mascotas Banfield utilizan un abordaje en cinco pasos, junto con un examen físico completo, antes de cualquier procedimiento anestésico para evaluar la función cardiovascular y la salud general del animal (véase *Examen físico anestésico canino/felino*, página 61). Cualquier alteración observada debe tratarse antes de proceder a la anestesia.

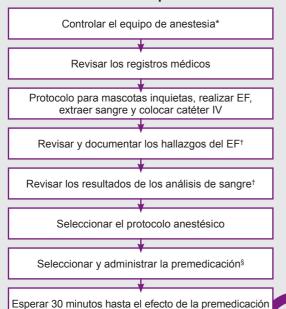
- 1. Monitorizar la frecuencia cardíaca, la calidad del pulso y evaluar la relación entre la frecuencia cardíaca y el pulso femoral. Estos parámetros son clave para evaluar la perfusión antes de la anestesia. Una adecuada perfusión es vital para un resultado anestésico exitoso. La presencia de bradicardia, taquicardia, pulso débil o saltón, o una relación frecuencia cardíaca: frecuencia de pulso diferente de 1:1 pueden indicar trastornos subyacentes significativos.
- 2. Evaluar el color de las membranas mucosas y el tiempo de llenado capilar. El color de membranas mucosas anormal puede indicar problemas subyacentes: pálida (anemia, hipovolemia o choque), rojo ladrillo (sepsis, hipertermia o policitemia/hemoconcentración), ictérica (enfermedad del hígado o enfermedad hemolítica) y cianóticas (mala oxigenación secundaria a enfermedad cardíaca o pulmonar). El tiempo de llenado capilar debe ser <2 segundos.
- 3. Auscultar el corazón para detectar soplos o arritmias obvias. Los soplos en los gatos deben considerarse significativos, salvo que se demuestre lo contrario. Realizar un ECG y recomendar la derivación para un estudio diagnóstico cardíaco con ecocardiografía. Recuerde que el grado de soplo en los gatos no se correlaciona con el grado de enfermedad presente y que estos animales pueden tener enfermedad cardíaca significativa aunque no se ausculte ningún soplo. Los soplos en pacientes caninos jóvenes suelen ser soplos fisiológicos (los cuales se deben resolver con una prueba de esfuerzo) o congénitos. En general, los defectos cardíacos congénitos suponen un peligro considerable para un evento anestésico adverso. Estos pacientes deben considerarse de alto riesgo y sólo deben someterse a procedimientos anestésicos en instalaciones equipadas para atender estas necesidades especiales. En pacientes caninos adultos, es importante determinar si el soplo es un hallazgo nuevo o si hay pruebas de progresión de enfermedad o signos de insuficiencia cardíaca. Lo ideal es realizar radiografías de tórax preanestésicas en todos los casos de enfermedad cardíaca conocida. Si existe alguna duda, se recomienda un estudio diagnóstico cardíaco con ecocardiografía antes de proceder a la anestesia.
- 4. Auscultar todos los campos pulmonares para asegurar la presencia de sonidos normales, flujo de aire, oxigenación y ventilación. Apártese del paciente para determinar el patrón y la frecuencia respiratorios y para escuchar los sonidos anormales.

- Muchas veces en pacientes con síntomas respiratorios, el problema puede ser localizado con un examen físico completo. Los ruidos que se escuchan sin estetoscopio se relacionan, con frecuencia, con las vías aéreas superiores o el área nasal, faríngea/laríngea o traqueal. La tos puede deberse a enfermedad de las vías aéreas, enfermedad pulmonar o cardíaca, o una combinación de ambas. Las respiraciones rápidas no siempre están asociadas con enfermedad pulmonar y pueden ser consecuencia de fiebre, acidosis o temor. En pacientes con dificultad respiratoria, una observación más cercana del momento en que ella se manifiesta puede ayudar a reducir las etiologías posibles. La aflicción inspiratoria sugiere enfermedad de las vías aéreas superiores o el espacio pleural; la aflicción espiratoria sugiere enfermedad de las vías aéreas inferiores; las respiraciones rápidas y superficiales sugieren enfermedad del espacio pleural; y las respiraciones profundas o forzadas pueden indicar una obstrucción de vías aéreas superiores. En gatos, se pueden escuchar sibilancias espiratorias con los espasmos bronquiales.
- 5. Evaluar la temperatura del paciente antes de la premedicación, así como después de esta y antes de la inducción, para detectar hipotermia o hipertermia. Si la temperatura no está dentro de los rangos normales, se debe identificar, corregir o tratar la causa adecuadamente antes de proceder con la anestesia.

#### Ciclo de la anestesia

Para garantizar la seguridad, se recomienda seguir el *Ciclo de la anestesia*, página 60, que proporciona instrucciones paso a paso para seguir durante la anestesia, desde el control del equipo anestésico hasta la observación para controlar al paciente después del procedimiento.

#### Fase 1: Evaluación preanestésica



#### Fase 2: Inducción e intubación

Evaluar al paciente/ sistema cardiovascular<sup>†</sup>

Administrar agentes de inducción

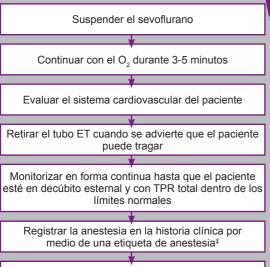
Colocar el tubo ET y asegurarlo

Conectar al paciente a la máquina de anestesia

Conectar los monitores

Evaluar al paciente/ sistema cardiovascular

# Fase 4: Recuperación



### Fase 3: Monitorización

Efectuar la preparación quirúrgica y mover al paciente

Evaluar al paciente/ sistema cardiovascular

Realizar el procedimiento

Evaluar y documentar los parámetros de la monitorización anestésica del paciente cada 5 minutos

Ajustar la anestesia según las necesidades del paciente

Evaluar la temperatura del paciente cada 5 minutos<sup>0</sup>

EF: Exámen físico; ET: Endotraqueal; TPR: Temperatura, pulso, respiración.

Actualizar las horas de uso de cal sodada

Observar al paciente durante al menos 2 horas

<sup>\*</sup> Se debe controlar y verificar el funcionamiento correcto de todos los equipos de anestesia. Controlar la ausencia de pérdidas en el equipo de anestesia y asegurarse de que las horas de uso restantes de cal sodada sean suficientes o mayores a la duración estimada del procedimiento.

<sup>†</sup> Se deben evaluar las alteraciones y corregirlas antes de la anestesia; a continuación, registrarlas en la ficha del paciente.

<sup>§</sup> Si un paciente es aparentemente saludable y puede ser difícil manipularlo una segunda vez, se debería administrar la premedicación para mascotas saludables en el momento de la extracción de la muestra de sangre y colocación del catéter; si se descubren alteraciones en los análisis de sangre, se debe posponer la anestesia por lo menos 24 horas.

Si la temperatura es baja, calentar activamente al paciente (véase página 77).

<sup>†</sup> Indicar sistemas de reinhalación frente a sistemas de no reinhalación; flujo de O<sub>2</sub> y porcentaje de sevoflurano iniciales y de mantenimiento; frecuencia cardíaca (preinducción, intraoperatoria, posoperatoria y previa al alta); tipo y volumen de fluidos; tiempo de anestesia y de recuperación.

#### Examen físico anestésico canino/felino **Evaluar** Mascota inquieta/irritable El objetivo es inmovilizarla, colocar el catéter IV, ► Obtener una historia Peso completa y precisa. obtener muestra de sangre y realizar el examen físico. Véase Protocolo para mascotas inquietas. Realizar examen físico completo, que incluya TPR, función de órganos internos, electrólitos, hemograma. Determinar el estado ASA. 5 4 **Frecuencia** Color de membranas Auscultación Auscultación Temperatura cardíaca y mucosas y TLC cardíaca pulmonar corporal pulsos Si las membranas mucosas son Recomendar anormales (pálidas, ictéricas o estudios diagnósticos cianóticas) y/o el TLC >2 segundos. cardíacos en detenerse y realizar exámenes ► Si hay patrón T. normal: 37,5-39,1 °C cualquier gato con diagnósticos adicionales para un o frecuencia (99,5-102,5 °F). soplos cardíacos no diagnóstico definitivo. respiratoria anormal, diagnosticados. o se detectan ruidos pulmonares Hipotermia Latidos/minuto normales anormales, Si la T <37,2 °C</p> (mascotas despiertas): detenerse. Soplo presente\* (99 °F), aportar Realizar radiografías Perros grandes: 60-100 calentamiento de tórax y/o estudios ► Perros medianos: 80-140 adicional, fluidos IV diagnósticos ► Perros pequeños: 100-140 adicionales según tibios y corregir la ► Gatos: 120-160 se indique. causa de base. En pacientes Si no hay mejora, jóvenes, considerar posponer el En pacientes maduros, enfermedad procedimiento y Si la frecuencia cardíaca sospechar enfermedad cardíaca congénita o realizar estudios es baja, detenerse y hacer cardíaca adquirida. Hacer soplo fisiológico. diagnósticos ECG y radiografía de ECG. Si el ECG es normal, adicionales para un tórax y recomendar eco. tratar con glicopirrolato y diagnóstico definitivo. ► Usar protocolo cardíaco. revaluar en 15 minutos. ► Realizar ECG y Hacer más estudios si la prueba de tolerancia bradicardia persiste. al ejercicio (el soplo Si la frecuencia cardíaca desaparece si es NO SÍ Braquicéfalos es alta, detenerse y hacer fisiológico).† ECG; evaluar causas (dolor, ansiedad, hipotensión, anemia, enfermedad cardíaca, etc.). ► Si el soplo persiste, Continuar el examen Proceder con hacer radiografía de físico y realizar estudios el protocolo tórax y recomendar diagnósticos adicionales pulmonar. eco si fueran necesarios. Evaluar la calidad del pulso. Si es débil, filiforme o saltón, detenerse y evaluar. Hipertermia ► Si la T >39,4 °C (103 °F) diferenciar entre fiebre (letargo, aumento de GB, ► Evaluar la relación frecuencia de pulso FP: infecciones, etc.) e hipertermia (secundaria a excitación, ejercicio, etc.). ▶ Si hay fiebre, realizar estudios diagnósticos adicionales para un diagnóstico FC, si no es 1:1, detenerse definitivo. y hacer ECG, y estudios diagnósticos adicionales Si hay hipertermia, presedar y revaluar la temperatura antes de la inducción, posponer si no hay cambios de temperatura y tratar según necesidad. según lo indicado.

ECG: Electrocardiograma; FC: Frecuencia cardíaca FP: Frecuencia de pulso; GB: Globulos blancos; TLC: Tiempo de Ilenado capilar; TPR: Temperatura, pulso, respiración.

#### \*Soplo presente

Paciente <3 años con soplo

Paciente <3 años: considerar enfermedades congénitas y describir el soplo según el momento en que se produce y el punto de máxima intensidad. Consultar las referencias cardíacas pertinentes o solicitar asesoramiento médico. Si el paciente presenta síntomas clínicos, como tos, intolerancia al ejercicio, crecimiento inadecuado, caquexia cardíaca, ascitis, colapso o aflicción respiratoria, considerar un ecocardiograma y derivar, a menos que sea una emergencia.

#### Pacientes maduros con soplo

Los pacientes maduros con soplos adquiridos habitualmente desarrollan enfermedad valvular degenerativa (principalmente los perros) o enfermedad miocárdica (perros y gatos). Tomar radiografías de tórax y realizar ECG. Si se presentan síntomas clínicos, posponer el procedimiento, considerar hacer un ecocardiograma y tratar al paciente. Si no hay signos clínicos de enfermedad cardíaca, recomendar la realización de un ecocardiograma y proceder con el protocolo cardíaco, si la condición del paciente ha sido estable durante un período razonable, y si él se beneficiará en forma inmediata con el procedimiento por realizar.

†Prueba de tolerancia al ejercicio: realizar ECG e inmediatamente hacer caminar al perro en forma vigorosa durante 10 minutos. Revaluar el ECG. Normal = la frecuencia cardíaca aumenta menos del 25% de su valor previo a la caminata y vuelve a valores normales dentro de los 5 minutos.

#### Datos de laboratorio

Realizar un hemograma completo y un perfil de química sérica para evaluar el estado actual de salud de la mascota. Los datos de laboratorio son especialmente importantes en pacientes aparentemente sanos para asegurar que potenciales problemas no pasen inadvertidos. Los médicos pueden necesitar análisis diagnósticos adicionales en función de los resultados. Tratar cualquier alteración antes de la anestesia. Se debe intentar corregirlas antes de la anestesia, con el objetivo de prevenir o minimizar los eventos adversos y abordar cualquier condición subyacente. Los valores de laboratorio y la condición de un paciente enfermo pueden cambiar en pocas horas. En estas situaciones, es mejor tomar muestras y realizar un hemograma, un perfil de química sérica y un dosaje de electrólitos justo antes del procedimiento anestésico.

El uso de un abordaje sistemático para evaluar los datos del laboratorio permite que los profesionales aborden los resultados anormales en el momento oportuno (véase *Evaluación de análisis de sangre preanestésicos*, página 63). Tal como sucede con el algoritmo de examen físico, este sistema guía a los profesionales a través de las pruebas diagnósticas apropiadas, como análisis de orina, prueba de ácidos de biliares, electrocardiograma (ECG), ecografía y tratamiento de sostén dependiendo de los resultados. El abordaje a conciencia de los hallazgos patológicos antes de la anestesia pone al paciente en las mejores condiciones posibles para someterse al procedimiento.

Muchos pacientes comprometidos tienen trastornos electrolíticos. Estos trastornos pueden ser clínicamente significativos o no serlo dependiendo de la causa subyacente. Además de evaluar los electrólitos séricos, un ECG puede proporcionar información sobre los efectos clínicos de los trastornos electrolíticos. Por ejemplo, la hiperpotasemia con frecuencia produce disminución de las ondas P, aumento del intervalo PR, con ondas T picudas y bradicardia. Tratar cualquier alteración antes de la anestesia.

# Consejos para la práctica

Se pueden observar muestras de sangre lipémicas si el paciente ha comido recientemente o si hay una enfermedad subyacente como hipotiroidismo, diabetes mellitus, pancreatitis o hiperlipidemia primaria. Además, la lipemia puede interferir con algunos resultados del perfil de química sérica. Si se descubre lipemia, esperar unas horas y extraer una nueva muestra de sangre para su evaluación. Si la segunda muestra también es lipémica, evaluar más a fondo.

Los análisis diagnósticos preanestésicos adicionales pueden incluir química sérica específica, pruebas de presión arterial, radiografía, ecografía, microbiología, toxicología, citología, pruebas de coagulación o electrólitos séricos. Se deben elegir los mejores análisis para determinar si la anestesia es segura, en pos del mayor beneficio para la mascota.

Este abordaje de evaluación preanestésica del paciente ayuda a determinar el mejor protocolo de anestesia para la mascota (véase *Protocolo de anestesia de Banfield*, página 58). Una vez que se haya administrado la premedicación y antes de la inducción, es esencial revaluar los sistemas orgánicos principales del animal mediante el abordaje en cinco pasos explicado anteriormente, dado que las drogas administradas pueden tener efectos profundos en los sistemas cardiovascular y pulmonar. Esta evaluación puede llevar a cambiar el protocolo anestésico previsto por el profesional o dar lugar a un pronto aplazamiento de la anestesia para evaluar resultados inesperados con mayor profundidad.

### **Conclusión**

Cuando la evaluación preanestésica muestra anormalidades, es responsabilidad del médico abordarlas de manera apropiada antes de proceder. ¿Cómo se define "abordar de manera apropiada"? No existe una respuesta simple, depende de la situación y la anormalidad.

En términos ideales, el médico decide si se necesitan otros estudios diagnósticos o tratamiento de sostén. La extensión adecuada de este tratamiento antes del procedimiento anestésico (minutos, horas, días, semanas) se basa en la evaluación del médico. En situaciones de emergencia, el paciente puede ser estabilizado solamente durante un breve período, como cuando hay suficiente tiempo sólo para administrar tratamiento de choque con fluidos para optimizar la perfusión. Por otra parte, los procedimientos programados pueden posponerse hasta que se resuelvan o se estabilicen las alteraciones. En todos los casos, el objetivo del profesional es poner al paciente en las mejores condiciones posibles antes del procedimiento anestésico o decidir que la anestesia no redundará en beneficio para el animal.

A la larga, la condición del paciente durante la recuperación debe ser tan buena o mejor que la que presentaba antes de la anestesia.

### Evaluación de análisis de sangre preanestésicos\*

# Hto, Hb, recuento de GR

- ➤ Si <25% (perros) o <20% (gatos), realizar más estudios diagnósticos para un diagnóstico definitivo.
- Posponer o transfundir antes de una cirugía no programada.
- Si >55% (perros) o >45% (gatos), buscar causas subyacentes (deshidratación, hipoxia, CMH en gatos).
- Realizar más estudios diagnósticos para un diagnóstico definitivo.
- Si es una cirugía no programada, usar el protocolo prerrenal.
- ➤ Si el Hto <15% o >60%, DETENERSE y tratar de inmediato.

#### GB/Neutrófilos

- ➤ Si el recuento de GB <4000 y/o Neut <2000, confirmar con fórmula manual. Si hay alteraciones, posponer y realizar más estudios diagnósticos para un diagnóstico definitivo.
- Si es una cirugía no programada, usar el protocolo abdominal.
- ➤ Si el recuento de GB >20.000 realizar con fórmula manual. Si no es un leucograma de estrés, realizar más estudios para un diagnóstico definitivo (inflamación, infección, enfermedad inmune, corticoides, enfermedad de Cushing, enfermedad de la médula ósea, neoplasia).
- Si es una cirugía no programada, usar el protocolo abdominal.
- Con recuento de GB <2000 y/o Neut <1000, crítico, DETENERSE y tratar de inmediato.

# Plaquetas, factores de coagulación

- ➤ Si el nivel de Plaq <200.000 confirmar con frotis periférico (#Plaq por campo de 100x x 15.000). Medir TS en la mucosa bucal
- ➤ Si el nivel de Plaq <125.000 posponer todos los procedimientos programados hasta la normalización de las Plaq.
- ▶ Si el TS, el TCA, el TP o el tiempo de tromboplastina parcial son anormales, posponer o transfundir (plasma fresco congelado o sangre entera fresca) antes de la ciruqía.
- ➤ Si el nivel de Plaq
  <60.000, crítico,
  DETENERSE y tratar
  de inmediato.

# VCM, HCM, CHCM<sup>†</sup>

- Si son anormales, controlar los valores de la oximetría de pulso.
- ➤ Si el VCM es bajo, medir AB pre y posprandiales para descartar desviación hepática.

#### Calcio

- ▶ Si los niveles de Ca >12 realizar estudios diagnósticos adicionales, que incluyan calcio iónico, controlar presencia de enfermedad renal, neoplasia, enfermedad de Addison,
- hiperparatiroidismo, etc.

  Si es un procedimiento
  no programado, usar
  el protocolo cardíaco.
- Si los niveles de Ca <8, controlar los niveles de albúmina.
- Si los niveles de Ca >16 o <7, crítico, DETENERSE y tratar de inmediato.

# Nitrógeno ureico NUS/Creatinina

#### NUS

- Si NUS <8 (perros) o <15 (gatos), medir AB pre y posprandiales.
- Si NUS >27 (perros) o >35 (gatos) y creatinina >1,8 (perros) o >2,2 (gatos), palpar la vejiga y/o realizar radiografía abdominal para descartar obstrucción o ruptura urinaria y medir la DEO.
- ➤ Si DEO >1.030 (perros) o >1.035 (gatos), buscar causas de azotemia prerrenal, rehidratar y controlar los valores nuevamente antes de proceder con el protocolo de azotemia prerrenal.
- Si DEO <1.030 (perros) o <1.035 (gatos), realizar estudios diagnósticos adicionales para un diagnóstico definitivo; considerar enfermedad renal o factores prerrenales, como la enfermedad de Addison. Si se trata de una cirugía no programada, proceder con el protocolo renal.

#### Lipemia

- Controlar la prueba en sangre nuevamente después de unas horas; si la lipemia persiste, evaluar la dieta, hipotiroidismo, diabetes, pancreatitis, etc.
- Si se trata de una cirugía no programada, proceder con el protocolo más apropiado.

#### ALT/Bilirrubina/ALP

- ► Si están elevadas, medir AB pre y posprandiales (si la Bili T >2 o si el paciente está ictérico, los AB estarán elevados y la prueba será innecesaria).
- Si los AB son normales y la cirugía es no programada, proceder con el protocolo hepático.
- Si los AB son anormales, realizar estudios diagnósticos adicionales para un diagnóstico definitivo (Rx de abdomen, ecografías abdominales, biopsia hepática con aguja fina, pruebas de coagulación, etc.).

#### Potasio

- ▶ Si el K >6, detenerse, realizar ECG y otros estudios para evaluar presencia de obstrucción urinaria, enfermedad renal, ruptura yesical, etc.
- Calcular la relación Na:K, si es <27, hacer estimulación con ACTH para enfermedad de Addison.
- Si se trata de una cirugía no programada, proceder usando hidratación con NaCl al 0,9% IV.
- Si el K <3,5,
  DETENERSE, realizar
  ECG y más estudios
  para evaluar pérdidas
  Gl de potasio,
  pérdidas renales,
  hipertiroidismo, etc.
- Si se trata de una cirugía no programada, proceder con apropiados suplementos de potasio IV y revaluar los niveles de K con frecuencia.
- Si el K <2,5 o >7,5, crítico, DETENERSE y tratar de inmediato.

#### Albúmina/ Proteínas totales

- ▶ Si las PT <4,5 y/o la albúmina <2, posponer y realizar estudios diagnósticos adicionales para un diagnóstico definitivo.
- Si se trata de una cirugía no programada, administrar plasma fresco congelado antes de la cirugía.
- ▶ Usar un protocolo adecuado, pero no emplear acepromacina.
- ➤ Si las PT <3 y/o la albúmina <1, crítico, DETENERSE y tratar de inmediato.

#### Glucosa

- Si la glucemia >175 (perros) o >250 (gatos), detenerse y repetir los valores al cabo de algunas horas.
- Si sigue elevada, detenerse, enviar muestra para fructosamina, realizar análisis de orina, posponer la cirugía hasta tener los resultados.
- Si no es diabetes y los valores siguen elevados, evaluar hipertiroidismo o enfermedad de Cushing.
- Si se trata de una cirugía no programada, proceder con el protocolo apropiado.
- Si la glucemia <70, detenerse, evaluar al paciente y volver a controlar en unas horas.
- Si sigue disminuida, realizar estudios para evaluar hipoglucemia juvenil, sepsis, enfermedad de Addison, etc.
- ► Si se trata de una cirugía no programada, proceder con administración de suplementos de dextrosa IV y controles frecuentes de glucemia.
- ► Si la glucemia >600 o <40, crítico, DETENERSE y tratar de inmediato.

AB: Ácidos biliares; ALP: Fosfatasa alcalina; ALT: Alanino aminotransferasa; Bili T: Bilirrubina total; CHCM: Concentración de hemoglobina corpuscular media; CMH: Cardiomiopatía hipertrófica; DEO: Densidad específica de la orina; GB: Globulos blancos; GI: Gastrointestinal; GR: Globulos rojos; Hb: Hemoglobina; HCM: Hemoglobina corpuscular media; Hto: Hematocrito; Neut: Neutrófilos; NUS: Nitrógeno ureico sanguíneo; Plaq: Plaquetas; PT: Proteínas totales; Rx: Radiografía; TCA: Tiempo de coagulación activada; TS: Tiempo de sangría; TP: Tiempo de protrombina; TTP: Tiempo de tromboplastina parcial; VCM: Volumen corpuscular medio.

<sup>\*</sup>Los valores de adultos normales y pacientes pediátricos muestran variaciones

<sup>†</sup>Las mascotas que viven en la altura y algunas razas, como los Greyhound, pueden presentar elevaciones normales del hematócrito.

#### **SECCIÓN 6**

## Inducción e intubación

#### INTUBACIÓN

Los tubos endotraqueales (ET) deben usarse durante la anestesia general para manejar adecuadamente la vía aérea del paciente. El manguito es un dispositivo inflable similar a un globo, ubicado cerca del extremo del tubo ET y diseñado para llenar el espacio aéreo entre las paredes externas del tubo y las paredes internas de la tráquea, a fin de impedir que el paciente respire por fuera del tubo y reciba así una cantidad insuficiente o inadecuada de oxígeno y gas anestésico. Al inflar el manguito también se previene el ingreso a la vía aérea del paciente de contaminantes, como vómito o agua, que pueden causar neumonía por aspiración. Se deben seguir las siguientes instrucciones para intubar a un paciente:

- Tenga el equipo apropiado y listo para intubar antes de la inducción anestésica.
- Elija un tamaño adecuado de tubo ET (véase Selección del tubo endotraqueal, página 43). Existen dos o tres tamaños disponibles.
- Antes de usar el tubo ET, compruebe la ausencia de pérdidas del manguito de la siguiente manera:
  - Infle suavemente el manguito utilizando una jeringa de aire insertada al final de la línea de aire. Observe cómo se infla el manguito. El inflado excesivo lo puede destruir.
  - Retire la jeringa y apriete suavemente el manguito para determinar si hay pérdidas.
  - Una vez que haya confirmado que no hay pérdidas, desinfle el manguito por medio de la reinserción de la jeringa y el retiro del émbolo para eliminar el aire. El manguito debe estar desinflado antes de la intubación.
- Durante la intubación, un miembro del equipo del hospital sostiene al paciente en decúbito esternal, sobre su pecho, con la cabeza hacia arriba.
- Mida el tubo ET, de modo tal que sólo llegue a la entrada torácica. Marque esta ubicación en el tubo y anude una gasa alrededor del lugar (Figura 6.1).
- Es útil emplear un mandril apropiado en los tubos flexibles. Si lo hace, asegúrese de que el mandril no sobresalga más allá del extremo distal del tubo ET o a través del ojo de Murphy.
- Aplique gel lubricante en el tubo ET. Él ayuda a deslizar el tubo ET hasta su lugar, evitando así el daño tisular.
- El miembro del equipo del hospital, a la vez que sostiene al paciente, le abre la boca y tira suavemente su lengua hacia adelante (Figura 6.2). Con la ayuda de

Figura 6.1



Mida el tubo ET para que sólo alcance hasta la entrada torácica.

Figura 6.2



Intubación de un gato.

- un laringoscopio para visualizar los pliegues laríngeos, coloque el tubo ET en la tráquea, teniendo cuidado de que su extremo no pase más allá de la entrada torácica.
- Una vez que el tubo esté en su lugar, palpe el extremo del tubo a través de la tráquea para asegurar que la punta se encuentre por encima de la entrada torácica. Tome la tráquea con el pulgar y el dedo índice y deslice el tubo hacia adentro y afuera unos pocos milímetros. Debe ser capaz de sentir el final del tubo deslizarse más allá de sus dedos.

- Ausculte todos los campos pulmonares para detectar y corregir la intubación; esto garantizará que la colocación y el flujo de aire sean correctos. Si se detecta que el flujo de aire es inadecuado, desinfle el manguito del tubo endotraqueal y retroceda el tubo hasta auscultar un buen flujo aéreo. El movimiento de la bolsa de reinhalación es un buen indicador del flujo de aire como esfuerzo ventilatorio.
- Si se observa que el flujo es pobre, revise la presencia de torsiones en el tubo endotraqueal. Si se observa moco en la cavidad bucal, revise la presencia de un tapón de moco en el tubo endotraqueal. Esto podría requerir la extubación.
- Para disminuir el riesgo de migración del tubo ET, asegúrelo con una tira de gasa alrededor de la nariz o el maxilar del paciente o en la parte posterior de su cabeza. En perros pequeños o en gatos, se puede utilizar una banda de goma.
- Cuando el paciente ya esté intubado, infle el manguito de la siguiente manera:
  - Escuche si hay pérdidas antes de inflar el ET; si el tubo ET tiene un calce apretado, se necesitará poco o ningún inflado del manguito. Con el manómetro como guía, infle para evitar pérdidas hasta una presión de aproximadamente 18 a 20 cm H,O.
  - Si necesita inflar el manguito, inserte la jeringa en el extremo de la línea de aire. Inyecte aire en la línea; el manguito se inflará en el otro extremo. No llene demasiado el manguito, ya que una presión excesiva puede lesionar la vía aérea del paciente. Un método que se recomienda es inflar el manguito con incrementos graduales de 0,5 ml de aire hasta que no se oigan fugas.
  - Compruebe la presión del manguito: el manguito debe restringir el flujo de aire a 18 - 20 cm H<sub>2</sub>O y debe presentar fugas antes de que la presión llegue a 25 cm H<sub>2</sub>O.
- Si no se tiene cuidado, se puede provocar con facilidad una lesión traqueal. La irritación de la mucosa puede causar una tos importante después de la recuperación. Las laceraciones traqueales pueden producir enfisema subcutáneo (SC), neumomediastino, neumotórax y muerte. La mayoría de las laceraciones son causadas por el uso inadecuado de mandriles, una lubricación inadecuada, el exceso de inflado del manguito o la torsión del tubo ET al reposicionar al paciente.
- Siempre desconecte el tubo ET del sistema de ventilación antes de reposicionar al paciente. La torsión del tubo en la vía aérea puede causar graves daños. Tenga cuidado al mover a un paciente intubado.

## Consejos para la intubación y el manejo de las vías respiratorias en gatos

La laringe de un gato es muy sensible a la estimulación mecánica, se irrita fácilmente y puede dañarse si se manipula en forma incorrecta. Es más probable que ocurra laringoespasmo, si se intenta una intubación forzada mientras el gato está anestesiado muy superficialmente. Los laringoespasmos leves son molestos; los laringoespasmos graves pueden producir la muerte.

- Asegúrese de que el gato esté adecuadamente anestesiado antes de la intubación. El intento de intubación de un gato que se encuentra en un plano anestésico superficial probablemente provoque tos y laringoespasmo. El simple aumento de la profundidad de la anestesia permite la intubación en la mayoría de los casos.
- Use lidocaína viscosa tópica para insensibilizar la laringe. No use benzocaína (Cetacaine®), ya que provoca metahemoglobinemia en gatos. Sumerja el extremo de un hisopo en lidocaína tópica, ya que hace efecto más rápido que cuando se usa lidocaína inyectable. Si no dispone de lidocaína viscosa, coloque unas gotas de lidocaína inyectable en un hisopo, limpie suavemente el área laríngea, espere de 60 a 90 segundos, luego intente intubar. Evite utilizar demasiada lidocaína; se absorbe en forma sistémica y puede causar intoxicación.
- Extienda el cuello del gato, tire de la lengua hacia adelante y abra la boca tirando la mandíbula hacia abajo. Utilice un laringoscopio de rama pequeña para facilitar la visualización. Coloque el tubo endotraqueal lubricado justo frente a la laringe con el bisel ventral. Sin tocar los aritenoides, espere una respiración y después inserte el tubo suavemente mientras gira la punta.
- Si un paciente presenta laringoespasmo y está en peligro, coloque una aguja de gran calibre en la tráquea por vía percutánea y administre oxígeno puro hasta que disminuya la inflamación.

#### TASAS DE FLUJO DE OXÍGENO DURANTE LA ANESTESIA

#### Circuito de reinhalación

- Los actuales protocolos de anestesia requieren una fase de transición con tasas de flujo de oxígeno del orden de los 3 L/minuto. y un nivel de sevoflurano al 3% durante los primeros 3 minutos de anestesia cuando las mascotas son inducidas con propofol y no se cuenta con dexmedetomidina. Esto se debe a que el propofol se redistribuye rápidamente de la sangre a los tejidos, por lo que la mascota tiende a despertarse con rapidez después de la inducción. La fase de transición dará lugar a una transición tranquila entre la inducción y la anestesia de mantenimiento. Estos ajustes no son necesarios cuando se efectúa inducción con Telazol® o se cuenta con dexmedetomidina.
- Los requerimientos de sevoflurano disminuyen significativamente con el uso de dexmedetomidina como premedicación.
- Después de la fase de transición, las tasas de flujo de oxígeno se reducen de 1 a 1,5 L/minuto. En la mayoría de los pacientes, no se necesitan mayores tasas de flujo de oxígeno para mantener la saturación de oxígeno superior al 94%. Las tasas de flujo de oxígeno más altas vaporizan el sevoflurano a un ritmo más rápido, con lo que aumenta el costo de la anestesia. Las tasas de flujo de oxígeno más altas también pueden contribuir a la hipotermia, especialmente en animales pequeños.

#### Circuito de no reinhalación (de Bain)

 Por lo general, se necesitarán flujos de alrededor de 3 L/minuto. para la duración de la anestesia (véase Circuito de no reinhalación, página 44).

#### **VENTILACIÓN ASISTIDA**

- Un paciente anestesiado que respira en forma espontánea deberá ser ventilado con bolsa 2 veces por minuto, sin exceder las presiones que se enumeran a continuación. Esto asegura la insuflación completa del campo pulmonar total y ayuda a reducir las atelectasias.
- Los pacientes que no respiran en forma espontánea requieren ventilación asistida con 10 a 12 respiraciones por minuto, sin exceder las presiones que se enumeran a continuación.
- La ventilación debe suministrarse en forma similar a la respiración normal: aplique presión constante a la bolsa y evite mantener presión inspiratoria. El manómetro debe volver a cero entre respiraciones.
- Es importante proporcionar la presión inspiratoria correcta para evitar una función pulmonar adversa o complicaciones:
  - 12 a 15 cm H<sub>2</sub>O para animales pequeños y mascotas con enfermedad pulmonar crónica.
  - 20 cm H<sub>2</sub>O para animales medianos y grandes.
  - Las mascotas gigantes pueden necesitar 25 cm H<sub>2</sub>O.
- La válvula de seguridad de liberación de presión debe estar abierta cuando no se realiza ventilación asistida, y sólo debe cerrarse para alcanzar la presión positiva deseada durante la ventilación asistida.

#### **SECCIÓN 7**

## Monitorización

#### **MONITORIZACIÓN**

Los agentes anestésicos deprimen la función del sistema nervioso autónomo (SNA) y disminuyen la capacidad de éste para mantener la perfusión tisular. Sin una perfusión adecuada, los órganos vitales y los sistemas del cuerpo no reciben el oxígeno que necesitan, lo que da lugar a complicaciones importantes y, a veces, mortales. Es imprescindible realizar una monitorización cuidadosa y constante para obtener un resultado anestésico positivo. La principal causa de crisis durante o después de la anestesia es el hecho de no detectar un problema apenas se produce (véase Algoritmo de emergencia y monitorización anestésica, página 80).

## Se debe hacer todo lo posible para mantener los siguientes valores críticos en animales anestesiados:

Tabla 7.1

Tabla 7.1	
Valores	Críticos
PARÁMETRO	OBJETIVO
Temperatura	37,7 a 39,1 °C (100 a 102,5 °F)
	Sistólica: 100 a 120 mm Hg
Presión arterial	Media: 80 a 100 mm Hg
	<b>Diastólica:</b> 60 a 80 mm Hg
Calidad del pulso	Fuerte
Color de membranas mucosas	Rosado
Tiempo de llenado capilar	<2 segundos
Frecuencia respiratoria	15 a 20 respiraciones/minuto
SpO <sub>2</sub> (saturación de O <sub>2</sub> )	95 a 100%
ETCO <sub>2</sub> (dióxido de carbono de final de la espiración)	35 a 40 con capnograma normal
Frecuencia cardíaca (sin dexmedetomidina). (Véase Bradicardia asociada a premedicación con dexmedetomidina, página 71, para consultar las frecuencias cardíacas mínimas con dexmedetomidina)	Perros grandes: 60 a 100 latidos por minuto Perros medianos: 80 a 100 latidos por minuto Perros pequeños: 80 a 120 latidos por minuto Gatos: 120 a 180 latidos por minuto
ECG	Ritmo sinusal normal

#### Tres objetivos de la monitorización

- Anticipar complicaciones
- Reconocer complicaciones
- Corregir complicaciones

Los pacientes anestesiados se deben monitorizar en forma continua, y se deben registrar sus evaluaciones como mínimo a intervalos de 5 minutos, a que luego se documentarán en los registros médicos. Los pacientes deben ser monitoreados constantemente (por ej., que temperatura, pulso, respiración [TPR], examen físico [EF] y nivel de conciencia sean todos normales) hasta que puedan mantener una posición esternal; a continuación se deben evaluar cada 15 a 30 minutos hasta el alta (véase *Recuperación*, página 81). El propósito de monitorizar y documentar los valores es buscar tendencias adversas que puedan abordarse antes de que causen daño.

#### **EVALUACIÓN MANUAL**

El monitor más importante es el profesional que se dedica al control del paciente. Esta persona debe controlar activamente al paciente, no sólo fiarse de los valores proporcionados por el equipo de monitorización. Se deben evaluar en forma continua y asentar en los registros médicos los siguientes parámetros:

- Color de las membranas mucosas (MM)
- Tiempo de llenado capilar (TLC)
- Frecuencia cardíaca
- Frecuencia respiratoria
- Temperatura
- Auscultación del tórax
- Calidad de pulso
- Evaluación del dolor
- Estimación de la profundidad anestésica

## ESTIMACIÓN DE LA PROFUNDIDAD ANESTÉSICA

La profundidad anestésica y el concomitante plano anestésico del paciente dependen de la concentración del gas anestésico que está siendo administrado. A medida que aumenta la dosis de anestesia, mayor es la profundidad y menor es el margen de seguridad anestésicos. En otras palabras, cuanto más anestesiado esté el paciente, existe menos margen para el error de monitorización. La profundidad anestésica puede estimarse por medio del tono del músculo esquelético, reflejos seleccionados (por ej., el de retirada) y la posición central o ventral del ojo. La presión arterial es otro indicador de la profundidad anestésica. La respuesta directa a la estimulación quirúrgica es el método más fiable para determinar la profundidad de la anestesia. Si no está seguro acerca de la profundidad anestésica del paciente, jasuma que está demasiado profunda!

#### **OXIMETRÍA DE PULSO**

La oximetría de pulso es un método no invasivo de monitorización de la frecuencia de pulso y el porcentaje de hemoglobina oxigenada en la sangre arterial. El monitor funciona distinguiendo la proporción de absorción de la luz durante el flujo sanguíneo pulsátil y no pulsátil. La mayoría de los oxímetros de pulso proporcionan una onda de pulso y una pantalla digital de frecuencia cardíaca y el porcentaje de hemoglobina saturada con oxígeno (SpO<sub>2</sub>).

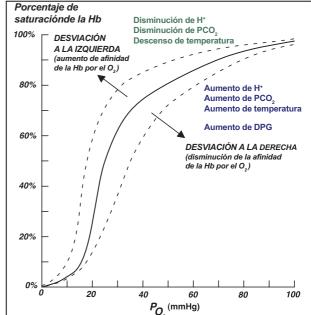
Figura 7.1: Onda de SpO<sub>2</sub>



La oximetría de pulso ayuda a evaluar la capacidad de los pulmones de suministrar oxígeno y es un indicador indirecto de la presión parcial de oxígeno en la sangre ( $PO_2$ ) disponible para la perfusión de los tejidos. La  $PO_2$  arterial normal está entre 80 y 110 mm Hg. No existe una correlación 1:1 entre la  $SPO_2$  y la  $PO_2$ ; esta relación se demuestra por la curva de disociación de oxihemoglobina.

La cantidad de oxígeno disponible ( $PO_2$ ) en la sangre desciende bruscamente con valores de  $SpO_2$  por debajo del 95%. En general, una  $SpO_2$  del 98% se corresponde con una  $PO_2$  de 100 mm Hg; una  $SpO_2$  del 95% se corresponde con una  $PO_2$  de 80 mm Hg; y una  $SpO_2$  del 90% se corresponde con una  $PO_2$  de 60 mm Hg. Esto demuestra que una  $SpO_2$  del 90% indica hipoxemia moderada a grave, mientras que una  $SpO_2$  del 95% está dentro del rango de  $PO_2$  normal comúnmente aceptado, aunque en el extremo inferior de ese rango aceptable. En pacientes anestesiados, la  $SpO_2$  debería mantenerse por encima del 95%.

Figura 7.2: Curva de disociación de la oxihemoglobina



Usado con el permiso del profesor AC Brown, Universidad de Salud y Ciencia de Oregon

La saturación normal de oxígeno en la sangre es >98% al respirar aire ambiental. Los pacientes sometidos a anestesia que respiran oxígeno al 100% deben permanecer en valores de SpO<sub>2</sub> cercanos al 99 a 100%. Debido a las características de la curva de disociación de la oxihemoglobina, los oxímetros de pulso sirven más para detectar hipoxemia (PO<sub>2</sub> <60 a 65 mm Hg) según lo indicado por valores de SpO<sub>2</sub> por debajo del 95%. La hipoxia es una alteración potencialmente mortal en la que el oxígeno es insuficiente para satisfacer las necesidades metabólicas.

Entre los factores que pueden determinar errores de medición se encuentran la hipotensión, la taquicardia, la hipotermia, el movimiento y una mala colocación de la sonda. Los oxímetros de pulso deben colocarse en áreas no pigmentadas y que tengan poco o ningún pelo, tales como la lengua, los labios, las orejas, la membrana interdigital del pie, la vulva y el prepucio.

#### **INTERVENCIONES PARA LA HIPOXIA**

Si la SpO, es <95:

- Disminuir el sevoflurano un 25%.
- Aumentar el oxígeno a 2 L/minuto.
- Comprobar visualmente la colocación del tubo endotraqueal (ET).
  - Intubación bronquial.
  - Intubación esofágica.
- Comprobar visualmente la presencia de obstrucción al flujo de aire en el tubo ET (tapón mucoso, coágulo de sangre, cuerpo extraño).
- Si no se puede colocar un tubo ET, realizar traqueocentesis con aguja y suministrar oxígeno al 100%.
  - Si se puede verificar la colocación del tubo ET, iniciar ventilación asistida. Véase Ventilación asistida, página 67.

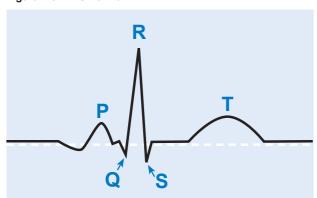
- Controlar la calidad del pulso.
- Aumentar los líquidos de 20 a 80 ml/kg/hora.
- Si el paciente está hipotenso, remítase al tratamiento de la hipotensión en la página 74.

#### **ELECTROCARDIOGRAMA**

Un electrocardiograma (ECG) es una representación gráfica de la actividad eléctrica del corazón. La amplitud y la duración de esa actividad eléctrica se combinan para ofrecer una onda.

Las partes de un trazo de ECG se asocian a las ondas de la actividad eléctrica que se propaga a través del miocardio.

Figura 7.3: ECG normal



- Onda P: despolarización auricular.
- Intervalo PR: tiempo entre el inicio de la sístole auricular y el comienzo de la sístole ventricular.
- Complejo QRS: despolarización ventricular.
- Onda T: repolarización del miocardio ventricular.

El ECG debe ser monitoreado para detectar la presencia de arritmias y trastornos de la conducción y la frecuencia cardíaca. Se deben evaluar la morfología, uniformidad y regularidad de las ondas y los intervalos. La derivación II es la que se monitorea con más frecuencia en medicina veterinaria de pequeños animales.

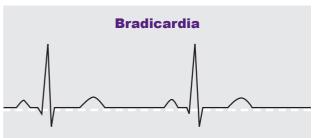
Artefactos comunes del ECG:

- Respiratorio: aparece como una línea de base irregular que se correlaciona con la respiración del paciente. Puede ser causada por disnea o respiraciones profundas.
- Movimiento: aparece como una alteración en la línea de base cuando el paciente se mueve u ocurre un cambio de derivaciones del ECG.
- Eléctrico: aparece como una línea de base dentada. Puede ser causada por la presencia de dispositivos eléctricos enchufados en el mismo circuito que el monitor de ECG u otros aparatos médicos cercanos al paciente.

# INTERVENCIONES PARA LOS TRASTORNOS DE LA FRECUENCIA CARDÍACA Y EL ECG

El primer paso en la intervención debe ser evaluar manualmente al paciente para determinar si las alteraciones en el ECG corresponden a artefactos del equipo o son reales. También pueden ayudar a determinar la causa de los cambios la modificación de la colocación de la derivación y la rehumectación de las derivaciones con alcohol y/o gel conductor.

Figura 7.4: Bradicardia



## Bradicardia asociada a premedicación con dexmedetomidina

Es esperable que la dexmedetomidina provoque bradicardia significativa. Este efecto es una respuesta fisiológica a la vasoconstricción periférica y el amento de la presión arterial sistémica asociados a esta clase de fármacos y, generalmente, no requieren intervención.

La bradicardia grave para los pacientes medicados con dexmedetomidina se define como:

- Perros grandes: <45-50 latidos por minuto
- Perros medianos: <50-60 latidos por minuto
- Perros pequeños: <60-70 latidos por minuto
- Gatos: <90-100 latidos por minuto

#### Tratamiento:

- Reversión de la dexmedetomidina:
  - Perros: administrar el mismo volumen de atipamezol (Antisedan®) IM que el utilizado para dexmedetomidina. Ésta sólo puede usarse para inmovilización, no como premedicación anestésica.
  - Gatos: administrar el mismo volumen de atipamezol IM que el utilizado para dexmedetomidina (1/3 volumen de DKT).

NO administrar atropina o glicopirrolato a menos que la dexmedetomidina se haya revertido por completo.

# Bradicardia no asociada a premedicación con dexmedetomidina

Se define bradicardia como una frecuencia cardíaca menor que:

- Perros grandes: 60 latidos por minuto
- Perros medianos: 80 latidos por minuto
- Perros pequeños: 100 latidos por minuto
- Gatos: 120 latidos por minuto

#### Tratamiento:

- Disminuir el sevoflurano un 25%.
- Aumentar el flujo de oxígeno.
- Aumentar los fluidos a:
  - Perros: bolo de 20 ml/kg (hasta 80 ml/kg).
  - Gatos: bolo de 5 ml/kg (hasta 40 ml/kg).
- Monitorizar la presión arterial.
- Si la frecuencia cardíaca continúa disminuyendo:
  - Administrar glicopirrolato (0,01 mg/kg IV).
- Si el glicopirrolato es ineficaz:
  - Administrar atropina (0,02-0,04 mg/kg IV).
- Si la atropina es ineficaz después de 2 minutos:
  - Administrar epinefrina (0,01-0,02 mg/kg IV).

#### **Contracciones ventriculares prematuras**

Figura 7.5: Contracciones ventriculares prematuras



Una contracción ventricular prematura (CVP) es la que se origina en el ventrículo y que se produce antes de que se espere una contracción.

- Disminuir el sevoflurano un 25 a 50%.
- Aumentar el oxígeno a 2 L/minuto.
- Aumentar los fluidos IV a:
  - Perros: bolo de 20 ml/kg (hasta 80 ml/kg).
  - Gatos: bolo de 5 ml/kg (hasta 40 ml/kg).
- Evaluar dolor y tratarlo.
- Si el tratamiento es ineficaz y el paciente está hemodinámicamente inestable (FC >200, PAS <80, PAM <60 y/o SpO, <95):
  - Bolo de lidocaína:
    - □ Perros: 2 a 4 mg/kg IV.
    - □ Gatos: 0,25 a 0,5 mg/kg IV.
    - □ Usar una segunda vía IV.
  - Si el bolo de lidocaína es eficaz, continuar con una infusión intravenosa continua (IIC):
    - □ 1 L de NaCl + 50 ml de lidocaína al 2% (1000 mg).
      - Perros: 4 ml/kg/hora para controlar CVP.
      - Gatos: 0,6 a 1 ml/kg/hora.
  - Si se presenta bradicardia, disminuir o suspender la IIC.

#### Taquicardia sinusal

Figura 7.6: Ritmo sinusal con aumento de la frecuencia ventricular



Tratamiento para cuando la taquicardia sinusal se asocia con el movimiento:

- Tratar primero el dolor.
  - Considerar analgesia adicional para procedimientos dolorosos (aumentar el sevoflurano o administrar analgésicos, bloqueos dentales, bloqueos nerviosos locales, etc.).
- Evaluar la presencia de fugas en el circuito anestésico, el contenido de sevoflurano en el vaporizador, el flujo de oxígeno y que el tanque tenga un nivel adecuado de oxígeno.

Tratamiento para cuando la taquicardia sinusal no está asociada con el movimiento:

- Disminuir el sevoflurano un 25%.
- Aumentar los fluidos a:
  - Perros: bolo de 20 ml/kg (hasta 80 ml/kg).
  - Gatos: bolo de 5 ml/kg (hasta 40 ml/kg).
- Buscar CVP.
- Tratar la hipotensión si se presenta.

#### Taquicardia ventricular

Figura 7.7: Una serie de más de tres a cuatro CVP A en salva



#### Tratamiento:

- Bolo de lidocaína:
  - Perros: 2 a 4 mg/kg IV.
  - Gatos: 0,25 a 0,5 mg/kg IV.
  - Usar una segunda vía IV.
- Si es eficaz, continuar con IIC:
  - 1 L de NaCl + 50 ml de lidocaína al 2% (1000 mg).
    - □ Perros: 4 ml/kg/hora para controlar CVP.
    - □ Gatos: 0,6 a 1 ml/kg/hora.
  - Si se presenta bradicardia, disminuir o suspender la IIC.

#### PRESIÓN ARTERIAL

Una de las formas de monitorizar la perfusión de órganos es controlar los valores de presión arterial del paciente. Los pacientes anestesiados corren el riesgo de hipotensión debido a la depresión del volumen minuto cardíaco secundaria a la administración de los anestésicos inhalatorios e inyectables. La hipotensión no tratada afectará la perfusión de los riñones, el corazón y el cerebro llevando a una disfunción orgánica o, incluso, a la muerte. La presión arterial es también una medida clave para monitorizar hemorragias internas importantes, valorar la administración de líquidos IV, controlar la profundidad anestésica y evaluar el estado de salud general del paciente. Es importante recordar que la presión arterial es tan sólo un componente del complejo sistema hemodinámico y no un indicador exacto del volumen minuto cardíaco o la perfusión de los órganos.

Los parámetros de la presión arterial (presión arterial sistólica, diastólica y media) contribuyen al cuadro clínico mayor de la perfusión.

- La presión arterial sistólica (PAS) es la medida de la presión arterial máxima durante la contracción ventricular (sístole).
- La presión arterial diastólica (PAD) es la medida de la presión arterial mínima durante la relajación ventricular (diástole).
- La presión arterial media (PAM) es el promedio ponderado en el tiempo de la presión arterial durante el ciclo cardíaco (un latido cardíaco). La PAM no puede ser promediada en forma directa, ya que la duración de la diástole es normalmente más larga que la duración de la sístole. Se utiliza la siguiente ecuación para obtener un valor aproximado de la PAM: PAM = PAD + 1/3 (PAS PAD). La forma más sencilla de definir la PAM es pensarla como el "promedio" de la presión arterial del paciente. La PAM es el parámetro más importante relacionado con la presión arterial para la evaluación de la perfusión global de los tejidos.
- Los pulsos se generan por la diferencia entre la PAS y la PAD.
  - Pulso fuerte: el pulso arterial se palpa de manera fácil y consistente en las arterias periféricas.
  - Disminución de la calidad de pulso: probablemente se debe a la reducción de la PAS y, por lo tanto, de la presión de pulso.
  - Calidad "filiforme": se debe a una mayor disminución de la PAS.
  - Calidad de pulso "saltón" o de "martillo en agua": se debe a sobrecarga de volumen o hipertensión sistólica, hipervolemia, insuficiencia cardíaca congestiva (ICC), insuficiencia renal.

Existen varios métodos para medir la presión arterial:

Se pueden obtener mediciones directas a través de un catéter colocado en una arteria y conectado a un transductor. El transductor convierte las señales mecánicas en energía eléctrica, que normalmente aparece en un monitor como una forma de onda de

- presión continua, así como una lectura numérica. Este tipo de monitorización de la presión arterial brinda lecturas exactas, pero requiere un equipo especial y un alto nivel de capacidad técnica para su colocación.
- Se pueden obtener mediciones indirectas mediante el uso de un manguito inflable que detecta el flujo de sangre después de la obstrucción de una arteria superficial, ya sea por detección de oscilaciones del flujo sanguíneo en el manguito o por detección de las ondas sonoras que viajan a través de la arteria. Esta es una técnica no invasiva y requiere menor habilidad técnica. Los dos métodos diferentes se conocen como oscilométrico o detección indirecta Doppler de la presión arterial.

El método Doppler para la presión arterial utiliza manguitos que se inflan con una bomba de mano y un transductor para emitir y recibir ondas de ultrasonido. La monitorización Doppler sólo mide la PAS, por lo que no puede determinarse la PAM cuando se utiliza este método.

La medición oscilométrica es un tipo de medición indirecta que detecta las fluctuaciones periódicas producidas por el movimiento de la pared arterial. Como el manguito está desinflado, las oscilaciones aumentan rápidamente en la PAS, hasta llegar a un máximo en la PAM y luego disminuir rápidamente en la PAD. Por lo general, el manguito se infla y desinfla en forma automatizada, y la mayoría de los dispositivos oscilométricos ofrecen lecturas de la PAS, la PAD y la PAM. Dado que este tipo de monitorización se basa en las fluctuaciones que ocurren debajo del manguito, varios factores pueden afectar la exactitud de las lecturas.

- El ancho del manguito debe ser equivalente al 40% de la circunferencia de la extremidad del paciente. Si el manguito es demasiado grande, las lecturas pueden estar subestimadas. Si el manguito es muy pequeño, las lecturas pueden sobreestimarse. El manguito debe encajar perfectamente. No se debe utilizar cinta adhesiva ni otros materiales para fijar el manguito.
- El manguito debe colocarse en una extremidad o en la base de la cola. Es importante mantener el manguito al mismo nivel que el corazón, sin importar donde se coloque. Si se ubica por encima del corazón, las lecturas serán bajas, y si se coloca por debajo, originará lecturas altas. Los mejores lugares para situarlo son sobre las arterias braquial o mediana en la pata delantera o la arteria coccígea medial en la cola.
- El tubo que conecta el manguito al monitor debe estar libre de dobleces y a resguardo de movimientos bruscos. El movimiento del tubo puede ser interpretado como fluctuaciones durante la lectura de la presión arterial.
- La exactitud depende del tamaño del manguito y su colocación correcta.
- Los manguitos no deben colocarse en ninguna extremidad que se utilice para la administración de líquidos intravenosos o para la monitorización de oximetría de pulso.

#### INTERVENCIONES PARA LOS TRASTORNOS DE LA PRESIÓN ARTERIAL

#### El objetivo es mantener una presión arterial de:

- Sistólica: 100 a 120 mm Hg
- Media: 80 a 100 mm Hg
- Diastólica: 60 a 80 mm Hg

#### La **hipotensión** se define como:

- Calidad de pulso decreciente
- PAS <100 mm Hg
- PAM <80 mm Hg

#### Tratamiento:

- Aumentar los fluidos IV a:
  - Perros: bolo de 20 ml/kg (hasta 80 ml/kg).
  - Gatos: bolo de 5 ml/kg (hasta 40 ml/kg).
  - Revaluar con frecuencia la respuesta al tratamiento.
- Si el pulso continúa débil o filiforme y el paciente todavía se encuentra hipotenso, mantener una hidratación aumentada y agregar Hetastarch de la siguiente manera:
  - Perros: bolo de 5 ml/kg (hasta 20 ml/kg/día).
  - Gatos: 2,5 ml/kg bolo (hasta 10 ml/kg/día)
  - Evaluar ECG.
- Si no hay respuesta:
  - Administrar efedrina (0,1 a 0,2 mg/kg IV).
    - □ Es preferible diluir 0,1 ml de efedrina en 0,9 ml de NaCl = 5 mg/ml
  - Si es eficaz, se puede repetir la dosis a los 15 a 20 minutos.
- Si no hay respuesta a lo anterior:
  - Administrar dobutamina (1 a 5 µg/kg/minuto IIC).
  - 25 mg dobutamina en 1 L de solución salina normal a través de microgoteo. Esto equivale a 25 µg/ml IIC.
  - Infundir a este ritmo:
    - □ Mascota de 3 kg = 1 gota/4 segundos
    - □ Mascota de 5,4 kg = 1 gota/2 segundos
    - □ Mascota de 11 kg = 1 gota/segundo
    - □ Mascota de 22 kg = 2 gotas/segundo
    - □ Mascota de 34 kg = 3 gotas/segundo
    - □ Mascota de 45 kg = 4 gotas/segundo

#### La **hipertensión** se define como:

- Calidad de pulso "saltón"
- PAS >120 mm Hg
- PAM >100 mm Hg

#### Tratamiento:

- Tratar las causas subyacentes:
  - □ Sobrecarga de líquidos
  - □ Fiebre
  - □ Insuficiencia cardíaca
- Revaluar con frecuencia la PA y la calidad del pulso.

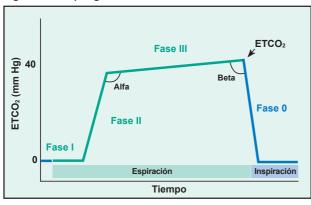
## CO, DE FINAL DE LA ESPIRACIÓN

La monitorización del dióxido de carbono (CO<sub>2</sub>) por capnometría y capnografía contribuye a mantener una imagen clara de lo que está sucediendo en el paciente anestesiado. La capnometría y la capnografía proporcionan información acerca de la ventilación del paciente, el volumen minuto cardíaco, la perfusión pulmonar y el metabolismo sistémico.

El método más común para la medición del CO<sub>2</sub> en los gases respiratorios es la absorción de luz infrarroja por medio de un canal principal o secundario.

- En los capnómetros y capnógrafos de canal principal, el tubo sensor y de muestreo para la medición de CO₂ está situado entre el tubo endotraqueal y el circuito de respiración. Las ventajas incluyen la medición en tiempo real del CO₂: por lo general, una tasa de respuesta <100 milisegundos. Las desventajas incluyen: aumento del espacio muerto en el circuito de respiración del paciente producido por el sensor, dobleces del tubo endotraqueal debido al peso del sensor, contaminación por la presencia de secreciones y condensación que puede destruir el sensor y causar interferencias, y daño del sensor por manipulación incorrecta.
- En los capnómetros y capnógrafos de canal secundario, el tubo de muestreo de CO₂ se encuentra entre el tubo endotraqueal y el circuito de respiración, y el sensor está dentro del equipo, lejos del tubo de muestreo. Las ventajas incluyen un tubo de muestreo liviano que no dobla el tubo endotraqueal, menos posibilidades de que el sensor se dañe o se contamine porque se encuentra lejos del tubo de muestreo y del paciente, y menos espacio muerto añadido al circuito de respiración del paciente. Las desventajas incluyen un retraso de 2 a 3 segundos en las lecturas de CO₂ y la posibilidad de obstrucción de la línea de muestreo por secreciones y condensación.
- El valor del dióxido de carbono de final de la espiración (ETCO<sub>2</sub>) permite estimar el CO<sub>2</sub> arterial.
- La onda del capnograma muestra el CO<sub>2</sub> espirado en el tiempo.
   Esta onda valida el valor de ETCO<sub>2</sub> y permite monitorizar las tendencias en los niveles de CO<sub>2</sub> del paciente.
  - La línea de base espiratoria es el comienzo de la exhalación y debe estar en cero. Si la base está por encima de cero o comienza a elevarse, puede significar desecación del absorbente de CO<sub>2</sub>, un error de calibración en el propio sensor o la presencia de agua en las ventanas del sensor.
  - Una onda normal tendrá una pendiente de ascenso a medida que el gas es exhalado por los pulmones.
  - Una onda anormal puede significar intubación del esófago, desconexión del circuito de respiración, hipoventilación, hipotensión u obstrucción de las vías respiratorias, entre muchas otras situaciones.
     Para obtener más información, véase Tendencias capnográficas anormales, página 76.

Figura 7.8: Capnograma normal



Cuando se monitorea la capnografía y el  ${\rm ETCO_2}$  de un paciente, es importante tener en mente el cuadro clínico más importante.

Un cambio en el  ${\rm ETCO}_2$  puede ser el primer indicio de que ocurre un evento en el paciente, por lo tanto, cuando se observa una alteración, se deben considerar las tendencias de todos los otros parámetros vitales que se están monitoreando antes de tomar la decisión de intervenir.

#### INTERVENCIONES PARA HIPER E HIPOCAPNIA

(Véase Tendencias capnográficas anormales, página 76).

La **hipocapnia** se define como un ETCO<sub>2</sub> <35 mm Hg y puede ser secundaria a:

- Sobreventilación (con mucho, la causa más común en pacientes anestesiados).
- Perfusión tisular muy pobre.

#### Tratamiento:

- Evaluar ventilación y SpO<sub>2</sub>.
  - Si respira en forma espontánea con aumento de la frecuencia y la SpO<sub>2</sub> es >95%, evaluar la profundidad de la anestesia y analgesia.
    - □ Aumentar el sevoflurano, si corresponde.
    - ☐ Si la profundidad anestésica es apropiada y no existe sobreventilación, puede ser necesario administrar analgesia adicional.
  - Si hay sobreventilación:
    - □ No ventilar con tanta frecuencia y revaluar ETCO<sub>2</sub> cada 2 minutos hasta que se estabilice.
- Evaluar la presión arterial y el TLC.
  - Si está hipotenso, tratar la hipotensión de la forma apropiada.

La **hipercapnia** se define como un ETCO<sub>2</sub> >45 mm Hg y suele deberse a:

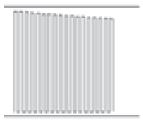
- Disminución de la ventilación.
- Enfermedad de las vías respiratorias.

- Obstrucción de vías aéreas.
- Mal funcionamiento del equipo de anestesia.

#### Tratamiento:

- Verificar el suministro de oxígeno y el funcionamiento del equipo de anestesia.
- Verificar la permeabilidad y la colocación del tubo ET.
- Disminuir el sevoflurano un 25%.
- Ventilar a la mascota (véase *Ventilación asistida*, página 67).
- Revaluar ETCO<sub>2</sub> y SpO<sub>2</sub> con frecuencia.
- Evaluar la capnografía y las tendencias capnográficas.

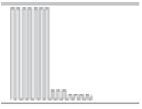
#### Tendencias capnográficas anormales



= Descenso lento del ETCO<sub>3</sub>:

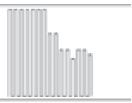
#### ■ Hiperventilación

- Descenso de la temperatura corporal
- Disminución de la perfusión pulmonar/corporal
- Intervenir:
  - Con fluidos de sostén
- Monitorización de PA
  - Calentamiento activo



 Caída brusca a cero en una mascota con respiración espontánea:

- Tubo ET acodado
- Paciente extubado
- Sensor desconectado
- Circuito desconectado



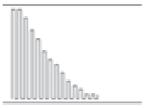
= Caída brusca sin llegar a cero:

- Fugas en el circuito
- Manguito desinflado
- Obstrucción
- Broncoespasmo agudo



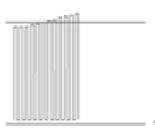
= Aumento brusco de la línea de base:

- Válvula de Heimlich atascada en el sistema de absorción
- Cal sodada en malas condiciones
- Error de calibración
- Intervenciones: evaluar el sistema



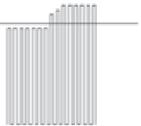
= Disminución exponencial del CO<sub>2</sub>:

- Paro circulatorio
- Embolia por aire/coágulo
- Hiperventilación intensa, repentina



= Aumento gradual del CO<sub>2</sub>:

- Hipoventilación
- Absorción de CO, del peritoneo
- Aumento rápido de la temperatura corporal



= Aumento brusco del CO<sub>2</sub>:

- Inyección de bicarbonato de sodio
- Torniquete aflojado
- Aumento súbito de la PA

#### **TEMPERATURA**

El objetivo es tener una temperatura de 37,7 a 39,1 °C (100 a 102,5 °F). La conservación proactiva de la temperatura corporal es mejor que las técnicas de recalentamiento reactivas. La hipotermia –temperatura corporal por debajo de 36,6 °C (98 °F)— es común después de los 30 minutos de cirugía, debe evitarse activamente y manejarse en forma proactiva, para mantener normal la temperatura corporal del animal en todo momento.

La hipotermia es perjudicial en diversas formas:

- Se correlaciona con un aumento de la mortalidad en los seres humanos.
- Las consecuencias significativas de la hipotermia incluyen:
  - La hipotermia leve produce vasoconstricción leve, lo que aumenta la frecuencia cardíaca y la PAM; la hipotermia severa disminuye la sensibilidad a las catecolaminas y produce bradicardia, hipotensión y menor volumen minuto cardíaco.
  - La disminución de la capacidad de transportar oxígeno de la hemoglobina debida a un desvío a la izquierda en

- la curva de disociación de la oxihemoglobina produce hipoxia, edema pulmonar, síndrome de aflicción respiratoria aguda o neumonía.
- La disminución del flujo sanguíneo cerebral (de 6 a 7% por cada caída de 1 °C [1,8 °F] en la temperatura corporal) puede llevar al deterioro neurológico.
- La disminución de los requerimientos para mantener una adecuada profundidad anestésica, si no se reconoce por la menor necesidad de anestésicos inhalatorios, puede dar lugar a una excesiva profundidad anestésica.
  - □ Los requerimientos de anestesia disminuyen aproximadamente un 5% por cada 0,5 °C (1 °F) de disminución de la temperatura corporal por debajo de 37,7 °C (100 °F). Por ejemplo, si el vaporizador está configurado a 2,5 y la temperatura del paciente se reduce de 37,7 °C (100 °F) a 36,7 °C (98 °F), la disminución de la anestesia es de 1 °C (2 °F) x 5% = 10%, es decir, la configuración del vaporizador 2,5 x 10% = disminución de 0,25. El requerimiento de anestésico, siendo todo lo demás igual, será un vaporizador configurado a 2,25.
- La hipotermia leve a moderada puede causar una "diuresis fría" debido a una respuesta disminuida a la hormona antidiurética (ADH) y la vasoconstricción periférica.
- La hipotermia grave puede causar una disminución significativa en el flujo de sangre renal que puede llevar a la necrosis tubular.
- La disminución de la función plaquetaria conduce a un aumento de la tendencia hemorrágica.
- Se prolonga la recuperación.

#### Signos de hipotermia importante

- Hipotensión
- Cianosis
- Arritmias
- Extremidades frías
- Disminución de la frecuencia respiratoria
- Temblor, lo que aumenta la demanda de oxígeno y glucosa

La hipoglucemia y la hipotermia pueden presentarse al mismo tiempo, especialmente en mascotas pediátricas o pequeñas. Si un paciente hipotérmico no tiembla, compruebe los niveles de glucosa de la sangre; si observa hipoglucemia, corríjala.

#### PREVENCIÓN DE LA PÉRDIDA DE CALOR E INTERVENCIONES PARA LA HIPOTERMIA

- El mantenimiento proactivo de la temperatura corporal es mejor que el recalentamiento reactivo de un paciente hipotérmico. La prevención debe comenzar cuando se administra la premedicación anestésica. Existen diversas formas de evitar la pérdida de calor corporal y corregir la hipotermia:
- Calentamiento pasivo:
  - Evitar la pérdida de calor adicional por medio de la colocación de mantas o un acolchado entre el

- paciente y la mesa de cirugía o el piso del canil para reducir la pérdida de calor por conducción.
- Mantener a la mascota cubierta (colocar toallas sobre los campos no quirúrgicos o una manta de calentamiento).
- Considerar envolver las extremidades de los pacientes pequeños o en situación de riesgo con material aislante para evitar la pérdida de calor, tal como papel de aluminio o material de embalaje plástico con burbujas (asegúrese de retirarlo antes de que el paciente esté consciente).
- Calentamiento de superficie activo:
  - Los sistemas de aire forzado y las mantas con circulación de agua tibia evitan la hipotermia, y además mantienen calientes a las mascotas hipotérmicas. Estas mantas pueden ubicarse debajo, encima o alrededor de los pacientes durante la anestesia. Los pacientes anestesiados e inmóviles corren un mayor riesgo de quemaduras térmicas. Debe seleccionarse la temperatura eficaz más baja y el paciente debe ser monitoreado con cuidado para evitar quemaduras térmicas.
  - También puede usarse una almohadilla eléctrica en el canil antes y después de la anestesia, siempre y cuando el paciente esté lo suficientemente despierto y móvil como para poder moverse de la fuente de calor si fuera necesario.
- Calentamiento central activo:
  - Administrar líquidos IV calientes utilizando un calentador de fluidos IV. Colocar este aparato tan cerca del paciente como sea posible para maximizar su eficacia y minimizar la pérdida de calor hacia el aire frío que rodea el tubo IV.
    - □ No se recomienda colocar la vía IV en agua caliente para calentar los líquidos. Es más dificil mantener el control de la temperatura y el agua caliente podría derramarse y quemar al paciente. No se deben colocar las bolsas de líquido IV a calentar en el microondas, ya que pueden causar puntos calientes dentro de los líquidos que pueden quemar al paciente.
  - El uso de soluciones de lavado abdominal calientes puede aumentar significativamente la temperatura central. Las soluciones de lavado abdominal se pueden calentar a temperaturas de 40 a 42,8 °C (104 a 109 °F) antes de instilarlas en el abdomen, y ayudarán a recalentar a la mascota.

#### Otros métodos de calentamiento:

- Usar una solución de lavado quirúrgico caliente sólo en la cantidad necesaria (sin empapar al paciente).
- Usar una cantidad mínima de alcohol durante la preparación quirúrgica o solución salina estéril en lugar de alcohol.
- Reducir las tasas de flujo de oxígeno durante la anestesia para maximizar los efectos del calentamiento en el circuito de reinhalación, pero mantener un caudal suficiente como para sostener una adecuada oxígenación (véase *Tasas de flujo de oxígeno durante la anestesia*, página 67).
- Los secadores de pelo pueden causar quemaduras térmicas, por lo tanto no se deben utilizar para el calentamiento de pacientes.

## FORMULARIO DE MONITORIZACIÓN ANESTÉSICA DEL PACIENTE

Temperatura:   Frecuencia cardiaca:   Tipo de pulso:   Frecuencia respiratoria   Tipo de pulso:   Tempo		Peso (ka):	Estado	Estado ASA:	P	Procedimiento(s):			
1   1   1   1   1   1   1   1   1   1	. ci Co co						ogli.	Froction of the	chotenio:
1		Cass	Jelakula.		da cai ciaca.		Via de Admin	Tiempo	Profesional
Committed   Comm			3	- 100/		A characteristics of the contraction of the contrac	via de Adillili.		
1 4 1 mg/kg X	Acepromacina (1 mg/m)	0,00 mg/kg	P .	) IIII =		ilca maxima de 1,5 mg)	۰   د		
1 4 4 mg/kg x	Butorranoi (10 mg/mi)	0,2 a 0,4 mg/kg x			Ē		0		
Precuencial cardiaca;   0.035 a 0.055 a m/kg x   kg + 1 mg/ml = m/l   m/l   mg/ml   mg/ml   mg/mg x   kg + 1 mg/ml = m/l   mg/mg x   kg + 1 mg/mg   mg/mg x   kg + 1 mg/mg   mg/mg x   kg + 1 mg/mg   mg/mg x   kg + 1 mg/mg x   kg + 1 mg/mg x   mg	Telazol (100 mg/ml) (perros irritables)	1 a 4 mg/kg x	kg + 100 mg	= lm/t	E .		₽		
Premedicación y antes de inducción   Tipo de pulso:   T	Dexmedetomidina/Ketamina/Torbugesic (DKT) (gatos irrita		),065 ml/kg <b>x</b>	kg =	_m_		M		
Premedicación y antes de inducción   Topo de pulso:   T	Midazolam (1 mg/ml)	0,1 a 0,2 mg/kg	ķ	= lm/t	E		Σ		
Tripo de pulso:   Frecuencia respiratoria:   Nivel de sedación: ninguno / le	(lm/gm)	mg/kg x		= lm/t	Ē				
1 a 6 mg/kg x	Evaluación después de premedicación y a Temperatura:	antes de inducciór	de pulso:		encia respiratori		e sedación: ningu	no / leve / adec	uado / excesiv
1 a 6 mg/kg x								Cant administrada	Profesional
Consist cannia   1+ hora bajo anestesia   1+ hora de inicio de cirugia:   1+ hora de inic	Propofol (10 mg/ml) IV		1 a 6 mg/kg x	+		- (hasta obte	ner efecto)	E	
1	(lm/gm)						ner efecto)	Ē	
10 milkg/h x   kg= milh   2.5 milkg/h x   kg= milh   2.5 milkg/h x   kg= milh   10 milkg/h x   kg= milh   2.5 milkg/h x   kg= milh   10 milkg/h x   kg= milh   2.5 a 5 milkg/h x   kg= milh   11 milh bado:   1 milh cale inticlo de cirugla:   Calibre del catéler:   Tamaho del tubo endotraqueal:   1 a 2 mg/kg x   kg + 20 mg/ml = mil (dosis maxima felina 1 mg/kg; disminut 50-75% en pacientes prehadas)   1 a 2 mg/kg x   kg + 20 mg/ml = mil (dosis maxima felina 1 mg/kg; disminut 50-75% en pacientes prehadas)   1 a 2 mg/kg x   kg + 20 mg/ml = mil (dosis maxima felina 1 mg/kg; disminut 50-75% en pacientes prehadas)   1 a 2 mg/kg x   kg + 0.2 mg/ml = mil   Milh o IV   Milh o IV	Hidratación	1ª hora				después de 1ª hora baj	o anestesia	Volumen 1	otal Administra
March Selfina   5 a 10 milkgh x   kg = milh   2.5 a 5 milkgh x   milh a 2 milh a 2 milkgh x   milh a 2 milh a 2 milkgh x   milh a 2 milh a 2 milh a 2 milkgh x   milh a 2 milh a 2 milkgh x   milh a 2 milh a 2 milh a 2 milkgh x   milh a 2 milkgh x   milh a 2 milkgh x   milh a 2	Solución lactada de Ringer (SLR) (dosis canina)	10 ml/kg/h x		ml/h		5 ml/kg/h <b>x</b> k			lm
Fa 10 milkgh x   Kg = milh   2.5 s 5 milkgh x   Kg = milh   Profesional:   Romanda	Solución lactada de Ringer (SLR) (dosis felina)	5 ml/kg/h x		ml/h					E
Hora de inicio de cirugia:   Calibre del catéter:   Tamaño del tubo endotraqueal:   Tipo de bloqueo   Timpo de lucidados   Timpo de l		5 a 10 ml/kg/h x		ml/h	2,5 8				E
1 a 2 mg/kg x		Hora de inicio de ciru	ugía:	Calibre del catéte	J.	_ Tamaño del tubo end	lotraqueal:	Profesion	al:
1 a 2 mg/kg x         kg + 5 mg/ml =	Bloqueos locales y regionales						Tipo de bloquec		Profesional
1 a 2 mg/kg x				áxima felina 1 mg/kg;	; disminuir 50- 75%	% en pacientes preñadas)			
encia         Via de Admin.         Tiempo           e dexmedetomidina; dosis felina)         0.012 a 0.021 mil/kg xkg + 0.2 mil/mg/kg xkg + 0.2 mil/mg/kg x	1 a 2 mg/kg	kg ÷ 20 mg/ml =	IE.	(disminuir 50-	75% en pacientes	preñadas)			
Color a 0.02 a 0.02 milkg x	Medicaciones de emergencia					Vía de Admin.	Tiemp	Q	Profesional
0.01 mg/kg x	Atipamazol (5 mg/ml) (Reversión de dexmedetomidina; dosis i		2 a 0,021 ml/kg x	kg =	lm.	M			
No.02 a 0.04 mg/kg x	Glicopirrolato (0,2mg/ml)	0,01 mg/k	kg	0,2 mg/ml =	m.	٥			
No. 2 a 4 mg/kg x	Atropina (0,54 mg/ml)	0,02 a 0,04 mg/kg	+ kg +	,54 mg/ml =	lm.	ΛI			
1	Epinefrina (1 mg/ml) (dosis de PCR)	0,2 mg	kg	+ 1 mg/ml =	lm	<u>\</u>			
0.25 a 0.5 mg/kg x	Lidocaína (20 mg/ml) (bolo canino)		- kg +	20 mg/ml =	lm.	<u>\</u>			
arch Solución al 6% (bolo)         2,5 a 5 ml/kg x         ml/ kg + 5 mg/ml =         ml         IV           na (5 mg/ml) (cada 15-20 minutos: límite de 2 dosis)         0,1 a 0,2 mg/kg x         kg + 5 mg/ml =         ml         IV           amina         ( mg/ml)         mg/kg x         kg +         mg/ml =         mg/ml         IV           I Opiáceos / Antibióticos         Cant Admin.         Vía de Admin.         Tiempo         AINE:         SC o IM         V           sos:         PO SC IM IV         PO SC IM IV         Antibióticos:         Antibióticos:         Antibióticos:	Lidocaína (20 mg/ml) (bolo felino)	0,25 a 0,5 mg/	+ kg +		E	<b>&gt;</b> 1			
na (5 mg/ml) (cada 15-20 minutos; límite de 2 dosis)         0,1 a 0,2 mg/kg x         kg + 5 mg/ml =         ml         IV           amina         ( mg/ml)         mg/kg x         kg +         mg/ml =         ml         NO           ! Opiáceos / Antibióticos         ( ant. Admin. Via de Admin. Tiempo         Tiempo         AINE:         NO         NO           sos:         PO SC IM IV         PO SC IM IV         NO piáceos:         Antibióticos:         PO SC IM IV         Antibióticos:         IP	Hetastarch Solución al 6% (bolo)		æ	kg =	Ē	2			
Ta5 µg/kg/min x   1a5 µg/kg/min x   kg =	Efedrina (5 mg/ml) (cada 15-20 minutos; límite de 2 dosis)	<b>a</b> 0,2	kg		Ē	2			
Objáceos / Antibióticos   Cant. Admin.   Mag/kg x   Kg + mg/ml =ml   SC o IM	Dobutamina		1 a 5 µg/kg/min x	Kg =	nim/gu	≥			
! Opiáceos / Antibióticos         Cant. Admin.         Via de Admin.         Tempo           sos:         PO SC IM IV         AINE:           sticos:         PO SC IM IV         Opiáceos:           ptros:         PO SC IM IV         Antibióticos:	(lm/gm)	mg/kg x	+ kg +	= lm/gm	E	<u>≥</u>			
sos:         PO SC IM IV           sticos:         PO SC IM IV           peración         PO SC IM IV	AINE / Opiáceos / Antibióticos	Cant. Admin.	Vía de Admin.	Tiempo		Agente, P.	otencia, Dosis, Du	ración	
PO SC IM IV	AINE:			AIN	IE:				
Ción	Opiáceos:		SC	do	iáceos:				
Recuperación	Antibióticos:		SC	An	tibióticos:				
	Recuperación								

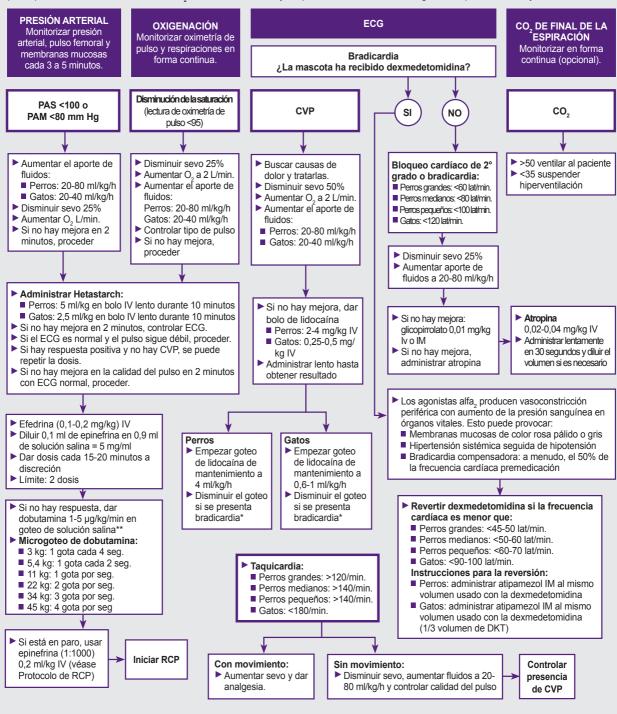
# Monitorización

## FORMULARIO DE MONITORIZACIÓN ANESTÉSICA DEL PACIENTE

	Inducción :	5 min :	10 min :	15 min :	20 min :	25 min :	30 min :	35 min :	40 min :	45 min :
Sevo %										
Flujo de O <sub>2</sub> (L/minuto)										
Hidratación (ml/hora)										
Frecuencia cardíaca										
SpO <sub>2</sub>										
RR										
TLC/MM	1	1	,	,	1	1	1	1	1	1
Calidad del pulso										
Ritmo ECG										
ETCO <sub>2</sub>										
PAS/PAD/PAM	1 1	1 1	1 1	1 1	1 1	1 1	1 1	1 1	1 1	1 1
Temperatura										
Profundidad Anestésica (apropiada/leve/profunda)										
Evaluación del dolor (0-4)										
	50 min:	. 55 min .:		65 min ::		75 min ::	80 min:	85 min :	90 min :	: uim 36
Sevo %										
Flujo de O <sub>2</sub> (L/minuto)										
Hidratación (ml/hora)										
Frecuencia cardíaca										
SpO <sub>2</sub>										
RR										
TLC/MM	,	/	,	,	1	,	1	1	,	1
Calidad del pulso										
Ritmo ECG										
ЕТСО2										
PAS/PAD/PAM	/ /	, ,	, ,	, ,	/ /	1 1	/ /	/ /	/ /	/ /
Temperatura										
Profundidad Anestésica (apropiada/leve/profunda) Evaluación del dolor (0-4)										
RR: Intervalo RR.					-					

#### Algoritmo de emergencia y monitorización anestésica

Procedimientos que se usarán durante la anestesia: se requiere monitorización realizada por asistente quirúrgico. Registrar pulso, calidad del pulso, presión arterial, RR, saturación de O<sub>a</sub>, ECG cada 5 minutos y temperatura cada 5 minutos o según los requisitos de las leyes estatales.



RR: Intervalo RR; CVP: Contracción ventricular prematura.

- \* Goteo de lidocaína = 1000 ml de solución salina más 50 ml de lidocaína al 2% = 1 mg/ml. El goteo de lidocaína no se puede usar para volumen de carga, por lo que será necesario contar con una segunda vía y catéter IV.
- \* 25 mg de dobutamina en 1 L de solución salina normal por microgoteo. 25 mg/1000 ml = 0,025 mg/ml = 25 μg/ml; para un perro de 11 kg una dósis de 2 μg/kg/minuto
- = 1 ml/minuto; administrar 1 gota/segundo (por microgoteo), monitorizar pulso y ECG. Cuando aumente el pulso, disminuir la dobutamina. Si se presentan CVP y taquicardia, disminuir la dobutamina.

#### **SECCIÓN 8**

# Recuperación

#### **RECUPERACIÓN**

(Véanse *Tratamiento del dolor*, página 15 y *Protocolos de Banfield*, página 83, para el manejo del dolor posoperatorio).

#### **Extubación**

Continuar con oxígeno durante 3 a 5 minutos después de suspender el sevoflurano. Luego de un procedimiento anestésico, los pacientes deben permanecer intubados hasta que hayan recuperado la capacidad de tragar, pero antes de que puedan mover la cabeza. Las mascotas braquicéfalas deben permanecer intubadas tanto como sea posible. Al mantener a los pacientes intubados hasta que pueden tragar, se aumenta la probabilidad de proteger sus vías respiratorias.

## Monitorización durante la recuperación

Junto con la inducción y la intubación, el período de recuperación es una de las fases más críticas de un procedimiento anestésico. La monitorización durante la recuperación permitirá intervenir si se produce algún evento adverso.

Los pacientes que desarrollan edema pulmonar durante la anestesia pueden no mostrar signos hasta varias horas más tarde. Esta es una de las muchas razones por las cuales se debe controlar a los pacientes hasta al menos 2 horas después de la anestesia, y por las que la estabilización y evaluación preanestésicas son tan importantes para obtener resultados anestésicos exitosos.

#### Evaluación manual

La evaluación manual continua es necesaria hasta que el paciente adopte el decúbito esternal. El paciente, en ese momento, debe ser monitoreado, incluyendo evaluación del dolor, cada 15 a 30 minutos hasta el alta. Se debe realizar una evaluación final de TPR justo antes del alta. El paciente no se debe externar hasta que estos parámetros sean normales. Trasladar a un centro con atención las 24 horas para monitorización y tratamiento continuos, según lo indique la condición del paciente.

#### Oximetría de pulso

Se debe monitorizar la  $\mathrm{SpO}_2$  hasta que el paciente sea extubado. Los pacientes con alto riesgo de depresión respiratoria pueden necesitar monitorización de la  $\mathrm{SpO}_2$  hasta que puedan adoptar el decúbito esternal.

#### Electrocardiograma

La depresión cardiovascular inducida por la anestesia no desaparece una vez que se desconecta el gas anestésico. La función cardiovascular mejora con el tiempo. Se debe monitorizar el ECG hasta que el paciente sea extubado. Los pacientes con riesgo cardiovascular pueden necesitar monitorización de ECG durante la recuperación.

#### Presión arterial

Como se mencionó previamente, la depresión cardiovascular inducida por la anestesia no desaparece una vez que se desconecta el gas anestésico, y la función cardiovascular mejora con el tiempo. Se debe monitorizar la presión arterial hasta la extubación. Los pacientes con alto riesgo de depresión cardiovascular pueden necesitar monitorización intermitente o continua de la presión arterial durante la recuperación.

#### CO, de final de la espiración

Se debe monitorizar el ETCO, hasta la extubación.

#### Temperatura

La hipotermia prolongará la recuperación. Mantener a los pacientes calientes durante la recuperación por medio de las siguientes acciones:

- Colocar mantas o un acolchado entre el paciente y la mesa de cirugía o el piso del canil para reducir la pérdida de calor por conducción.
- Mantener a la mascota cubierta (colocar toallas o una manta calefactora sobre ella).
- Usar aire forzado y mantas con circulación de agua tibia. Estas mantas pueden ubicarse debajo, encima o alrededor de los pacientes durante la anestesia. Los pacientes anestesiados e inmóviles corren un mayor riesgo de quemaduras térmicas. Debe seleccionarse la temperatura eficaz más baja y monitorizar al paciente con cuidado para evitar quemaduras térmicas.
- También puede usarse, después de la anestesia, una almohadilla térmica para el canil, siempre y cuando el paciente esté despierto y con suficiente movilidad para apartarse de la fuente de calor, si es necesario.

#### Retiro del catéter IV

Se recomienda mantener los catéteres IV hasta que el paciente se recupere por completo. Algunos de los protocolos especifican que el catéter IV debe mantenerse hasta justo antes del alta. Contar con un acceso venoso de emergencia es importante durante esta etapa del ciclo del anestésico.

#### **SECCIÓN 9**

## Protocolos de Banfield

#### CONSIDERACIONES ACERCA DE LA ANESTESIA GENERAL PARA TODOS LOS PROTOCOLOS

#### Evaluación preoperatoria

- Se debe realizar un examen físico (EF) completo y un análisis de sangre antes de administrar cualquier medicamento preanestésico o anestésico.
  - Cualquier alteración observada en el EF y el análisis de sangre se debe tratar. Esto puede significar el aplazamiento de la anestesia general, la solicitud de más análisis diagnósticos y la selección de un protocolo especializado.
  - Los pacientes irritables constituyen la excepción; se debe seguir el protocolo para mascotas irritables.
- El análisis de sangre preanestésico incluye un hemograma completo con fórmula manual y un estudio de química sérica que incluya electrólitos. Estas pruebas deben realizarse durante los siguientes intervalos:
  - Para la cirugía programada de mascotas sanas (sin enfermedad prexistente) y jóvenes (<2 años): hemograma con fórmula manual y química sérica con electrólitos dentro de las 2 semanas previas al procedimiento.
  - Procedimientos no programados y/o mascotas
     2 años: hemograma con fórmula manual y química sérica completa con electrólitos dentro de las
     48 horas previas al procedimiento.

#### **Premedicaciones**

- La dosis máxima total de acepromacina para cualquier mascota es de 1,5 mg. Este fármaco puede usarse con precaución, o a la mitad de la dosis calculada, en la raza Boxer o en lebreles. Debe tenerse en cuenta, sin embargo, que cuando se reducen las dosis de la premedicación, a menudo aumenta la cantidad de agentes de inducción y anestésicos inhalatorios necesarios, lo que también puede tener efectos adversos sobre la mascota.
- Diluir las premedicaciones administradas por vía subcutánea (SC) o intramuscular (IM) hasta un volumen total de 0,5 a 3 ml, según el tamaño del paciente. Diluir con agua estéril. El volumen de dilución mejora la precisión de la dosificación, especialmente en animales pequeños.
- Se debe prediluir la acepromacina a 1 mg/ml en un frasco separado para permitir la administración de la dosis adecuada (véase *Indicaciones para la dilución de la acepromacina*, página 35).
- Por su unión a las proteínas, los antibióticos diferentes

- de la cefazolina deben administrarse, como mínimo, hasta 1 hora antes de la anestesia, o bien después de la recuperación completa.
- Aguardar 30 minutos para que la premedicación haga efecto antes de la inducción de la anestesia general.
- Repetir EF y controles de temperatura, pulso y respiración (TPR) después de la premedicación para evaluar los parámetros cardiovasculares luego de la premedicación y antes de la inducción. Es útil realizar un electrocardiograma (ECG). Se espera que el ritmo cardíaco disminuya a medida que se produce la sedación y se controla la ansiedad. Algunos gatos con cardiomiopatía hipertrófica presentarán el mismo pulso o valores mayores tras la premedicación. Si se observa esta situación, revaluar a la mascota.
- Si la premedicación se administra más de 3 horas antes de la inducción, repetir la premedicación a la mitad de la dosis, 30 minutos antes de la inducción.

#### Inducción

- Con el fin de minimizar los efectos cardiovasculares adversos, el propofol debe administrarse lentamente (durante más de 30 a 60 segundos, con incrementos de 1/4 dosis), hasta conseguir el efecto. Como consecuencia de una administración rápida, se pueden presentar bradicardia y apnea.
- La dosis promedio de propofol para mascotas saludables después de la premedicación es de 2 a 4 mg/kg para perros y de 2 a 6 mg/kg para gatos. Las dosis para animales enfermos pueden reducirse en forma significativa.
- Dadas las rápidas inducción y eliminación de propofol, con una ventana de duración de aproximadamente 3 a 5 minutos, es necesario utilizar la técnica de la "sobrepresión" para asegurar una transición fluida al sevoflurano. Para la sobrepresión, las concentraciones de suministro de sevoflurano deben configurarse en 3%, con una tasa de flujo de oxígeno de 3 L/minuto durante los primeros 3 minutos (3% / 3 L/3 minuto). Para que esta técnica sea eficaz, la frecuencia respiratoria debe ser cercana a la normal, o bien se recurre a la ventilación asistida para asegurar un ingreso y una absorción adecuados del agente inhalatorio. Tras los primeros 3 minutos, el flujo de oxígeno se reduce sólo de 1 a 1,5 L/minuto (circuito de reinhalación) y se ajusta la concentración de sevoflurano hasta alcanzar el efecto. No se emplea sobrepresión cuando se utiliza Telazol® o dexmedetomidina en combinación (Dexdomitor®).

- Si se requiere sevoflurano al 4% o en una concentración superior, deben descartarse fugas del sistema, intubación incorrecta, tasa de flujo de oxígeno insuficiente o control del dolor inadecuado.
- Es mejor evitar las vacunaciones en asociación con la anestesia general. Si se deben administrar vacunas, esperar hasta que la mascota presente recuperación completa durante al menos 2 horas.

#### Mantenimiento y monitorización

#### Bloqueos locales:

- Las dosis de los fármacos para bloqueos locales son acumulativas por mascota y por agente (agregar lidocaína y bupivacaína)
- Bloqueo testicular para castración
  - Lidocaína
    - ☐ Perros pequeños y gatos: 1 a 2 mg/kg dividido por testículo
    - □ Perros medianos y grandes: 2 mg/kg dividido por testículo
- Bloqueo lineal
  - Lidocaína: 1 a 2 mg/kg en perros y 1 mg/kg en gatos
  - Bupivacaína: 1 a 2 mg/kg en perros y 1 mg/kg en gatos
- Bloqueo de campo
  - Bupivacaína: 1 a 2 mg/kg en perros y 1 mg/kg en gatos.

No se recomienda el uso de antibióticos perioperatorios para procedimientos limpios programados de <90 minutos de duración:

- Ampicilina: 10 mg/kg IM
- Cefazolina: 22 mg/kg IV lento
- Clindamicina (dental): 5,5 a 11 mg/kg oral. Véase *Antibióticos perioperatorios*, página 12.

#### Tratamiento del dolor posoperatorio

- Las opciones de analgesia posoperatoria deben incluir un antinflamatorio no esteroide (AINE) y opioides, dependiendo del procedimiento, el estado de salud de la mascota y la recomendación de la escala de dolor.
- Opioides:
  - Consideraciones generales para la administración de opioides en el posoperatorio: se pueden administrar cuando se suspende el sevoflurano, siempre y cuando la última dosis de butorfanol se haya administrado al menos 1 hora antes y la temperatura del animal sea superior a 36,7 °C (98 °F).
  - La IIC de hidromorfona o fentanilo puede iniciarse en el posoperatorio siempre que hayan transcurrido de 2 a 4 horas desde la administración preoperatoria de hidromorfona y la temperatura del paciente sea superior a 36,7 °C (98 °F).
  - Opciones: (elegir una)
    - □ Butorfanol: 0,2 a 0,4 mg/kg IM. Continuar butorfanol 0,2 a 0,4 mg/kg IM cada 1 a 2 horas a discreción si no se puede controlar el dolor sólo con AINE. Se puede observar disforia con el butorfanol, especialmente cuando se emplean dosis múltiples.

O

□ Buprenorfina: 0,005 a 0,02 mg/kg SC, IM (perros) y 0,005 a 0,01 mg/kg SC, IM, transmucosa (gatos), puede sustituirse por butorfanol para el tratamiento del dolor posoperatorio. Este fármaco tiene una mayor duración del efecto (hasta 6 u 8 horas), pero puede llevar hasta 1 hora para alcanzar el efecto pico. En gatos, este agente puede ser administrado por vía transmucosa, NO oral.

C

□ Hidromorfona: 0,05 a 0,2 mg/kg IM, SC, IV cada 4 a 6 horas (perros) y 0,05 a 0,1 mg/kg IM, SC, IV cada 4 a 6 horas (gatos). Asegúrese de monitorizar estrechamente la temperatura corporal en los gatos, dado que la hidromorfona puede provocar hipertermia significativa en felinos. Si la temperatura de un gato aumenta a >39,4 °C (103 °F), la administración de buprenorfina a 0,005 a 0,01 mg/kg IV generalmente revierte la mayor parte del efecto hipertérmico, a la vez que mantiene el efecto analgésico.

(

- □ Fentanilo en IIC, como se describe en la página 21.
- Se pueden administrar AINE cuando se suspende el sevoflurano, siempre y cuando no existan contraindicaciones para su uso (insuficiencia renal, enfermedad hepática, compromiso gastrointestinal importante o administración reciente de corticosteroides) y la mascota esté bien hidratada (haya recibido hidratación intraoperatoria) y no presente riesgo de hemorragia significativa.
  - Carprofeno (Rimadyl<sup>®</sup>) a 4 mg/kg SC, sólo dosis inicial (perros).
  - Meloxicam a 0,2 mg/kg SC, sólo dosis inicial (gatos).
- Disforia: no se debe confundir dolor con disforia. Si el paciente parece excitable o agitado, puede ser necesario administrar una dosis adicional de acepromacina o midazolam, si han transcurrido por lo menos 4 horas desde la administración de la primera o 2 horas desde la administración del segundo, y la calidad del pulso y el color de las membranas mucosas son buenos. Dar la mitad de la dosis de acepromacina o midazolam utilizada para la premedicación por vía IM (perros) o SC (gatos).

#### Vuelta a casa

- Al dar el alta prescribir los AINE y/u opioides apropiados para el nivel de dolor y el estado de salud.
- AINE: indicar el mismo AINE que se utilizó en el posoperatorio.
  - Carprofeno 4 mg/kg oral 1 vez por día o dividido en dos dosis iguales durante 3 a 7 días (perros)
  - Meloxicam 0,05 mg/kg oral 1 vez por día durante un máximo de 2 a 3 días (gatos). Utilizar con precaución.
- Opioides:
  - Tramadol oral 2 a 4 mg/kg cada 8 horas (perros) y 2 a 4 mg/kg cada 12 horas (gatos)

## Protocolo para mascotas saludables: cirugía de tejidos blandos

#### Premedicación:

Acepromacina 0,05 mg/kg (dosis máxima 1,5 mg)

Υ

Butorfanol 0,2-0,4 mg/kg IM (perros), SC (gatos)

► Esperar 30 minutos.

#### Inducción:

► Propofol

Perros: 2-4 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto Gatos: 2-6 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto

#### Mantenimiento:

► Sevoflurano 1-4% en O₂ al 100% hasta obtener efecto.

#### Bloqueo local:

▶ Bloqueos Intratesticular y lineal como se indica. Lidocaína o bupivacaína 1-2 mg/kg (perros), 1 mg/kg (gatos)

#### Antibióticos:

► Según corresponda; ampicilina 10 mg/kg IM

#### Soporte:

- ► Perros: SLR a 10 ml/kg/hora IV
- ▶ Gatos: SLR a 5 ml/kg/hora IV
- Si está hemodinámicamente estable, disminuir la infusión un 50% después de 1 hora.

#### Tratamiento del dolor posoperatorio:

- ▶ Perros: carprofeno 4 mg/kg SC una vez
- ► Gatos: meloxicam 0,2 mg/kg SC una vez
  Y, si es necesario para el dolor:
- ▶ Butorfanol 0,2-0,4 mg/kg IM cada 2 horas

Ourenorfina 0 005-0 02 mg/kg SC

- ► Perros: buprenorfina 0,005-0,02 mg/kg SC, IM cada 6-12 horas
- ► Gatos: buprenorfina 0,005-0,01 mg/kg SC, IM cada 6-12 horas

#### Instrucciones de alta:

- ► Perros: carprofeno 2 mg/kg oral cada 12 horas durante 3-5 días más.
- ► Gatos: meloxicam 0,05 mg/kg oral cada 24 horas durante 3 días más. Utilizar con precaución.
- Agregar opiáceos, como se indica, para el nivel de dolor.

0

 Buprenorfina oral 0,01 mg/kg por vía transmucosa cada 8 horas (gatos)

#### PROTOCOLO PARA MASCOTAS SALUDABLES: CIRUGÍA DE TEJIDOS BLANDOS

(Para las recomendaciones estándares, véase *Consideraciones* acerca de la anestesia general para todos los protocolos, página 83).

#### Tratamiento del dolor posoperatorio

Las opciones de analgesia posoperatoria incluyen:

- Un AINE y un opioide según el procedimiento, el estado de salud de la mascota y la recomendación de la escala de dolor.
- Butorfanol 0,2-0,4 mg/kg IM puede darse cuando se suspende el sevoflurano, siempre y cuando haya transcurrido al menos 1 hora desde la dosis previa y la temperatura del animal sea superior a 36,7 °C (98 °F).

O

■ Buprenorfina: 0,005 a 0,02 mg/kg SC, IM (perros) y 0,005 a 0,01 mg/kg SC, IM, transmucosa (gatos), puede sustituirse por butorfanol para el tratamiento del dolor posoperatorio. Este fármaco tiene una mayor duración de efecto (hasta 6 u 8 horas), pero puede demorar hasta 1 hora en alcanzar el efecto máximo. En gatos, este agente puede ser administrado por vía transmucosa, NO oral.

Y

 Carprofeno: 4 mg/kg SC, dosis inicial única (perros), meloxicam: 0,2 mg/kg SC, dosis inicial única (gatos), pueden administrarse siempre y cuando la mascota esté bien hidratada (haya recibido hidratación intraoperatoria) y no presente riesgo de hemorragia significativa.

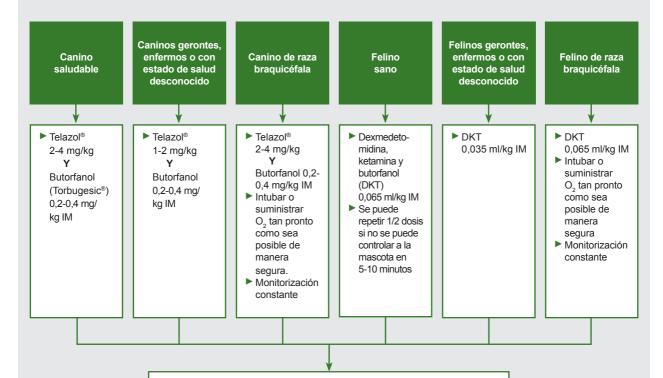
- Continuar con butorfanol o buprenorfina si no se puede controlar el dolor sólo con un AINE.
- No se debe confundir dolor con disforia. Si el paciente parece excitable o agitado, puede ser necesario administrar una dosis adicional de acepromacina si han transcurrido al menos 4 horas desde la anterior dosis y la calidad del pulso y el color de las membranas mucosas son buenos. Dar la mitad de la dosis de acepromacina utilizada como premedicación por vía IM (perros) o SC (gatos).

#### Vuelta a casa

- Al dar el alta prescribir los AINE y/u opioides apropiados para el nivel de dolor y el estado de salud (véanse la página 84 y la Planilla de tareas para el manejo del dolor anestésico, páginas 18-19).
- AINE: indicar el mismo que se utilizó en el posoperatorio.
  - Carprofeno 4 mg/kg oral 1 vez por día o dividido en dos dosis iguales durante 3 a 5 días (perros)
  - Meloxicam 0,05 mg/kg oral por día durante un máximo de 2 a 3 días (gatos). Utilizar con precaución.
- Opioides:
  - Tramadol oral 2 a 4 mg/kg cada 8 horas (perros) y 2 a 4 mg/kg cada 12 horas (gatos)

 $\circ$ 

 Buprenorfina oral 0,01 mg/kg por vía transmucosa cada 8 horas (gatos)



- ► Realizar EF y controlar TPR.
- Colocar catéter IV si está indicado.
- ▶ Obtener muestras de sangre, orina y/o heces.
- ▶ Realizar procedimientos menores, no dolorosos, si son necesarios.
- Proceder a la anestesia general, si está indicada.
- Si se requiere anestesia general: inducir con propofol: 1-4 mg/kg si es necesario. El propofol puede no ser necesario en los gatos que reciben DKT.
- ▶ Mantenimiento con sevoflurano 0,5-2% si es necesario.
- ► Con estas premedicaciones, casi nunca es necesaria la sobrepresión, y en los animales que han recibido dexmedetomidina, la dosis requerida de sevoflurano puede ser muy baja.
- Los perros de razas braquicéfalas se deben extubar tan tarde como sea posible, y controlar de manera constante hasta que sean capaces de mantener el decúbito esternal y estén despiertos.
- En los gatos irritables o comprometidos se puede realizar la reversión con atipamezol IM, una vez completados todos los procedimientos.
- ► Gatos: administrar el mismo volumen de atipamezol IM que el utilizado para dexmedetomidina (1/3 volumen de DKT).
- Administrar analgésicos apropiados (AINE y/o inyecciones de opioides) antes de la recuperación completa.

**Vuelta a casa:** proporcionar tratamiento del dolor posoperatorio adecuado (véase la página 84).

#### CONSIDERACIONES ESPECIALES ACERCA DEL PROTOCOLO PARA MASCOTAS INQUIETAS

(Para las recomendaciones estándares, véase *Consideraciones* acerca de la anestesia general para todos los protocolos, página 83).

#### Evaluación preoperatoria

## PARE

#### PARE Piense. Tome una buena decisión

- Una mascota inquieta/irritable se define por lo siguiente:
  - Se requiere más de un miembro del equipo del hospital para sujetarla.
  - Es necesario más de un intento para extraerle sangre debido a su movimiento.
  - Manifiesta cualquier signo de agresión.

Este protocolo debe utilizarse antes de que la mascota esté fuera de control.

#### **Premedicaciones**

- Si ha recibido acepromacina y la mascota se torna irritable, ¡DETÉNGASE! NO SE DEBE proceder con este protocolo. Posponer el tratamiento para otro día y comenzar con el protocolo para mascotas irritables antes de que el paciente se excite.
- El uso temprano en el curso de eventos de Telazol® o dexmedetomidina en combinación por vía IM, ayuda a prevenir la liberación de catecolaminas y, por lo tanto, los acontecimientos fisiológicos adversos asociados con ellas. El uso del protocolo para mascotas irritables, después de perder el control del paciente, no es la decisión correcta a menos que éste presente una lesión o enfermedad potencialmente mortal. Si es posible, posponer el tratamiento para otro día e inmovilizar al animal antes de que se exite.
- La dexmedetomidina puede causar náuseas y vómitos después de su administración. El uso de la combinación DKT disminuye la incidencia de náuseas y vómitos, pero exige estrecha vigilancia en los gatos.
- Las combinaciones de dexmedetomidina generalmente comienzan a surtir efecto dentro de 2 a 10 minutos, dan por resultado el decúbito lateral en 4 a 17 minutos, y brindan 30 a 40 minutos de restricción, con 1 a 2 horas hasta la recuperación completa. Se debe tener precaución al manejar a estos pacientes, ya que, algunos son capaces de despertar lo suficiente como para morder. Por lo tanto, Banfield no recomienda el uso de esta combinación en perros irritables.
- La incidencia de la miocardiopatía hipertrófica oculta en gatos aparentemente sanos se ha estimado que puede llegar hasta un 15%. Por esta razón, no recomendamos usar Telazol® en gatos irritables. La dexmedetomidina es un agonista alfa, que produce vasoconstricción periférica. También se ha demostrado que aumenta el flujo de salida del ventrículo izquierdo en gatos con cardiomiopatía hipertrófica. Si bien **no** existe anestésico

- seguro para los gatos con enfermedad cardíaca subyacente, actualmente se recomienda el uso prudente de agonistas alfa, en pacientes irritables cuando no se ha descartado la enfermedad cardíaca oculta.
- Telazol®: se debe diluir con agua estéril antes de la inyección para alcanzar un volumen total de 0,5 a 1 ml con el fin de aumentar la absorción. Si la dosis inicial no proporciona una adecuada inmovilización a los 20 minutos, puede repetirse, pero sin exceder los 4 mg/kg. La mayoría de los perros, según su temperamento, estará en decúbito lateral en 2 a 3 minutos. Telazol® brindará entre 8 y 30 minutos restricción.
- Para pacientes irritables que requieren anestesia general, se debe esperar 30 minutos para que hagan efecto las premedicaciones antes de la inducción, excepto en el caso de las mascotas braquicéfalas, que deben ser inducidas e intubadas tan pronto como sea posible de manera segura. Durante ese tiempo, se debe colocar un catéter IV y tomar las muestras de sangre y orina que sean necesarias. Las mascotas deben mantenerse calientes, recibir oxígeno según necesidad y ser controladas estrechamente. Se deben evaluar parámetros cardiovasculares depués de que haga efecto la premedicación y antes de la inducción. Puede ser ventajoso realizar un ECG durante la evaluación cardíaca.

#### Inducción

- Recordar: las combinaciones de Telazol® o dexmedetomidina en general reducen aproximadamente un 50% la dosis de inducción de propofol, o pueden hacerlo innecesario en algunos casos. Evaluar la profundidad de la inmovilización; algunos pacientes pueden ser intubados sin agentes de inducción adicionales.
- Cuando se usan estas premedicaciones, casi nunca es necesaria la sobrepresión, y los requerimientos de mantenimiento de sevoflurano con frecuencia disminuyen aproximadamente un 50% o más aun.

#### Mantenimiento y monitorización

- La dexmedetomidina puede causar una disminución significativa de la frecuencia cardíaca. Aunque la adición de ketamina a la combinación ayuda a contrarrestar este efecto, es usual que los gatos sedados con dexmedetomidina tengan frecuencias cardíacas de 100 a 120 latidos/minuto y las membranas mucosas pálidas. Dadas las acciones únicas de la dexmedetomidina, esto sólo se considera un problema si se produce bradicardia significativa (<90-100 latidos/minuto), o la presión arterial o la SpO₂ son anormales. Si se observan problemas, el primer paso es revertir la dexmedetomidina. Instrucciones de reversión: Gatos: administrar el mismo volumen de atipamezol IM que el utilizado para dexmedetomidina (1/3 de volumen de DKT).
- Evitar el uso de atropina o glicopirrolato en mascotas que han recibido dexmedetomidina, ya que pueden causar hipertensión y taquicardia significativa.

- Una vez que se ha revertido completamente la dexmedetomidina, se pueden usar estos fármacos en el contexto de una emergencia.
- La monitorización de la oximetría de pulso puede ser más difícil en pacientes que han recibido dexmedetomidina. La lengua puede tornarse azulada como resultado de la acumulación de sangre, por lo que no sería posible obtener lecturas precisas de SpO₂ desde el sensor. Intentar, en lo posible, la colocación de la sonda en el pabellón de la oreja, los dedos de los pies o las áreas inguinales.
- Se espera que la presión arterial permanezca dentro de límites normales con dexmedetomidina. Si la PAS <100 o la PAM <80, seguir el protocolo para abordar este problema (véase Algoritmo de emergencia y monitorización anestésica, página 80).
- La monitorización continua de los pacientes durante la fase de recuperación es tan importante como durante el procedimiento en sí. Dejar el tubo endotraqueal colocado hasta que el animal sea capaz de tragar varias veces y/o esté luchando contra el tubo. Esto es especialmente válido para las mascotas braquicéfalas.
- Debido a que la parte de tiletamina de Telazol® tiene un efecto más duradero que la parte de zolazepam, algunos perros pueden tener una recuperación dificultosa después de la administración de este fármaco. La adición de butorfanol generalmente ayudará a que el perro tenga una recuperación tranquila; sin embargo, si presenta agitación excesiva, temblores o rigidez muscular, se retuerce, vocaliza o tiene hipertermia, se puede administrar midazolam a 0,1 mg/kg IM.
- Para gatos braquicéfalos o comprometidos, se debe considerar revertir la dexmedetomidina después del procedimiento para asegurar una recuperación más rápida.

## Tratamiento del dolor posoperatorio y vuelta a casa

- Asegúrese de que los pacientes se recuperen completamente antes de darlos de alta para que se vayan con sus dueños.
- Véase Protocolo para mascotas saludables: cirugía de tejidos blandos, página 85.
- Veáse *Protocolo ortopédico* para las recomendaciones acerca de cirugía de tejidos duros, página 102.
- Véase el *Protocolo abdominal* para mascotas enfermas, página 91.

#### Protocolo para oniquectomía felina

#### Premedicaciones:

► Acepromacina 0,05 mg/kg SC

F

- ► Hidromorfona 0,05-0,1 mg/kg SC, IM
- ► Esperar 30 minutos.

#### Inducción:

Propofol: 2 a 6 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto

#### Bloqueo local:

▶ Bupivacaína 1 mg/kg dosis total

#### Antibióticos:

► Cefazolina 22 mg/kg IV lenta

#### Mantenimiento:

► Sevoflurano 1-4% hasta obtener efecto

#### Soporte:

- ► SLR a 5 ml/kg/hora IV
- ▶ Disminuir la infusión un 50% después de 1 hora si está hemodinámicamente estable.

#### Tratamiento del dolor posquirúrgico:

- ▶ Día 1:
  - Buprenorfina 0,005-0,01 mg/kg IM cada 6-12 horas

Υ

- Meloxicam 0,2 mg/kg SC
- ▶ Día 2:
  - Buprenorfina 0,005-0,01 mg/kg por vía transmucosa cada 6-12 horas

Υ

Meloxicam 0,1 mg/kg oral. Utilizar con precaución.

#### Para la vuelta a casa:

Meloxicam suspensión 0,05 mg/kg oral 1 vez al día durante 2 días. Utilizar con precaución.

+/-

► Burprenorfina 0,01 mg/kg por vía transmucosa cada 8 horas

#### CONSIDERACIONES ESPECIALES ACERCA DEL PROTOCOLO PARA ONIQUECTOMÍA FELINA

(Para las recomendaciones estándares, véase *Consideraciones* acerca de la anestesia general para todos los protocolos, página 83).

#### **Premedicaciones**

- Hidromorfona: asegúrese de controlar estrechamente la temperatura corporal en los gatos, dado que la hidromorfona puede provocar hipertermia significativa en felinos. Si la temperatura de un gato aumenta a >39,4 °C (103 °F), la administración de buprenorfina a 0,005-0,01 mg/kg IV generalmente revierte la mayor parte del efecto hipertérmico, a la vez que mantiene el efecto analgésico.
- En el período perioperatorio de los procedimientos ortopédicos, se prefiere el uso de cefazolina
   22 mg/kg IV lenta en la inducción, y repetido cada 90 minutos hasta la sutura.

#### Mantenimiento y monitorización

- Aplique el torniquete distal al codo. La colocación incorrecta puede provocar neuropraxia, necrosis de los tejidos y claudicación. El nervio radial es el más comúnmente afectado, por lo que es importante colocar el torniquete en la porción indicada.
- Bloqueos locales:
  - Se considera una medida estándar proporcionar analgesia local cuando se lleva a cabo la oniquectomía.

- En la actualidad, se recomienda la bupivacaína en lugar de la lidocaína, ya que se ha demostrado que, cuando se inyecta junto a los nervios, tiene un inicio de acción más rápido (alrededor de 5 minutos) de lo que antes se pensaba.<sup>1</sup>
- Calcular cuidadosamente la dosis de bupivacaína para evitar la intoxicación por sobredosis. Recuerde que las dosis máximas son acumulativas cuando se utiliza anestesia local en más de una región (por ej., oniquectomía junto con castración). No exceder 1 mg/kg de bupivacaína.
- Utilice una aguja de calibre 22 a 25 para inyección subcutánea. Evitar la inyección intravascular.
- Bloqueos regionales:
  - Los bloqueos del carpo con bupivacaína al 0,5% ofrecen de 3 a 5 horas de analgesia posoperatoria.
  - Las ramas superficiales del nervio radial se bloquean mediante la inyección de la solución de anestesia local por vía subcutánea en la porción dorsomedial del carpo, casi proximal a la articulación (Figura 6.1, página 90).
  - El nervio mediano y las ramas cutáneas palmar y dorsal del nervio cubital se bloquean mediante la inyección de solución anestésica local por vía subcutánea, en posición medial y lateral a la almohadilla del carpo (Figura 6.1, página 90).

#### Tratamiento del dolor posoperatorio

■ La duración de la acción de la hidromorfona es aproximadamente de 4 horas. Cuando se utiliza como premedicación, se debe considerar la evaluación del dolor o el tiempo transcurrido desde su administración, antes de utilizar buprenorfina en el posoperatorio.

- Buprenorfina posoperatoria 0,01 mg/kg IM; puede darse cuando se suspende el sevoflurano siempre y cuando la temperatura del animal sea superior a 36,7 °C (98 °F).
- Una vez terminada la cirugía, administrar una dosis de meloxicam de 0,2 mg/kg SC, si las funciones renal y hepática están dentro de los límites normales, y si la mascota es normotensa y no ha presentado episodios de hipotensión o hipoperfusión durante el procedimiento. Utilizar con precaución.

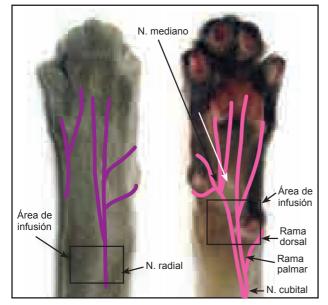
#### Vuelta a casa

- A la mañana siguiente, administrar una segunda dosis de meloxicam en una dosis menor que 0,1 mg/kg oral (y buprenorfina, si se trata de un gato adulto o pesado) antes de quitar los vendajes.
- Se debe indicar meloxicam como tratamiento adicional ambulatorio para el dolor. Al dar el alta se debe prescribir un máximo de 2 dosis de 0,05 mg/kg de cada 24 horas. Utilizar con precaución. Además, se debe indicar buprenorfina junto con meloxicam si existen otros problemas que aumentan el dolor (por ej., una oniquectomía dificultosa) o si se trata de un gato adulto o más pesado. Como una opción, se puede indicar buprenorfina a 0,01 mg/kg 2 veces por día, por vía transmucosa. Debido a la duración de la analgesia (6 a 8 horas), la buprenorfina es superior al butorfanol como tratamiento del dolor posterior a la oniquectomía.
- Los vendajes deben retirarse antes de que cualquier felino sea dado de alta después de una oniquectomía.
   Los gatos adultos pueden necesitar internación y cambios de vendajes en forma prolongada.

#### Referencia bibliográfica

1. Alhelail, M.; Al-Salamah, M.; Al-Mulhim, M.; Al-Hamid, S. Comparison of bupivacaine and lidocaine with epinephrine for digital nerve blocks. *Emerg Med J*, Apr 2010;27(4):335.

Figura 6.1: Bloqueo regional del carpo



Desde la izquierda, vistas dorsal y palmar de la pata delantera felina

#### Protocolo abdominal Estabilizar antes de la cirugía Candidatos: Estabilización: Premedicaciones: Inducción: Piómetra Colocar un catéter IV ► Midazolam ► Preoxigenar durante Cuerpos ► Tratar el choque 0,1-0,2 mg/kg IM 5 minutos mediante extraños (véase abajo). mascarilla Corregir los ► Propofol ► Butorfanol gastrointestinales ► Cistitis/urolitos trastornos de 0,2-0,4 mg/kg IM ■ Perros: 1-4 mg/kg IV lenta ► Peritonitis hasta obtener efecto electrólitos, calcio o 0 Perros: hidromorfona Gatos: 1-6 mg/kg IV lenta Masas alucosa. abdominales Transfundir si es 0,05-0,2 mg/kg IM, SC hasta obtener efecto ► Intususcepción necesario. ► Gatos: hidromorfona intestinal ► Mantener caliente. 0,05-0,1 mg/kg IM, SC ► Minimizar el estrés. Dilatación vólvulo Esperar 30 minutos. gástrico Soporte: Perros: SLR a Mantenimiento: 10 ml/kg/hora IV ► Utilizar el nivel eficaz más ► Gatos: SLR a bajo de sevoflurano 5 ml/kg/hora IV ► Realizar bloqueo lineal ► Si está con lidocaína (no hemodinámicamente sobrepasar los 2 mg/kg estable, disminuir como dosis total, diluida la infusión un 50% con solución salina estéril después de 1 hora. si es necesario). ► Antibiótico según corresponda ▶ Administrar el tratamiento para el dolor posoperatorio adecuado (véase página 92).

# CONSIDERACIONES ESPECIALES ACERCA DEL PROTOCOLO ABDOMINAL

(Para las recomendaciones estándares, véase *Consideraciones* acerca de la anestesia general para todos los protocolos, página 83).

#### Evaluación preoperatoria

- Estabilizar antes de la anestesia:
  - Tratar el choque. Iniciar tratamiento del choque con los fluidos cristaloides apropiados. Perros: bolo de 20 ml/kg (hasta 80 ml/kg). Gatos: bolo de 5 ml/kg (hasta 40 ml/kg). También puede administrarse Hetastarch si es necesario. Perros: bolo de 5 ml/kg (hasta 20 ml/kg/día). Gatos: bolo de 2,5 ml/kg (hasta 10 ml/kg/día).
  - Tratar las arritmias. Si hay taquicardia ventricular o >30% de CVP y PAS <90, PAM <60 u oximetría de pulso <95 (con oxígeno) administrar lidocaína 2 a 4 mg/kg (perros) o 0,25 a 0,5 mg/kg (gatos) IV, luego colocar un segundo catéter IV y comenzar una infusión IV constante (IIC) de lidocaína.
  - Corregir cualquier déficit de hidratación y trastornos electrolíticos antes de la anestesia.
  - Transfundir sangre o plasma, si es necesario.

- Tratar el dolor (butorfanol 0,2-0,4 mg/kg IM cada 1 a 4 horas según sea necesario).
- Los casos de dilatación vólvulo gástrico (DVG) no son emergencias quirúrgicas inmediatas y requieren estabilización y descompresión antes de la anestesia general. Durante la estabilización preoperatoria, se puede utilizar, para la descompresión, la colocación de un tubo orogástrico o la perforación con un trócar. Las verdaderas emergencias quirúrgicas son aquellos casos que requieren anestesia dentro de los 15 minutos para salvar la vida del paciente y no se observan con frecuencia en la práctica privada (véase *Protocolo para cirugía de emergencia*, página 105).
- Controlar nuevamente el hematócrito/proteínas totales (Hto/PT), la glucemia y los electrólitos, según sea necesario, antes de proceder a la cirugía.
- Deben administrarse los antibióticos apropiados sobre la base del caso particular. Los antibióticos diferentes de la cefazolina deben administrarse, como mínimo, hasta 1 hora antes de la anestesia, o bien después de la recuperación completa.

#### **Premedicaciones**

- No usar acepromacina.
- Si la premedicación se administra más de 3 horas antes de la inducción, repetirla a la mitad de la dosis 30 minutos antes.

#### Inducción

- El propofol debe administrarse lentamente hasta obtener efecto, para minimizar los efectos cardiovasculares adversos. Como consecuencia de la administración rápida, se pueden presentar bradicardia y apnea.
- La dosis promedio de propofol es a menudo inferior a la necesaria para mascotas saludables. Es preferible pecar por exceso de cautela.

#### Mantenimiento y monitorización

- La concentración de sevoflurano necesaria para mantener a estos pacientes en un plano general de anestesia es, con frecuencia, significativamente más baja que la requerida para mascotas saludables.
- En animales con compromiso grave, puede no ser necesaria la sobrepresión.
- Repetir los análisis de laboratorio, según sea necesario, durante la anestesia; especialmente en cirugías que duran más de 1 hora, considerar un segundo control de Hto/PT, glucemia o electrólitos.
- Los pacientes críticamente enfermos pueden tardar en recuperarse de la anestesia. Monitorizar y documentar temperatura, pulso y respiración (TPR) y otros signos vitales con frecuencia, proporcionar cuidados médicos de sostén, suplementar calor y tratar el dolor según sea necesario.
- Proporcionar analgésicos adecuados en el posoperatorio (véase *Planilla de tareas para el manejo del dolor anestésico*, páginas 18-19). Véase a continuación la nota en consideraciones especiales con respecto a los AINE.

#### Tratamiento del dolor posoperatorio

- Las opciones de analgesia posoperatoria deben incluir un AINE y opioides, dependiendo del procedimiento, el estado de salud de la mascota y la recomendación de escala de dolor. Continuar con un opiáceo para controlar el dolor.
- Se deben evitar los AINE inyectables en los casos que involucran deshidratación importante, choque, insuficiencia renal o hepática, irritación gastrointestinal, compromiso o cirugía del tracto GI.

#### ■ Dolor leve a moderado:

 Butorfanol: 0,2 a 0,4 mg/kg IM. Continuar butorfanol a 0,2-0,4 mg/kg IM cada 1 a 2 horas a discreción si no se puede controlar el dolor sólo con AINE. Se puede observar disforia con el butorfanol, especialmente, cuando se emplean dosis múltiples.

0

 Buprenorfina: 0,005 a 0,02 mg/kg SC, IM (perros) y 0,005 a 0,01 mg/kg SC, IM, transmucosa (gatos); puede sustituirse por butorfanol para el tratamiento del dolor posoperatorio. Este fármaco tiene una mayor duración del efecto (hasta 6 u 8 horas), pero puede demorar hasta 1 hora para alcanzar el efecto máximo. En gatos, este agente se puede administrar por vía transmucosa, NO oral.

#### ■ Dolor severo:

• Hidromorfona: 0,05 a 0,2 mg/kg IM, SC, IV cada 4-6 horas (perros) y 0,05-0,1 mg/kg IM, SC, IV cada 4-6 horas (gatos). Asegúrese de controlar estrechamente la temperatura corporal en los gatos, dado que la hidromorfona puede provocar hipertermia significativa en felinos. Si la temepratura de un gato aumenta a >39,4 °C (103 °F), la administración de buprenorfina a 0,005-0,01 mg/kg IV generalmente revierte la mayor parte del efecto hipertérmico, a la vez que mantiene el efecto analgésico.

C

• IIC de fentanilo, como se describe en la página 21.

#### Vuelta a casa

Evitar el uso de AINE o utilizar con extrema precaución en pacientes con deshidratación significativa, choque, insuficiencia renal o enfermedad gastrointestinal subyacente.

La investigación más reciente indica que la COX-2 es un componente importante en la curación gastrointestinal y que se deben evitar los AINE inhibidores de la COX-2, como el carprofeno o el meloxicam, en los casos en que se presente una lesión gastrointestinal, ya sea como resultado de vómitos prolongados, enfermedad gastrointestinal primaria o cirugía gastrointestinal.

#### Opioides:

 Tramadol oral 2 a 4 mg/kg cada 8 horas (perros) y 2 a 4 mg/kg cada 12 horas (gatos)

O

 Buprenorfina oral 0,01 mg/kg por vía transmucosa cada 8 horas (gatos)

#### Protocolo cardíaco ▶ Si el ECG es normal, con buena calidad de pulso y PAM normal (90-110 mm Si todavía está bradicárdico\*, detenerse y revisar el diagnóstico. Hg en perros) y (110-130 mm Hg en gatos), Realizar estudios diagnósticos Premedicaciones: cardíacos. sin signos clínicos de ► Glicopirrolato enfermedad cardíaca, 0,01 mg/kg IM continuar con el protocolo ► Si se resuelve la bradicardia, para mascotas saludables. esta fue de origen vagal. Continuar con el protocolo apropiado. Bradicardia sinusal Premedicaciones: ► Midazolam 0,1-0,2 mg/kg IM ► Si hay alteraciones del ECG que no sean CVP Cirugía de tejidos blandos: o bloqueo cardíaco. ► Butorfanol 0,2-0,4 mg/kg IM considerarlas importantes. Realizar mayor evaluación Cirugía ortopédica: cardíaca (radiografías, ▶ Perros: hidromorfona 0,05-0,2 mg/kg IM, SC ecocardiograma). SÓLO ► Gatos: hidromorfona 0,05-0,1 mg/kg IM, SC Evaluación proceder si la anestesia es Esperar 30 minutos. de ECG absolutamente necesaria. y PA ► Si el ECG es normal, Preoxigenar con O, al 100% por mascarilla durante 5 minutos antes pero hay signos clínicos de la inducción. Antibióticos y bloqueo local según corresponda. de enfermedad cardíaca, Inducción: propofol 2-4 mg/kg IV lenta (perros), de 2-6 mg/kg, IV lenta considerar una mavor (gatos) hasta obtener efecto (permite la intubación) evaluación (radiografías ecografía cardíaca). SÓLO Mantenimiento: sevoflurano 1-4% en O2 al 100% hasta obtener proceder si la anestesia es absolutamente necesaria. Soporte: SLR 2-4 ml/kg/hora IV (perros y gatos) ► Si hay CVP, evitar **Premedicaciones** el glicopirrolato y la (véase cuadro CVP desaparecen atropina, incluso si existe anterior de bradicardia. premedicaciones) Se recomienda una mayor evaluación antes del procedimiento o proceder si la anestesia es Bolo de lidocaína ► Si las CVP todavía están presentes, posponer la ► Perros: 2-4 mg/kg IV necesaria. ► Gatos: 0,25-0,50 mg/kg IV anestesia, si es posible. Administrar lentamente En caso contrario, iniciar ► Hipertensión (PAM >130 hasta obtener efecto lidocaína. en perros o 150 en gatos) DETENERSE y llevar a cabo una mayor Perros: evaluación de la mascota. ► Goteo de lidocaína (50 ml de lidocaína al 2% en 1 L de NaCl); ► Hipotensión (PAM <80 en dar 4 ml/kg/hora hasta desaparición de CVP, luego lento a perros o <90 en gatos) 2 ml/kg/hora y monitorizar la presencia de bradicardia. Si entonces DETENERSE se presenta bradicardia, enlentecer o suspender el goteo y y brindar apoyo monitorizar CVP. La lidocaína requiere un segundo catéter y vía IV. cardiovascular con líquidos/ coloides/medicamentos IV según corresponda. Evaluar la presencia de Gatos: enfermedades subyacentes Goteo de lidocaína (50 ml de lidocaína al 2% en 1 L de NaCl) dar en la mascota. 0,6-1 ml/kg/hora hasta desaparición de CVP, y luego monitorizar la presencia de bradicardia. Si se presenta bradicardia, enlentecer o suspender el goteo y monitorizar CVP. La lidocaína requiere un segundo catéter y vía IV.

<sup>\*</sup> Los pacientes que presentan bradicardia después del glicopirrolato o la atropina todavía pueden tener un estímulo vagal. Controlar la presencia de aumento de la presión ocular o intracraneana o vejiga llena.

#### CONSIDERACIONES ESPECIALES ACERCA DEL PROTOCOLO CARDÍACO

(Para las recomendaciones estándares, véase *Consideraciones* acerca de la anestesia general para todos los protocolos, página 83.)

#### Evaluación preoperatoria

■ Los pacientes cardíacos deberían ser estabilizados tanto como sea posible antes de proceder a la anestesia. En aquellos con enfermedad cardíaca conocida, se recomienda tomar radiografía de tórax preanestésica. Se debe evaluar el ECG antes de administrar cualquier medicamento.

#### **Premedicaciones**

- Evitar Telazol® y acepromacina en pacientes con enfermedad cardíaca subyacente conocida.
- La frecuencia cardíaca debe disminuir tras la administración de la premedicación. Si la frecuencia cardíaca aumenta, evaluar a la mascota, realizar un ECG y considerar posponer la anestesia para profundizar la evaluación cardíaca en la medida de lo posible.

#### Inducción

- Monitorizar el ECG durante los períodos preanestésico y anestésico.
- Preoxigenar con oxígeno al 100% por mascarilla o flujo durante 5 minutos antes de la inducción y minimizar el estrés durante la manipulación de pacientes cardíacos.
- Dado que el propofol produce efectos cardiovasculares adversos significativos cuando se administra en bolo IV rápido, asegurarse de que la velocidad de administración sea de, por lo menos, 1 minuto.

#### Mantenimiento y monitorización

- La monitorización anestésica es especialmente importante en pacientes cardíacos porque están más predispuestos a los eventos anestésicos adversos. Monitorizar ECG para detectar la presencia de bradicardia, taquicardia o arritmias. Controlar la oximetría de pulso para detectar hipoxia y la PAM para evaluar el desarrollo de hipertensión o hipotensión durante todo el procedimiento y en el período de recuperación. Intervenir según el Algoritmo de emergencia y monitorización anestésica, página 80.
- Se debe controlar estrechamente la tasa de infusión de líquidos IV debido a que los pacientes cardíacos están más predispuestos a la hipervolemia (controlar la presencia de taquipnea, disnea, taquicardia, membranas mucosas pálidas, quemosis, edema periférico, rales pulmonares, secreción nasal, vómitos y diarrea acuosos).
- Ser proactivos para evitar el desarrollo de hipotermia importante, ya que esta puede agregar un estrés innecesario al corazón.

■ Los pacientes críticamente enfermos pueden tardar para recuperarse de la anestesia. Monitorizar y documentar temperatura, pulso y respiración (TPR) y otros signos vitales con frecuencia, y proporcionar cuidados médicos de sostén, según corresponda. Continuar la monitorización de ECG y presión arterial, y mantener la hidratación IV hasta que la mascota pueda adoptar el decúbito esternal y esté extubada. De ser posible, no retirar el catéter IV hasta el momento previo al alta, en caso de que fuera necesario contar con un acceso IV de inmediato.

## Tratamiento del dolor posoperatorio y vuelta a casa

- Véase Protocolo para mascotas saludables: cirugía de tejidos blandos, página 85.
- Véase *Protocolo ortopédico* para las recomendaciones acerca de cirugía de tejidos duros, página 102.
- Véase *Protocolo abdominal* para animales enfermos, página 91.

#### Protocolo hepático

- ► Tiempo de coagulación activada o perfil de coagulación (TP, TTP, recuento de plaquetas) antes del procedimiento cuando se sospecha una enfermedad hepática significativa.
- ► Si las pruebas de coagulación son anormales, posponer y transfundir (PFC, sangre entera fresca).
- ▶ Repetir las pruebas de coagulación luego de la transfusión y revaluar la necesidad de anestesia general.
- Si las pruebas de coagulación son anormales y se considera necesaria la anestesia, derivar a un centro especializado para su atención adecuada.

#### Premedicaciones:

Midazolam 0,1-0,2 mg/kg IM

#### Cirugía de tejidos blandos:

► Butorfanol 0,2-0,4 mg/kg IM

#### Cirugía ortopédica:

- ► Perros: hidromorfona 0,05-0,2 mg/kg IM, SC
- ► Gatos: hidromorfona 0,05-0,1 mg/kg IM, SC

Esperar 30 minutos.

#### Inducción:

- ► Propofol
  - Perros: 1-4 mg/kg IV lento hasta obtener efecto
  - Gatos: 1-6 mg/kg IV lento hasta obtener efecto

#### Mantenimiento:

Sevoflurano 1-4% hasta obtener efecto, inhalado.

## Bloqueo local: según corresponda

Antibiótico: según corresponda

#### Soporte:

- ► Perros: SLR a 10 ml/kg/hora IV
- ► Gatos: SLR 5 ml/kg/hora IV
- Si está hemodinámicamente estable, disminuir la infusión en un 50% después de 1 hora.

#### Recuperación:

- Durante la recuperación, SLR a 5 ml/kg/hora
- Si la recuperación dura más de 20 minutos, mantener caliente al paciente y verificar los niveles de glucemia.
- Puede ser necesario agregar dextrosa adicional a los líquidos para mantener la glucemia entre 100-150 mg/dl.
- Administrar analgésicos posoperatorios según corresponda.

#### CONSIDERACIONES ESPECIALES ACERCA DEL PROTOCOLO HEPÁTICO

(Para las recomendaciones estándares, véase *Consideraciones* acerca de la anestesia general para todos los protocolos, página 83).

#### Evaluación preoperatoria

- Si se realiza una transfusión, premedicar con difenhidramina (2 mg/kg IM) y posponer la anestesia hasta que el animal esté más estable.
- Las enfermedades significativas del hígado afectan el metabolismo y, por lo tanto, la duración de acción de casi todos los anestésicos. Por esta razón, las dosis de la mayoría de los fármacos deben basarse en el extremo inferior del rango posológico.
- Si la albúmina sérica es inferior a 2 g/dl, se debe transfundir plasma o Hetastarch a 20 ml/kg/día (perros), o 10 ml/kg/día (gatos) para facilitar el soporte oncótico y se debe revaluar la necesidad de la anestesia.
- Las pruebas de coagulación (tiempo de coagulación activada, TP, TTP) deben realizarse el día de la cirugía. El tiempo de sangría en mucosa bucal (TSMB) no es una prueba valiosa para pacientes con enfermedades hepáticas, ya que sólo es indicativo de la función plaquetaria, no de los factores de coagulación.
- Con enfermedad hepatobiliar grave pueden presentarse coagulopatías clínicas y subclínicas, dado que la mayoría de los factores de coagulación se sintetizan en el hígado. Algunos pacientes con pruebas de coagulación normal igualmente pueden tener tendencia hemorrágica debido a cambios en la actividad de los

- factores de coagulación, coagulación intravascular diseminada (CID) y congestión vascular inducida por la hipertensión portal y fragilidad.
- Una coagulopatía secundaria a insuficiencia hepática indica enfermedad hepatobiliar grave y se asocia con un mal pronóstico.
- Recomendamos tener sangre o plasma fresco congelado (PFC) disponibles, incluso si los parámetros de la coagulación son normales.

#### Inducción

■ La dosis promedio de propofol es a menudo inferior a la necesaria para mascotas saludables. Es preferible pecar por exceso de cautela.

#### Mantenimiento y monitorización

■ Los pacientes críticamente enfermos pueden tardar para recuperarse de la anestesia. Monitorizar y documentar con frecuencia TPR y otros signos vitales, incluyendo la glucemia, y proporcionar medidas de sostén. Brindar la atención correspondiente.

## Tratamiento del dolor posoperatorio y para la vuelta a casa

- Se deben evitar los AINE en pacientes con enfermedad hepática.
- Véase *Protocolo ortopédico* para las recomendaciones acerca de cirugía de tejidos duros, página 102.
- Véase *Protocolo abdominal* para mascotas enfermas, página 91.

#### Protocolo para diabetes estable

#### Controlar el ECG

Si hay alteraciones, utilizar el protocolo cardíaco.

- ▶ En lugar de la comida habitual y la dosis de insulina, servir la mitad de la ración y administrar la mitad de la dosis de insulina 2 horas antes de la anestesia. Esto debe llevarse a cabo lo más cerca posible de los horarios habituales de alimentación y administración de insulina de la mascota.
- ➤ Controlar la glucemia (N 110-175) justo antes de la anestesia
- ► De ser posible, establecer el tiempo de anestesia sobre la base del horario normal de alimentación

#### Premedicación:

► Acepromacina 0,05 mg/kg, dosis máxima 1,5 mg

#### Cirugía de tejidos blandos:

► Butorfanol 0,2-0,4 mg/kg IM

#### Cirugía ortopédica:

- ▶ Perros: hidromorfona 0,05-0,2 mg/kg IM, SC
- ► Gatos: hidromorfona 0,05-0,1 mg/kg IM, SC
- Esperar 30 minutos

#### Inducción:

 Propofol: perros 2-4 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto; gatos 2-6 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto

#### Mantenimiento

Sevoflurano 1-4% en O<sub>2</sub> al 100% hasta obtener efecto

Bloqueo local: según corresponda

Antibiótico: según corresponda

#### Soporte:

- NaCl al 0,9% a 10-20 ml/kg/hora en perros y 5-10 ml/kg/hora en gatos
- Si está hemodinámicamente estable, disminuir la infusión un 50% después de 1 hora
- Controlar glucemia cada 30 minutos\* mientras esté con anestesia general.

### Atención posoperatoria:

- Controlar la glucosa cada 2-4 horas hasta que la mascota esté despierta y estable.
- ► Tratar el dolor posoperatorio de la manera adecuada.

#### N: Normal.

\* Si se presenta hipoglucemia (glucemia <100 mg/dl), tomar las medidas necesarias para corregirla, es decir, iniciar infusión IV de dextrosa al 2,5% / NaCl al 0,9%.

# CONSIDERACIONES ESPECIALES ACERCA DEL PROTOCOLO PARA DIABETES ESTABLE

(Para las recomendaciones estándares, véase *Consideraciones* acerca de la anestesia general para todos los protocolos, página 83).

#### Evaluación preoperatoria

Los diabéticos inestables no se deben someter a anestesia, a menos que haya una emergencia crítica que justifique el riesgo. Si debe hacerse un procedimiento de emergencia, se recomiendan los siguientes procedimientos:

- Corrección de la hipovolemia secundaria a la deshidratación
- Evaluación cuidadosa y corrección de cualquier anormalidad de los electrólitos

#### Mantenimiento y monitorización

- NaCl al 0,9% se utiliza como el líquido IV de elección en los pacientes diabéticos.
- Evaluación continua de los niveles de glucosa en sangre (como mínimo cada 30 minutos) y agregar o suprimir la dextrosa de los líquidos IV del paciente.
- Estabilización de la hiperglucemia mediante el uso de inyecciones de insulina regular (por ej., Humulin® R) o IIC.
- Estabilización de la hipoglucemia mediante el uso de bolos de dextrosa IV (1 ml de dextrosa al 50% por kg

de peso corporal) o IIC.

- El objetivo de anestesiar a un paciente diabético es lograr que esté conciente y con recuperación completa lo antes posible para que pueda volver a su horario de alimentación y estado metabólico normal.<sup>2</sup>
- Los niveles de glucemia ideales serán entre 150 y 250 mg/dl.¹

## Tratamiento del dolor posoperatorio y vuelta a casa

- Véase Protocolo para mascotas saludables: cirugía de tejidos blandos, página 85.
- Véase *Protocolo ortopédico* para las recomendaciones acerca de cirugía de tejidos duros, página 102.
- Véase *Protocolo abdominal* para animales enfermos, página 91.

#### Referencia bibliográfica

1. Thurman, W. J.; Grimm, K. A. Lumb & Jones' Veterinary Anesthesia and Analgesia. 4th ed. Oxford, England: Blackwell Publishing, 2007: 933.

## Comprobar la saturación de O, ahora

## Oximetría de pulso y movimiento de aire normales:

- Proceder.
- Si presenta neumonía o asma, considerar hacer radiografías.

#### Premedicaciones:

Acepromacina 0,05 mg/kg, dosis máxima 1,5 mg

#### Cirugía de tejidos blandos:

► Butorfanol 0,2-0,4 mg/kg IM

n

#### Cirugía ortopédica:

- Perros: hidromorfona 0,05-0,2 mg/kg IM, SC
- Gatos: hidromorfona 0,05-0,1 mg/kg IM, SC
- Esperar 30 minutos.
- ► Preoxigenar de 3 a 5 minutos.

#### Inducción:

▶ Perros: 2-4 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto Gatos: 2-6 mg/kg IV lenta. Utilizar la inducción de secuencia rápida\*\* y estar preparados para ventilar.

#### Mantenimiento:

Sevoflurano 1-4% en O<sub>2</sub> al 100% hasta obtener efecto

Antibiótico: según corresponda

#### Soporte:

- SLR IV 10 ml/kg/hora en perros y 5 ml/kg/hora en gatos durante la primera hora; disminuir la infusión un 50% cuando el paciente esté hemodinámicamente estable.
- ▶ Puede ser necesaria la ventilación manual.
- Tratar el dolor posoperatorio de la manera adecuada.

#### Oximetría de pulso anormal o aflicción respiratoria presente:

- Considerar radiografías y toracocentesis (buscar neumotórax, derrame pleural o hernia diafragmática)
- NO estrese demasiado\*; considerar butorfanol 0,2-0,4 mg/kg IM para calmar.
- Si la sedación es necesaria para el diagnóstico, usar acepromacina 0,05 mg/kg (dosis máxima 1,5 mg) más butorfanol 0,2-0,4 mg/kg SC/IM

**Nota:** si es de alto riesgo, evitar la acepromacina; utilizar midazolam 0,2-0,4 mg/kg IM en su lugar.

► Evitar estrés\* y suministrar O₂

## Presencia de neumotórax o derrame pleural:

- ► Drenar el tórax y estabilizar.
- ▶ Bloqueo local / inmovilización preferible para la colocación de un tubo torácico.

#### Hernia diafragmática

#### ECG:

- ➤ Si el ECG es normal, proceder. Si el ECG es anormal, véase Protocolo cardíaco.
- Resolver las alteraciones del ECG, después usar el Protocolo pulmonar para la inducción y el mantenimiento.

<sup>\*</sup> Evitar estrés = la frecuencia cardíaca no debe aumentar un 25% o más.

<sup>\*\* &</sup>quot;Inducción de secuencia rápida" = tener todos los insumos necesarios disponibles en la inducción para una intubación rápida. Cualquier retraso en el suministro de O<sub>2</sub> y una vía aérea permeable incrementa el riesgo de muerte.

#### **CONSIDERACIONES ESPECIALES ACERCA DEL PROTOCOLO PULMONAR**

(Para las recomendaciones estándares, véase Consideraciones acerca de la anestesia general para todos los protocolos, página 83).

#### **Evaluación preoperatoria**

- Estabilizar antes de la anestesia:
  - Proporcionar oxígeno y controlar el oxímetro de pulso.
  - Si se obstruye la vía aérea superior, proporcionar oxígeno a través de una aguja de calibre 18 colocada en la tráquea entre los anillos traqueales como sostén de emergencia a corto plazo.
  - Si hay neumotórax o derrame pleural, puede ser necesario realizar una toracocentesis antes de la
  - El butorfanol (se recomienda una dosis baja de 0,2 mg/kg IM) puede ser necesario para calmar a una mascota angustiada.
  - Realizar un examen físico tan completo como se pueda. Sacar radiografías, si es posible; sin embargo, es imperativo minimizar el estrés.
- Evaluar los parámetros cardiovasculares antes de la inducción. Un ECG puede ser ventajoso durante la evaluación cardíaca. Elegir el tubo endotraqueal más grande que se adapte fácilmente y no irrite ni traumatice la tráquea (véase Selección del tubo endotraqueal, página 43). La inserción de un tubo endotraqueal demasiado pequeño puede causar acumulación de dióxido de carbono y provocar complicaciones posanestésicas.

#### **Premedicaciones**

- Asegurarse de que las premedicaciones hayan hecho efecto antes de la inducción. Un ECG puede ser ventajoso durante la evaluación cardíaca. Véase Protocolo pulmonar, página 97.
- Monitorizar la oximetría de pulso y continuar proporcionando oxígeno.
- Las lecturas de la oximetría de pulso deben evaluarse antes y después de la administración de la premedicación. Evaluar cuidadosamente los parámetros cardiovasculares después de las premedicaciones.

#### Inducción

- Preoxigenar de 3 a 5 minutos antes de la inducción.
- Usar la mínima cantidad de drogas para la inducción y el menor porcentaje posible de sevoflurano. La dosis promedio de propofol es a menudo inferior a la necesaria para mascotas saludables. Es preferible pecar por exceso de cautela. El propofol debe administrarse lentamente hasta obtener efecto, para minimizar los efectos cardiovasculares adversos. Como consecuencia de la administración rápida, se pueden presentar bradicardia y apnea.

#### Mantenimiento y monitorización

- Monitorizar la oximetría de pulso a menudo cuando se requieren ventilación manual o toracocentesis.
- Cuando se ventilan pacientes con enfermedad pulmonar crónica, asegurarse de ver el manómetro. Las presiones no deben exceder de 12 a 15 cm H<sub>2</sub>O. Las presiones más altas pueden causar microhemorragia en los alvéolos del tejido pulmonar comprometido. Estos pacientes pueden despertar de la anestesia, sólo para morir unas horas después de la recuperación.

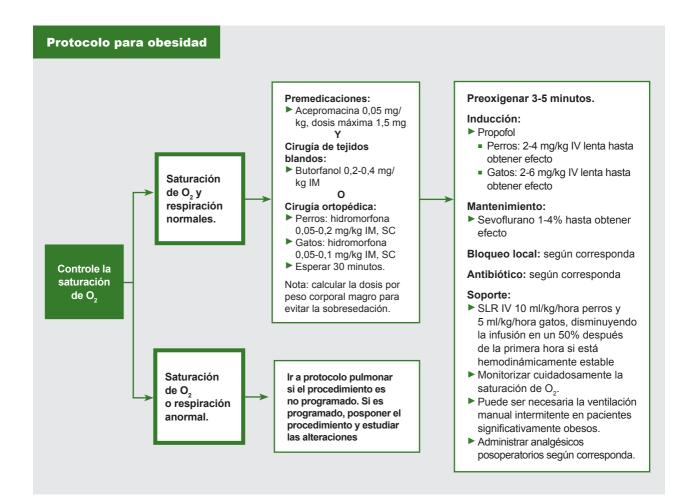
#### Tratamiento del dolor posoperatorio y vuelta a casa

- Los pacientes críticamente enfermos pueden tardar para recuperarse de la anestesia. Monitorizar y documentar TPR y otros signos vitales con frecuencia, proporcionar cuidados médicos de sostén, suplementar calor y tratar el dolor según sea necesario.
- Manejo del dolor: véase el protocolo apropiado y considerar las premedicaciones que se encuentran disponibles.
- Véase Protocolo para mascotas saludables: cirugía de tejidos blandos, en la página 85.
- Véase *Protocolo ortopédico* para las recomendaciones acerca de cirugía de tejidos duros, página 102.
- Véase *Protocolo abdominal* para animales enfermos, página 91.



#### PARE Piense. Tome una buena decisión

Las bradiarritmias son comunes en los pacientes con enfermedad respiratoria, debido al aumento del tono vagal que sucede, por ejemplo, en los animales de razas braquicéfalas y aquéllos con enfermedad intratorácica. Los pacientes sintomáticos con bradiarritmias pueden mostrar debilidad, letargo, depresión y síncope. La bradicardia sinusal se ve más a menudo con el aumento del tono vagal. El tratamiento se basa en el abordaje de la causa subyacente. Se puede utilizar un agente vagolítico / parasimpático (atropina: 0,02-0,04 mg/kg) en el paciente despierto y no medicado para ver si el aumento del tono vagal es el origen de la bradicardia. Con esta dosis, es menos probable que se provoque taquicardia sinusal de rebote, y es mucho menor que la dosis que se usa para tratar la bradicardia que se desarrolla anestesiado.



#### CONSIDERACIONES ESPECIALES ACERCA DEL PROTOCOLO PARA OBESIDAD

(Para las recomendaciones estándares, véase *Consideraciones* acerca de la anestesia general para todos los protocolos, página 83).

- Es importante monitorizar adecuadamente el estado de oxigenación en animales obesos.
- Es posible provocar sobredosis en animales obesos. Calcular la dosis según el peso corporal magro.
- Elija el tubo endotraqueal más grande que se adapte fácilmente y no irrite ni traumatice la tráquea.

#### Evaluación preoperatoria

El protocolo para obesidad fue diseñado para la mascota obesa, pero, por lo demás, sana. En el caso de que sea obesa y enferma, sírvase seguir las indicaciones del protocolo apropiado.

- Cirugía ortopédica: véase *Protocolo ortopédico*, página 102.
- Mascota enferma: véanse Protocolo hepático, página 95; Protocolo renal, página 100; Protocolo abdominal, página 91.

#### **Premedicaciones**

■ Calcular la dosis por peso corporal magro.

#### Inducción

- Preoxigenar de 3 a 5 minutos antes de la inducción.
- Usar la mínima cantidad de drogas para la inducción y el menor porcentaje posible de sevoflurano.

#### Mantenimiento y monitorización

 Monitorizar cuidadosamente la saturación de oxígeno durante la recuperación posoperatoria.

## Tratamiento del dolor posoperatorio y vuelta a casa

- Manejo del dolor: véase protocolo apropiado y considerar las premedicaciones que se encuentran disponibles.
- Véase Protocolo para mascotas saludables: cirugía de tejidos blandos, página 85.
- Véase *Protocolo ortopédico* para las recomendaciones acerca de cirugía de tejidos duros, página 102.
- Véase *Protocolo abdominal* para animales enfermos, página 91.

#### Protocolo renal ► Volver a verificar Hto y PT. Azotemia prerrenal: ► Si son normales, proceder con el protocolo Corregir la deshidratación ► Hto, NUS y para mascotas saludables con fluidoterapia a Creat elevados 10 ml/kg/hora (perros) y c/densidad 5 ml/kg/hora (gatos) durante específica orina 1-2 horas antes de la Premedicación: >1.030 en perros y anestesia. ► Midazolam 0,1-0,2 mg/kg IM 1.035 en gatos Cirugía de tejidos blandos: ▶ Butorfanol 0,2-0,4 mg/kg IM Cirugía ortopédica: Soporte: Perros: hidromorfona 0,05-0,2 mg/kg IM, SC Azotemia renal: ► SLR a 10 ml/kg/hora IV ► Gatos: hidromorfona 0,05-0,1 mg/kg IM, SC Evaluar gravedad v (perros); 5 ml/kg/hora IV ► Esperar 30 minutos causa subvacente. (gatos) Inducción: ► Propofol Perros: 2-4 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto Gatos: 2-6 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto Mantenimiento: Azotemia posrenal: Obstrucción uretral\* ► Sevoflurano 1–4% en O₂ al 100% hasta obtener efecto Bloqueo local: según corresponda Antibiótico: según corresponda ► Perros: SLR a 10 ml/kg/hora IV ► Gatos: SLR a 5 ml/kg/hora IV ► Si está hemodinámicamente estable, disminuir la infusión un 50% después de 1 hora. ▶ Tratar el dolor posoperatorio de manera adecuada. \* Véase Protocolo posrenal, página 101.

## CONSIDERACIONES ESPECIALES ACERCA DEL PROTOCOLO RENAL

(Para las recomendaciones estándares, véase *Consideraciones* acerca de la anestesia general para todos los protocolos, página 83).

#### Evaluación preoperatoria

- La enfermedad renal afectará la depuración y, por lo tanto, la duración de acción de la mayoría de los anestésicos. Por esta razón, las dosis de la mayoría de los fármacos deben basarse en el extremo inferior del rango posológico.
- Si la albúmina sérica es inferior a 2 g/dl, se deben transfundir plasma o Hetastarch para sostén oncótico, y se debería revaluar la necesidad de la anestesia.

#### Inducción

La dosis promedio de propofol es a menudo inferior a la necesaria para mascotas saludables. Es preferible pecar por exceso de cautela.

#### Mantenimiento y monitorización

■ Los pacientes críticamente enfermos pueden tardar para recuperarse de la anestesia. Monitorizar y documentar con frecuencia temperatura, pulso y respiración (TPR) y otros signos vitales, incluyendo la glucemia, y proporcionar medidas de sostén. Brindar la atención correspondiente.

## Tratamiento del dolor posoperatorio y vuelta a casa

- Se deben evitar los AINE en pacientes con enfermedad renal.
- Véase Protocolo ortopédico para las recomendaciones acerca de cirugía de tejidos duros, página 102.
- Véase Protocolo abdominal para animales enfermos, página 91.

## Protocolo posrenal

#### Azotemia posrenal:

▶ Bloqueo de uretra, ruptura de vejiga.

### Estabilizar a la mascota:

- ► Controlar ECG.
- ► Iniciar SLR o NaCl al 0,9% a 10-20 ml/kg/hora IV y vaciar la vejiga por medio de cistocentesis.
- ► Realizar análisis de electrólitos.

Si la mascota es demasiado indócil para permitir que se realicen colocación del catéter IV, ECG, extracción de sangre, cistocentesis o cateterismo uretral, administrar lo siquiente:

#### Premedicaciones:

- ► Midazolam 0,1-0,2 mg/kg IM
- ► Butorfanol 0,2-0,4 mg/kg IM (perros) SC (gatos)

- ► Esperar 30 minutos y luego colocar catéter IV, vaciar la vejiga, tomar muestra de sangre, controlar ECG
- Volver a verificar cualquier alteración de los electrólitos si es necesario.
  - ► Si no es posible obtener una muestra de sangre, vaciar la vejiga o colocar un catéter IV, administrar Telazol® 0,5 mg/kg IM (perros); DKT 0,035 mg/kg IM (gatos)
- ► Intentar aliviar la obstrucción uretral. (gatos: colocar 0,1 ml de lidocaína al 2% en la uretra).
- ► Si la anestesia general es necesaria, primero estabilizar a la mascota.

#### Inducción:

- ► Propofol
  - Perros: 2-4 mg/kg IV hasta obtener efecto
  - Gatos: 1-6 mg/kg IV hasta obtener efecto

#### Mantenimiento:

► Sevoflurano 1-4% en O₂ al 100% hasta obtener efecto

#### Antibiótico:

► Según corresponda; ampicilina 10 mg/kg IM

#### Soporte:

SLR a 10 ml/kg/hora IV (perros); 5 ml/kg/hora IV (gatos), disminuir la infusión en un 50% después de una hora si está hemodinámicamente estable.

#### CONSIDERACIONES ESPECIALES ACERCA DEL PROTOCOLO POSRENAL

(Para las recomendaciones estándares, consulte *Consideraciones* acerca de la anestesia general para todos los protocolos, página 83).

(Véase Protocolo renal, página 100, para obtener más detalles).

#### Evaluación preoperatoria

- La ruptura de vejiga secundaria a la cistocentesis es rara, mientras que la muerte durante la anestesia en pacientes con obstrucción uretral es común. El objetivo principal es bajar el nivel de potasio.
- Las alteraciones más comunes del ECG son debidas a la hiperpotasemia (trastornos del ECG: bradicardia, bloqueo AV de 1<sup>er</sup> grado, ondas P aplanadas, ondas T picudas) y deben corregirse antes de la sedación intensa o de la anestesia general.
- Si el paciente está en choque, la anestesia está contraindicada. Corregir el choque antes de la inducción. El propofol debe administrarse lentamente hasta obtener efecto, para minimizar los efectos cardiovasculares adversos. Como consecuencia de la administración rápida, se puede presentar bradicardia.

#### Inducción

 Si la anestesia general es necesaria, primero estabilizar a la mascota.

#### Recuperación

- Monitorización ECG continua.
- Inicialmente controlar electrólitos cada 2 horas hasta normalizar.
- Es común que se produzca diuresis posobstructiva. Asegúrese de administrar fluidoterapia apropiadamente.

## Tratamiento del dolor posoperatorio y vuelta a casa

- Se deben evitar los AINE en pacientes con enfermedad renal.
- Véase Protocolo abdominal para animales enfermos, página 91.

#### Protocolo ortopédico

#### Premedicaciones:

- Acepromacina 0,05 mg/kg SC, IM (dosis máxima 1,5 mg)
- ► Hidromorfona: 0,05-0,2 mg/kg SC, IM en perros; 0,05-0,1 mg/kg SC, IM en gatos
- Esperar 30 minutos

#### Inducción: propofol

- Perros: 2-4 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto
- ► Gatos: 2-6 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto

**Mantenimiento:** sevoflurano 1-4% en O<sub>2</sub> al 100% hasta obtener efecto

Bloqueo local: +/- epidural\*

Antibiótico: 22 mg/kg de cefazolina IV lenta cada 90 minutos

Soporte: SLR a 10 ml/kg/hora IV (perros); 5 ml/kg/hora IV (gatos).
 Si está hemodinámicamente estable, disminuir la infusión en un 50% después de 1 hora.

Tratamiento del dolor posquirúrgico:

► Fentanilo IIC † como se detalla a continuación (siempre que la función cardiovascular sea normal)

0

- ► Perros: hidromorfona 0,05-0,2 mg/kg IM, SC, IV cada 4-6 horas
- ► Gatos: hidromorfona 0,05-0,1 mg/kg IM, SC, IV cada 4-6 horas

Υ

- Perros: carprofeno 4 mg/kg una vez SC
- ► Gatos: meloxicam 0,2 mg/kg una vez SC

#### Instrucciones de alta:

- Perros: carprofeno 2 mg/kg oral cada 12 horas durante 3-5 días más.
- ► Gatos: meloxicam 0,05 mg/kg oral cada 24 horas durante 3 días más. Utilizar con precaución.

Añadir opiáceos como se indica para el nivel de dolor.

- \* El médico debe estar certificado por el director médico para realizar la epidural (véase Técnicas de analgesia epidural, página 32).
- † Consulte la Receta de infusión intravenosa continua (IIC) de fentanilo, página 21.

#### CONSIDERACIONES ESPECIALES ACERCA DEL PROTOCOLO ORTOPÉDICO

(Para las recomendaciones estándares, véase *Consideraciones* acerca de la anestesia general para todos los protocolos, página 83).

#### **Premedicaciones**

 En el período perioperatorio de los procedimientos ortopédicos, se prefiere el uso de cefazolina
 22 mg/kg IV lenta en la inducción y repetido cada 90 minutos hasta la sutura.

#### Tratamiento del dolor posoperatorio

- Las opciones de analgesia posoperatoria deben incluir un AINE y opioides, dependiendo del procedimiento, el estado de salud de la mascota y la recomendación de escala de dolor.
- Opioides:
  - Hidromorfona: 0,05 a 0,2 mg/kg IM, SC, IV cada 4 a 6 horas (perros) y 0,05 a 0,1 mg/kg IM, SC, IV (gatos). Asegúrese de controlar estrechamente la temperatura corporal en los gatos, dado que la hidromorfona puede provocar hipertermia significativa en felinos. Si la temperatura de un gato aumenta a >39,4 °C (103 °F), la administración de buprenorfina a 0,005 a 0,01 mg/kg IV generalmente revierte la mayor parte del efecto hipertérmico, a la vez que mantiene el efecto analgésico.

O

• IIC de fentanilo como se describe en la página 21.

Y

 Se pueden administrar AINE cuando se suspende el sevoflurano, siempre y cuando no existan contraindicaciones para su uso (insuficiencia renal, enfermedad hepática, compromiso gastrointestinal importante o administración reciente de corticosteroides) y la mascota esté bien hidratada (haya recibido hidratación intraoperatoria) y no presente riesgo de hemorragia significativa.

- Perros: carprofeno a 4 mg/kg SC (dosis inicial solamente)
- Gatos: meloxicam 0,2 mg/kg SC (dosis inicial solamente)
- Disforia: no se debe confundir dolor con disforia. Si el paciente parece excitable o agitado, puede ser necesario administrar una dosis adicional de acepromacina o midazolam, si han transcurrido por lo menos 4 horas desde la administración de la primera o 2 horas desde la administración del segundo, y la calidad del pulso y el color de las membranas mucosas son buenos. Dar la mitad de la dosis de acepromacina o midazolam utilizada para la premedicación por vía IM (perros) y SC (gatos).

#### Vuelta a casa

- IIC de fentanilo se suspende **antes** de dar el alta, pero **puede** mantenerse si la mascota es trasladada a un centro veterinario especializado con atención las 24 horas.
- Al dar el alta prescribir los AINE y/u opioides apropiados para el nivel de dolor y el estado de salud (véanse la página 84 y la *Planilla de tareas para el manejo del dolor anestésico*, páginas 18-19).
- AINE: indicar el mismo que se utilizó en el posoperatorio.
  - Carprofeno en perros 4 mg/kg oral 1 vez por día o dividida en dos dosis iguales durante 3 a 5 días
  - Meloxicam en gatos 0,05 mg/kg oral 1 vez por día durante un máximo de 2 a 3 días. **Utilizar con precaución.**
- Opioides:
  - Tramadol 2 a 4 mg/kg oral cada 8 horas (perros) y 2 a 4 mg/kg cada 12 horas (gatos)

O

 Buprenorfina 0,01 mg/kg por vía transmucosa cada 8 horas (gatos)

#### Protocolo para cirugía de oído

#### Candidatos:

- Ablación total del oído
- Resección lateral del oído
- ► Osteotomía de la bulla

#### Premedicaciones:

- Acepromacina 0,05 mg/kg SC, IM (dosis máxima 1,5 mg)
- ► Hidromorfona Perros: 0,05-0,2 mg/kg SC, IM Gatos: 0,05-0,1 mg/kg SC, IM
- Esperar 30 minutos.

#### Inducción:

- ► Telazol® 1-2 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto (Telazol® debe diluirse con agua destilada hasta un volumen de 1-3 ml y se administra hasta obtener efecto para permitir la intubación).
- Sevoflurano 1-3% en O<sub>2</sub> al 100% hasta obtener efecto

#### Soporte:

- ► SLR a 10 ml/kg/hora IV (perros); 5 ml/kg/hora IV (gatos).
- Si el paciente está hemodinámicamente estable, disminuir la infusión un 50% después de 1 hora.

- Considerar un catéter de "irrigación"
- ► Al dar el alta prescribir un opiáceo y/o un AINE apropiado para el nivel de dolor y el estado de salud.
- ▶ Perros:
  - Carprofeno 2 mg/kg oral cada 12 horas durante 3-5 días
  - Tramadol 2-4 mg/kg oral cada 8 horas
- ► Gatos:
  - Meloxicam suspensión 0,05 mg/kg oral cada 24 horas durante 3 días. Utilizar con precaución.

+/-

- Tramadol 2-4 mg/kg oral cada 12 horas
- Buprenorfina 0,01 mg/kg por vía transmucosa cada 8 horas

#### CONSIDERACIONES ESPECIALES ACERCA DEL PROTOCOLO PARA CIRUGÍA DE OÍDO (EXCEPTO PABELLÓN AURICULAR)

(Para las recomendaciones estándares, véase *Consideraciones* acerca de la anestesia general para todos los protocolos, página 83).

#### **Premedicaciones**

- En el período perioperatorio de los procedimientos ortopédicos se prefiere el uso de cefazolina (22 mg/kg IV lenta en la inducción y repetida cada 90 minutos hasta la sutura).
- Hidromorfona (0,05-0,2 mg/kg SC, IM en perros; 0,05-0,1 mg/kg SC, IM en gatos) y acepromacina. Esto permitirá que se use IIC de fentanilo después de la recuperación.

#### Inducción

- En las mascotas saludables, la inducción para la cirugía de oído se realiza con Telazol® 1-2 mg/kg IV, en lugar de propofol. Esto ayuda a evitar la necesidad de dosis más altas de sevoflurano para evitar el movimiento de la cabeza durante la cirugía. El Telazol® debe diluirse con agua destilada hasta un volumen de 1-3 ml y administrarse hasta obtener efecto, para permitir la intubación.
- No es necesaria la técnica de "sobrepresión" cuando se utiliza Telazol® como agente de inducción.

#### Tratamiento del dolor posoperatorio

- Las opciones de analgesia posoperatoria incluyen el uso de un opiáceo con un AINE y posiblemente un bloqueo regional:
  - Hidromorfona: 0,05 a 0,2 mg/kg IM, SC, IV cada 4-6 horas (perros) y 0,05-0,1 mg/kg IM, SC, IV (gatos). Asegúrese de controlar estrechamente la temperatura corporal en los gatos, dado que la hidromorfona puede provocar hipertermia significativa en felinos. Si la temperatura de un gato aumenta a >39,4 °C (103 °F), la administración de buprenorfina a 0,005-0,01 mg/kg IV generalmente revierte la mayor parte del efecto hipertérmico, a la vez que mantiene el efecto analgésico.

C

• IIC de fentanilo como se describe en la página 21.

#### Y (opcional):

 Se pueden colocar catéteres de "irrigación" antes del cierre quirúrgico como se describe en la página 32, que permanecen en el lugar durante varios días después de la cirugía.

Y

■ Se pueden administrar AINE cuando se suspende el sevoflurano, siempre y cuando no existan contraindicaciones para su uso (insuficiencia renal, enfermedad hepática, compromiso gastrointestinal importante o administración reciente de corticosteroides) y la mascota esté bien hidratada (haya recibido hidratación intraoperatoria) y no presente riesgo de hemorragia significativa.

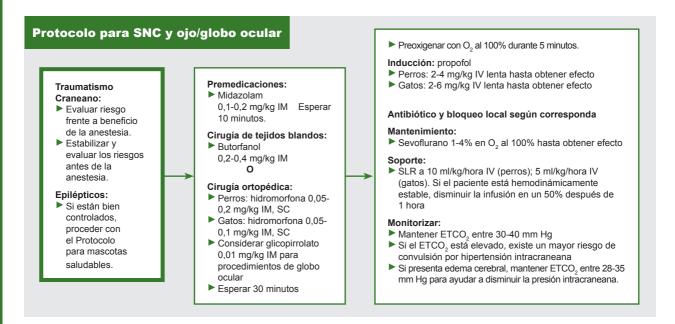
<sup>\*</sup> Véase Receta de infusión intravenosa continua (IIC) de fentanilo, página 21

- □ Carprofeno a 4 mg/kg SC, dosis inicial única (perro)
- □ Meloxicam 0,2 mg/kg SC, dosis inicial única (gatos)
- Disforia: no se debe confundir dolor con disforia. Si el paciente parece excitable o agitado, puede ser necesario administrar una dosis adicional de acepromacina o midazolam, si han transcurrido por lo menos 4 horas desde la administración de la primera o 2 horas desde la administración del segundo, y la calidad del pulso y el color de las membranas mucosas son buenos. Dar la mitad de la dosis de acepromacina o midazolam utilizada para la premedicación por vía IM (perros) y SC (gatos).

#### Vuelta a casa

■ La IIC de fentanilo se suspende antes de dar el alta, pero puede mantenerse si la mascota es trasladada a un centro veterinario especializado con atención las 24 horas.

- Se pueden dispensar al cliente jeringas prellenadas con lidocaína o catéteres de irrigación cargados para su uso en el domicilio durante varios días del período posoperatorio, tal como se describe en la página 32.
- Dispense el mismo AINE que se utilizó en el posoperatorio (carprofeno en perros y meloxicam en gatos usar con precaución).
- En la mayoría de los procedimientos de oído, no se espera que los AINE solos proporcionen analgesia suficiente. Para la analgesia, también se debe enviar a casa tramadol oral (2 a 4 mg/kg en perros cada 8 horas y 2 a 4 mg/kg en gatos cada 12 horas) o buprenorfina por vía transmucosa (0,01 mg/kg cada 8 horas en gatos). Tanto el tramadol como la buprenorfina se pueden utilizar con AINE o corticosteroides.



#### CONSIDERACIONES ESPECIALES ACERCA DEL PROTOCOLO PARA SNC Y OJO/GLOBO OCULAR

(Para las recomendaciones estándares, véase Consideraciones acerca de la anestesia general para todos los protocolos, página 83).

#### Evaluación preoperatoria

- Evaluar críticamente la necesidad de anestesiar a cualquier paciente con traumatismo de cráneo. La mayoría de las mascotas deberían ser estabilizadas con hidratación adecuada, O₂, y analgésicos, según necesidad, y ser derivadas para recibir atención en un centro especializado. Si eso no es posible, proceder con precaución.
- Advertencia más importante: se debe evitar todo lo que pueda causar aumento de la presión intracraneana (PIC), como la tos, los vómitos, la oclusión de la vena yugular (para punción venosa) o los efectos de los fármacos.

- Se puede utilizar la tonometría para evaluar el incremento de la PIC. El aumento marcado de la presión intraocular bilateral puede indicar aumento de la PIC.
- Precaución con el globo ocular: se puede producir bradicardia debida al reflejo oculocardíaco mediado por el trigémino vagal. Si esto es grave y se asocia con hipotensión, puede utilizarse glicopirrolato 0,01 mg/kg IV. Es correcto premedicar con este fármaco si se prevé tracción del globo ocular.

#### **Premedicación**

- Administrar midazolam 0,1-0,2 mg/kg IM 10 minutos antes de la administración de butorfanol.
- El uso de Telazol<sup>®</sup>, ketamina y medicamentos opiáceos que pueden causar vómitos (morfina, hidromorfona) está contraindicado en pacientes con traumatismo de cráneo en este momento.
- Preoxigenar con oxígeno al 100% durante 5 minutos, mediante mascarilla, si es posible.

#### Mantenimiento y monitorización

- Mantener el ETCO, entre 30 a 40 mm Hg.
- Si el ETCO<sub>2</sub> es elevado existe un mayor riesgo de convulsiones por el aumento de la PIC.
- Si se presenta edema cerebral, mantener el ETCO<sub>2</sub> entre 28 a 35 mm Hg para ayudar a disminuir la PIC.
- Monitorizar con frecuencia a los pacientes con traumatismos de cráneo para detectar cambios en el estado neurológico.

## Tratamiento del dolor posoperatorio y vuelta a casa

- Véase Protocolo para mascotas saludables: cirugía de tejidos blandos, página 85.
- Véase *Protocolo ortopédico* para las recomendaciones acerca de cirugía de tejidos duros, página 102.
- Véase Protocolo abdominal para animales enfermos, página 91.

#### Protocolo para cirugía de emergencia Estabilización: Premedicaciones: Inducción: Recuperación: Colocar un catéter ► Preoxigenar mediante ▶ Midazolam ► Monitorizar muy 0,1-0,2 mg/kg IM mascarilla; inducir con la estrechamente durante IV. dosis efectiva más baja de la recuperación. Iniciar tratamiento propofol, 1-4 mg/kg IV lenta ► Mantener intubado y del choque. ▶ Butorfanol (perros), 1-6 mg/kg IV lenta proporcionar O, hasta ► Comenzar a 0,2-0,4 mg/kg IM (gatos) que sea capaz de corregir las ► Continuar con adecuada adoptar el decúbito alteraciones de los fluidoterapia IV para la esternal. electrólitos. condición. Mantener caliente. ► Transfundir si es Bloqueo local: según ► Brindar el tratamiento necesario corresponda adecuado del dolor Mantener caliente. Antibiótico: según después de la ► Minimizar el corresponda operación (véase estrés página 84).

#### CONSIDERACIONES ESPECIALES ACERCA DEL PROTOCOLO PARA CIRUGÍA DE EMERGENCIA

(Para las recomendaciones estándares, véase *Consideraciones* acerca de la anestesia general para todos los protocolos, página 83).

#### Evaluación preoperatoria

- Estabilizar antes de la anestesia:
  - Tratar el choque.
  - Iniciar tratamiento del choque con los fluidos cristaloides apropiados. Perros: bolo de 20 ml/kg (hasta 80 ml/kg). Gatos: bolo de 5 ml/kg (hasta 40 ml/kg). También se puede administrar Hetastarch, si es necesario, en las siguientes dosis: perros: bolo de 5 ml/kg (hasta 20 ml/kg/día). Gatos: bolo de 2,5 ml/kg (hasta 10 ml/kg/día).
  - Tratar las arritmias.
  - Si hay taquicardia ventricular o >30% de contracciones ventriculares prematuras (CVP) y la presión arterial sistólica (PAS) <90, la presión arterial media (PAM) <60 o SpO<sub>2</sub> <95 (con oxígeno) administrar lidocaína 2 a 4 mg/kg (perros) o 0,25 a 0,5 mg/kg (gatos) IV, luego colocar un segundo catéter IV y comenzar una IIC de lidocaína.</p>
  - Comenzar a corregir las alteraciones hidroelectrolíticas y la deshidratación.
  - Transfundir a los pacientes con anemia importante o

que hayan presentado hemorragia aguda significativa.

- Proporcionar oxígeno, si está indicado.
- Tratar el dolor (butorfanol 0,2-0,4 mg/kg SC, IM cada 1 a 4 horas, según sea necesario).
- Evitar el uso de AINE o utilizar con extrema precaución, en pacientes con deshidratación, choque, insuficiencia renal o enfermedad gastrointestinal subyacente. Por esta razón, se debe limitar el uso de AINE en pacientes críticos hasta que se estabilicen. La investigación más reciente indica que la COX-2 es un componente importante en la curación gastrointestinal y que se deben evitar los AINE inhibidores de la COX-2 como el carprofeno o el meloxicam en los casos en los que pueda estar presente una lesión gastrointesinal, ya sea como resultado de vómitos prolongados, enfermedad gastrointestinal primaria o cirugía gastrointestinal. En estos casos, el uso de opiáceos es más apropiado en el posoperatorio.
- Las verdaderas emergencias que requieren anestesia inmediata son raras. Una verdadera emergencia que requiere cirugía inmediata incluiría una obstrucción de la vía aérea o una hemorragia aguda mortal. La mayoría de las mascotas tendrán un mejor resultado si son estabilizadas antes de la anestesia o cirugía. Por ejemplo, la tasa de supervivencia de los pacientes con hernias diafragmáticas traumáticas aumenta

considerablemente si ellos son estabilizados al menos 24 horas antes de la cirugía. Los casos de dilatación vólvulo gástrico (DVG) requieren estabilización y descompresión antes de la anestesia general para que el paciente obtenga un mejor resultado. Estos ejemplos no cumplen la definición de "emergencia" en el presente protocolo. Las emergencias son casos quirúrgicos que requieren anestesia dentro de los 15 minutos para salvar la vida del paciente.

- Realizar un examen físico tan completo como sea posible. Si la urgencia de la situación impide el análisis de sangre preanestésico, realizarlo mientras el paciente está siendo examinado y anestesiado.
- Evaluar los parámetros cardiovasculares antes de la inducción. Un electrocardiograma (ECG) puede ser beneficioso durante la evaluación cardíaca.

#### **Premedicaciones**

- No usar acepromacina.
- La vía IV es la preferida para la premedicación en los casos de emergencia para permitir las rápidas inducción e intubación y el establecimiento de una vía aérea permeable (véase Consideraciones especiales acerca del protocolo para cirugía de emergencia, página 105).
- En una verdadera emergencia, las premedicaciones, anestésicas incluyendo el butorfanol, pueden no tener el tiempo para surtir efecto completo antes de la inducción.

#### Inducción

■ Usar la mínima cantidad de drogas para la inducción y el menor porcentaje posible de sevoflurano. La dosis promedio de propofol es a menudo inferior a la necesaria para mascotas saludables. Es preferible pecar por exceso de cautela. El propofol debe administrarse lentamente hasta obtener efecto, para minimizar los efectos cardiovasculares adversos. Como consecuencia de la administración rápida, se pueden presentar bradicardia y apnea.

#### Mantenimiento y monitorización

- En pacientes gravemente comprometidos, la sobrepresión puede no ser necesaria.
- Monitorizar estrechamente para ver si el paciente está en un nivel anestésico profundo debido a la premedicación y disminuir el sevoflurano, si corresponde.
- Repetir los análisis de laboratorio según sea necesario, especialmente en cirugías que duran más de 1 hora; considerar revaluar hematócrito, proteínas totales (Hto/PT), glucemia y electrólitos.
- Los pacientes críticamente enfermos pueden tardar para recuperarse de la anestesia. Monitorizar y documentar con frecuencia temperatura, pulso y respiración (TPR) y otros signos vitales, proporcionar atención médica de sostén, suplementar calor y tratar el dolor, según sea necesario.

 Proporcionar analgésicos adecuados en el posoperatorio (véanse Planilla de tareas para el manejo del dolor anestésico, páginas 18-19).

## Tratamiento del dolor posoperatorio y vuelta a casa

- Los pacientes en estado crítico deben ser derivados a una clínica de emergencias o un hospital con atención las 24 horas para que reciba cuidados posoperatorios continuos.
- El manejo del dolor posoperatorio es indispensable para el exitoso tratamiento quirúrgico y médico del paciente en estado crítico o de emergencia. El manejo del dolor debe ser adaptado a cada paciente. Remítase a las Consideraciones acerca de la anestesia general para todos los protocolos en la página 83 para las opciones de tratamiento. Utilizar las indicaciones de la escala de dolor agudo de la Universidad del Estado de Colorado de las páginas 16-17, para monitorizar estrecha y frecuentemente al paciente y brindar un adecuado control del dolor.

#### Protocolo para cesárea Estabilización: Preoxigenar Inducción: Premedicaciones: 3-5 L/minuto, ▶ Propofol ▶ Butorfanol ▶ Colocar un catéter mediante Perros: 1-4 mg/kg IV lenta 0,2-0,4 mg/kg IM, I\/ mascarilla durante hasta obtener efecto ► Iniciar SLR IV: 5 minutos a través Gatos: 1-6 mg/kg IV lenta hasta ■ Perros: de la inducción. obtener efecto 10-20 ml/kg/hora ► Minimizar el Gatos: estrés. 5-10 ml/kg/hora ► Si se produce bradicardia ► Si el paciente está ► Mantener el porcentaje efectivo significativa después hemodinámicamente más baio de la premedicación, estable, disminuir de sevoflurano con disminución del la infusión un 50% ► Realizar bloqueo lineal con pulso >30%, dar después de 1 hora. lidocaína o bupivacaína atropina 0,2 mg/kg SC ► Corregir las 0,25-0,5 mg/kg. alteraciones de Administrar buprenorfina en la electrólitos, calcio y recuperación: glucemia Perros: 0,005-0,02 mg/kg IM ► Mantener caliente. Gatos: 0,005-0,01 mg/kg IM ► Minimizar el estrés.

#### CONSIDERACIONES ESPECIALES ACERCA DEL PROTOCOLO PARA CESÁREA

Rasurar el abdomen.

(Para las recomendaciones estándares, véase *Consideraciones* acerca de la anestesia general para todos los protocolos, página 83).

#### Evaluación preoperatoria

Se deben realizar la estabilización y la corrección de la deshidratación y las alteraciones electrolíticas antes de la anestesia. Deben efectuarse radiografías o ultrasonido para llevar a cabo un plan completo de evaluación, pronóstico y tratamiento.

#### **Premedicaciones**

- Todas las drogas que atraviesan la barrera hematoencefálica pueden atravesar la placenta y hacer efecto sobre los fetos.
- Las premedicaciones disminuyen la ansiedad y el estrés materno y ayudan a prevenir los efectos adversos asociados con la liberación de catecolaminas como la disminución del flujo sanguíneo al útero y a los fetos. La premedicación también permite disminuir las dosis de inducción y de anestésicos inhalatorios, que pueden tener importantes efectos depresores cardiovasculares y respiratorios en los fetos.
- Los estudios han demostrado que los agonistas alfa<sub>2</sub>, la ketamina y las benzodiacepinas provocan disminución del vigor de cachorros y gatitos, por lo que deben evitarse. En pacientes preñadas no debe utilizarse acepromacina.

■ Los antibióticos perioperatorios pueden usarse en pacientes críticas o comprometidas, así como en aquellas en las que se haya producido algún tipo de contaminación durante el procedimiento quirúrgico. El antibiótico de elección es la cefazolina IV y se puede administrar en los períodos preoperatorio, intraoperatorio o posoperatorio, según necesidad.

Para la vuelta a casa:

cada 12 horas

Gatos: buprenorfina
0,01 mg/kg por vía
transmucosa cada 8 horas

Perros: tramadol 2-4 mg/kg oral

#### Inducción

Mantener la oxigenación mediante mascarilla hasta que la paciente esté intubada; esto ayuda a prevenir la hipoxia materna y la ulterior hipoxia fetal. Debe utilizarse la dosis eficaz más baja de propofol. Éste debe administrarse lentamente hasta obtener efecto, para prevenir la apnea y la hipotensión que se asocian con la administración de bolos rápidos.

#### Mantenimiento y monitorización

■ Si bien es importante extraer a los cachorros o gatitos tan pronto como sea posible para reducir la duración de la exposición a los anestésicos inhalatorios, el cirujano debe esperar por lo menos 15 a 20 minutos después de la inducción antes de extraerlos del útero para permitir la redistribución y la metabolización de los agentes anestésicos inyectables que fueron administrados. Durante este tiempo, se debe proceder a la preparación quirúrgica, el bloqueo lineal y la apertura de la cavidad abdominal. Las dosis de lidocaína y bupivacaína deben reducirse un 50 a 75% en pacientes preñadas.

- Es imprescindible vigilar la oxigenación, la presión arterial y la temperatura corporal de la paciente y tratar cualquier alteración con la mayor celeridad posible.
- La reanimación de los cachorros o gatitos debería incluir calentamiento, estimulación suave durante el secado y aporte de oxígeno. Cuando no hay respiración, se debe intubar y aportar oxígeno, y se puede intentar la inyección de 1 gota de naloxona sublingual. No se recomienda sacudir a los recién nacidos ni utilizar Dopram®, que aumenta significativamente la demanda de oxígeno cerebral y está contraindicado durante los episodios de hipoxia.
- Se debe colocar a los recién nacidos con la madre tan pronto como se produce la recuperación. No dejar a los cachorros o gatitos sin supervisión hasta que la madre tenga una recuperación completa; las lesiones por aplastamiento pueden ser fatales para los recién nacidos. Proporcionar un ambiente cálido y seguro.

#### Tratamiento del dolor posoperatorio

■ Buprenorfina 0,005 a 0,02 mg/kg SC, IM (perros) y 0,005-0,01 mg/kg SC, IM (gatos) cuando se suspende el sevoflurano, siempre y cuando la última dosis de butorfanol se haya administrado al menos 1 hora antes, y la temperatura del animal sea superior a 36,7 °C (98 °F).

#### Vuelta a casa

- Se puede utilizar tramadol oral en perros y gatos; en los últimos se debe indicar buprenorfina por vía transmucosa para tratamiento del dolor posoperatorio.
  - Tramadol oral 2 a 4 mg/kg cada 8 horas (perros) y 2 a 4 mg/kg cada 12 horas (gatos)
  - Buprenorfina oral 0,01 mg/kg por vía transmucosa cada 8 horas (gatos)
- El uso de AINE en el posoperatorio es un tema controvertido, dado que existe preocupación acerca de su efecto sobre el desarrollo renal de cachorros y gatitos; no se recomienda en la actualidad.

#### Protocolo para mascotas pediátricas (<16 semanas)

#### Premedicaciones:

- ► Glicopirrolato 0,01 mg/kg IM
- ► Midazolam 0,1 mg/kg IM
  - MÁS
- ▶ Butorfanol 0,2-0,4 mg/kg IM
- Esperar 30 minutos.

#### Inducción:

Propofol a 1-4 mg/kg IV lento

#### Mantenimiento:

► Sevoflurano 1-4% en O₂ al 100% hasta obtener efecto

#### Bloqueo local:

Según corresponda; lidocaína 1 mg/kg

#### Antibiótico:

► Según corresponda; Cefazolina 22 mg/kg IV lenta cada 90 minutos

#### Soporte:

SLR 4-10 ml/kg/hora IV. Si está hemodinámicamente estable, disminuir la infusión en un 50% después de 1

#### Tratamiento del dolor posoperatorio:

▶ Butorfanol 0,2-0,4 mg/kg IM o IV cada 2-4 horas para el dolor

▶ Buprenorfina 0,005-0,01 mg/kg IM o por vía transmucosa (gatos) cada 8-12 horas para el dolor

#### Para la vuelta a casa:

- ► Cachorros: butorfanol 0.2-0.4 mg/kg oral cada 4-6 horas
- ► Gatitos: buprenorfina 0,01 mg/kg cada 8-12 horas por vía transmucosa

#### **CONSIDERACIONES ESPECIALES** ACERCA DEL PROTOCOLO PARA MASCOTAS PEDIÁTRICAS (<16 SEMANAS)

(Para las recomendaciones estándares, véase Consideraciones acerca de la anestesia general para todos protocolos, página 83).

#### **Examen preoperatorio**

- Los cachorros y gatitos desarrollan hipotermia, hipoglucemia y deshidratación más rápidamente que los pacientes de mayor edad. No es necesario evitar la alimentación de cachorros y gatitos lactantes antes de la anestesia. En cachorros y gatitos destetados, el ayuno no debe ser mayor que 1 o 2 horas.
- La frecuencia cardíaca normal de cachorros y gatitos es 200 o más latidos/minuto.
- La frecuencia respiratoria normal es de 15 a 35 respiraciones/minuto. La mejor forma de evaluar el sistema respiratorio es por medio de la observación de la frecuencia, el ritmo y el patrón respiratorios.
- La temperatura corporal normal de pacientes <2 semanas es de 35,5 a 36,1 °C (96 a 97 °F), y aumenta a 37,7 °C (100 °F) a las 4 semanas de edad.
- La deshidratación se produce rápidamente en cachorros y gatitos. El estado de hidratación puede evaluarse por la humedad de las membranas mucosas, la posición de los ojos en sus órbitas, la frecuencia cardíaca, el carácter de los pulsos periféricos y el tiempo de llenado capilar. La turgencia de la piel no es útil para la evaluación del estado de hidratación en cachorros y gatitos <6 semanas.

- En cachorros y gatitos <6 semanas, la orina debe ser transparente e incolora, y cualquier matiz de color indica deshidratación.
- El análisis de sangre preanestésico incluye un hemograma completo con fórmula manual y pruebas de química sérica. Realizar estas pruebas dentro de las 48 horas de la inducción anestésica. El tamaño de la muestra puede ser limitado, por lo tanto, deben priorizarse la determinación de hematócrito (Hto), la evaluación de la morfología de leucocitos, y la medición de glucosa y nitrógeno ureico en sangre (NUS). También puede ser útil un análisis de orina completo.
  - En los primeros días de vida es común observar Hto altos. Estos niveles disminuyen hasta un 27% hacia las 7 semanas de edad y posteriormente aumenta hasta los valores normales de los adultos.
  - Los cachorros y gatitos tienen recuentos de glóbulos blancos más altos que los adultos en los primeros días de vida. A las 3 semanas, el recuento de glóbulos blancos disminuye y luego hace un pico nuevamente a las 7 semanas de edad.
  - Los niveles de albúmina en cachorros <4 semanas son más bajos que los de los adultos -éstos se alcanzan a las 8 semanas de vida- por lo tanto, los cachorros y gatitos tienen mayor sensibilidad a los medicamentos que presentan elevada unión con proteínas.
  - Los valores de NUS y densidad específica de la orina son menores en cachorros y gatitos que en adultos, debido a que la función renal está poco desarrollada.
- Los cachorros y gatitos tienen valores más bajos de presión arterial, volumen sistólico y resistencia vascular periférica, pero mayor frecuencia cardíaca y volumen minuto cardíacos, volumen plasmático y presión venosa central

que los perros y gatos adultos. El corazón pediátrico es menos capaz de aumentar el volumen sistólico (fuerza de contracción) y, por lo tanto, el volumen minuto cardíaco depende sobre todo de la frecuencia cardíaca. La bradicardia se define como <150 latidos/minuto y debe tratarse rápidamente.

#### **Premedicación**

- Los dueños de mascotas ocasionalmente solicitarán la extirpación de espolones en cachorros de 1 a 3 días de edad. Banfield no aprueba la realización de cortes de orejas o amputación de la cola por razones estéticas, pero a menudo se extirpan los espolones en cachorros neonatales para evitar traumas futuros. Mientras que en la comunidad veterinaria hay ambivalencia con respecto a la anestesia adecuada para este procedimiento, la práctica habitual es colocar 1 gota de lidocaína al 0,5 a 1% SC sobre cada espolón que va a eliminarse, esperar 10 minutos y luego proceder con la remoción de los espolones.
- El midazolam requiere metabolismo hepático, y su duración de acción puede prolongarse en mascotas <8 semanas de edad. Produce una buena relajación muscular con una mínima depresión del sistema nervioso central (SNC) y cardiovascular. Sin embargo, tiene un efecto depresor respiratorio dependiente de la dosis y puede causar hipoventilación o apnea, por lo que es necesario una cuidadosa monitorización del sistema respiratorio. En pacientes debilitados, sería mejor evitar su administración.
- Dado que en cachorros y gatitos el volumen minuto cardíaco es dependiente de la frecuencia cardíaca y que ellos presentan un tono vagal elevado intrínsecamente, es necesario administrar un anticolinérgico antes de la inducción de la anestesia general. Esto también disminuye las secreciones de las vías respiratorias, lo que reduce el riesgo de obstrucción de la vía aérea y/o aspiración laringotraqueal. Esta medida puede no ser eficaz en pacientes <2 semanas de edad.
- Aguardar 30 minutos para que la premedicación haga efecto antes de la inducción de la anestesia general.
   Evaluar los parámetros cardiovasculares después de que haga efecto la premedicación y antes de la inducción.

#### Inducción

- El propofol debe administrarse como un bolo lento durante 1 o 2 minutos hasta que se logre el efecto deseado. Después de la administración rápida se pueden presentar bradicardia, hipotensión y depresión respiratoria. Se debe tener cuidado en cachorros y gatitos <8 semanas de edad. Los pacientes debilitados pueden ser inducidos con máscara con sevoflurano.
- La intubación puede ser difícil en pacientes pequeños. Se debe tener cuidado para evitar el traumatismo laríngeo, que puede producir edema. Si no se puede llevar a cabo la intubación, se puede usar una máscara con una guarnición con buen ajuste para reducir al mínimo el espacio muerto.

#### Mantenimiento y monitorización

- La demanda de oxígeno de cachorros y gatitos es 2 a 3 veces el de gatos y perros adultos. La frecuencia respiratoria debe ser de 2 a 3 veces mayor que la frecuencia del adulto para cumplir con la ventilación por minuto necesaria para la mayor demanda de oxígeno. Se debe mantener una frecuencia respiratoria alta durante la anestesia. Esto también provocará una inducción y recuperación más rápida con la anestesia inhalatoria debido al aumento de la tasa de intercambio de gases en los pulmones.
- Es probable que se requiera una ventilación con presión positiva intermitente para prevenir la hipoventilación y la atelectasia. Las presiones de la vía aérea no deben exceder los 15 cm H<sub>2</sub>O. Se debe extremar el cuidado para evitar el neumotórax y el traumatismo pulmonar. Se puede permitir que las mascotas >4 semanas de edad ventilen espontáneamente.
- Si se requiere sevoflurano al 4% o concentración superior, deben descartarse fugas del sistema, intubación incorrecta o tasa de flujo de oxígeno insuficiente.
- Durante procedimientos prolongados, debe ser revisada la glucosa en la sangre periódicamente.

#### Tratamiento del dolor posoperatorio

- El dolor no controlado en pacientes recién nacidos y pediátricos puede producir alteraciones permanentes en las respuestas del SNC a los estímulos nociceptivos más adelante, y los condicionará para tener respuestas aumentadas al dolor en forma crónica.
- Se puede administrar butorfanol posoperatorio 0,2-0,4 mg/kg IM o IV cada 1 a 2 horas a discreción cuando se suspende el sevoflurano, siempre y cuando haya transcurrido al menos una hora desde la dosis previa y que la temperatura del paciente sea superior a 36,7 °C (98 °F).
- La buprenorfina puede reemplazarse por butorfanol y puede administrarse en una dosis de 0,005 a 0,01 mg/kg SC o transmucosa cada 8 a 12 horas (gatos).
- Si el paciente está disfórico, se puede administrar midazolam 0,1 a 0,3 mg/kg IV lentamente hasta obtener efecto, con estrecha monitorización de la temperatura y la función cardiovascular.

#### Vuelta a casa

- Evitar AINE.
- Perros: butorfanol 0,2 a 0,4 mg/kg oral cada 4 a 6 horas.
- Gatos: buprenorfina transmucosa 0,01 mg/kg cada 8 a 12 horas.

#### Referencia bibliográfica

1. Hoskins, J. Veterinary Pediatrics: Dogs and Cats from Birth to Six Months. 3<sup>rd</sup> ed. Philadelphia, Pa.: Saunders, 2001: 525-547.

		Prof	Protocolos de anestesia-Cuadro resumido	ro resumido	
PROTOCOLO	PREMEDICACIONES	AGENTES DE INDUCCIÓN	CONSIDERACIONES ADICIONALES	ANALGESIA POSOPERATORIA	PARA LA VUELTA A CASA
Cirugía de tejidos blandos para mascotas saludables	□ Acepromacina 0,05 mg/kg, dosis maxima 1,5 mg Perros: IM Gatos: SC  Y  Butorfanol 0,2-0,4 mg kg Perros: IM Gatos: SC	□ Propofol Perros: 2-4 mg/kg IV lento hasta obtener efecto Gatos: 2-6 mg/kg IV lento hasta obtener efecto	□ Las dosis de los fármacos para bloqueos locales son acumulativas por paciente y por agente (agregar lidocalna y bupivacaína).  □ Bloqueo testicular para castración • Lidocaína □ Perros grandes y medianos: 2 mg/kg dividido por testículo □ Perros pequeños y gatos: 1-2 mg/kg dividido por testículo □ Perros pequeños y gatos: 1-2 mg/kg perros y gatos O • Bupivacaína Perros: 2 mg/kg gerros y gatos O • Bupivacaína Perros: 2 mg/kg gerros y gatos O • Bupivacaína Perros: 2 mg/kg Gatos: 1 mg/kg O • Bupivacaína Perros: 2 mg/kg O • Bupivacaína Perros: 2 mg/kg O • Bupivacaína O	Administrar cuando se suspende el sevoflurano siempre que haya transcurrido 1 hora desde la premedicación con butorfanol y que la temperatura del animal sea superior a 36,7 °C (98 °F).  Considerar AINE      Asegúrese de que no hay ningún problema de salud subyacente que contraindique su uso y que la mascota está bien hidratada, haya recibido líquidos intraoperatorios y no existe riesgo de hemorragia significativa.  Perros:      Carprofeno inyectable  4 mg/kg SC  Butorfanol  0,2-0,4 mg/kg SC cada 2 horas  0 0.05-0,02 mg/kg SC/IM cada 6-12 horas  Gatos:      Meloxicam inyectable  0,2 mg/kg SC única vez  ✓  Butorfanol  0,2-0,4 mg/kg SC cada 2 horas  0 0.005-0,02 mg/kg SC vinica vez  ✓  Butorfanol  0,2-0,4 mg/kg SC cada 2 horas  0  Butorfanol  0,2-0,4 mg/kg SC cada 2 horas  0  Butorfanol  0,2-0,7 mg/kg SC vinica vez  ✓  ■ Butorfanol  0,2-0,7 mg/kg SC vinica vez  ✓	Carprofeno 2 mg/kg oral cada 12 horas durante 3-5 días +/- Tramadol 2-4 mg/kg oral cada 8 horas Gatos: Suspensión de Meloxicam 0,05 mg/kg oral cada 24 horas durante 3 días. Utilizar con precaución. +/- Tramadol 2-4 mg/kg oral cada 12 horas 0,01 mg/kg por vía transmucosa cada 8 horas
Protocolo de oniquectomía felina	□ Acepromacina 0,05 mg/kg SC  ∀ □ Hidromorfona 0,05-0,1 mg/kg SC, IM	□ <b>Propofol</b> 2-6 mg/kg IV lento hasta obtener efecto	□ Cefazolina  22 mg/kg IV lenta en la inducción □ Bloqueos nerviosos locales □ Bupivacaina 1 mg/kg en gatos Recordar: la dosis es acumulativa por mascota. □ Puede verse hipertermia secundaria a la administración de la hidromorfona en gatos. Si desarrolla temp >de 39,4 °C (103 °F), administrar: □ Buprenorfina 0,005-0,01 mg/kg IV/IM	• Meloxicam inyectable cuando se ha suspendido sevoflurano 0,2 mg/kg SC y  • Buprenorfina  0,005-0,01mg/kg SC/IM 2-4 horas poshidromorfona cada 6-12 horas  □ Día 2  • Meloxicam inyectable  0,1 mg/kg SC  • Buprenorfina  0,005-0,01 mg/kg por vía transmucosa cada 6-12 horas	■ Suspensión de meloxicam 0,05 mg/kg oral cada 24 horas durante 2 días. Utilizar con precaución. +/- ■ Buprenorfina 0,01 mg/kg por vía transmucosa cada 8 horas

	PARA LA VUELTA A CASA	□ Perros:  • Tramadol 2-4 mg/kg oral cada 8 horas 2-4 mg/kg oral cada 12 horas 2 mg/kg oral cada 12 horas 0 • Buprenorfina 0,01 mg/kg por vía transmucosa cada 8 horas □ Véase protocolo ortopédico cuando se hace cirugía de tejidos duros, evitar AINE.	□ Dar el alta con un opiáceo y/o un AINE apropiado para el nivel de dolor y el estado de salud. □ Perros: • Carprofeno 2 mg/kg oral cada 12 curante 3.5 días +/- 2 4 mg/kg oral cada 8 horas □ Gatos: • Suspensión de Meloxicam 0,05 mg/kg oral cada 24 durante 3 días. Utilizar con precaución. +/- • Tramadol 2 mg/kg oral cada 12 horas 0,05 mg/kg oral cada 12 horas 0,05 mg/kg oral cada 12 horas 0,01 mg/kg por vía transmucosa cada 8 horas
dro resumido	ANAL GESIA POSOPERATORIA	□ Administrar cuando se suspende sevoflurano siempre que haya transcurrido 1 hora desde la premedicación con butorfanol y la temperatura del paciente sea mayor que 36, 7 °C (98 °F). □ Perros: ■ Butorfanol 0,2-0,4 mg/kg SC cada 2 horas □ Gatos: ■ Butorfanol 0,005-0,02 mg/kg SC/IM cada 6-12 horas □ Gatos: ■ Butorfanol 0,2-0,4 mg/kg SC cada 2 horas □ 0,005-0,01 mg/kg SC/IM cada 6-12 horas □ 0,005-0,01 mg/kg SC/IM cada 6-12 horas □ 0,005-0,01 mg/kg SC/IM cada 6-12 horas □ Véase Protocolo ortopédico cuando se hace cirugia de tejidos duros, evitar AINE.	■ Se pueden iniciar hidromorfona o IIC de fentanilo cuando ya han pasado 2-4 horas desde la premedicación con hidromorfona y la temperatura del paciente está por encima de 36,7 °C (98 °F).  ■ IIC de Fentanilo (véase <i>Protocolo de IIC</i> )  ■ Hidromorfona  ■ Perros: 0,05 a 0,2 mg/kg IM, SC, IV cada 4-6 horas  ■ Gatos: 0,05-0,1 mg/kg IM, SC, IV cada 4-6 horas  Y  (siempre y cuando no haya ninguna contraindicación)  ■ Carprofeno inyectable  ■ Gatos: 0,2 mg/kg SC  ■ Meloxicam inyectable  ■ Gatos: 0,2 mg/kg SC
ocolos de anestesia-Cuadro resumido	CONSIDERACIONES ADICIONALES	Abdominal  Estabilizar antes de la anestesia.  Tratar el choque.  Tratar el choque.  Tratar el dolor.  Renal  Soporte con líquidos IV antes de la anestesia.  Considerar tiempo de coagulación activada, PT, TTP.  Considerar transfusión de PFC.  Emergencia  Iniciar tratamiento del choque.  Preoxigenar.  Tratar las arritmias.  Tratar las arritmias.  Váses e Protocolo para mascotas saludables.  Antibiótico según corresponda  Bioqueos locales según corresponda	□ Cefazolina 22 mg/kg IV lento en la inducción □ Bloqueo local (véase <i>Protocolo para mascotas saludables</i> ) según corresponda o epidural para procedimiento en extremidades traseras. Puede verse hipertermia secundaria a la administración de la hidromorfona en gatos. Si se desarrolla temp >de 39,4°C (103°F), administrar buprenorfina 0,005-0,01 mg/kg IV/IM
Protoc	AGENTES DE INDUCCIÓN	Propofol     Perros: 1-4 mg/kg IV lento hasta obtener efecto     Gatos: 1-6 mg/kg IV lento hasta obtener efecto	■ Propofol  ■ Perros: 2-4 mg/kg IV lento hasta obtener efecto Gatos: 2-6 mg/kg IV lento hasta obtener efecto obtener efecto
	PREMEDICACIONES	In Midazolam  O 1,1-0,2 mg/kg IM  In Wara protocolo de emergencia y y Para cirugia de tejidos blandos o 1,2-0,4 mg/kg Perros: IM Gatos: SC  N para protocolo de emergencia O Para cirugía ortopédica O Para cirugía ortopédica IM Gatos: SC  Para cirugía ortopédica O Para cirugía O Para cirugí	□ Acepromacina 0,05 mg/kg dosis maxima 1,5 mg Perros: IM Gatos: SC   ► Hidromorfona  ● Perros: 0,05-0,2 mg/kg IIM/SC  ● Gatos: 0,05-0,1 mg/kg IM/SC
	PROTOCOLO	Protocolo abdominal Protocolo renal Protocolo Protocolo de emergencia	Protocolo ortopédico

		Protocol	colos de anestesia-Cuadro resumido	sumido	
PROTOCOLO	PREMEDICACIONES	AGENTES DE INDUCCIÓN	CONSIDERACIONES ADICIONALES	ANALGESIA POSOPERATORIA	PARA LA VUELTA A CASA
Protocolo cardíaco	■ Midazolam  0,1-0,2 mg/kg IM  □ Para cirugía de tejidos Blandos  ● Butorfanol  0,2-0,4 mg/kg Perros: IM Gatos: SC  □ Para cirugía ortopédica  ● Hidromorfona  □ Perros: 0,05-0,2 mg/kg IM/SC  □ Gatos: 0,05-0,1 mg/kg	■ Preoxigenar. ■ Propofol ■ Perros: ■ 2-4 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto ■ Gatos: 2-6 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto	<ul> <li>Evaluar ECG antes y continuamente a lo largo del procedimiento.</li> <li>Tratar las arritmias.</li> <li>Evaluar la presión arterial.</li> <li>La tasa de infusión de líquidos IV es inferior a la estándar para todos los otros protocolos</li> <li>SLR 2-4 ml/kg/hora IV</li> <li>Véase Protocolo para mascotas saludables:</li> <li>Antibiótico según corresponda</li> <li>Bloqueo local según corresponda</li> </ul>	□ Véase <i>Protocolo para mascotas</i> saludables para la cirugía de tejidos blandos. □ Véase <i>Protocolo ortopédico</i> para cirugía ortopédica. □ Véase <i>Protocolo abdominal</i> para animales enfermos (renal, hepático, etc.).	<ul> <li>Véase Protocolo para mascotas saludables para la cirugía de tejidos blandos.</li> <li>Úéase Protocolo ortopédico para cirugía ortopédica.</li> <li>Úéase Protocolo abdominal para animales enfermos (renal, hepático, etc.).</li> </ul>
Protocolo	□ Acepromacina 0,05 mg/kg dosis máxima 1,5 mg Perros: IM Gatos: SC O En pacientes de alto riesgo evitar acepromacina y usar: □ Midazolam 1-0,2 mg/kg IM Y Para la cirugía de tejidos blandos: □ Butorfanol 0,2-0,4 mg/kg Perros: IM Gatos: SC O Para cirugía ortopédica: □ Hidromorfona ● Perros: 0,05-0,1 mg/kg IM/SC ● Gatos: 0,05-0,1 mg/kg	■ Preoxigenar. ■ Propofol ■ Perros: 2-4 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto ■ Gatos: 2-6 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto	<ul> <li>□ Presencia de neumotórax o derrame pleural: drenaje torácico y estabilizar.</li> <li>□ Bloqueo/inmovilización local preferible para la colocación de un tubo torácico.</li> <li>□ Oximetría de pulso anormal o distrés respiratorio presente: considerar radiografías y toracocentesis (buscar neumotórax, derrame pleural o hernia diafragmática).</li> <li>□ NO estrese demasiado; considerar butorfanol 0,2-0,4 mg/kg IM para calmar y O₂.</li> <li>□ Ventile, las presiones no deben exceder 12 a 15 cm H₂O.</li> <li>□ Antibiótico según corresponda</li> <li>□ Bloqueo local según corresponda</li> </ul>	U Véase Protocolo para mascotas saludables para la cirugía de tejidos blandos.  U Véase Protocolo ortopédico para cirugía ortopédica.  U Véase Protocolo abdominal para animales enfermos (renal, hepático, etc.).	U Véase Protocolo para mascotas saludables para la cirugía de tejidos blandos.  U Véase Protocolo ortopédico para cirugía ortopédica.  U Véase Protocolo abdominal para animales enfermos (renal, hepático, etc.).

			Protocol	Protocolos de anestesia-Cuadro resumido	sumido	
	PROTOCOLO	PREMEDICACIONES	AGENTES DE INDUCCIÓN	CONSIDERACIONES ADICIONALES	ANALGESIA POSOPERATORIA	PARA LA VUELTA A CASA
шо	Protocolo de diabetes estable	□ Véase <i>Protocolo para</i> mascotas saludables para la cirugla de tejidos blandos □ Véase <i>Protocolo ortopédico</i> para cirugía ortopédica, .	Propofol     Perros: 24 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto     Gatos: 2-6 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto	<ul> <li>□ Dar la mitad de comida y dosis de insulina 2 horas antes de la anestesia.</li> <li>□ Controlar la glucosa justo antes de la inducción, cada 30 minutos. durante la anestesia y cada 2-4 horas posoperatorio.</li> <li>□ Véase Protocolo para mascotas saludables.</li> <li>● Antibiótico según corresponda</li> <li>● Bloqueo local según corresponda</li> <li>● NaCial 0,9% es el líquido de elección</li> </ul>	□ Véase <i>Protocolo para mascotas</i> saludables para la cirugía de tejidos blandos. □ Véase <i>Protocolo ortopédico</i> para cirugía ortopédica. □ Véase <i>Protocolo abdominal</i> para animales enfermos (renal, hepático, etc.).	<ul> <li>Úéase Protocolo para mascotas saludables para la cirugía de tejidos blandos.</li> <li>Úéase Protocolo ortopédico para cirugía ortopédica.</li> <li>Úéase Protocolo abdominal para animales enfermos (renal, hepático, etc.).</li> </ul>
L 0	Protocolo para obesidad	□ Véase <i>Protocolo par</i> mascotas saludables para cirugía de tejidos blandos. □ Véase <i>Protocolo ortopédico</i> para cirugía ortopédica. ¡CALCULAR LA DOSIS SEGÚN EL PESO CORPORAL MAGRO!	□ Preoxigenar □ Propofol • Perros: 2-4 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto • Gatos: 2-6 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto  • Catos: 2-6 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto    CALCULAR LA DOSIS SEGÚN EL PESO CORPORAL MAGRO!	Monitorizar ECG antes y continuamente a lo largo del procedimiento.  Véase Protocolo para mascotas saludables.  Antibiótico según corresponda  Bloqueo local según corresponda  CALCULAR LA DOSIS SEGÚN EL PESO CORPORAL MAGRO!	U Véase Protocolo para mascotas saludables para la cirugía de tejidos blandos. U Véase Protocolo ortopédico para cirugía ortopédica. U Véase Protocolo abdominal para animales enfermos (renal, hepático, etc.).  ICALCULAR LA DOSIS SEGÚN EL PESO CORPORAL MAGRO!	□ Véase Protocolo para mascotas saludables para la cirugía de tejidos blandos. □ Véase Protocolo ortopédico para cirugía ortopédica. □ Véase Protocolo abdominal para animales enfermos (renal, hepático, etc.). ¡CALCULAR LA DOSIS SEGÚN EL PESO CORPORAL MAGRO!
ш 00 0	SNC y ojo/globo ocular	■ Midazolam  0,1-0,2 mg/kg IM  □ ESPERAR 10 MINUTOS  □ Para tejidos blandos:  ● Butorfanol  0,2-0,4 mg/kg  Perros: IM  Gatos: SC  ○  □ Para cirugía ortopédica:  ● Hidromorfona  Perros: 0,05-0,2 mg/kg IM/SC  Gatos: 0,05-0,1 mg/kg IM/SC  □ Considerar glicopirrolato  0,01 mg/kg IM para  procedimientos de globo ocular.	■ Preoxigenar ■ Propofol ■ Perros: 24 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto ■ Gatos: 2-6 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto	Monitorizar ECG antes y continuamente a lo largo del procedimiento.  Mantener el ETCO <sub>2</sub> entre 30-40 mm Hg, más baja (28-35 mm Hg) si hay edema cerebral.  Precaución con el globo ocular:  Se puede producir bradicardia debida al reflejo oculocardíaco mediado por el trigémino vagal. Si aparece, tratarla.  Glicopirrolato 0,01 mg/kg IV  Véase Protocolo para mascotas saludables.  Antibiótico según corresponda  Bloqueo local según corresponda	U Véase Protocolo para mascotas saludables para la cingía de tejidos blandos. U Véase Protocolo ortopédico para cingía ortopédica. U Véase Protocolo abdominal para animales enfermos (renal, hepático, etc.).	<ul> <li>Úéase Protocolo para mascotas saludables para la cirugía de tejidos blandos.</li> <li>Úéase Protocolo ortopédico para cirugía ortopédica.</li> <li>Úéase Protocolo abdominal para animales enfermos (renal, hepático, etc.).</li> </ul>

		Protoc	colos de anestesia-Cuadro resumido	ro resumido	
PROTOCOLO	PREMEDICACIONES	AGENTES DE INDUCCIÓN	CONSIDERACIONES ADICIONALES	ANALGESIA POSOPERATORIA	PARA LA VUELTA A CASA
Protocolo de cesárea	■ Butorfanol 0,2-0,4 mg/kg Perros: IM Gatos: SC ■ Si se produce bradicardia significativa después de la premedicación, disminución del pulso >30%, dar atropina 0,2 mg/kg SC.	D Preoxigenar. D Propofol Propofol Perros: 14 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto Gatos: 1-6 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto ecatos:	■ Bloqueo lineal  ■ Lidocaína  ■ Lidocaína  ■ Lidocaína  ■ 0,25-0,5 mg/kg de perros y gatos  ■ Bupivacaína  □ Antibictico según sea necesario  ■ Cefazolina  22 mg/kg IV lenta en la inducción	■ Buprenorfina  ■ Perros: 0,005-0,02 mg/kg  ■ Gatos: 0,005-0,01 mg/kg  □ IM en la recuperación  □ Actualmente no recomendamos AINE en perras o gatas que amamantan.	■ Tramado!  • Perros:  Tramadol: 2-4 mg/kg oral cada 12 horas • Gatos:  Buprenorfina: 0,01 mg/kg por vía transmucosa cada 8 horas  Actualmente no recomendamos AINE en perras o gatas que amamantan.
Oreja (excepto pabellón auricular)	■ Acepromacina 0,05 mg/kg dosis máxima 1,5 mg Perros: IM Gatos: SC Y Hidromorfona ● Perros: 0,05-0,2 mg/kg IM/SC ● Gatos: 0,05-0,1 mg/kg	□ Telazol® 1-2 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto. □ Diluir con agua destilada hasta un volumen de 1-3 ml	■ Telazol® se usa para minimizar las sacudidas de la cabeza durante la cirugía. No usar sobrepresión en la transición a sevoflurano. ■ Cefazolina 22 mg/kg IV lenta en la inducción y cada 90 minutos durante el procedimiento	□ Catéter de irrigación para bloqueo local. □ Se pueden iniciar hidromorfona o IIC de fentanilo cuando ya han pasado 2-4 horas desde la premedicación con hidromorfona y la temperatura del animal es superior a 36, 7 ° C (98 ° F). □ IIC de Fentanilo (véase Profocolo de //C)  □ Hidromorfona • Perros: 0,05 a 0,2 mg/kg IM, SC, IV cada 4-6 horas □ Gatos: 0,05-0,1 mg/kg IM, SC, IV cada 4-6 horas □ Además (siempre y cuando no haya ninguna contraindicación) □ Carprofeno inyectable • Perros: 4 mg/kg SC □ Meloxicam inyectable • Gatos: 0,2 mg/kg SC	Considerar un catéter de "irrigación"  Dar el alta con un opiáceo y/o un AINE apropiado para el nivel de dolor y el estado de salud.  Perros:  • Carprofeno  2 mg/kg oral cada 12 horas durante 3-5 días  +/- 24 mg/kg oral cada 8 horas  • Gatos:  • Suspensión de Meloxicam  0,05 mg/kg oral cada 24 horas durante 3 días. Utilizar con precaución.  +/-  • Tramadol  2 mg/kg oral cada 12 horas durante 3 días. Utilizar con precaución.  - H  • Tramadol  2 mg/kg oral cada 12 horas  0,01 mg/kg por vía transmucosa cada  8 horas  0,01 mg/kg por vía transmucosa cada  8 horas
Protocolo de mascotas irritables caninas a Caninos sanos y enfermos a Raza braquicéfala canina	■ Telazol® IM  ■ Mascotas saludables:  2-4 mg/kg  ■ Mascota enferma:  1-2 mg/kg  ▼  ■ Butorfanol  0,2-0,4 mg/kg IM	□ Puede no necesitar: □ <b>Proporol</b> • 0-4 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto	■ No usar sobrepresión en la transición a sevoflurano. ■ Razas braquicéfalas ● Intubar o aportar O₂ tan pronto como sea posible de manera segura. ■ Véase <i>Protocolo para mascotas saludables.</i> ● Bloqueo local según corresponda ● Antibiótico según corresponda	□ Véase Profocolo para mascotas saludables para la cingía de tejidos blandos. □ Véase Profocolo ortopédico para cingía ortopédica. □ Véase Profocolo abdominal para animales enfermos (renal, hepático, etc.).	<ul> <li>Uéase Protocolo para mascotas saludables para la cirugía de tejidos blandos.</li> <li>Uéase Protocolo ortopédico para cirugía ortopédica.</li> <li>Uéase Protocolo abdominal para animales enfermos (renal, hepático, etc.).</li> </ul>

	PARA LA VUELTA A CASA	<ul> <li>Véase Protocolo para mascotas saludables para la cirugía de tejidos blandos.</li> <li>Véase Protocolo ortopédico para cirugía ortopédica.</li> <li>Véase Protocolo abdominal para animales enfermos (renal, hepático, etc.).</li> </ul>	■ Perros:     ■ Butorfanol	□ Evitar el uso de AINE. □ Véase <i>Protocolo abdominal</i> .
resumido	ANALGESIA POSOPERATORIA	<ul> <li>Uéase Protocolo para mascotas saludables para la cirugía de tejidos blandos.</li> <li>Uéase Protocolo ortopédico para cirugía ortopédica.</li> <li>Uéase Protocolo abdominal para animales enfermos (renal, hepático, etc.).</li> </ul>	■ Butorfanol 0,2-0,4 mg/kg IM o IV cada 2-4 horas a discreción para el dolor 0 ■ Buprenorfina 0,005-0,01 mg/kg SC o cada 8-12 horas	в Evitar el uso de AINE. п Véase <i>Protocolo abdominal</i> .
ocolos de anestesia-Cuadro resumido	CONSIDERACIONES ADICIONALES	No usar sobrepresión en la transición a sevoflurano.  Puede no necesitar sevoflurano.  Iniciar con 0,5 a 1%  Puede revertir una vez finalizados todos los procedimientos.  Atipamezol (1/3 volumen de DKT) IM  Razas braquicéfalas  Intubar o aportar O, tan pronto como sea posible de manera segura.  Véase Protocolo para mascotas saludables.  Bloqueo local según corresponda  Antibiótico según corresponda	El volumen minuto cardíaco de las mascotas pediátricas depende mucho más de la frecuencia cardíaca que en pacientes adultos.  ■ Antibiótico según sea necesario ■ Cefazolina 22 mg/kg IV lenta en la inducción ■ Bloqueo local según sea necesario ■ Lidocaína 1 mg/kg	□ Corregir trastornos hidroelectrolíticos con líquidos intravenosos y vaciar la vejiga vía cistocentesis antes de la anestesia general. Puede utilizar 0,1 ml de lidocaína al 2% en la uretra, si es necesario. □ Volver a controlar electrólitos cada 2 horas según sea necesario. □ Antibiótico según indicación • Ampicilina 10 mg/kg IM
Protoc	AGENTES DE INDUCCIÓN	■ Puede no necesitar. ■ <b>Propofol</b> 0-4 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto	□ Propofol 1-4 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto	■ Si es necesario: ■ Perros ■ Perros 2-4 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto □ Gatos: 1-6 mg/kg IV lenta hasta obtener efecto
	PREMEDICACIONES	Dexmedetomidina, ketamina y butorfanol (DKT)  ■ Mascotas saludables: 0,065 ml/kg IM  ■ Mascota enferma: 0,035 ml/kg IM	□ Glicopirrolato 0,01 mg/kg IM Y □ Midazolam 0,1 mg/kg Y □ Butorfanol 0,2-0,4 mg/kg IM	■ SLR o solución salina a 10-20 ml/kg/hora IV. □ Vaciar vejiga vía cistocentesis. □ Evaluar electrólitos. □ Si es necesario: ■ Midazolam 0,1-0,2 mg/kg IM Y ■ Butorfanol 0,2-0,4 mg/kg Perros: IM Gatos: SC □ Si es necesario: ■ Telazol® □ Perros: O,5 mg/kg IM ● DKT □ Gatos: 0,035 ml/kg IM
	PROTOCOLO	Protocolo para mascotas irritables felinas: □ Felinos sanos y enfermos □ Braquicéfalo felino	Protocolo para mascotas pediátricas (<16 semanas)	Protocolo posrenal

#### **SECCIÓN 10**

## RCP

## CONSIDERACIONES ESPECIALES PARA PROTOCOLO DE RCP

El paro cardiorrespiratorio se define como "el cese abrupto e inesperado de la circulación y la ventilación espontáneas y eficaces". Esto puede ser el fin natural de una vida plena o el resultado de un trauma o una enfermedad. Si el paro cardiopulmonar se debe a una condición médica o traumática potencialmente reversible, la aplicación inmediata de técnicas sólidas de reanimación cardiopulmonar (RCP) mientras que se trata la causa subyacente del paro, puede permitir la restauración de los signos vitales.

La RCP eficaz requiere un equipo altamente capacitado, eficiente y coordinado, dispositivos de monitorización y medicamentos apropiados, y la aplicación inmediata de las técnicas de RCP. Incluso con una RCP agresiva y eficaz, las tasas de supervivencia son bajas, menos del 10%. Existe controversia acerca de las mejores técnicas y el protocolo de RCP. Por lo tanto, hemos combinado recomendaciones de muchas fuentes para generar un protocolo de RCP razonable que beneficiará al mayor número de pacientes y que emplea equipo, técnicas y medicamentos que deberían estar disponibles en todos nuestros hospitales.

El objetivo del siguiente protocolo de RCP es brindar un esquema para la RCP a tórax cerrado en perros y gatos. Este protocolo es una plantilla. Para que sea efectivo, se necesitará la formación de un equipo de colaboradores del hospital que puedan trabajar juntos de manera eficiente.

El entrenamiento recomendado para el equipo debe incluir lo siguiente:

- 1. Todos los médicos y el personal técnico deben estar familiarizados con el protocolo.
- 2. Se debe desarrollar una jerarquía acerca de la persona que va a "anunciar el código" según quien esté disponible. Por lo general, el médico presente es quien anuncia el código, pero puede ser que un técnico veterinario / asistente principal necesite iniciar el código.
- 3. Se deben llevar a cabo simulacros frecuentes con su equipo para ensayar la RCP. Considere emplear un animal de peluche como maniquí. Esto debe incluir la asignación de funciones y la dirección del código por parte del líder.

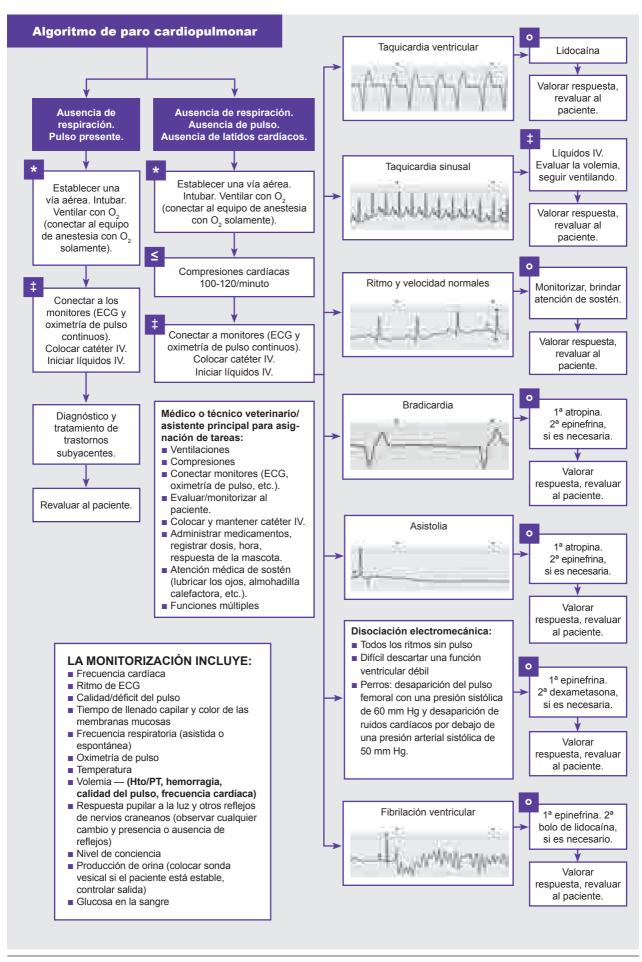
- 4. Rote los equipos y las responsabilidades individuales durante el simulacro de código para que cada miembro del equipo se sienta cómodo haciendo cada trabajo durante un código.
- 5. Durante la atención de un paciente con paro cardiopulmonar divida el trabajo entre los colaboradores disponibles. Una persona puede tener más de una responsabilidad laboral. Las funciones de responsabilidad asignadas incluyen:
  - Ejecutar el código.
  - Ventilaciones.
  - Compresiones torácicas: 100-120/minuto. Rotar a la persona que realiza las compresiones cada 3 a 4 minutos para que ellas mantengan una adecuada fuerza.
  - Conectar monitores (ECG, oximetría de pulso, etc.).
  - Evaluar/monitorizar al paciente.
  - Colocar y mantener catéter IV.
  - Administrar medicamentos, registrar dosis, hora, respuesta de la mascota.
  - Atención médica de sostén (lubricar los ojos, almohadilla calefactora, etc.).
  - Funciones múltiples.
  - Monitorización.
  - Registro.

Este protocolo de RCP no remplaza el *Algoritmo de emergencia y monitorización anestésica* de la página 80. El protocolo de RCP sólo se aplica a casos anestésicos una vez que se detecta paro cardiopulmonar.

#### Paro cardiorrespiratorio

Paro cardiopulmonar: la droga de elección se basa en el ritmo del ECG.

Nota: todos los ECG se registran a 50 mm/seg y 1 cm = 1 mv.



#### VENTILACIÓN (O<sub>2</sub> al 100%)

- Establecer una vía aérea (laringoscopio, tubo endotraqueal, fijar en su lugar).
- Conectar al equipo de anestesia con O<sub>3</sub> solamente.
- Dar 2 insuflaciones largas (1,5-2 segundos cada una), monitorizar la presencia de ventilación espontánea.
- Si no reanuda la ventilación espontánea, continuar a 10-15 respiraciones/minuto (2 por cada 15 compresiones).
  - Perros: 15-20 cm H<sub>2</sub>0 Gatos: 12-17 cm H<sub>2</sub>0
- Enfermedad pulmonar crónica: <12 cm H<sub>2</sub>0

#### **COMPRESIONES EXTERNAS**

#### <4,5 kg, decúbito lateral

- Colocar los dedos de una mano en un lado del tórax y el pulgar en el otro lado a la altura del 4 ° o 5 ° espacio intercostal, evitar compresiones con las puntas de los dedos.
- 100-120 compresiones/minuto
- Deben disminuir el diámetro torácico un 25-33%.

#### >7 kg, decúbito lateral

- De pie con la columna del paciente lo más cercana a usted.
- Céntrese sobre la porción más alta de la pared torácica a la altura del 4°-5° espacio intercostal.
- 100-120 compresiones/minuto
- Deben disminuir el diámetro torácico en un 25-33%, se debe permitir el completo retroceso de la pared torácica entre compresiones.

#### LÍQUIDOS

- Colocar el catéter más grande posible, preferentemente uno central, por ej., catéter yugular. NaCl al 0,9%
- Administrar la siguiente dosis como bolo inicial, luego volver a evaluar para determinar la tasa de infusión a continuación.
  - Perros: 20 ml/kg
  - Gatos: 5 ml/kg
- Ajustar la hidratación según la enfermedad subvacente, por ej., insuficiencia cardíaca congestiva.
  - Perros: 40-80 ml/kg/hora
  - Gatos: 20-40 ml/kg/hora
- Evaluar la necesidad de coloides: (PT <3,5, Alb <1,5, mala calidad del pulso con un adecuado aporte de cristaloides, necesidad de una expansión de volumen rápida. Establecer una segunda vía IV).
- Hetastarch:
  - Perros: 10-20 ml/kg en la primera hora con incrementos de 5 ml/kg/5-10 minuto
  - Gatos: 5-10 ml/kg en la primera hora con incrementos de 5 ml/kg/5-10 minuto
- Plasma fresco congelado: 5-10 ml/kg a 20 ml/kg/hora
- Evaluar la necesidad de líquidos transportadores de O₂: (Hto <25% o hemorragia significativa. Establecer una segunda vía IV)
- Concentrado de glóbulos rojos: 5-10 ml/kg a 10-20 ml/kg/hora
  - Perros: no se necesitan pruebas de compatibilidad cruzada para la primera transfusión.
  - Gatos: siempre se debe tipificar la sangre y hacer la prueba de compatibilidad cruzada.
- Sangre entera fresca: 5-20 ml/kg a 10-20 ml/kg/hora, prueba de compatibilidad cruzada como en el punto anterior.

PARE Piense. Tome una buena decisión.

LAS INYECCIONES INTRACARDÍACAS NO SON APROPIADAS. **NO ADMINISTRAR** 

#### **AGENTES IV**

- Siempre dar bolo de 10-30 ml de NaCl al 0.9% después de cada medicamento. Elevar las extremidades durante 10-20 segundos y esperar respuesta durante 30 segundos a 2 minutos; repetir la dosis del medicamento según sea necesario.
- Atropina IV o IO (0,54 mg/ml)

0,04 mg/kg IV o IO (0,33 ml para una mascota de 4,5 kg)

- Epinefrina IV o IO (1:1000 = 1 mg/ml) empezar con dosis bajas y progresar a dosis altas.
  - Dosis baja = 0,01 mg/kg IV o IO (0,05 ml para una mascota de
  - Dosis alta = 0,1 mg/kg IV o IO (0,5 ml para una mascota de
- Lidocaína IV o IO (solución al 2% = 20 mg/ml)
- Monitorizar con ECG, utilizar con precaución en gatos. Iniciar con un bolo y, si es exitoso, pasar a IIC.
  - Bolo para perros: 2-4 mg/kg IV o IO (0,5-1 ml para un perro de
  - Bolo para gatos: 0,2 mg/kg (0,04 ml para un gato de 4,5 kg)
- Lidocaína IIC (goteo de lidocaína 1 L de solución salina y 50 ml de lidocaína al 2%)
  - Perros: 4 ml/kg/hora para control de CVP. Disminuir la velocidad del goteo si aparece bradicardia. Usar un segundo catéter IV para su administración.
  - Gatos: 0,6-1 ml/kg/hora para control de CVP. Usar con precaución en gatos, vigilar estrechamente la presencia de bradicardia y disminuir la velocidad del goteo si se manifiesta. Usar un segundo catéter IV para su administración.
- Dexametasona, fosfato sódico IV (4 mg/ml) 4,4 mg/kg (5 ml para una mascota de 4,5 kg)

#### **AGENTES INTRATRAQUEALES**

#### Epinefrina, atropina, lidocaína

- El doble de la dosis IV.
- Administrar a través de un catéter de goma roja que avance más allá del extremo del tubo endotraqueal.
- Seguir con 5-10 ml NaCl al 0,9% para arrastrar el fármaco a través del catéter de goma roja.
- Después de la administración, hiperventilar durante 10 segundos.

#### **DESPUÉS DE LA REANIMACIÓN**

- Monitorización: (ver Algoritmo de paro cardiopulmonar, página 118).
- Sostén de sistemas orgánicos: considerar todas las medidas
- Respiratorio: aportar O₂ (nasal o por collar isabelino).
- Cardíaco: aportar O₂ (nasal o por collar isabelino), furosemida, lidocaína, dobutamina, líquidos IV, ventilación a presión positiva continua con O<sub>a</sub>.
- Neurológico: aportar O₂ (nasal o por collar isabelino), continuar la ventilación con O, para reducir los niveles de dióxido de carbono, manitol, corticosteroides, furosemida, dobutamina.
- Renal: continuar con el aporte de líquidos. Si el paciente se encuentra normovolémico, normotenso y oligúrico (producción de orina menor que 1 ml de orina/kg/hora) considerar manitol o furosemida, con goteo de dobutamina o sin él (sólo en perros).
- Medicamentos para tener en cuenta:
  - Manitol (0,5-1 g/kg IV en 20 minutos)
  - Furosemida (2-4 mg/kg IV)
  - Dobutamina (4-20 μg/kg/minuto IV: 25 mg en 1 L de solución salina a través de microgoteo = 25 µg/ml. Monitorizar pulso y ECG, a medida que aumenta el pulso, disminuir la dobutamina. Si se presenta CVP o taquicardia, disminuir la tasa de infusión).
  - Lidocaína IIC, corticosteroides (dexametasona fostato de sódio 4-10 mg/kg IV o metilprednisolona, succinato de Na 10-30 mg/kg IV)
  - Dopamina (sólo en perros) 0,5-3 μg/kg/minuto (dopamina 40 mg/ml agregar 1/2 ml = 20 mg a 1 L NaCl al 0,9% = 20 μg/ml, set de microgoteo = 60 gotas/ml, perro de 9 kg a 2 μg/kg/minuto = 20 μg/minuto = 1 gota cada 3 segundos), antibióticos de amplio espectro. Considere la posibilidad de derivación para atención las 24 horas, una vez que esté estable y pueda ser transportado.

#### **SECCIÓN 11**

# Consideraciones anestésicas para pequeños pacientes exóticos

■ Aves ■ Reptiles ■ Hurones ■ Chinchillas ■ Conejos ■ Cobayos ■ Roedores ■ Erizos

#### INTRODUCCIÓN

Existen múltiples recursos para aquellos interesados en la anestesia de pacientes exóticos. Esta sección no pretende incluir todos los recursos, sino que fue diseñada para brindar a los veterinarios generales normas clínicas prácticas, eficaces y orientadas a la seguridad, basadas en las prácticas anestésicas comúnmente aceptadas para las especies exóticas. Como para cualquier otra especie, no existe una norma perfecta para cada paciente individual. La mejor fórmula para un resultado anestésico positivo incluye un buen criterio médico y una esmerada atención integral del paciente, incluidas desde la evaluación inicial y la preparación hasta la anestesia, la recuperación y la atención después del procedimiento.

La anestesia de pacientes exóticos es esencialmente igual a la anestesia canina y felina. Sin embargo, la aplicación requiere una modificación de los aparatos debido al pequeño tamaño de los pacientes, la identificación de una sensibilidad variable a los fármacos, la idiosincrasia de las especies, el desafío que supone la sujeción y las limitaciones para la monitorización. Los seis pasos básicos de la anestesia se aplican a los pacientes exóticos, así como a perros y gatos.

- 1. Evaluación preanestésica: educación del cliente, historia y estado de salud del paciente, información de laboratorio.
- 2. Preparación preanestésica: ayuno (cuando corresponda), estabilización del estado sistémico, aporte de líquidos y oxígeno, equipamientos y equipo del hospital, premedicación, acceso venoso, si corresponde.
- 3. Monitorización: parámetros cardiopulmonares, CO<sub>2</sub> de final de la espiración (la monitorización de CO<sub>2</sub> es ideal para pacientes de mayor tamaño, pero no está disponible en todos los Hospitales para Mascotas Banfield en la actualidad), presión arterial, oximetría de pulso, temperatura, plano anestésico, estado de hidratación.
- **4. Inducción:** proporciona una transición suave a la inconsciencia y permite establecer y asegurar la vía aérea (no se recomienda la intubación traqueal en todas las especies, véanse protocolos individuales).
- Mantenimiento: mantenimiento de la temperatura, prevención de la hipoglucemia, hipovolemia e hipotermia.
- **6. Cuidados posoperatorios**: mantenimiento de la temperatura, control del dolor, recuperación, balance hídrico.

La correcta aplicación de estos seis pasos debe abordar las siguientes cuestiones:

- Evaluación de antecedentes, estado físico y datos de laboratorio
- Estabilización del estado fisiológico antes de la inducción anestésica.
- Minimización del tiempo de anestesia; la preparación es clave.
- La adecuada selección de la dosis del agente anestésico (considerar el estado de salud, la especie, la raza y las condiciones preexistentes y las complicaciones).
- Mantenimiento de una vía aérea permeable, suplementación de oxígeno y monitorización.
- Monitorización y sostén de la función cardiovascular (líquidos y agentes adrenérgicos).
- Monitorización y sostén de la temperatura corporal (aporte de calor, reducción de la pérdida de calor corporal).
- Monitorización y sostén continuos hasta la recuperación completa.
- Analgesia/sedación para disminuir el dolor, el estrés y la agitación durante la inducción o la recuperación.
- Preparación (equipo de hospital entrenado y equipamiento adecuado) para casos normales y complicados; prepararse para resolver potenciales resultados adversos.

## Consideraciones especiales acerca de la anestesia en pacientes exóticos

El pequeño tamaño del cuerpo de muchas especies de aves y mamíferos exóticos equivale a un metabolismo aumentado en comparación con el de los perros y los gatos; los reptiles por lo general tienen un metabolismo más lento. Esta variabilidad tiene un impacto significativo en las consideraciones anestésicas. Los niveles metabólicos pueden aumentar o disminuir los requerimientos o la duración de la acción de los fármacos, en comparación con los de los perros y los gatos; además, incrementan el riesgo de hipoglucemia debida al ayuno y los requerimientos de oxígeno en muchas especies. La mayoría de los pacientes exóticos son extremadamente sensibles a cualquier período de apnea o hipoxemia, aunque sea muy breve. Por ejemplo, los reptiles pueden sobrevivir un episodio inicial de hipoxemia anestésica, pero morir unos días o semanas más tarde debido al daño renal hipóxico. La elevada relación entre la superficie y el volumen corporales predispone a los pacientes pequeños a una significativa pérdida de calor corporal durante la anestesia. La hipotermia prolonga el metabolismo farmacológico y la

recuperación. El pequeño tamaño dificulta la intubación, los accesos venosos y la monitorización anestésica y, a menudo, requiere un equipo específico o adaptado a esas dimensiones. Es imprescindible contar con un alto nivel de habilidad para brindar la atención especializada necesaria para una exitosa anestesia y atención del paciente.

#### **EVALUACIÓN PREANESTÉSICA**

Conversar con el cliente acerca de las expectativas realistas y los posibles resultados.

Brindar educación al cliente acerca de los pasos posteriores al tratamiento y presentar un plan preciso antes del procedimiento. Instruir al cliente sobre el pronóstico y el riesgo anestésico; los pacientes pueden responder a los procedimientos anestésicos de diferente manera en comparación con los perros y los gatos. Debido al pequeño tamaño del cuerpo y a factores relacionados, los pacientes son más propensos a complicaciones anestésicas y quirúrgicas.

#### Obtener un peso exacto, generalmente en gramos.

■ El peso exacto es imprescindible para calcular las dosis correctas de fármacos y fluidos.

#### Realizar un examen físico tan completo como sea posible.

Obtener una historia completa y determinar si el paciente puede ser manejado de manera razonable. Evaluar el estado de salud del paciente: ¿saludable o comprometido? Determinar la frecuencia de pulso en reposo, la temperatura y la frecuencia respiratoria con el animal "despierto" cuando sea posible. Aquellos pacientes que no se pueden examinar sin restricción química deben ser evaluados a partir de la historia y la observación visual. Manipular a los pacientes estresados durante un período lo más breve posible. En algunos casos, es preferible sedar o anestesiar a los pacientes enfermos para que sea posible su evaluación, evitando el estrés inducido por los forcejeos y la restricción.

## Familiarizarse con las enfermedades comunes de cada especie.

■ Evaluar condiciones preexistentes o signos clínicos como anemia, cianosis, caquexia u obesidad, anorexia (en ayunas), ictericia, debilidad o depresión del sistema nervioso central (SNC), deshidratación, ascitis, alteraciones respiratorias o cardiovasculares, traumatismos tisulares y trastornos de coagulación. Tenga una adecuada precaución con los pacientes con compromiso hepático, renal u otro. Estabilizar el estado sistémico, si es posible, incluyendo el tratamiento para el dolor, si es necesario.

#### Realizar estudios de laboratorio preanestésicos, siempre que sea posible.

Esto incluye completar el hemograma con fórmula manual y un perfil de química. En pacientes muy pequeños puede no ser posible obtener muestras de sangre del volumen adecuado. Sin embargo, por lo

- general, es posible obtener una muestra adecuada para medir hematócrito (Hto), proteínas totales (PT) y glucemia y realizar un frotis de sangre periférica para calcular la fórmula sanguínea en todos los pacientes, excepto en los más pequeños. Considerar la realización de análisis de orina, examen fecal y otros análisis de sangre, según el caso.
- El aparato estándar para la determinación de la química sérica puede realizar los estudios de conejos, hurones, muchas especies de aves, reptiles y roedores. El contador estándar de células sanguíneas podrá permitir estudiar a conejos y hurones. Los profesionales tendrán que consultar un texto para los valores normales en hurones. Existen tarjetas de "valores normales para conejos" disponibles para aparatos Scil. Se puede obtener una tarjeta de "conejo" para contador de células sanguíneas enviando un formulario de solicitud de compra a Recursos Médicos (vea las instrucciones en SmartHelp). En la mayoría de los casos, los recuentos de células sanguíneas para reptiles y especies de aves tendrán que ser enviados a un laboratorio de referencia. Se puede realizar un conteo manual si los profesionales tienen habilidad para la lectura de los frotis de sangre de aves y reptiles.
- Tratar cualquier alteración de laboratorio antes de proceder con la anestesia. Cuando se necesite realmente una cirugía de emergencia, estabilizar al paciente tanto como sea posible antes de la anestesia. Las situaciones en las que se requiere cirugía antes de que se haya realizado algún tipo de estabilización son extremadamente raras.

## Indicaciones para la obtención de muestras de sangre en pacientes sanos\*

Especie	Volúmenes de las muestras de sangre**
Reptiles	Hasta 0,5 ml por cada 100 g de peso corporal (0,5% del peso corporal)  Ejemplos:  Paciente de 100 g, se pueden extraer 0,5 ml  Paciente de 1000 g, se pueden extraer de 3 a 5 ml
Conejos, hurones y roedores	Hasta 0,5 ml por cada 100 g de peso corporal (0,5% del peso corporal)  Ejemplos:  Paciente de 100 g, se pueden extraer 0,5 ml  Paciente de 1.000 g, se pueden extraer de 3 a 5 ml
Aves	Hasta 1 ml por cada 100 g de peso corporal

<sup>\*</sup> Adaptado de la información sobre la toma de muestras de ANTECH Diagnostics

<sup>\*\*</sup> En pacientes comprometidos, extraer cantidades más pequeñas

Los laboratorios de referencia a menudo pueden suministrar microtubos para sangre con el fin de facilitar el envío de exámenes de diagnóstico para los pequeños pacientes. Revise los comentarios debajo de cada prueba de sangre para paciente exótico en el directorio de servicios ofrecidos por el laboratorio. Allí se indica qué tubos o recipientes son los mejores y se especifica los volúmenes mínimos para cada prueba. Siguiendo las pautas del contenedor de la muestra se obtendrá el resultado más exacto.

#### PREPARACIÓN PREANESTÉSICA

Asegure la disponibilidad de los suministros y el equipo adecuados.

Se necesitará lo siguiente:

- Circuito de no reinhalación (flujo de oxígeno de 2 L).
- Fluidos calientes: se recomienda NaCl al 0,9%. Utilizar líquidos IV calientes.
- Fuente de calor suplementaria: manta con circulación de agua caliente, incubadora de aire caliente u otro dispositivo de calentamiento apropiado.
- Oxímetro de pulso, ECG, unidad de presión arterial (PA), termómetro, estetoscopio, monitor de CO<sub>2</sub> para pacientes >2 kg si está disponible
  - Manguitos de PA pequeños: existen manguitos de talle N°1 disponibles.
- Óptimo: catéteres intravenosos (IV) de calibre 24, 3/4 de pulgada o agujas de calibre 23 a 20 o agujas de punción de médula ósea para los catéteres intraóseos (IO).
- Mascarillas o insumos para intubación de tamaño apropiado, que incluyen:
  - Mascarillas pequeñas:
    - Cuando se utiliza una mascarilla, puede ser necesario hacer o conseguir un equipo especial para suministro de oxígeno, que incluya pequeñas máscaras hechas con capuchones de jeringas con un diafragma de guante de látex sobre el final.
  - Tubos endotraqueales:
    - Catéteres grandes para venopunción con mandril o catéteres de goma roja con adaptadores de gas caseros.
    - □ Tubos endotraqueales de 2 mm y más grandes.
    - □ También existen tubos endotraqueales para la especialidad (<2 mm de tamaño, +/- tipos sin manguito).
  - Mordazas (para evitar mordidas imprevistas al tubo).
  - Laringoscopio u otoscopio para facilitar la intubación.
  - Lidocaína en gel: utilizar cantidades muy pequeñas y sólo cuando sea necesario para facilitar la intubación endotraqueal. La lidocaína puede provocar intoxicación en pacientes exóticos pequeños.
  - Bolsa Ambu<sup>®</sup>, pediátrica o neonatal (especialmente para reptiles, véase la sección Reptiles).

Algunos cirujanos emplean una abrazadera o soporte que se puede colocar sobre los pacientes pequeños con el fin de tener un lugar para descansar las manos mientras realizan la cirugía. Estos pueden ser modelados a partir de tubos de cloruro de polivinilo (PVC) cortados en diversas longitudes y colocados por encima del paciente.

Familiarizarse con las recomendaciones de ayuno preanestésico. Algunos pacientes exóticos no deberían ayunar o hacerlo sólo durante períodos cortos antes de la anestesia para evitar la hipoglucemia.

Tiempos recomendados para el

ayuno/re	os recomendados etiro del agua preo ra pacientes exótic	peratorio
Especie	Tiempo de ayuno	Retiro del agua
Hurón	4 horas (los pacientes con insulinomas no deben ayunar)	2 horas
Conejo	30 minutos	0-30 minutos (la boca debe estar libre de alimentos y agua)
Cobayo/ chinchilla	4 horas	2 horas
Pequeños roedores	0 0	
Erizos	2-4 horas	2 horas
Reptiles	4-6 horas (o más en especies grandes)  0-1 hora	
Aves pequeñas	4-6 horas	0-2 horas (se desea buche vacío)
Psitácidos grandes	8-12 horas	0-2 horas (se desea buche vacío)

Permitir que los pacientes estresados se calmen antes de la anestesia. La sobreestimulación y el aumento del tono simpático pueden anular los sedantes y predisponer a la vasoconstricción, el aumento de la carga de trabajo miocárdico y las arritmias cardíacas. Algunos pacientes exóticos (especialmente los conejos y las aves) pueden beneficiarse de la internación la noche previa a la anestesia, pues permite que se acostumbren al entorno hospitalario y se les extraigan muestras para las pruebas preanestésicas. Esto reduce la tensión en el período preanestésico inmediato.

## Es imprescindible mantener la temperatura corporal correcta.

Se deben administrar fluidos calientes por vía subcutánea (SC), IV o IO antes, durante y después de la anestesia. Aportar calor

suplementario cuando sea necesario, especialmente durante la cirugía y la recuperación, usar mantas calefactoras, aire caliente o incubadoras. Evitar las quemaduras térmicas vigilando de cerca las fuentes de calor. Colocar una barrera seca (capas de toalla) entre los pacientes y las mantas calefactoras para reducir el riesgo de quemaduras. Lo ideal es emplear incubadoras antes y después de la cirugía.

Prepararse para realizar la anestesia en un ambiente cercano cálido. Rasurar el pelo o arrancar las plumas con cautela en el área más pequeña posible y llevar a cabo la mayor preparación posible antes de la inducción (esperar hasta que el paciente esté anestesiado para arrancar las plumas, ya que es doloroso). En las aves, se puede utilizar cinta adhesiva para mantener las plumas fuera del área quirúrgica. Utilizar soluciones para limpieza quirúrgica calentadas, en lugar de la clorhexidina diluida o solución salina; evitar el alcohol. Mantener al paciente lo más cubierto posible durante la cirugía para conservar el calor corporal. Usar, siempre que sea posible, campos quirúrgicos plásticos adhesivos claros. Utilizar cinta adhesiva con moderación; la piel delicada de los pequeños pacientes se puede arrancar con facilidad. Las cintas de enmascarar, de papel o de autoclave serían mejores opciones.

Iniciar la administración de líquidos antes de la anestesia. Asegúrese de emplear líquidos calientes. Elegir un líquido cristaloide equilibrado para la fluidoterapia perioperatoria de rutina; se recomienda usar NaCl al 0,9%. Colocar un catéter IV o IO siempre que sea posible; por lo general, se prefiere el catéter IV. En la medida de lo posible, se debe utilizar una bomba de infusión y un set de microgoteo para poder aportar los volúmenes y las tasas de infusión exactos. Si no hay acceso IV o IO, se deben administrar fluidos por vía SC. Tener en cuenta que el aporte de líquidos SC puede no ser suficiente para corregir la deshidratación prexistente en el período preoperatorio inmediato. Estabilizar y corregir la deshidratación antes de la anestesia.

#### Catéter IV, IO colocado:

Comenzar la administración de líquidos calientes IV o IO a 5-10 ml/kg/hora antes de la inducción anestésica, cuando sea posible. Continuar con el aporte de líquido hasta que la recuperación sea completa.

#### Sin catéter IV, IO colocado:

Comenzar la administración de líquidos calientes a 5-10 ml/kg/hora por vía SC. Administrar 1/4 de la dosis calculada por hora cada 15 minutos antes de la inducción anestésica y continuar durante la recuperación. El aporte de fluidos es vital para mantener la hidratación, el volumen de sangre y el equilibrio de líquidos. Medir los líquidos, controlar las tasas de infusión y monitorizar con cuidado a los pacientes para evitar la sobrecarga de líquidos.

Tasas de infus	ión de líquidos
Mantenimiento	1,5-4 ml/kg/hora
Anestesia	5-10 ml/kg/hora
Choque	30-80 ml/kg/hora

#### **PEQUEÑOS MAMÍFEROS**

La siguiente información describe los sitios de inyección recomendados y aporta otros datos pertinentes para diversas especies de mamíferos pequeños. **Nota especial para atropina para conejos:** muchos conejos tienen atropinasa sérica, que reduce la eficacia de la atropina. Cuando se desea un anticolinérgico, utilizar glicopirrolato.

	Sitios de inyección recomer	ndados para pequeños mamíferos
Especie	Sitios de inyección y colocación de catéteres	Comentarios Usar agujas de calibre 25 para venopunción y catéteres IV de calibre 24 para colocación de vías
Hurón	SC, IM IO: fémur proximal IV: cefálica, yugular, safena lateral, lateral de la cola	SC, IM: administración de medicación IO: administración de medicación, cateterización IV: administración de medicación (todos), cateterismo (no en la vena de la cola)
Conejo	SC, IM IO: fosa trocantérica del fémur, tibia IV: marginal de la oreja, cefálica, safena lateral, yugular	SC, IM: administración de medicación IO: administración de medicación, cateterización IV: administración de medicación (todos), cateterismo (safena lateral insuficientes para colocar catéter).
Cobayo	SC, IM IO: fosa trocantérica del fémur IV: marginal de la oreja, safena medial, safena lateral proximal al tarso, yugular	SC, IM: administración de medicación IO: administración de medicación, cateterización IV: administración de medicación, cateterización (difícil) General: con las inyecciones IM puede ocurrir automutilación; el acceso vascular a menudo es difícil debido a que las venas son cortas, móviles y friables.
Rata y ratón	SC, IM IO: fémur proximal IV: yugular, lateral de la cola	SC, IM: administración de medicación IO: administración de medicación, cateterización IV: administración de medicación General: es difícil extraer sangre de la vena lateral de la cola, excepto por capilaridad.
Gerbo	SC, IM IO: fémur proximal IV: lateral de la cola, safena, metatarsiana	SC, IM: administración de medicación IO: administración de medicación, cateterización IV: administración de medicación
Hámster	SC, IM IO: fémur proximal, cresta tibial IV: tarso lateral, cefálica	SC, IM: administración de medicación, el volumen máximo IM es 0,25 ml IO: administración de medicación, cateterización IV: administración de medicación, acceso IV difícil, usar agujas de calibre 27 o más pequeñas.
Chinchilla	SC, IM IO: fémur proximal IV: femoral, cefálica, safena lateral, yugular, auricular, lateral del abdomen, cola	SC, IM: administración de medicación, el volumen máximo IM es 0,3 ml, agujas de calibre 23 o más pequeñas de uso IM IO: administración de medicación, cateterización IV: administración de medicación, usar agujas de calibre 25 o más pequeñas.
Erizo	SC, IM IO: tibia, fémur proximal IV: yugular, cefálica, safena lateral, femoral	SC, IM: administración de medicación, el volumen máximo IM es 0,3 ml, agujas de calibre 23 o más pequeñas de uso IM IO: administración de medicación, cateterización IV: administración de medicación, usar agujas de calibre 25 o más pequeñas.

Se recomienda usar premedicación para todos los mamíferos pequeños: calma, mejora la manipulación, reduce la cantidad de agentes de inducción y mantenimiento necesarios, suaviza la recuperación, reduce los efectos vagales y puede prolongar la analgesia. La premedicación es óptima si se puede llevar a cabo sin causar estrés excesivo. Véanse recomendaciones específicas en los protocolos individuales desarrollados a continuación.

Cuando se utiliza la inducción anestésica con máscara, los mamíferos pequeños a menudo contienen la respiración. Se produce una respiración profunda y rápida después de "retener la respiración," que provoca una absorción rápida lleva a una sobredosis de anestesia. Utilizar concentraciones bajas de anestesia inhalatoria en la inducción. Utilizar máscaras pequeñas y monitorizar la presencia de apnea.

#### El control adecuado del dolor es extremadamente importante.

Los pequeños mamíferos, especialmente los conejos, a menudo reaccionan mal ante el dolor y se tornan anoréxicos y letárgicos y pueden automutilarse.

## Lecturas sugeridas acerca de sitios de inyección y colocación de catéteres en pequeños mamíferos:

- 1. Heard, D. (ed). Vet Clin North Am Exotic Anim Pract, Jan 2001;4(1).
- Quesenberry, K.; Carpenter, J. Ferrets, Rabbits, and Rodents, Clinical Medicine and Surgery. 2<sup>nd</sup> ed. Philadelphia, Pa.: Saunders, 2004.
- Longley, L. Anaesthesia of Exotic Pets. Philadelphia, Pa.: Saunders, 2008.

#### Técnica para la intubación intranasal en conejos

Lo óptimo es efectuar intubación traqueal. Debe realizarse con extremo cuidado, los intentos repetidos de intubación traqueal pueden causar edema o espasmo laríngeo significativo. Se recomienda la intubación nasal cuando no se puede realizar la intubación traqueal en el primer intento o cuando el médico tiene poca experiencia con la intubación traqueal en conejos.



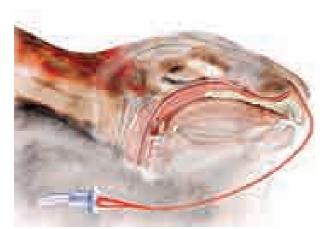
#### Paso 1:

Con un catéter de goma roja de 4 a 8 French, estimar la distancia desde la apertura nasal hasta el nivel de la faringe y marcar el tubo. Después de la inducción, instilar dos o tres gotas de lidocaína en una fosa nasal.



Paso 2:

Dirigir el catéter de goma roja lubricado hacia el meato ventral y pasar hasta la marca premedida.



#### Paso 3:

El catéter se debe pasar al nivel de la faringe, pero no dentro de la tráquea. Evitar introducir el tubo demasiado profundo, ya que puede pasar hacia el esófago.



#### Paso 4:

El catéter se puede conectar a un adaptador de tubo traqueal pequeño y, de este modo, conectarse a la tubería existente de la máquina anestésica. Aportar oxígeno y gas anestésico como con un tubo endotraqueal. Se pueden necesitar altas concentraciones de gas para que el paciente pueda respirar alrededor del tubo. Fije el tubo colocándolo por encima de la cabeza y pegándolo con cinta adhesiva a la piel o al oído.

Ilustración médica de Walter García

#### **REPTILES**

La siguiente información se refiere a los sitios de inyección recomendados, el uso de premedicación y las necesidades especiales de asistencia respiratoria de reptiles.

Históricamente, se ha preferido administrar inyecciones en la mitad craneal del cuerpo de los reptiles para disminuir el paso de los fármacos a través del sistema portorenal. Estudios recientes indican que el sitio de inyección puede ser menos importante para la metabolización de algunos fármacos que lo que se pensaba. Sin embargo, la sangre de la vena coccígea de algunos lagartos parece entrar en el sistema portorenal. Por lo tanto, en los reptiles, es mejor administrar los agentes nefrotóxicos, los fármacos con una muy alta tasa de excreción renal de primer paso o los anestésicos en la mitad craneal del cuerpo.

	Sitios	de inyecció	n recomendados para reptiles
Tipo de reptil	Sitios de inyección y colocación de catéteres	Uso	Comentarios
Serpiente	IV: yugular (derecha), coccígea, corazón (se recomienda reservar para urgencias), palatina (serpientes medianas a grandes una vez anestesiadas)  IM: preferible en músculos paravertebrales	IV: administración de medicación, cateterización (en general es difícil, si lo intenta, utilizar yugular)  IM: administración de medicación	La vena yugular derecha es más grande que la izquierda; incisión 4-7 escamas por arriba del corazón en el cruce de las escamas ventrales y las de la región lateral derecha del cuerpo. La yugular se identifica mediante disección roma inmediatamente por dentro de los extremos de las costillas.  La vena coccígea se encuentra en la línea media ventral de la cola. Usar aguja de calibre 22 a 27, insertar a 1/3 de la distancia entre la cloaca y la cola para evitar los hemipenes (machos) y los sacos anales. Aspirar hasta encontrar sangre o hueso. En caso de no tener éxito, vuelva a colocar craneal o caudalmente. Es difícil de utilizar en serpientes pequeñas.  Corazón (se recomienda reservar para urgencias). Usar agujas de calibre 25 a 27 en serpientes pequeñas y calibre 22 en serpientes muy grandes. Insertar la aguja con un ángulo de 45 grados hacia los ventrículos y aspirar suavemente.  La vena palatina habitualmente no se recomienda. En general se accede mientras el paciente está anestesiado o con una mordaza colocada. Es difícil controlar la hemorragia, si se lacera esta vena. Se sitúa medial a los dientes palatinos en el techo de la boca.
Lagarto	IV: cefálica, ventral abdominal, yugular, coccígea  IM: se recomienda en extremidades proximales (hombro a codo)  IO: fémur distal, tibia proximal  No se recomienda: extremidad distal (por debajo del codo); las inyecciones IM o SC pueden causar necrosis tisular	IV: administración de medicación, cateterización (cefálica, +/-yugular)  IM: administración de medicación  IO: administración de medicación, cateterización; esta vía es la recomendada para colocación de catéteres en la mayoría de los lagartos	La vena yugular está situada en la cara lateral del cuello, más dorsal de lo que pudiera esperarse en mamíferos. Requiere una incisión longitudinal y disección roma para visualizarla.  La vena coccígea se encuentra en la línea media ventral de la cola. Insertar una aguja de pequeño calibre, suficientemente caudal a la cloaca para evitar los hemipenes (machos) y los sacos anales. Se ingresa al vaso directamente desde la línea media ventral o lateralmente. Insertar la aguja ventral a las apófisis transversas y avanzar hasta contactar el cuerpo vertebral. Mientras se aspira suavemente, mover la aguja ventralmente alrededor del cuerpo vertebral hasta encontrar el vaso.  La vena cefálica se encuentra en la superficie dorsal (anterior) de la pata delantera; una incisión hacia abajo desde el codo distal y medial sobre el antebrazo dorsal puede permitir la visualización de la vena. En algunos pacientes, puede ser difícil localizar esta vena o mantener un catéter en ella.  La vena abdominal ventral se encuentra en la línea media ventral; se puede acceder a ella por vía percutánea después de realizar sobre esa línea una pequeña incisión en la piel para visualizar el vaso. Algunos pacientes también pueden ser cateterizados.  Accesos IO:  Tibia proximal: diferenciar del peroné lateral. Pasar el catéter a través de la cresta tibial y avanzar la aguja hacia la superficie medial de la pierna a medida que se pasa dentro del hueso.  Fémur distal: flexionar la rodilla. La curva en el fémur distal generalmente permite introducir el catéter proximal a la articulación.  Las radiografías (2 incidencias) son útiles para la correcta colocación de acceso IO.

	Sitios	de inyecció	n recomendados para reptiles
Tipo de reptil	Sitios de inyección y colocación de catéteres	Uso	Comentarios
Tortuga de agua y de tierra	IV: yugular, coccígea dorsal, braquial, subcarapacial (supravertebral) IM: se recomienda en extremidades proximales (hombro a codo) IO: puente caparazón/plastrón (difícil), fémur distal, tibia proximal No se recomienda: extremidad distal (por debajo del codo); las inyecciones IM o SC pueden causar necrosis tisular.	IV: administración de medicación, cateterización (yugular) IM: administración de medicación IO: administración de medicación, cateterización (difícil)	La vena yugular se encuentra en la superficie lateral de la escama auricular del cuello, por lo general cerca de las posiciones horarias 10 y 2. La yugular derecha suele ser más grande que la izquierda. Algunos pacientes pueden ser cateterizados por vía percutánea; otros requieren una incisión longitudinal para visualización.  La vena coccígea dorsal se encuentra en la línea media de la cola, dorsal a las vértebras. Limpiar heces o desechos de los sitios de inyección. Insertar la aguja en la línea media y avanzar hasta contactar el hueso. La aspiración suave permite la identificación del vaso.  Seno venoso subcarapacial (supravertebral): situado debajo del caparazón en la línea media inmediatamente caudal a la última vértebra cervical y apenas en frente a las primeras vértebras torácicas. Se trata de la línea media en la parte inferior del caparazón, por lo general apenas caudal al sitio en donde la piel se une con el caparazón. La cabeza del paciente debe estar extendida o retraída para permitir el acceso al sitio.  Accesos IO:  Puente caparazón/plastrón: pasar la aguja en un ángulo agudo a través del puente óseo entre el caparazón y el plastrón. Esto es difícil de hacer, y el catéter generalmente ingresa en la cavidad celómica, en lugar de en el espacio intramedular.  Fémur distal, tibia proximal: similar a los lagartos (véase antes), pero generalmente más difícil de hacer debido a la forma curvada del fémur. Los catéteres pueden desplazarse cuando el paciente coloca el miembro dentro del caparazón.  Las radiografías (2 incidencias) son útiles para la correcta colocación del acceso IO.

#### Se recomienda usar premedicación para todos los

reptiles: calma, mejora la manipulación, reduce la cantidad de agentes de inducción y de mantenimiento necesarios, suaviza la recuperación, reduce los efectos vagales y puede prolongar la analgesia. La premedicación es óptima si se puede llevar a cabo sin causar estrés excesivo. Véanse recomendaciones específicas para cada especie en los protocolos anestésicos individuales desarrollados a continuación.

#### Los reptiles tienen una fisiología respiratoria única:

- Las pruebas más recientes sugieren que las bajas concentraciones de oxígeno estimulan la respiración en los reptiles, mientras que las altas concentraciones de oxígeno la deprimen. Los ambientes ricos en oxígeno causan depresión respiratoria en algunas especies de reptiles. No se recomienda como rutina la oxigenación previa a la inducción en la mayoría de los reptiles sanos. Sin embargo, los reptiles pueden sufrir de hipoxemia y sobrevivir al daño inicial, pero morir unos días o semanas después debido a la lesión renal hipóxica. Por lo tanto, se requiere suplementación con oxígeno al 100% durante la inducción y la anestesia; se recomienda enfáticamente la intubación. Durante la recuperación, se recomienda el aire ambiental.
- Se recomienda la intubación siempre que sea posible. Los reptiles carecen de diafragma muscular funcional y se beneficiarán con la ventilación asistida (ventilación a presión positiva [VPP] o manual) con gas anestésico y oxígeno (a través de tubo endotraqueal) durante la anestesia. Esto sustenta un volumen minuto y un suministro de oxígeno adecuados. Un asistente puede

proporcionar VPP, según necesidad.

■ Dada la necesidad de VPP durante la anestesia, los reptiles se hiperoxigenan con frecuencia. Durante la recuperación se recomienda el aire ambiental (en lugar de oxígeno al 100%) para la mayoría de las especies de reptiles. Una vez suspendido el gas anestésico, continuar 1 a 2 minutos con VPP (sin excederlos 10 a 12 cm H₂O) con oxígeno al 100% para permitir la excreción de gas anestésico de los pulmones. Luego, desconectar el oxígeno y, usando sólo aire ambiental, proporcionar ventilaciones ocasionales con VPP hasta estimular la respiración espontánea; se debe intentar imitar la frecuencia y la profundidad respiratorias preanestésicas del paciente. Utilizar una bolsa Ambu® pediátrica o neonatal. Monitorizar a los pacientes cuidadosamente. La recuperación progresa de caudal a craneal. Extubar cuando haya comenzado el movimiento.

Cuando se utiliza inducción anestésica con máscara/cámara, los reptiles pueden resistirse. En algunas especies es casi imposibles realizar la inducción solamente con máscara o cámara (especialmente tortugas de tierra y de agua y las especies acuáticas). Si se intenta este tipo de inducción, la máscara/cámara, debe ser pequeña y se deben usar bajas concentraciones de anestésicos inhalatorios (no superar el 5% de sevoflurano).

## Lecturas sugeridas acerca de sitios de inyección y colocación de catéteres en reptiles:

- 1. Heard, D. (ed). Vet Clin North Am Exotic Anim Pract, Jan 2001;4(1).
- 2. Bonagura, J. D. (ed). *Kirk's Current Veterinary Therapy XII*, *Small Animal Practice*. Philadelphia, Pa.: Saunders, 1995.
- Longley, L. Anaesthesia of Exotic Pets. Philadelphia, Pa.: Saunders, 2008.

#### **ESPECIES DE AVES**

La siguiente información se refiere a los sitios de inyección recomendados, las consideraciones para el uso de premedicaciones y las técnicas de inducción para especies de aves.

	Sitios de iny	ección rec	omendados para especies de aves
	Sitios de inyección y colocación de catéteres	Uso	Comentarios
Especies de aves	IV: cubital (basílica, braquial), metatarso medial (tibial caudal), yugular derecha	IV: administración de medicación, cateterización (no yugular)	La vena cubital (basílica, braquial) se encuentra cerca del codo en parte ventral del ala. Usar en aves con peso superior a los 150 g. Los hematomas se forman con facilidad, aplicar presión durante 2 a 3 minutos después de la venopunción.
	IM: se recomienda en los músculos	IM: administración de	La vena metatarsiana intermedia se encuentra en la porción medial del metatarso proximal.
	pectorales  IO: cúbito distal (aves >500 g),	medicación  IO:	Yugular (lado derecho): extender el cuello y separar o mojar las plumas para visualizarla. Se trata de la vena de más fácil acceso en pájaros pequeños. Los hematomas se forman con facilidad, aplicar presión durante 2 a 3 minutos después de la venopunción. Tenga cuidado de no obstruir la tráquea.
	tibiotarso proximal (aves <500 g)	de medicación, cateterización	Las aves a menudo intentan dañar los catéteres. Cuando se coloca un catéter, se debe fijar con suturas y/o cinta y un vendaje.
			Sitios de acceso IO:
			<ul> <li>Cúbito distal: flexionar el carpo. Identificar el cóndilo dorsal del cúbito distal, insertar la aguja justo detrás de él. Dirigir la aguja debajo el cóndilo dorsal y proximalmente hacia el eje cubital.</li> <li>Tibiotarso proximal: identificar la cresta cnemial craneal del tibiotarso proximal entre los cóndilos femorales e inmediatamente distal a ellos. Dirigir la aguja dentro del platillo tibial apenas por detrás de la cresta cnemial y distal hacia la cavidad medular.</li> <li>Las radiografías (2 vistas) son útiles para la correcta colocación del acceso IO.</li> </ul>

# Se recomienda la premedicación para la mayoría de las aves. Si bien algunos profesionales no usan rutinariamente premedicaciones en aves, se aconseja su uso dado que las calma, mejora la manipulación, reduce la cantidad de agentes de inducción y mantenimiento necesarios, suaviza la recuperación, reduce los efectos vagales y puede prolongar la analgesia. La premedicación es óptima si se puede llevar a cabo sin causar estrés excesivo. Véanse recomendaciones específicas para cada especie en los protocolos anestésicos

individuales desarrollados a continuación.

Cuando se utiliza la inducción anestésica con máscara, las aves a menudo contienen la respiración. Se produce una respiración profunda y rápida después de "retener la respiración," que provoca una la absorción rápida y lleva a sobredosis de anestesia. Utilizar concentraciones bajas de anestesia inhalatoria en la inducción (no exceder el 5% de sevoflurano). Utilizar máscaras pequeñas y monitorizar la presencia de apnea.

## Lecturas sugeridas acerca de sitios de inyección y colocación de catéteres en especies de aves:

- 1. Heard, D. (ed). Analgesia and anesthesia. Vet Clin North Am Exotic Anim Pract, Jan 2001;4(1).
- 2. Bonagura, J. D. (ed). Kirk's Current Veterinary Therapy XII, Small Animal Practice. Philadelphia, Pa.: Saunders, 1995.
- 3. Manual of Psittacine Birds. British Small Animal Veterinary Association. Ames, Iowa: Iowa State University Press, 1996.
- Longley, L. Anaesthesia of Exotic Pets. London, England: Saunders, 2008.

#### **MONITORIZACIÓN ANESTÉSICA**

La monitorización cuidadosa y continua del paciente es un requisito absoluto de la atención de calidad durante la anestesia y puede constituir la diferencia entre un procedimiento exitoso y uno que termina en complicaciones graves o incluso en la muerte. La monitorización debe realizarse en forma continua durante la inducción, la anestesia y la recuperación. Esto incluye la profundidad anestésica, el estado cardiopulmonar (ECG, PA, oximetría de pulso,  ${\rm CO_2}$  de final de la espiración), temperatura y estado de hidratación, tanto como lo permita el tamaño del paciente.

Los métodos de monitorización de rutina son útiles en los conejos, hurones, cobayos, chinchillas, reptiles y especies de aves más grandes. La oximetría de pulso, el ECG y la medición de la PA o el CO2 de final de la espiración pueden usarse en pacientes más grandes. Sin embargo, el último parámeto puede no ser preciso y agrega un espacio muerto considerable al circuito de respiración, si se utiliza en pacientes menores de 2 kg. La oximetría de pulso y el ECG pueden ser utilizados en la mayoría de los pacientes con alguna modificación en los equipos. Sin embargo, algunos monitores no pueden leer la frecuencia cardíaca rápida de los mamíferos pequeños, y la oximetría de pulso proporciona resultados variables en las aves, haciendo imprescindible la monitorización manual cuidadosa.

Es útil colocar las sondas de oximetría de pulso en orejas, lengua, cola o pies/dedos del pie. Las sondas de oximetría

de pulso rectales son apropiadas para hurones, conejos y roedores más grandes, y pueden utilizarse en las cloacas de algunos reptiles. La saturación de oxígeno por debajo del 94% indica hipoxemia; adoptar medidas inmediatas para corregirla. Tener en cuenta que los monitores de la oximetría de pulso tienen una sensibilidad variable en las especies aviares. Deben emplearse como complemento de la monitorización manual y pueden mostrar las tendencias en la oxigenación, pero no son confiables como una herramienta de monitorización primaria en aves. Las sondas pueden colocarse en la cloaca o la lengua de algunos pájaros más grandes.

Las derivaciones del ECG se pueden conectar directamente a la piel, con clips para papel colocados en pliegues cutáneos, con suturas de acero inoxidable colocadas en la piel o con pequeñas agujas de calibre 25 colocadas directamente a través de la piel. Sin embargo, no se debe perder el tiempo de anestesia colocando suturas, clips o agujas si los cables normales del ECG funcionan. Si los cables son demasiado tensos para pieles delicadas, aflojarlos antes de usarlos. Triangular el corazón para una mejor lectura. Usar gel de contacto en lugar de soluciones de contacto con base de alcohol. Además, algunos monitores de ECG tienen clips de plástico que son menos traumáticos para las pieles delicadas.

Se puede monitorizar la presión arterial en conejos, hurones, pájaros de gran tamaño y algunas chinchillas más grandes.

Las técnicas de monitorización manual son importantes en los pacientes exóticos. Durante la anestesia, se puede esperar que el carácter y la frecuencia del pulso disminuyan aproximadamente un 20% en comparación con las frecuencias en reposo de vigilia. Si caen por debajo de este rango, reducir la concentración del anestésico. La respiración debe ser lenta, regular y estable.

Monitorizar cuidadosamente la respiración. La mayoría de los pacientes exóticos son extremadamente sensibles a cualquier período de apnea o hipoxemia, aunque sea muy breve. Las vías respiratorias pequeñas y los tubos endotraqueales presentan tendencia a la obstrucción con secreciones respiratorias (véase la página 127 para más información acerca de reptiles). La pared torácica y el movimiento de la bolsa de reinhalación, así como la condensación y la depuración de la máscara/tubo endotraqueal ayudan en la evaluación del esfuerzo y la frecuencia respiratorios. El aumento del esfuerzo respiratorio o la presencia de ruidos respiratorios anormales (chirridos, sibilancias, silencios inesperados) son indicadores de obstrucción de la vía aérea inminente. Los conejos, los cobayos y las chinchillas tienen un riesgo particularmente alto de sufrir obstrucción respiratoria debido a la salivación excesiva durante el suministro de gases anestésicos mediante máscara. Las aves corren el riesgo de obstrucción del tubo endotraqueal debido a las gruesas secreciones respiratorias que presentan algunas especies.

Es imprescindible mantener la temperatura corporal correcta. Los pacientes pequeños pueden perder hasta 5,5 °C (10 °F) en 15 minutos (véase *Formulario de monitorización anestésica de pacientes exóticos*, páginas 150-151).

La pérdida de respuesta a un pellizco en el dedo del pie indica que se ha alcanzado un plano anestésico quirúrgico. La respuesta de parpadeo no es un indicador confiable de la profundidad anestésica en todos los pacientes exóticos. La respuesta de parpadeo puede ser imposible (en serpientes) o de difícil acceso en reptiles y pacientes muy pequeños. Los conejos, especialmente, pueden mostrar una respuesta de parpadeo variable, incluso en los planos anestésicos más profundos.

La respuesta corneal varía de especie a especie. La pérdida de una respuesta corneal previamente presente es un indicador de excesiva profundidad anestésica; se debe disminuir la concentración de anestesia.

Prevenir la hipoglucemia. Si se presenta o sospecha hipoglucemia, deben administrarse fluidos calientes con dextrosa al 2,5%, preferentemente por vía IV. Si esta ruta no está disponible, los fluidos pueden administrarse por vías IO o SC, aunque el tiempo de absorción se retrasa significativamente cuando se usa la última. Además, algunos consideran que la administración SC de dextrosa concierne a pacientes con infecciones concurrentes.

Minimizar las pérdidas de sangre y líquidos corporales y mantener y reponer líquidos según sea necesario. Evitar la hipovolemia administrando líquidos a una tasa de 5 a 10 ml/kg/hora.

#### MANTENIMIENTO E INDUCCIÓN ANESTÉSICOS

#### Inducción

El objetivo de la inducción es una transición suave a la inconsciencia y permitir, en lo posible, la colocación de un tubo endotraqueal. Lo óptimo es efectuar intubación traqueal. Sin embargo, no se recomienda rutinariamente en todas las especies debido a su dificultad y a la probabilidad de infligir lesiones laríngeas mortales en algunas especies (especialmente en conejos y roedores). Véanse en los protocolos de especies individuales los medicamentos y dosis para la inducción.

- Los pacientes comprometidos deben recibir al menos 1/4 de sus requerimientos de volumen de fluido por hora **antes** de la administración de la premedicación, siempre que sea posible.
- Reptiles: siempre que sea posible, deben ser intubados. Se recomienda la ventilación asistida (a través de un tubo endotraqueal) en reptiles anestesiados, dado que son propensos a la depresión respiratoria durante la anestesia, especialmente cuando son inducidos con propofol (véase página 127 para mayor información sobre reptiles).
- No exceder el 5% de sevoflurano para la inducción con máscara. Aportar oxígeno a 2 L/minuto.
- Evitar el estrés del forcejeo. Usar una dosis sedante de ketamina, midazolam o Telazol® dependiendo de la especie (véanse protocolos individuales).
- Se recomienda preoxigenación si puede llevarse a cabo sin estrés (excepto en la mayoría de los reptiles).
- Conejos: lo óptimo es intubar cuando se puede llevar a cabo sin causar irritación o traumatismo laríngeo. (Los conejos son especialmente propensos al traumatismo laríngeo. Véase *Técnica para la intubación intranasal de conejos*, página 126). Se recomienda especialmente la intubación nasal cuando no se puede realizar la intubación traqueal.
- El volumen mínimo inyectable de Telazol® es de 0,1 ml. Si el paciente necesita una dosis con un volumen menor que 0,1 ml, diluir hasta al menos 0,1 ml de volumen total en agua estéril antes de la inyección (véase a continuación).

#### Ejemplo de dilución de Telazol®:

- El paciente necesita 5 mg de Telazol®. Telazol® se presenta en concentraciones de 100 mg/ml, por lo que 5 mg serían 0,05 ml. El volumen mínimo es de 0,1 ml/dosis (ml/100 mg x 5 mg = 0,05 ml).
- Tomar 0,1 ml de Telazol® de 100 mg/ml en una jeringa de tuberculina y 0,1 ml de agua estéril en una jeringa de tuberculina diferente.
- Mediante el uso de una tercera jeringa de tuberculina con la aguja tapada separada y el émbolo parcialmente retirado, agregar el Telazol<sup>®</sup> y el agua estéril en la tercera jeringa de tuberculina a través de la abertura donde se fija la aguja. Volver a colocar la aguja tapada

con firmeza. Mezclar bien agitando la jeringa varias veces. Esto da como resultado una solución diluida de Telazol® de 50 mg/ml (una dilución de 1:2). 5 mg de una solución de 50 mg/ml (ml/50 mg x 5 mg) = 0,1 ml por dosis. Oprima el émbolo para expulsar el exceso de aire y la solución hasta alcanzar la cantidad deseada, en este caso, 0.1 ml.

Cuando se utiliza la inducción anestésica con máscara, los pacientes pequeños a menudo contienen

la respiración. En mamíferos y aves se produce una respiración profunda y rápida después de "retener la respiración," que provoca una absorción rápida y lleva a sobredosis de anestesia. Utilizar concentraciones bajas de anestesia inhalatoria en la inducción (no exceder el 5% de sevoflurano). Utilizar máscaras pequeñas y monitorizar la presencia de apnea. Los reptiles pueden ser resistentes a la inducción con máscara, y éste puede ser casi imposible de realizar en algunas especies (especialmente tortugas de tierra y agua y especies acuáticas).

Los tubos traqueales con tamaños de 2 a 3 mm son útiles en los pacientes mayores (> 900 g [2 libras]). Los pacientes más pequeños pueden requerir tubos especiales comercializados por los fabricantes especializados en anestesia de exóticos (como *Cook's Veterinary Products*). Para pacientes muy pequeños, a veces se pueden sustituir por catéteres IV de calibre 18 a los que se les retira el mandril de la aguja o por tubos de alimentación de goma roja con los extremos abiertos y adaptadores caseros. En estos pequeños tubos, se deben colocar medios de sujeción (tiras de gasa o cinta, tubuladura intravenosa o de látex) antes de la intubación. Una muy pequeña cantidad de lidocaína en gel (lubricante para el tubo endotraqueal) debería facilitar la colocación del tubo. Usar pequeñas cantidades de lidocaína en gel; puede provocar intoxicación en pacientes pequeños.

#### **Mantenimiento**

El mantenimiento de la anestesia en los mamíferos pequeños es muy similar que se realiza en de perros y gatos. La monitorización cuidadosa y continua del paciente es un requisito absoluto de la atención de calidad durante la anestesia y puede constituir la diferencia entre un procedimiento exitoso y uno que termina en complicaciones graves o incluso en la muerte (véase *Monitorización anestésica*, página 129). Debe utilizarse ungüento para protección oftálmica. Se debe mantener la temperatura corporal durante la inducción, la anestesia y la recuperación. Realizar la anestesia en un ambiente cálido y emplear el menor tiempo quirúrgico y anestésico posible. El calor se pierde fácilmente a través de las extremidades expuestas, cubrirlas (véase *Preparación preanestésica*, página 123).

Nota especial: si se usa glicopirrolato como premedicación, se debe ajustar en consecuencia la administración de atropina para el tratamiento de la bradicardia durante la anestesia. Administrar 1/4 a 1/2 de la dosis habitual de atropina en estos casos. Recuerde que el glicopirrolato es una mejor opción anticolinérgica en conejos.

#### **CUIDADOS POSOPERATORIOS**

Monitorizar cuidadosamente la función respiratoria, dado que es posible que se produzca una obstrucción antes de que el paciente esté completamente despierto. Para reptiles y pájaros, es especialmente importante minimizar la hipotensión ortostática manteniendo al paciente en el plano natural del cuerpo (horizontal y esternal para reptiles y mamíferos, horizontal y lateral para aves) y realizando lentamente los cambios en la posición corporal.

Los pacientes exóticos se deben recuperar en un ambiente cálido, la incubadora es ideal. Secar las áreas de pelo o piel húmedas para reducir las pérdidas de calor por conducción. Mantener el sostén de las funciones cardiovascular y pulmonar y la monitorización de la temperatura corporal hasta que el paciente se recupere por completo. Como ocurre con los perros y los gatos, esto incluye el aporte de calor suplementario y el aporte de fluidos hasta que el paciente pueda tragar, sentarse en decúbito esternal y alcanzar su temperatura corporal normal. Los mamíferos (excepto algunos conejos y chinchillas) y las aves pueden beneficiarse de un medio ambiente cálido o de jaulas con temperaturas de 20 a 25 °C (68 a 77 °F) durante las primeras 24 horas posteriores a la anestesia. Mantener a las chinchillas a temperaturas inferiores a los 25 °C (75 °F) (óptimo: 20 a 22 °C [68 a 72 °F]) debido a que se sobrecalientan con facilidad. Monitorizar con cuidado a chinchillas y conejos al aportar calor suplementario; ambas especies son propensas al estrés térmico. Los reptiles se benefician de temperaturas ligeramente superiores (25 a

30 °C [77 a 86 °F] para reptiles acuáticos y templados, 30 °C [86 °F] para reptiles tropicales). Se debe evitar la hipertermia en todas las especies.

Continuar con la fluidoterapia, ya que la ingesta de líquidos puede estar disminuida durante este período. Seguir proporcionando analgesia posoperatoria. Monitorizar y registrar los signos vitales en la historia clínica del mismo modo que con perros y gatos.

#### Control del dolor posoperatorio

Los pacientes exóticos se benefician de la administración de analgésicos de la misma forma en que lo hacen los perros y los gatos. Si no se controla el dolor posquirúrgico, se pueden presentar letargo, anorexia y automutilación. Los mamíferos pequeños, especialmente los conejos, son muy reactivos al dolor; se recomienda enfáticamente tratar el dolor. La mayoría de los anestesiólogos recomiendan la analgesia preventiva, incluidos bloqueos locales, según corresponda. La analgesia proporcionada antes de la aparición del dolor o la recuperación de la anestesia es probablemente la más eficaz. La recuperación mejora si se proporciona analgesia tanto preventiva como posquirúrgica.

La duración de la analgesia opioide puede variar mucho entre las especies y los individuos. Por ejemplo, algunos pacientes pueden necesitar repetir la dosificación de butorfanol cada 1 o 2 horas, mientras que otros pueden necesitarlo cada 12 a 24 horas. Monitorizar con frecuencia la presencia de dolor

Dosis	de fármacos ana	algésicos para p	acientes exóti	cos
Tratamiento del dolor	Butorfanol	Buprenorfina	Meloxicam	Carprofeno
Hurón	0,1-0,5 mg/kg cada 2-4 horas IM, SC	0,01-0,03 mg/kg IM, SC cada 8-12 horas		1 mg/kg oral cada 12-24 horas
Conejo	0,1-1 mg/kg cada 2-4 horas IM, SC	0,01-0,05 mg/kg IM, SC cada 6-12 horas	0,1-0,2 mg/kg oral cada 24 horas	1-2,2 mg/kg oral, SC cada 12 horas
Ratón, gerbo, hámster	2 mg/kg cada 2-4 horas SC	0,05-0,1 mg/kg SC cada 6-12 horas		
Cobayo, chinchilla	1-2 mg/kg cada 4 horas SC	0,05 mg/kg SC cada 8-12 horas		1-2 mg/kg oral cada 12-24 horas
Rata	2 mg/kg cada 2-4 horas SC	0,05-0,1 mg/kg SC cada 6-12 horas	0,2 mg/kg oral, SC cada 24 horas	
Erizo	0,2 mg/kg cada 6-8 horas SC	0,01-0,5 mg/kg SC, IM cada 6-12 horas		
Reptiles	1 mg/kg cada 12-24 horas IM	0,01 mg/kg IM (mejor), SC cada 24 horas	0,1 mg/kg IM (mejor), SC cada 24 horas	1-4 mg/kg oral, SC, IM, IV cada 24 horas una vez; seguido por media dosis cada 24-72 horas si es necesario.
Aves	1 mg/kg cada 24 horas IM	0,01-0,05 mg/kg IM cada 8-12 horas	0,1-0,2 mg/kg oral, IM cada 24 horas	1-2 mg/kg oral, IM, SC, IV cada 12-24 horas

o sedación excesiva en todos los pacientes en recuperación. El tratamiento multimodal del dolor (por ej., un opiáceo más un AINE) generalmente proporciona mejor analgesia que un fármaco solo. Sin embargo, los AINE pueden no ser la elección correcta para todos los individuos; utilizarlos según corresponda a cada paciente.

Nota acerca de protocolos individuales: cada paciente debe tratarse como único; existen diferencias entre especies, razas variedades e individuos. Esta individualidad influye sobre cuáles anestésicos son apropiados, y si es mejor recurrir al mantenimiento de la anestesia con máscara, por vía traqueal o inyectable.

La anestesia inhalatoria mediante un tubo endotraqueal es la primera elección cuando es razonablemente posible. En algunas especies, la intubación traqueal es dificil (cobayos/conejos) o poco práctica (en pacientes muy pequeños). Se deben evitar los múltiples intentos de intubación debido a que pueden provocar edema laríngeo y obstrucción respiratoria posterior. Los conejos son especialmente propensos al edema laríngeo o el espasmo de las vías aéreas si se intenta la intubación traqueal en forma repetida.

El mantenimiento con máscara es apropiado cuando no se ha colocado tubo endotraqueal (o tubo nasal para conejos), pero se debe tener mucho cuidado para disminuir el riesgo de obstrucción respiratoria o de una probable aspiración de contenidos del tracto gastrointestinal. La cabeza y el cuello de los pacientes exóticos se pueden levantar un poco para reducir el riesgo de aspiración en las especies susceptibles. El posicionamiento de los reptiles y pequeños mamíferos con la cabeza y el cuello extendidos, la lengua hacia fuera y en decúbito esternal, reducirá la posibilidad de obstrucción. Las aves deben colocarse en decúbito lateral como primera elección para evitar que el peso corporal inhiba el movimiento torácico normal. El decúbito dorsal prolongado y, en mayor medida, el decúbito ventral, pueden reducir la ventilación aviar. Los conejos y cobayos pueden beneficiarse de tener la mitad frontal del cuerpo ligeramente levantada para reducir la presión de los órganos abdominales sobre el diafragma. Los reptiles pueden ser resistentes a la inducción con máscara, y ésta puede ser casi imposible de realizar en algunas especies (especialmente tortugas de tierra y agua y especies acuáticas).

#### Referencias bibliográficas

- Quesenberry, K.; Carpenter, J.; Stein, G. Ferrets, Rabbits, and Rodents, Clinical Medicine and Surgery. 2<sup>nd</sup> ed. Philadelphia, Pa.: Saunders, 2004.
- Mader, D. (ed). Reptile Medicine and Surgery. 2<sup>nd</sup> ed. Philadelphia, Pa.: Saunders, 2005.
- 3. Heard, D. (ed). Analgesia and anesthesia. *Vet Clin North Am Exotic Anim Pract*, Jan 2001;4(1).
- 4. Meredith, A.; Redrobe, S. (eds). *BSAVA Manual of Exotic Pets*. 4<sup>th</sup> ed. Gloucester, England: British Small Animal Veterinary Association, 2002.
- Harrison, G.; Lightfoot, T. Clinical Avian Medicine and Surgery. Palm Beach, Fla.: Spix Publishing, Inc, 2006.

- 6. Bonagura, J. (ed). Kirk's Current Veterinary Therapy XII, Small Animal Practice. Philadelphia, Pa.: Saunders, 1995.
- 7. Thurmon, J.; Tranquilli, W. J.; Benson, G. J. (eds). *Lumb* & *Jones' Veterinary Anesthesia*. 3<sup>rd</sup> ed. University of Illinois, Urbana- Champaign, 1996.
- 8. Beynon, P. H. (ed). *BSAVA Manual of Psittacine Birds*. British Small Animal Veterinary Association. Ames, Iowa: Iowa State University Press, 1996.
- 9. Pettifer, G. (ed). Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine. Orlando, Fla.: Elsevier, Oct 2005;14(4).
- 10. Longley, L. *Anaesthesia of Exotic Pets*. Philadelphia, Pa.: Saunders, 2008.
- 11. Mitchell, M.; Tully, T. *Manual of Exotic Pet Practice*. Philadelphia, Pa.: Saunders, 2009.
- 12. West, G.; Heard, D.; Caulkett, N. Animal & Wildlife Immobilization and Anesthesia. Oxford, England: Blackwell Publishing, 2007.
- 13. Muir, W.; Hubbell, J.; Bednarski, R. et al. *Handbook of Veterinary Anesthesia*. 4<sup>th</sup> ed. St. Louis, Mo.: Mosby Elsevier, 2007.

#### MEDICAMENTOS DE EMERGENCIA: CUADRO DE REFERENCIA RÁPIDA PARA ANIMALES EXÓTICOS

Jack Kottwitz, DVM y Susan Kelleher, DVM

El uso eficaz de los medicamentos apropiados durante una situación de emergencia puede significar la diferencia entre la vida y la muerte para los pacientes exóticos. Este cuadro fue realizado para recopilar información que se encuentra muy dispersa en la bibliografía y proporcionar las dosis exactas de medicamentos de emergencia para especies exóticas comúnmente encontradas en una práctica privada.

El cuadro combina dos formatos diferentes: 1) dosis específicas para que el veterinario calcule y administre las cantidades precisas y 2) volúmenes precalculados de fármacos (a la dosis más alta dentro de un rango de dosis dado) para aumentar progresivamente según los pesos de las especies individuales. Este formato permite un fácil seguimiento de la dosis del medicamento necesario por parte del personal técnico durante la anestesia, y puede reducir la preocupación del veterinario en caso de emergencia.

Se recomienda precaución, debido a que se utilizaron la dosis más altas y el rango de peso general para la parte precalculada de la tabla. Para administraciones múltiples de fármacos específicos, se deben calcular las dosis con precisión para evitar una sobredosis potencialmente fatal.

#### Referencias

- Burgmann, P. M.; Smith, D. A. Formulary. En: Hillyer, E.; Quesenberry, K. E. (eds). Ferrets, Rabbits and Rodents: Clinical Medicine and Surgery. Philadelphia Pa.: Saunders, 1997:392-403.
- 2. Carpenter, J. W.; Mashima, T. Y.; Rupiper, D. J. Exotic Animal Formulary, 2<sup>nd</sup> ed. Philadelphia, Pa.: Saunders, 2001.
- 3. Donnelly, T. M.; Orcutt, C. J. Acute ataxia in a young ferret following canine distemper vaccination. Renal failure after epinephrine overdose. *Lab Anim*, 2001;30(8):25-27.
- Klingenberg, R. J. Therapeutics. En: Mader, D. E. (ed). Reptile Medicine and Surgery. Philadelphia, Pa.: Saunders, 1996:299-321.
- Mason, D. E. Anesthesia, analgesia and sedation for small mammals. En: Hillyer, E.; Quesenberry, K. E. (eds). Ferrets, Rabbits and Rodents: Clinical Medicine and Surgery. Philadelphia, Pa.: Saunders, 1997:378-391.
- Quesenberry, K. E.; Hillyer, E. V. Supportive care and emergency therapy. En: Ritchie, B. W.; Harrison, G. J.; Harrison, L. R. (eds). Avian Medicine: Principles and Application. Delray Beach, Fla.: HBD Intl, 1999:382-416.
- 7. Ritchie, B. W.; Harrison, G. J. Formulary. En: Ritchie, B. W.; Harrison, G. J.; Harrison, L. R. (eds). *Avian Medicine: Principles and Application*. Delray Beach, Fla.: HBD Intl, 1999:458-478.
- 8. Rupley, A. E. (ed). Vet Clin North Am Exotic Anim Pract, 2000;3(1).
- 9. Stein, G. Reptile and amphibian formulary. En: Mader, D. E. (ed). Reptile Medicine and Surgery. Philadelphia, Pa.: Saunders, 1996:465-472.

	Conejos														
Fármacos/ concentración	Dosis/vía	0,25 kg	0,5 kg	0,75 kg	1 kg	1,5 kg	2 kg	2,5 kg	3 kg	3,5 kg	4 kg	5 kg	6 kg		
<b>Epinefrina</b> (1 mg/ml = 1:1000)	0,2-1 mg/kg IV, IM, IO	0,25	0,5	0,75	1	1,5	2	2,5	3	3,5	4	5,0	6		
Atropina* (0,54 mg/ml)	0,1-0,5 mg/kg IM, SC	0,2	0,5	0,7	0,9	1,4	1,9	2,3	2,8	3,2	3,7	4,6	5,6		
Glicopirrolato (0,2 mg/ml)	0,02 mg/kg SC, IM	0,03	0,05	0,08	0,1	0,15	0,2	0,25	0,3	0,35	0,4	0,5	0,6		
Dexametasona (4 mg/ml)	2 mg/kg IV, IM (usar con precaución)	0,13	0,25	0,38	0,5	0,75	1	1,25	1,5	1,75	2	2,5	3		
Doxapram (20 mg/ml)	2-5 mg/kg SC, IV, cada 15 minutos	0,06	0,13	0,19	0,25	0,38	0,5	0,63	0,75	0,9	1	1,3	1,5		
<b>Diazepam</b> (5 mg/ml)	1-3 mg/kg IM, IV, IO	0,15	0,3	0,45	0,6	0,9	1,2	1,5	1,8	2,1	2,4	3	3,6		
Midazolam (1 mg/ml)	0,5-2 mg/kg IM, IV, intranasal	0,5	1	1,5	2	3	4	5	6	7	8	10	12		
Furosemida (50 mg/ml)	1-4 mg/kg SC, IM, IV, cada 4-6 horas	0,02	0,04	0,06	0,08	0,12	0,16	0,2	0,24	0,28	0,32	0,4	0,48		
Fluidos (SLR, solución salina al 0,9%)	50-100 ml/kg/día IV, IO, SC	25	50	75	100	150	200	250	300	350	400	500	600		

\*La atropina es eficaz en conejos, pero es necesario usar una dosis más alta que en otras especies y administrar con mayor frecuencia debido a la enzima atropinasa.

	Hurones													
Fármacos/ concentración	Dosis/vía	0,25 kg	0,5 kg	0,6 kg	0,7 kg	0,8 kg	0,9 kg	1 kg	1,2 kg	1,4 kg	1,6 kg	1,8 kg	2 kg	
<b>Epinefrina*</b> (1 mg/ml = 1:1000)	0,02-0,2 mg/kg IV, IM	0,05	0,1	0,12	0,14	0,16	0,18	0,2	0,24	0,28	0,32	0,36	0,4	
Atropina (0,54 mg/ml)	0,02-0,055 mg/kg IV, IM, SC	0,03	0,05	0,06	0,07	0,08	0,09	0,1	0,12	0,14	0,16	0,18	0,2	
Glicopirrolato (0,2 mg/ml)	0,01 mg/kg IM	0,01	0,03	0,03	0,04	0,04	0,05	0,05	0,06	0,07	0,08	0,09	0,1	
Dexametasona (4 mg/ml)	4-8 mg/kg IV, IM	0,5	1	1,2	1,4	1,6	1,8	2	2,4	2,8	3,2	3,6	4	
Doxapram (20 mg/ml)	1-2 mg/kg SC, IV, cada 15 minutos	0,03	0,05	0,06	0,07	0,08	0,09	0,1	0,12	0,14	0,16	0,18	0,2	
Diazepam (5 mg/ml)	1-2 mg/kg IM, IV, IO, intranasal, por vía rectal	0,1	0,2	0,24	0,28	0,32	0,36	0,4	0,48	0,56	0,64	0,72	0,8	
Midazolam (1 mg/ml)	0,5-1 mg/kg IM, IV, SC	0,25	0,5	0,6	0,7	0,8	0,9	1	1,2	1,4	0,6	1,8	2	
Furosemida (50 mg/ml)	2-4 mg/kg SC, IM, IV, cada 4-6 horas	0,02	0,04	0,05	0,06	0,06	0,07	0,08	0,1	0,11	0,13	0,14	0,16	
Difenhidramina (50 mg/ml)	1-2 mg/kg IM, IV	0,01	0,02	0,02	0,03	0,03	0,04	0,04	0,05	0,06	0,06	0,07	0,08	
Fluidos (SLR, solución salina al 0,9%)	70 mL/kg/día IV, SC	17,5	35	42	49	56	63	70	84	98	112	126	140	

\*Usar la dosis más baja de epinefrina para reacciones anafilácticas. Utilizar con precaución si se administra difenhidramina simultáneamente.

Reproducida con permiso de la Zoological Education Network. Kottwitz, J.; Kelleher, S. Emergency drugs: quick references chart for exotic animals. Exotic DVM, 2003;5(5):23-25.

	Aves (PSITÁCIDOS)														
Fármacos/ concentración	Dosis/vía	0,05 kg	0,1 kg	0,2 kg	0,3 kg	0,4 kg	0,5 kg	0,6 kg	0,7 kg	0,8 kg	0,9 kg	1 kg	1,5 kg		
<b>Epinefrina</b> (1 mg/ml = 1:1000)	0,5-1 mg/kg IV, IM, IO, intratorácica	0,05	0,1	0,2	0,3	0,4	0,5	0,6	0,7	0,8	0,9	1	1,5		
Atropina (0,54 mg/ml)	0,5 mg/kg IM, SC	0,05	0,09	0,19	0,28	0,37	0,46	0,56	0,65	0,74	0,83	0,93	1,4		
Doxapram (20 mg/ml)	20 mg/kg IM, IV, IO	0,05	0,1	0,2	0,3	0,4	0,5	0,6	0,7	0,8	0,9	1	1,5		
Dexametasona (4 mg/ml)	2-4 mg/kg IV, IM	0,05	0,1	0,2	0,3	0,4	0,5	0,6	0,7	0,8	0,9	1	1,5		
Gluconato de calcio (100 mg/ml)	50-100 mg/kg IV lenta o IM	0,05	0,1	0,2	0,3	0,4	0,5	0,6	0,7	0,8	0,9	1	1,5		
<b>Diazepam</b> (5 mg/ml)	0,5-1 mg/kg IM, IV, IO	0,01	0,02	0,04	0,06	0,08	0,1	0,12	0,14	0,16	0,18	0,2	0,3		
Fluidos (SLR, solución salina al 0,9%)	50-100 mL/kg/día IV ICe, SC, IO	5	10	20	30	40	50	60	70	80	90	100	150		

	Chinchillas													
Fármacos/ concentración	Dosis/vía	0,25 kg	0,5 kg	0,6 kg	0,7 kg	0,8 kg	0,9 kg	1 kg	1,2 kg	1,4 kg	1,6 kg	1,8 kg	2 kg	
Epinefrina* (0,1 mg/ml)	0,003 mg/kg* IV, IM, IO	0,01	0,02	0,02	0,02	0,02	0,03	0,03	0,04	0,04	0,05	0,05	0,06	
Atropina (0,54 mg/ml)	0,2 mg/kg IV, IM, SC	0,09	0,19	0,22	0,26	0,3	0,33	0,37	0,44	0,52	0,59	0,67	0,74	
Glicopirrolato (0,2 mg/ml)	0,01-0,02 mg/kg SC, IM	0,03	0,05	0,06	0.07	0,08	0,09	0,1	0,12	0,14	0,16	0,18	0,2	
Dexametasona (4 mg/ml)	4-5 mg/kg IV, IM, SC	0,31	0,63	0,75	0,88	1	1,13	1,25	1,5	1,75	2	2,3	2,5	
Doxapram (20 mg/ml)	5-10 mg/kg SC, IV, cada 15 minutos	0,13	0,25	0,3	0,35	0,4	0,45	0,5	0,6	0,7	0,8	0,9	1	
<b>Diazepam</b> (5 mg/ml)	0,5-3 mg/kg IM, IV, IO, intranasal, por vía rectal	0,15	0,3	0,36	0,42	0,48	0,54	0,6	0,72	0,84	0,96	1,08	1,2	
Midazolam (1 mg/ml)	0,5-1 mg/kg IM, IV	0,25	0,5	0,6	0,7	0,8	0,9	1	1,2	1,4	1,6	1,8	2	
Furosemida (50 mg/ml)	1-4 mg/kg SC, IM, IV, cada 4-6 horas	0,02	0,04	0,05	0,06	0,06	0,07	0,08	0,1	0,11	0,13	0,14	0,16	
Gluconato de calcio (100 mg/ml)	100 mg/kg IP	0,25	0,5	0,6	0,7	0,8	0,9	1	1,2	1,4	1,6	1,8	2	
Fluidos (SLR, solución salina al 0,9%)	50-100 ml/kg/día IV, IO, SC	25	50	60	70	80	90	100	120	140	160	180	200	

<sup>\*</sup>Diluir la concentración estándar de epinefrina 10x a 0,1 mg/ml para usarla en chinchillas.

	Roedores y cobayos												
Fármacos/ concentración	Dosis/vía	0,05	0,075 kg	0,1 kg	0,2 kg	0,3 kg	0,4 kg	0,5 kg	0,6 kg	0,7 kg	0,8 kg	0,9 kg	1 kg
Epinefrina* (0,01 mg/ml)	0,003 mg/kg* IV, IM, IO	0,02	0,02	0,03	0,06	0,09	0,12	0,15	0,18	0,21	0,24	0,27	0,3
Atropina <sup>†</sup> (0,54 mg/ml)	0,05-0,4 mg/kg IM, SC	0,04	0,06	0,07	0,15	0,22	0,3	0,37	0,44	0,52	0,59	0,67	0,74
Glicopirrolato (0,2 mg/ml)	0,01-0,02 mg/kg SC, IM	0,01	0,01	0,01	0,02	0,03	0,04	0,05	0,06	0,07	0,08	0,09	0,1
Dexametasona (4 mg/ml)	4-5 mg/kg IV, IM	0,06	0,09	0,13	0,25	0,38	0,5	0,63	0,75	0,88	1	1,13	1,25
Doxapram (20 mg/ml)	5-10 mg/kg SC, IV, cada 15 minutos	0,03	0,04	0,05	0,1	0,15	0,2	0,25	0,3	0,35	0,4	0,45	0,5
Diazepam <sup>††</sup> (5 mg/ml)	0,5-3,0 mg//kg IM, IV, IO, intranasal	0,03	0,05	0,06	0,12	0,18	0,24	0,3	0,36	0,42	0,48	0,54	0,6
Midazolam (1 mg/ml)	0,5-1 mg/kg IM, IV	0,05	0,08	0,1	0,2	0,3	0,4	0,5	0,6	0,7	0,8	0,9	1
Furosemida** (5 mg/ml)	1-4 mg/kg** SC, IM, IV, cada 4-6 horas	0,04	0,06	0,08	0,16	0,24	0,32	0,4	0,48	0,56	0,64	0,72	0,8
Fluidos (SLR, solución salina al 0,9%)	50-100 ml/kg/día IV, IO, SC	5	7,5	10	20	30	40	50	60	70	80	90	100

<sup>\*</sup> Diluir la concentración estándar de epinefrina 100x a 0,01 mg/ml para usar en roedores.

\*\* Diluir la concentración estándar de furosemida 10x a 5 mg/ml para usar en roedores.

† La dosis de atropina es de 0,2 mg/kg. Algunas ratas poseen atropinasa.

<sup>††</sup> El diazepam se utiliza para las convulsiones y el prurito intenso (en el último caso, la dosis más baja).

	Reptiles													
Fármacos/ concentración	Dosis/vía	0,1 kg	0,3 kg	0,5 kg	0,75 kg	1 kg	2 kg	3 kg	4 kg	5 kg	6 kg	7 kg	8 kg	
Atropina (0,54 mg/ml)	0,01-0,04 mg/kg IV, IM, SC	0,01	0,02	0,04	0,06	0,07	0,15	0,22	0,3	0,37	0,44	0,52	0,59	
Glicopirrolato (0,2 mg/ml)	0,01 mg/kg IM, IV	0,01	0,02	0,03	0,04	0,05	0,1	0,15	0,2	0,25	0,3	0,35	0,4	
Dexametasona (NaSP) (4 mg/ml)	0,1-0,25 mg/kg IV, IM	0,01	0,02	0,03	0,05	0,06	0,13	0,19	0,25	0,31	0,38	0,44	0,5	
<b>Diazepam</b> (5 mg/ml)	2,5 mg/kg IM, IV	0,05	0,15	0,25	0,38	0,5	1	1,5	2	2,5	3	3,5	4	
Gluconato de calcio (100 mg/ml)	100 mg/kg IV (lenta), IM, ICe	0,1	0,3	0,5	0,75	1	2	3	4	5	6	7	8	
Fluidos* (Solución de líquidos para reptiles)	10-25 mL/kg/día IV, IO, SC, ICe	2,5	7,5	12,5	18,75	25	50	75	100	125	150	175	200	

<sup>\*</sup> Solución de líquidos para reptiles: 1 parte de SLR, 2 partes de dextrosa/NaCl al 0,45%, 1 parte de dextrosa al 2,5% en NaCl, o 1 parte de dextrosa al 5% en NaCl y 1 parte de NaCl al 0,9%

### Protocolo de anestesia para especies aviares

### Evaluación

- ► Historia clínica.
- ► Temperamento.
- Examen físico.
- Reunir y evaluar los datos de laboratorio.
- Determinar el estado de salud: ¿saludable o comprometido?
- Determinar si se colocará el catéter IV/IO
- Determinar si el paciente va a ser intubado (intubación óptima).
- Avuno adecuado.
- Brindar educación/comunicar expectativas al cliente.

### Fluidoterapia de sostén y preparación

- Colocar catéter IV o IO, si es posible; preferido IV.
- ► Catéter IV/IO colocado:
- Iniciar NaCl al 0,9% caliente a 5-10 ml/kg/hora. continuar hasta la recuperación.
- Sin catéter:
- Iniciar NaCl al 0,9% caliente a 5-10 ml/kg/hora SC, continuar hasta la recuperación.
- Dar 1/4 de la dosis calculada por hora cada 15 minutos.
- Intubación óptima:
  - ¿Se necesita la colocación del tubo endotraqueal para una anestesia/procedimiento exitoso?
  - ¿Espera conseguir una colocación del tubo endotraqueal exitosa en el segundo intento?

## Requiere intubación, pero no se puede hacer:

Considerar la derivación a un profesional experto en animales exóticos. Necesita intubación, pero no se puede hacer

Se puede intubar o no lo requiere

### Inducción

Preoxigenar si es posible sin causar estrés.

### Paciente sano o comprometido:

- Máscara con sevo (2-5%)/O<sub>2</sub> e intubar (óptimo) o usar mascarilla.
- O<sub>2</sub> a 3 L/minuto inicialmente; luego mantenimiento a 2 L/minuto.

Mantener al paciente caliente y monitorizar.

### Premedicación opcional

Premedicar 30-60 minutos antes de la anestesia.

### Paciente sano o comprometido:

- ► Midazolam: 0,2-0,3 mg/kg IM
- ► Butorfanol: 0,4-1 mg/kg IM

Mantener al paciente caliente y monitorizar.

## Mantenimiento (usar sistema de no reinhalación): Inducción con máscara:

- Administrar sevoflurano (2-4%) y O<sub>2</sub> mediante mascarilla o tubo endotraqueal.
- O<sub>2</sub> a 3 L/minuto inicialmente; luego mantenimiento a 2 L/minuto Utilizar la mínima concentración de sevoflurano necesaria.

Mantener al paciente caliente y monitorizar.

### Recuperación

Seguir aportando fluidos calientes durante la recuperación.

### Proporcionar control del dolor:

- ▶ Butorfanol 1 mg/kg IM cada 24 horas
  - 0
- ► Buprenorfina 0,01-0,05 mg/kg IM cada 8-12 horas Y, si es necesario
- ► Meloxicam 0,1-0,2 mg/kg oral, IM, SC cada 24 horas

0

Carprofeno 1-2 mg/kg oral, IM, SC, IV cada 12-24 horas

### PROTOCOLO DE ANESTESIA PARA ESPECIES AVIARIES

(Véase Consideraciones anestésicas para pequeños pacientes exóticos, páginas 121 a 135, antes de proceder).

- Considerar todas las especies de aves como pacientes de alto riesgo.
- Mantener un mínimo tiempo de sujeción. La manipulación y la restricción estresantes pueden provocar la muerte.
- Tratar las emergencias mortales de inmediato. Retrasar los procedimientos hasta que el paciente se estabilice.
- Las aves son particularmente susceptibles a la pérdida de calor corporal; utilizar mantas para calentamiento (aire forzado/polímero conductor), fuente de calor radiante (lámpara de calor a una distancia segura), temperatura ambiente elevada (incubadora). Se debe tener cuidado para evitar quemaduras o sobrecalentamiento.
- La intubación es óptima. Se puede necesitar ventilación a presión positiva para prevenir la hipoxia durante la anestesia inhalatoria. Se puede usar una mordaza apropiada para evitar "mordidas" al tubo.
- Usar tubos endotraqueales sin manguito o no inflar los manguitos en caso de que existan. La mucosa traqueal es frágil y los anillos traqueales completos de las aves no permiten una expansión significativa.
- No exceder los 10 cm H<sub>2</sub>O durante la ventilación asistida.
   Imitar la profundidad y frecuencia respiratorias de vigilia.
- Si no es posible colocar el tubo endotraqueal, pero se requiere intubación (como en caso de compromiso respiratorio, cirugía que compromete las vías respiratorias, tiempo estimado de anestesia >30 minutos), derivar al paciente a un profesional especializado en animales exóticos.
- La oximetría de pulso tiene una utilidad variable en aves, se puede usar para hacer un seguimiento de las tendencias de la oxigenación, pero no se puede confiar tanto en ella como con los pacientes mamíferos.
- Aportar oxígeno suplementario durante la inducción, la anestesia y la recuperación.

**Equipos e insumos**: insumos para inducción mediante mascarilla o intubación (incluyendo lidocaína en gel), circuito de no reinhalación, catéter IV/IO, NaCl al 0,9% (SC, IV, IO), fuente de calor suplementario, equipos de monitorización.

**Evaluación**: historia, examen físico, datos de laboratorio (incluyendo ácido úrico), estado de salud, determinación acerca de la necesidad de intubación, educación del cliente.

Preparación preanestésica: ayuno apropiado (pájaros pequeños: 4 a 6 horas, aves de gran tamaño: 8 a 12 horas), retirar el agua de 0 a 2 horas, cateterización IV/IO óptima (puede ser necesaria la colocación después de la inducción), iniciar fluidoterapia a 5 a 10 ml/kg/hora (IV preferida)

### **Premedicaciones**

Su uso es opcional. Por lo general promueve la calma en la inducción y la recuperación, pero también puede demorar la recuperación en algunos casos. Administrar entre 30 y 60 minutos antes de la inducción.

### Paciente sano o comprometido:

■ Midazolam 0,2 a 0,3 mg/kg IM

``

■ Butorfanol 0,4 a 1 mg/kg IM

### Inducción

Preoxigenar (antes de la inducción) si es posible sin causar estrés y después colocar máscara con sevoflurano/oxígeno. La intubación es óptima.

**Mantenimiento:** aportar sevoflurano/oxígeno mediante tubo endotraqueal/máscara hasta obtener efecto, mantener la temperatura corporal, monitorizar, brindar fluidoterapia y oxígeno suplementario.

Recuperación: mantener el calor y el aporte de fluidos.

### Control del dolor:

■ Butorfanol 1 mg/kg IM cada 24 horas

0

■ Buprenorfina 0,01-0,05 mg/kg IM cada 8-12 horas

Y, si es necesario

■ Meloxicam 0,1-0,2 mg/kg oral, IM, SC cada 24 horas

O

■ Carprofeno 1-2 mg/kg oral, IM, SC, IV cada 12-24 horas

### Protocolo de anestesia para reptiles

### Evaluación Fluidoterapia de sostén y preparación Historia clínica Colocar catéter IV/IO, si es posible. ► Catéter IV/IO colocado: Temperamento Iniciar NaCl al 0,9% caliente a 5-10 ml/kg/hora IV/IO, continuar hasta la Examen físico Reunir y evaluar los datos de laboratorio. recuperación ▶ Determinar el estado de salud: ¿saludable Sin catéter: Iniciar NaCl 0,9% caliente a 5 ml/kg/hora intracelómico (ICe), SC, o comprometido? Determinar si se colocará catéter IV/IO. continuar hasta la recuperación. Dar 1/4 de la dosis calculada por hora cada 15 minutos. Determinar si el paciente va a ser intubado (intubación óptima). Intubación muy recomendable Ayuno adecuado. ¿Se necesita la colocación del tubo endotraqueal para una anestesia/ procedimiento exitoso? Brindar educación/comunicar expectativas ¿Espera conseguir una colocación exitosa del tubo endotraqueal tras la al cliente inducción? Los reptiles por lo general necesitan ventilación a presión positiva (VPP), a través de un tubo endotraqueal para evitar la hipoxemia durante la Requiere intubación, pero no se puede hacer: Necesita Premedicar 30-60 minutos Se puede Considerar la derivación a intubación, pero antes de la anestesia: intubar un profesional experto en no se puede hacer Paciente sano o comprometido: animales exóticos. Midazolam 1 mg/kg IM ► Butorfanol 1 mg/kg IM Mantener al paciente caliente Con catéter Sin catéter y monitorizar. IV/IO IV/IO Inducción (sin catéter colocado): Paciente sano: Inducción (catéter IV/IO ► Intentar inducción con máscara con sevoflurano (2-4%)/O₂ (primera elección) o ketamina 5-10 mg/kg IM, luego máscara con sevoflurano (1-4%)/O<sub>2</sub>. colocado): O<sub>2</sub> a 3 L/minuto inicialmente, luego mantenimiento a 2 L/minuto Paciente sano o comprometido: ► Algunos reptiles pueden contener la respiración por largos períodos, por lo ► Propofol 3-5 mg/kg IO/IV lenta que la inducción con máscara no siempre es una opción. hasta obtener efecto. Paciente comprometido: Administrar lentamente en Máscara con sevoflurano (2-5%)/O₂ (mejor opción). pequeños bolos para reducir la ▶ Si forcejea o retiene significativamente la respiración, dar 5 mg/kg de apnea. ketamina IM y, a continuación. la máscara con sevoflurano (1-4%)/O2 si es Monitorizar presencia de apnea. necesaria. Intubación muy recomendada (de lo O<sub>2</sub> a 3 L/minuto inicialmente, luego mantenimiento a 2 L/minuto contrario, usar mascarilla). La ketamina puede prolongar los tiempos de recuperación en reptiles debilitados. Los reptiles generalmente necesitan Algunos reptiles pueden contener la respiración durante períodos VPP para evitar la hipoxemia prolongados; la inducción de la máscara no siempre es una opción. durante la anestesia. Intubación muy recomendada (de lo contrario, usar mascarilla). Mantener al paciente caliente Los reptiles generalmente necesitan VPP para evitar la hipoxemia durante la y monitorizar. anestesia Mantener al paciente caliente y monitorizar. Recuperación Mantenimiento (usar sistema de no reinhalación): Seguir aportando fluidoterapia con líquidos calientes durante la recuperación. Inducción con propofol/máscara: Administrar sevoflurano (2-4%)/O<sub>2</sub> mediante tubo endotraqueal Proporcionar control del dolor: (con la máscara, si no está intubado). ▶ Butorfanol 1 mg/kg IM (mejor), SC cada 12-24 Utilizar la mínima concentración de sevoflurano necesaria. Si está intubado, ventilar a 2-6 ventilaciones/minuto y no exceder la presión de 10-12 cm H<sub>2</sub>O. ▶ Buprenorfina 0,01 mg/kg IM (mejor), SC cada 24 Inducción con ketamina: horas ▶ Proporcionar O<sub>2</sub> suplementario mediante tubo endotraqueal Y, si es necesario (por máscara si no está intubado). Carprofeno 1-4 mg/kg oral, SC, IM, IV cada 24 Agregar sevoflurano al 1-4% según, sea necesario para horas 1 vez; seguido por la mitad de la dosis mantener el plano anestésico deseado. cada 24-72 horas, si es necesario Utilizar la mínima concentración de sevoflurano necesaria. Si está intubado, ventilar a 2-6 ventilaciones/minuto y no exceder la Meloxicam 0,1 mg/kg IM (mejor), SC cada 24 presión de 10-12 cm H<sub>2</sub>O. Mantener al paciente caliente y monitorizar. Mantener al paciente caliente y monitorizar.

# PROTOCOLO DE ANESTESIA PARA REPTILES

(Véase Consideraciones anestésicas para pequeños pacientes exóticos, páginas 121 a 135, antes de proceder).

- Se recomienda la intubación. Por lo general se necesita ventilación a presión positiva (VPP), a través de un tubo endotraqueal, para prevenir la hipoxemia durante la anestesia inhalatoria y cuando se emplea propofol en la mayoría de las especies.
- Usar tubos endotraqueales sin manguito o no inflar los manguitos en caso de que existan. Ventilar a 2-6 ventilaciones/minuto (con un tiempo de inspiración no mayor que 1 a 2 segundos) y no exceder la presión de 10 a 12 cm H,O.
- Los reptiles pueden sobrevivir a un episodio inicial de hipoxia anestésica, pero morir unos días o semanas después debido al daño renal hipóxico; proporcionar una adecuada oxigenación realizando VPP siempre que sea posible.
- Si no es posible colocar un tubo endotraqueal, considerar la derivación a un profesional experto en animales exóticos, especialmente cuando se trata de pacientes con compromiso respiratorio o, cirugías que comprometen las vías respiratorias, o cuando el tiempo estimado de anestesia >15 minutos.
- La respiración de los reptiles es estimulada por las bajas concentraciones de oxígeno. Puede no ser necesario el aporte de oxígeno antes de la inducción y durante la recuperación posoperatoria; el aire ambiental puede acelerar la recuperación en algunos casos.
- Proporcionar oxígeno suplementario durante la inducción y la anestesia.
- Se recomienda un ayuno perioperatorio para reducir el volumen visceral (mejora el volumen de ventilación pulmonar) y porque la digestión se altera durante la anestesia y la recuperación.
- Es mejor administrar líquidos por vía IV o IO; la segunda opción es la vía intracelómica (ICe); y la vía SC es mejor que nada. La administración SC puede no ser adecuada para la corrección de la deshidratación o las pérdidas de sangre en el período perianestésico.
- Los reptiles debilitados, deshidratados o enfriados tienen tiempos de absorción de líquidos prolongados cuando se administran por vía SC.
- Temperaturas óptimas: reptiles acuáticos y templados, 25 a 30 °C (77 a 86 °F); reptiles tropicales, 30 °C (86 °F).

**Equipos e insumos**: insumos para inducción mediante mascarilla o intubación (incluyendo lidocaína en gel), circuito de no reinhalación, catéter IV/IO, NaCl al 0,9% (SC, IV, IO, ICe), fuente de calor suplementario, equipos de monitorización.

**Evaluación:** historia, examen físico, datos de laboratorio, estado de salud, evaluar la posibilidad de intubación, educación del cliente.

**Preparación preanestésica:** ayuno de 4 a 6 horas (más prolongado en especies más grandes), retiro de agua entre 0 a 1 hora, catéter IV/IO óptimo, iniciar fluidoterapia de sostén a 5 ml/kg/hora (IV/IO preferido).

### **Premedicaciones**

30 a 60 minutos antes de la inducción Paciente sano o comprometido:

■ Midazolam 1 mg/kg IM

Y

■ Butorfanol 1 mg/kg IM

### Inducción

### Paciente sano:

- Propofol 3 a 5 mg/kg IV/IO hasta obtener efecto.
- Administrar lentamente en pequeños bolos para reducir la apnea. Si no se cuenta con catéter IV/IO, intentar la inducción con máscara con sevoflurano/oxígeno o ketamina 5 a 10 mg/kg IM y esperar hasta obtener efecto; a continuación, máscara con sevoflurano/ oxígeno hasta obtener efecto.
- Algunos reptiles (especialmente las tortugas de tierra y de agua) pueden contener la respiración por períodos prolongados, por lo que la inducción de la máscara no siempre es una opción.

### Paciente comprometido:

- Propofol 3 a 5 mg/kg IV/IO, hasta obtener efecto.
- Administrar lentamente en pequeños bolos para reducir la apnea. Si no se cuenta con catéter IV/IO, intentar la inducción con máscara con sevoflurano/oxígeno (mejor opción). Si forcejea o retiene significativamente la respiración, dar 5 mg/kg ketamina IM, esperar su efecto y a continuación usar la máscara con sevoflurano (1-4%)/oxígeno hasta obtener efecto.
- La ketamina puede prolongar los tiempos de recuperación en reptiles debilitados. Algunos reptiles (especialmente las tortugas de tierra y de agua) pueden contener la respiración por períodos prolongados, por lo que la inducción de la máscara no siempre es una opción.

Mantenimiento: muy recomendada la intubación, proporcionar sevoflurano/oxígeno a través de un tubo endotraqueal hasta obtener efecto (o por máscara, si no está intubado), mantener la temperatura corporal, monitorizar, aportar fluidos y oxígeno suplementario durante la inducción y anestesia.

Recuperación: mantener el calor y la fluidoterapia de sostén.

### Control del dolor:

■ Butorfanol 1 mg/kg IM (mejor), SC cada 12-24 horas

■ Buprenorfina 0,01 mg/kg IM (mejor), SC cada 24 horas Y, si es necesario

 Carprofeno 1-4 mg/kg oral, SC, IM, IV cada 24 horas 1 vez; seguido por la mitad de la dosis cada 24-72 horas, si es necesario

O

■ Meloxicam 0,1 mg/kg IM (mejor), SC cada 24 horas

### Protocolo de anestesia para hurones

### Evaluación Fluidoterapia de sostén y preparación Historia clínica. Colocar catéter IV/IO, si es posible; preferido IV. Temperamento. Catéter IV/IO colocado: Iniciar NaCl al 0,9% caliente a 5-10 ml/kg/hora IV/IO; continuar hasta la Examen físico ► Reunir y evaluar los datos de laboratorio. recuperación ▶ Determinar el estado de salud: ¿saludable Sin catéter: Iniciar NaCl al 0,9% caliente a 5-10 ml/kg/hora SC; continuar hasta la o comprometido? Determinar si se colocará el catéter IV/IO. recuperación. Dar 1/4 de la dosis calculada por hora cada 15 minutos. Determinar si el paciente va a ser intubado La intubación es óptima y debe ser intentada en adultos y juveniles (intubación óptima). Ayuno adecuado. ¿Se necesita la colocación del tubo endotraqueal para una anestesia/ Brindar educación/comunicar expectativas al cliente. procedimiento exitoso? ¿Espera conseguir una colocación del tubo endotraqueal exitosa en el segundo intento? **Premedicaciones** Requiere intubación, ► Premedicar 30-60 minutos antes de la anestesia. pero no se puede hacer: Se puede Necesita Paciente sano: Considerar la derivación a intubación, pero intubar o no Acepromacina 0,1 mg/kg IM, SC un profesional experto en no se puede hacer lo requiere animales exóticos. Butorfanol 0,2 mg/kg IM, SC Paciente comprometido: Midazolam 0,1 mg/kg IM, SC Butorfanol 0,1-0,2 mg/kg IM, SC Con catéter Sin catéter IV/IO IV/IO Mantener al paciente caliente y monitorizar. Inducción (sin catéter colocado): Inducción (catéter IV/IO Paciente sano: Telazol® 6 mg/kg IM, luego máscara con sevoflurano (1-4%)/O<sub>2</sub>, si es necesario. colocado): O<sub>2</sub> a 3 L/minuto inicialmente, luego mantenimiento a 2 L/minuto. Si la dosis Paciente sano o comprometido: inicial de Telazol® no tiene ningún efecto después de 20 minutos, se puede Propofol 2-6 mg/kg IV/IO hasta repetir 1/4-1/2 dosis de Telazol® por única vez. obtener efecto. Paciente comprometido: Intubación óptima, de lo contrario Máscara con sevoflurano (2-4%)/O<sub>2</sub>. usar mascarilla O<sub>2</sub> a 3 L/minuto inicialmente, luego mantenimiento a 2 L/minuto. Mantener al paciente caliente ➤ Si forcejea, dar una dosis adicional de midazolam de 0,5 mg/kg (primera opción) y monitorizar. IM o Telazol® 1 mg/kg IM, esperar 20 minutos, repetir el intento con máscara. Repetir Telazol® 1 mg/kg 1 vez, si es necesario. Intubación óptima, de lo contrario usar mascarilla. Utilizar la mínima concentración de sevoflurano necesaria. Mantener al paciente caliente y monitorizar. Mantenimiento (usar sistema de no reinhalación): Recuperación Inducción con propofol/máscara: Seguir aportando fluidoterapia con líquidos Administrar sevoflurano (2-4%) y O<sub>2</sub> mediante mascarilla o tubo calientes durante la recuperación. endotraqueal. Proporcionar control del dolor: O, a 3-4 L/minuto inicialmente, luego mantenimiento con ▶ Butorfanol 0,1-0,5 mg/kg IM, SC cada 2-4 horas 2 L/minuto. Utilizar la mínima concentración de sevoflurano necesaria. Buprenorfina 0,01-0,03 mg/kg IM, SC cada Inducción con Telazol®: 8-12 horas Proporcionar O, suplementario mediante mascarilla o tubo Y, si es necesario endotraqueal a 3 L/minuto inicialmente, luego con 2 L/minuto Carprofeno 1 mg/kg oral cada 12-24 horas, para el mantenimiento máximo 3 días (asegúrese de que el paciente Agregar sevoflurano al 1-4%, según sea necesario, para esté hidratado) mantener el plano anestésico deseado. Mantener al paciente caliente y monitorizar. Utilizar la mínima concentración de sevoflurano necesaria. Mantener al paciente caliente y monitorizar.

# PROTOCOLO DE ANESTESIA PARA HURONES

(Véase Consideraciones anestésicas para pequeños pacientes exóticos, páginas 121 a 135, antes de proceder)

- Usar tiras de gasa para mantener la boca abierta, lo que permite la visualización de la laringe.
- La intubación traqueal es óptima y debe intentarse en hurones juveniles grandes y adultos con un tubo endotraqueal de 2 a 3 mm. No trate de colocar el tubo más de 2 veces; los intentos repetidos pueden causar edema laríngeo importante.
- Si no es posible colocar el tubo endotraqueal, pero se requiere intubación (como en caso de compromiso respiratorio, cirugía que compromete las vías respiratorias, tiempo estimado de anestesia >30 minutos), derivar al paciente a un profesional especializado en animales exóticos.
- El reflejo palpebral puede perderse en el plano anestésico quirúrgico.
- Las enfermedades subyacentes potenciales para considerar incluyen tumores suprarrenales, cardiomiopatía, anemia, hipoglucemia y endocrinopatías.
- Proporcionar oxígeno suplementario durante la inducción anestésica y la recuperación.

**Equipos e insumos**: insumos para mascarilla o intubación (incluyendo lidocaína en gel), inducción mediante circuito de no reinhalación, catéter IV/IO, NaCl al 0,9% (SC, IV, IO), fuente de calor suplementario, equipos de monitorización.

**Evaluación:** historia, examen físico, datos de laboratorio, estado de salud, determinación acerca de la necesidad de intubación, educación del cliente.

Preparación preanestésica: en a la mayoría de los pacientes el ayuno de sólidos es de 4 horas (no ayunar a los pacientes con insulinomas), y el de agua de 2 horas; cateterismo IV/IO óptimo (debe colocarse tras la premedicación o la inducción); iniciar fluidoterapia de sostén a 5-10 ml/kg/hora (IV mejor).

### **Premedicaciones**

30 a 60 minutos antes de la inducción Paciente sano:

■ Acepromacina 0,1 mg/kg IM, SC

Y

■ Butorfanol 0,2 mg/kg IM, SC

Paciente comprometido:

■ Midazolam 0,1 mg/kg IM

Y

■ Butorfanol 0,1 a 0,2 mg/kg IM, SC

### Inducción

Preoxigenar (antes de la inducción) si es posible sin causar estrés; a continuación:

Paciente sano con catéter IV/IO:

■ Propofol 2 a 6 mg/kg IV/IO hasta obtener efecto

### Paciente sano sin catéter IV/IO:

■ Telazol® 6 mg/kg IM, esperar hasta obtener efecto, y máscara con sevoflurano/oxígeno, si es necesaria. Si la dosis inicial de Telazol® no tiene ningún efecto después de 20 minutos, se puede repetir 1/4-1/2 de la dosis por única vez.

### Paciente comprometido con catéter IV/IO:

■ Propofol 2 a 6 mg/kg IV/IO hasta obtener efecto.

### Paciente comprometido sin catéter IV/IO:

Máscara con sevoflurano/oxígeno hasta obtener efecto. Si forcejea, dar una dosis adicional de midazolam 0,5 mg/kg (primera opción) o Telazol® (segunda opción) 1 mg/kg IM, esperar 20 minutos y colocar la máscara nuevamente. Repetir Telazol® 1 mg/kg 1 vez, si es necesario.

Mantenimiento: oxígeno/sevoflurano mediante tubo endotraqueal/máscara hasta obtener efecto, mantener la temperatura corporal, monitorizar, brindar fluidoterapia de sostén y oxígeno suplementario.

**Recuperación:** mantener el calor y la fluidoterapia de sostén.

### Control del dolor:

- Butorfanol 0,1 a 0,5 mg/kg IM, SC cada 2 a 4 horas
- Buprenorfina 0,01-0,03 mg/kg IM, SC cada 8 a 12 horas Y, si es necesario
- Carprofeno 1 mg/kg oral cada 12-24 horas durante no más de 3 días en total (asegúrese de que el paciente esté hidratado)

### Protocolo de anestesia para conejos

### Evaluación

- Historia clínica.
- ▶ Temperamento.
- Examen físico.
- Reunir y evaluar los datos de laboratorio.
- Determinar el estado de salud:
- ¿saludable o comprometido?
- Determinar si se colocará catéter IV/IO. Determinar si el paciente va ser intubado
- (intubación óptima).
- Ayuno adecuado.
- ► Brindar educación/comunicar expectativas al cliente

### Flluidoterapia de sostén y preparación

Colocar catéter IV/IO, si es posible; preferido IV.

### ► Catéter IV/IO colocado:

 Iniciar NaCl al 0,9% caliente a 5-10 ml/kg/hora IV/IO; continuar hasta la recuperación.

### Sin catéter:

- Iniciar NaCl al 0,9% caliente a 5-10 ml/kg/hora SC; continuar hasta la recuperación.
- Dar 1/4 de la dosis calculada por hora cada 15 minutos.
- Intubación óptima. Si no se puede realizar fácilmente la intubación traqueal (que puede ser difícil), se recomienda la intubación nasal.

### Excepción:

 Si hay compromiso de vías aéreas preexistente o el procedimiento requiere intubación endotraqueal para proteger las vías respiratorias, puede ser necesaria la derivación a un profesional experto en animales exóticos.

### Requiere intubación traqueal:

Considerar la derivación a un profesional experto en animales exóticos.

Necesita la intubación traqueal

No requiere la intubación traqueal (usar nasal)

### Inducción

Preoxigenar, si es posible, sin causar estrés.

- Ketamina 10-20 mg/kg IM, esperar 20 minutos, realizar intubación nasal. Administrar sevoflurano (1-4%)/O2 a través del tubo según sea necesario
- O<sub>2</sub> a 3 L/minuto inicialmente, luego mantenimiento a 2 L/minuto.
- Si no se puede realizar la intubación nasal, se puede mantener a través de mascarilla con sevoflurano (2-4%)/O<sub>2</sub>.
- O<sub>2</sub> a 3 L/minuto inicialmente, luego mantenimiento a 2 L/minuto, pero es preferible la intubación.

### Paciente comprometido:

- ► Máscara con sevoflurano (2-4%)/O₂ hasta obtener efecto; realizar intubación nasal
- Administrar sevoflurano (1-4%)/O<sub>2</sub> a través del tubo, según sea necesario.
- O<sub>2</sub> a 3 L/minuto inicialmente; luego mantenimiento a 2 L/minuto.
- Si no se puede realizar la intubación nasal, se puede mantener a través de mascarilla con sevoflurano (2-4%)/O<sub>2</sub>.
- O<sub>2</sub> a 3 L/minuto inicialmente; luego mantenimiento a 2 L/minuto, pero es preferible la intubación.
- Si forcejea, administrar ketamina 10 mg/kg IM, esperar 20 minutos, realizar intubación nasal y aportar sevoflurano/O, como se explica antes.

Mantener al paciente caliente y monitorizar.

### **Premedicaciones**

Premedicar 30-60 minutos antes de la anestesia.

### Paciente sano o comprometido:

- ► Midazolam 0,2 mg/kg IM (se puede llegar a 1 mg/kg de midazolam si es irritable).
- Butorfanol 0,2 mg/kg IM

Mantener al paciente caliente y monitorizar.

### Mantenimiento (usar sistema de no reinhalación):

### Inducción con máscara:

- Administrar sevoflurano (2-4%) y O<sub>2</sub> mediante sonda nasal (mascarilla si no está intubado).
- O<sub>2</sub> a 3 L/minuto inicialmente, luego mantenimiento a 2 L/minuto.
- Utilizar la mínima concentración de sevoflurano necesaria.

### Inducción con ketamina:

- Proporcionar O<sub>2</sub> suplementario mediante sonda nasal (mascarilla si no está intubado) a 3 L/minuto inicialmente; luego a 2 L/minuto para mantenimiento.
- Agregar sevoflurano al 1-4% según sea necesario, para mantener el plano anestésico deseado.
- Utilizar la mínima concentración de sevoflurano necesaria.

Mantener al paciente caliente y monitorizar.

### Recuperación

Continuar aportando fluidoterapia con líquidos calientes durante la recuperación.

### Proporcionar control del dolor:

Butorfanol 0,1-1,0 mg/kg IM, SC cada 2-4 horas \*

▶ Buprenorfina 0,01-0,05 mg/kg IM, SC cada 6-12 horas \*

### Y, si es necesario

- ► Meloxicam 0,2 mg/kg oral cada 24 horas (asegúrese de que el paciente esté hidratado)
- Carprofeno 1-2,2 mg/kg oral, SC cada 12 horas (asegúrese de que el paciente esté hidratado)
- \* Se limita a dos dosis para reducir el potencial de trastornos de la motilidad GI.

### PROTOCOLO DE ANESTESIA PARA CONEJOS

(Véase Consideraciones anestésicas para pequeños pacientes exóticos, páginas 121 a 135, antes de proceder)

- Son difíciles de anestesiar ya que se estresan con facilidad y pueden lastimarse a sí mismos, a menudo tienen enfermedad pulmonar subyacente, son propensos a la depresión respiratoria, la intubación puede ser difícil, pueden presentar significativa anorexia posquirúrgica y manifiestan gran variabilidad en la respuesta a los fármacos entre razas e individuos.
- Pueden presentar exceso de salivación, que puede llevar a la obstrucción de la vía aérea. Monitorizar cuidadosamente la respiración.
- La intubación es óptima. Debe realizarse con extremo cuidado; los intentos repetidos de intubación traqueal pueden causar edema o espasmo laríngeo significativo. Se recomienda enfáticamente la intubación nasal cuando no se puede realizar intubación traqueal en el primer intento o cuando el médico tiene poca experiencia con la intubación traqueal en conejos.
- Si se requiere intubación traqueal (como en caso de compromiso respiratorio, cirugía que compromete las vías respiratorias, tiempo estimado de anestesia >20 minutos), pero el primer intento no es exitoso, derivar al paciente a un profesional experto en animales exóticos.
- El reflejo palpebral es altamente variable. No se debe confiar en él como indicador de la profundidad anestésica.
- El reflejo de pellizco de orejas se pierde en el plano anestésico quirúrgico.
- Son particularmente vulnerables al daño corneal secundario al trauma mecánico o a la sequedad durante la anestesia. Lubricar bien los ojos. Utilizar un relleno adecuado o almohadillas de tipo "donas" alrededor de los ojos para prevenir el trauma.
- Aportar oxígeno suplementario durante la inducción, la anestesia y la recuperación.
- La oximetría de pulso es fundamental durante el mantenimiento para monitorizar la presencia de hipoxemia.

**Equipos e insumos**: insumos para inducción mediante máscara e intubación (incluyendo lidocaína en gel), circuito de no reinhalación, NaCl al 0,9% (SC, IV, IO), catéter IV/IO, fuente de calor suplementario, equipos de monitorización.

**Evaluación**: historia, examen físico, datos de laboratorio, estado de salud, determinación acerca de la necesidad de intubación, educación del cliente.

Preparación preanestésica: ayuno de sólidos y líquidos de 30 minutos (asegurarse de que la boca esté libre de alimentos/líquidos antes de la inducción), cateterismo IV/IO óptimo (debe colocarse tras la premedicación o inducción), iniciar fluidoterapia a 5 a 10 ml/kg/hora (IV es mejor).

### **Premedicaciones**

30 a 60 minutos antes de la inducción

### Paciente sano o comprometido:

 Midazolam 0,2 mg/kg IM (se puede llegar a 1 mg/kg de midazolam si es irritable).

Y

■ Butorfanol 0,2 mg/kg IM

### Inducción

Preoxigenar (antes de la inducción) si es posible sin causar estrés; a continuación:

### Paciente sano:

Ketamina 10 a 20 mg/kg IM, esperar 20 minutos, realizar intubación nasal, continuar con sevoflurano/ oxígeno hasta obtener efecto, si es necesario.

### Paciente comprometido:

Máscara con sevoflurano/oxígeno hasta obtener efecto, realizar intubación nasal. Si forcejea, administrar ketamina 10 mg/kg IM, esperar 20 minutos, realizar intubación nasal, y continuar con sevoflurano/oxígeno hasta obtener efecto, si es necesario.

Mantenimiento: oxígeno/sevoflurano mediante sonda nasal hasta obtener efecto (mascarilla si no está intubado), mantener la temperatura corporal, monitorizar, brindar fluidoterapia de sostén y oxígeno suplementario.

Recuperación: mantener el calor y la fluidoterapia de sostén.

### Control del dolor:

- Butorfanol 0,1-1,0 mg/kg IM, SC cada 2-4 horas \*
- Buprenorfina 0,01-0,05 mg/kg IM, SC cada 6-12 horas \* Y, si es necesario
- Meloxicam 0,2 mg/kg oral cada 24 horas (asegúrese de que el paciente esté hidratado)

O

- Carprofeno 1-2,2 mg/kg oral, SC cada 12 horas (asegúrese de que el paciente esté hidratado)
- \* Se limita a dos dosis para reducir el potencial de trastornos de la motilidad GI.

### Protocolo de anestesia para cobayos y chinchillas

### Evaluación Fluidoterapia de sostén y preparación Historia clínica. Intentar colocar un catéter de calibre 24 IV 1 vez. También se puede Temperamento. intentar con el catéter IO Examen físico. Aportar Fluidoterapia de sostén: Reunir y evaluar los datos de laboratorio. Catéter IV/IO colocado: Determinar el estado de salud: Iniciar NaCl al 0,9% caliente a 5-10 ml/kg/hora IV/IO; continuar hasta la ¿saludable o comprometido? Determinar si se colocará catéter IV/IO. recuperación. Determinar si el paciente va a ser Sin catéter: intubado (intubación óptima). Iniciar NaCl al 0,9% caliente a 5-10 ml/kg/hora SC; continuar hasta la Ayuno adecuado. recuperación. Dar 1/4 de la dosis calculada por hora cada 15 minutos. ► Brindar educación/comunicar expectativas La intubación no se recomienda en forma rutinaria al cliente Excepción: si hay compromiso preexistente de vía aérea o el procedimiento requiere intubación para proteger las vías aéreas puede ser necesaria la derivación a un profesional experto en animales exóticos. Requiere intubación traqueal: Necesita No requiere Considerar la derivación a un profesional intubación intubación experto en animales exóticos. Inducción Preoxigenar, si es posible, sin causar estrés. Paciente sano: ► Telazol® 5 mg/kg SC, luego máscara con sevoflurano (1-4%)/O₂, Premedicación si es necesario Premedicar 30-60 minutos antes de la O<sub>2</sub> a 3 L/minuto inicialmente; luego mantenimiento a 2 L/minuto. anestesia. ► Si la dosis inicial de Telazol® no tiene ningún efecto después de 20 minutos, se puede repetir 1/4-1/2 dosis de Telazol® por única Paciente sano o comprometido: 1 mg/kg SC Midazolam Paciente comprometido: Butorfanol 0,1 mg/kg SC Máscara con sevoflurano (2-4%)/O<sub>2</sub>. O<sub>2</sub> a 3 L/minuto inicialmente, luego mantenimiento a 2 L/minuto. Mantener al paciente caliente y monitorizar. ► Si forcejea se puede administrar Telazol® 1 mg/kg SC, esperar 20 minutos, repetir el intento con máscara. ► Repetir Telazol® 1 mg/kg 1 vez, si es necesario. Mantener al paciente caliente y monitorizar.

Mantenimiento (usar sistema de no reinhalación):

### Inducción con máscara:

- Administrar sevoflurano (2-4%) y O<sub>2</sub> vía mascarilla.
- O<sub>2</sub> a 3 L/minuto inicialmente; luego mantenimiento a 2 L/minuto.
- ▶ Utilizar la mínima concentración de sevoflurano necesaria.

### Inducción con Telazol®:

- Proporcionar O<sub>2</sub> suplementario mediante mascarilla a 3 L/minuto inicialmente; luego a 2 L para el mantenimiento.
- Agregar sevoflurano al 1-4%, según sea necesario, para mantener el plano anestésico deseado.
- Utilizar la mínima concentración de sevoflurano necesaria.

Mantener al paciente caliente y monitorizar.

### Recuperación

- Seguir aportando fluidoterapia de sostén con líquidos calientes durante la recuperación.
- Proporcionar control del dolor:
- ▶ Butorfanol 1-2 mg/kg SC cada 4 horas **O**
- Buprenorfina 0,05 mg/kg SC cada 8-12 horas

### Y, si es necesario

 Carprofeno 1-2 mg/kg oral cada 12-24 horas (asegúrese de que el paciente esté hidratado)

# PROTOCOLO DE ANESTESIA PARA COBAYOS Y CHINCHILLAS

(Véase Consideraciones anestésicas para pequeños pacientes exóticos, páginas 121 a 135, antes de proceder).

- Existen muchas probabilidades de complicaciones anestésicas ya que estos pacientes se estresan fácilmente, es difícil intubarlos, son propensos a complicaciones posoperatorias y tienen diferentes respuestas interindividuales a los fármacos.
- No se recomienda la intubación, a menos que se trate de procedimientos quirúrgicos que puedan involucrar las vías aéreas o pacientes con compromiso importante. Si se requiere intubación (como en caso de compromiso respiratorio, cirugía que compromete las vías respiratorias, tiempo estimado de anestesia >30 minutos), derivar al paciente a un profesional experto en animales exóticos.
- Con frecuencia es necesario limpiar la boca antes de la inducción; tienen tendencia a conservar alimentos en la cavidad bucal.
- Intentar el cateterismo IV en los pacientes más grandes por única vez. Usar catéter IV de calibre 24 en la vena cefálica.
- Si hay excesivas secreciones respiratorias, se pueden utilizar anticolinérgicos.
- El reflejo del pellizco de oreja y el de retirada podal se pierden en el plano anestésico quirúrgico.
- Aportar oxígeno suplementario durante la inducción, la anestesia y la recuperación.

**Equipos e insumos**: insumos para inducción mediante máscara e intubación (incluyendo lidocaína en gel), circuito de no reinhalación, NaCl al 0,9% (SC, IV, IO), fuente de calor suplementario, equipos de monitorización.

**Evaluación**: historia, examen físico, datos de laboratorio, estado de salud, determinación acerca de la necesidad de intubación, educación del cliente.

Preparación preanestésica: ayuno de sólidos de 4 horas y restricción de agua de 2 horas, comenzar fluidoterapia a 5 a 10 ml/kg/hora SC. Asegúrese de que la boca esté libre de alimentos/líquidos antes de la inducción.

### Premedicación:

30 a 60 minutos antes de la inducción; en pacientes sanos, se pueden diluir en la primera dosis de fluidos SC

Paciente sano o comprometido:

■ Midazolam 1 mg/kg SC

V

■ Butorfanol 0,1 mg/kg SC

### Inducción:

Preoxigenar (antes de la inducción), si es posible, sin causar estrés; a continuación:

### Paciente sano:

■ Telazol® 5 mg/kg SC, esperar hasta obtener efecto y continuar con máscara con sevoflurano/oxígeno, si es necesaria. Si la dosis inicial de Telazol® no tiene ningún efecto después de 20 minutos, se puede repetir 1/4 a 1/2 de la dosis por única vez.

### Paciente comprometido:

Máscara con sevoflurano/oxígeno hasta obtener efecto. Si forcejea, administrar dosis sedante de Telazol® de 1 mg/kg SC, esperar 20 minutos y repetir el intento con máscara. Repetir Telazol® 1 mg/kg 1 vez, si es necesario.

**Mantenimiento:** oxígeno/sevoflurano mediante mascarilla hasta obtener efecto, mantener la temperatura corporal, monitorizar, brindar fluidoterapia de sostén y oxígeno suplementario.

Recuperación: mantener el calor y la fluidoterapia.

### Control del dolor:

■ Butorfanol 1 a 2 mg/kg SC cada 4 horas

O

■ Buprenorfina 0,05 mg/kg SC cada 8-12 horas Y, si es necesario

 Carprofeno 1 a 2 mg/kg oral cada 12-24 horas (asegúrese de que el paciente esté hidratado)

### Protocolo de anestesia para ratas, ratones, gerbos y hámsteres

### Evaluación: Soporte de fluidos y preparación ▶ Iniciar NaCl al 0,9% caliente a 5-10 ml/kg/hora SC, continuar hasta la Historia clínica. Temperamento. recuperación. Dar 1/4 de la dosis calculada por hora cada 15 minutos. Examen físico. La intubación y la colocación de un catéter IV/IO no se recomiendan en Reunir y evaluar los datos de forma rutinaria. laboratorio. Excepción: Determinar el estado de salud: Si hay compromiso preexistente de vía aérea o el procedimiento requiere ¿saludable o comprometido? intubación para proteger las vías respiratorias puede ser necesaria la Determinar si se colocará catéter IV/IO. derivación a un profesional experto en animales exóticos. Determinar si el paciente va a ser ¿Se necesita la colocación del tubo endotraqueal para una anestesia/ intubado (intubación óptima). procedimiento exitoso? Ayuno adecuado. Brindar educación/comunicar expectativas al cliente. Requiere intubación traqueal: Necesita No requiere Considerar la derivación a un profesional intubación intubación experto en animales exóticos. Inducción ▶ Preoxigenar, si es posible, sin causar estrés. Paciente sano: ► Telazol® 5 mg/kg SC, luego máscara con sevoflurano Premedicaciones Premedicar 30-60 minutos antes de la (1-4%)/O<sub>2</sub>, si es necesario. O<sub>2</sub> a 3 L/minuto inicialmente, luego mantenimiento a 2 L/minuto. anestesia (dosis administradas por vía SC) ► Si la dosis inicial de Telazol® no tiene ningún efecto después Paciente sano o comprometido: de 20 minutos, se puede repetir 1/4-1/2 de la dosis por única Butorfanol 0.1 mg/kg SC Paciente comprometido: Midazolam 1 mg/kg SC Máscara con sevoflurano (2-4%)/O<sub>2</sub>. O<sub>2</sub> a 3 L/minuto inicialmente, luego mantenimiento a 2 L/minuto. Mantener al paciente caliente y monitorizar. Si forcejea, se puede administrar Telazol® 1 mg/kg SC, esperar 20 minutos, repetir el intento con máscara. ▶ Repetir Telazol® 1 mg/kg 1 vez, si es necesario. Mantener al paciente caliente y monitorizar. Recuperación Seguir aportando fluidoterapia con líquidos Mantenimiento (usar sistema de no reinhalación): calientes durante la recuperación. Proporcionar control del dolor: Inducción con máscara: Ratón, gerbo, hámster: Administrar sevoflurano (2-4%) y O<sub>2</sub> mediante mascarilla. Butorfanol 2 mg/kg SC cada 2-4 horas O<sub>2</sub> a 3 L/minuto inicialmente; luego mantenimiento a 2 L/minuto. Utilizar la mínima concentración de sevoflurano necesaria. Buprenorfina 0,05-0,1 mg/kg SC Inducción con Telazol®: cada 6-12 horas ► Proporcionar O₂ suplementario mediante mascarilla a 3 L/minuto Rata: inicialmente, luego a 2 L/minuto para el mantenimiento. Butorfanol 2 mg/kg SC cada 2-4 horas Agregar sevoflurano al 1-4%, según sea necesario, para mantener el plano anestésico deseado. Buprenorfina 0,05 - 0,1 mg/kg SC cada 6-12 Utilizar la mínima concentración de sevoflurano necesaria. horas Y, si es necesario Mantener al paciente caliente y monitorizar. Meloxicam 0,2 mg/kg oral, SC cada 24 horas Mantener al paciente caliente y monitorizar.

### PROTOCOLO DE ANESTESIA PARA RATAS, RATONES, GERBOS Y HÁMSTERES

(Véase Consideraciones anestésicas para pequeños pacientes exóticos, páginas 121 a 135, antes de proceder).

- No se recomienda la intubación, a menos que se trate de procedimientos quirúrgicos que puedan involucrar las vías aéreas o pacientes con compromiso importante. Si se requiere intubación (como en caso de compromiso respiratorio, cirugía que compromete las vías respiratorias, tiempo estimado de anestesia >30 minutos), derivar al paciente a un profesional experto en animales exóticos.
- La inserción de un catéter IV/IO no se recomienda en forma rutinaria.
- Aportar oxígeno suplementario durante la inducción, la anestesia y la recuperación.
- El reflejo del pellizco de oreja y de cola, así como el de retirada podal, desaparecen en el plano anestésico quirúrgico.
- Las enfermedades comunes incluyen infecciones respiratorias (es común la enfermedad subclínica) y la otitis media crónica.

**Equipos e insumos:** insumos para inducción mediante máscara, circuito de no reinhalación, NaCl al 0,9%, fuente de calor suplementario, equipos de monitorización.

**Evaluación:** historia, examen físico, datos de laboratorio, estado de salud, determinación acerca de la necesidad de intubación, educación del cliente

**Preparación preanestésica:** no indicar ayuno ni retirar el agua. Iniciar fluidoterapia a 5 a 10 ml/kg/hora SC.

### Premedicación:

30 a 60 minutos antes de la inducción; en pacientes sanos, se pueden diluir en la primera dosis de fluidos SC.

### Paciente sano o comprometido:

■ Midazolam 1 mg/kg SC

Y

■ Butorfanol 0,1 mg/kg SC

### Inducción:

Preoxigenar (antes de la inducción), si es posible, sin causar estrés; a continuación:

### Paciente sano:

■ Telazol® 5 mg/kg SC, esperar hasta obtener efecto y continuar con máscara con sevoflurano/oxígeno, si es necesaria. Si la dosis inicial de Telazol® no tiene ningún efecto después de 20 minutos, se puede repetir 1/4 a 1/2 de la dosis dosis por vía SC por única vez.

### Paciente comprometido:

Máscara con sevoflurano/oxígeno. Si forcejea, administrar dosis sedante de Telazol® de 1 mg/kg SC, esperar 20 minutos y repetir el intento con máscara. Repetir la dosis de Telazol® de 1 mg/kg 1 vez, si es necesario.

**Mantenimiento:** sevoflurano/oxígeno a través de máscara hasta obtener efecto, mantener la temperatura corporal, monitorizar, brindar fluidoterapia de sostén y oxígeno suplementario.

**Recuperación:** mantener el calor y la fluidoterapia de sostén

### Control del dolor:

- Ratón, gerbo, hámster:
  - Butorfanol 2 mg/kg SC cada 2-4 horas

O

- Buprenorfina 0,05 0,1 mg/kg SC cada 6-12 horas
- Rata:
  - Butorfanol 2 mg/kg SC cada 2-4 horas

0

- Buprenorfina 0,05 0,1 mg/kg SC cada 6-12 horas Y, si es necesario
- Meloxicam 0,2 mg/kg oral, SC cada 24 horas

### Protocolo de anestesia para erizos

### Evaluación:

- ► Historia clínica
- ► Temperamento.
- Examen físico.
- Reunir y evaluar los datos de laboratorio.
- Determinar el estado de salud: ¿saludable o comprometido?
- Determinar si se colocará catéter IV/IO.
- Determinar si el paciente va a ser intubado (intubación óptima).
- Ayuno adecuado.
- Brindar educación/comunicar expectativas al cliente.

### Fluidoterapia de sostén y preparación:

- ▶ Iniciar NaCl al 0,9% caliente a 5-10 ml/kg/hora SC; continuar hasta la recuperación. Dar 1/4 de la dosis calculada por hora cada 15 minutos.
- La intubación y la colocación de un catéter IV/IO no se recomiendan en forma rutinaria.

### Excepción:

- ► Si hay compromiso preexistente de vía aérea o el procedimiento requiere intubación para proteger las vías respiratorias puede ser necesaria la derivación a un profesional experto en animales exóticos.
- Se necesita la colocación del tubo endotraqueal para una anestesia/ procedimiento exitoso?
- Los erizos requieren con frecuencia cuidados adicionales y tubos especializados.

### Requiere intubación traqueal:

Considerar la derivación a un profesional experto en animales exóticos.

Necesita intubación No requiere intubación

### Inducción

Preoxigenar si es posible sin causar estrés.

### Paciente sano o comprometido:

- Máscara con sevoflurano (2-4%)/O<sub>2</sub>.
- O<sub>2</sub> a 3 L/minuto inicialmente; luego mantenimiento a 2 L/minuto.
- Si hay mucho forcejeo, administrar dosis sedante de ketamina/ diazepam (ketamina 5 mg/kg + diazepam 0,5 mg/kg, en jeringas separadas) IM, SC (piel debajo de pelo), esperar 20 minutos, y continuar con máscara nuevamente.

Mantener al paciente caliente y monitorizar.

### Premedicaciones:

Premedicar 30-60 minutos antes de la anestesia

### Paciente sano o comprometido:

▶ Butorfanol 0,1 mg/kg IM, SC piel debajo de

Mantener al paciente caliente y monitorizar.

### Mantenimiento (usar sistema de no reinhalación): Inducción con máscara:

- Administrar O<sub>2</sub> a 3 L/minuto inicialmente; luego a 2 L/minuto para mantenimiento y sevoflurano (0-4%) mediante
- Utilizar la mínima concentración de sevoflurano necesaria.
- Si el paciente ha recibido ketamina/diazepam, puede necesitar poco o nada de sevoflurano, pero debe continuar con aporte

Mantener al paciente caliente y monitorizar.

### Recuperación:

Seguir aportando fluidoterapia de sostén calientes durante la recuperación.

### Proporcionar control del dolor:

Butorfanol 0,2 mg/kg SC (piel debajo de pelo) cada 6-8 horas

▶ Buprenorfina 0,01-0,5 mg/kg SC (debajo de piel con pelo), IM cada 6-12 horas

### PROTOCOLO DE ANESTESIA PARA ERIZOS

(Véase Consideraciones anestésicas para pequeños pacientes exóticos, páginas 121 a 135, antes de proceder).

- La intubación es muy difícil y no se recomienda a menos que se trate de procedimientos quirúrgicos que puedan involucrar las vías aéreas o pacientes con compromiso importante.
- La inserción de un catéter IV/IO no se recomienda en forma rutinaria debido al pequeño tamaño del cuerpo.
- Si se requiere intubación (como en caso de compromiso respiratorio, cirugía que compromete las vías respiratorias, tiempo estimado de anestesia >30 minutos), derivar al paciente a un profesional experto en animales exóticos.
- Aportar oxígeno suplementario durante la inducción, la anestesia y la recuperación.
- Los problemas de salud comunes comprenden enfermedad oral (incluidas masas que pueden comprometer la respiración), miocardiopatía dilatada, lipidosis hepática, obesidad, enfermedad renal y diversos tipos de neoplasia.
- Aportar oxígeno suplementario durante la inducción, la anestesia y la recuperación.
- Administrar los medicamentos por vía SC en la piel debajo de pelo. La piel en las áreas con espinas puede tener absorción muy lenta.

**Equipos e insumos:** insumos para inducción mediante máscara, circuito de no reinhalación, NaCl al 0,9%, fuente de calor suplementario, equipos de monitorización

**Evaluación:** historia, examen físico, estado de salud, determinación sobre si es necesaria la intubación, educación del cliente

**Preparación preanestésica:** para la mayoría de los pacientes, ayuno de 2 a 4 horas, retiro del agua de 2 horas, iniciar fluidoterapia a 5 a 10 ml/kg/hora SC en piel debajo de pelo.

### **Premedicaciones**

30 a 60 minutos antes de la inducción

### Pacientes sanos o comprometidos:

■ Butorfanol 0,1 mg/kg es mejor IM, si se puede administrar sin provocar trauma; de lo contrario aplicar por vía SC en piel debajo de pelo. Las premedicaciones se pueden diluir en la primera dosis de fluidos SC, siempre y cuando se administren en piel debajo de pelo.

### Inducción

Preoxigenar (antes de la inducción) sin estrés, en lo posible, y a continuación:

### Paciente sano o comprometido:

Máscara con sevoflurano (2-4%)/oxígeno, y oxígeno a 3 L/minuto inicialmente; luego a 2 L/minuto para mantenimiento. Si hay mucho forcejeo, administrar una dosis sedante de ketamina/diazepam (ketamina 5 mg/ kg + diazepam 0,5 mg/kg, en jeringas separadas) IM, SC (en piel debajo de pelo), esperar 20 minutos y colocar máscara nuevamente.

Mantenimiento: oxígeo/sevoflurano mediante máscara/ tubo endotraqueal hasta obtener efecto, mantener la temperatura corporal, monitorizar, brindar fluidoterapia de sostén y oxígeno suplementario.

**Recuperación:** mantener el calor y la fluidoterapia de sostén.

### Control del dolor:

■ Butorfanol 0,2 mg/kg SC (debajo de piel con pelo), IM cada 6-8 horas

O

■ Buprenorfina 0,01-0,5 mg/kg SC (piel debajo de pelo), IM cada 6-12 horas

# Consideraciones anestésicas para pequeños pacientes exóticos

	Formulario	Formulario de monitorización anestésica de pacientes exóticos	n anestésica d	e pacientes	exóticos.			
Nombre del paciente:		Peso (kg):	Procedimiento (s):	nto (s):			Fecha:	
Fecha de nacimiento:	Especie:		_ Temperatura: _	Pulso:	ö	Frecuencia respiratoria:	ratoria:	
Premedicación						Vía de admin.	Hora	Profesional
Acepromacina (1 mg/ml)		mg/kg x	_ kg ÷ 1 mg/ml =	E I		SCoIM		
Butorfanol (10 mg/ml)			kg ÷ 10 mg/ml =	E		SCOIM		
Midazolam (1 mg/ml)		mg/kg <b>x</b>	_ kg + 1 mg/ml =	Ē		SCoIM		
(lm/gm)		mg/kg x	kg ÷ mg/ml =	m_		SCoIM		
(lm/gm)		mg/kg x	kg + mg/ml =	lm .		SCoIM		
(lm/gm)		mg/kg x kg ÷	= lm/gm	E		SC o IM		
(lm/gm)		mg/kg <b>x</b> kg ÷	= lm/gm	- E		SCoIM		
Evaluación después de la premedicación y antes de la inducción	ducción							
Temperatura: Pulso:	Calidad de pulso:	Frecuen	Frecuencia respiratoria:		Nivel de sedac	Nivel de sedación: ninguna / leve / adecuada / excesiva	decuada / excesiva	
Inducción						Vía de admin.	Cantidad	Profesional
Propofol (10 mg/ml)		mg/kg <b>x</b>	kg ÷ 10 mg/ml =	ш 	(dar hasta obtener efecto)	>1		
Telazol® (100 mg/ml)		mg/kg x	kg ÷ 100 mg/ml =	lm	(dar hasta obtener efecto)			
Ketamina (100 mg/ml)		mg/kg <b>x</b>	kg ÷ 100 mg/ml =	lm	(dar hasta obtener efecto)			
(lm/gm)		mg/kg x k	kg ÷mg/ml=	lm	(dar hasta obtener efecto)			
Fluidoterapia SC / IV / IO (marcar uno)	1ª hora de	1ª hora de anestesia		después de la 1ª	después de la 1ª hora de anestesia		Volumen tota	Volumen total administrado
NaCI 0,9%	Jm —	ml/kg/hora x kg=	m/hora	ml/kg/hora x	ora xkg=	ml/hora		M
	Jm -	_ml/kg/hora xkg=	ml/hora	ml/kg/hora x	ora xkg=	ml/hora		M
Intubación								
Intubación realizada (S/N):	Intubación endotraqueal (S/N):	al (S/N):		Intubación nasal (S/N):	(S/N):	1	Tamaño del tubo:	
Tiempo intubado: Tiempo de inicio de cirugía:	le cirugía:	Catéter colocado (S/N):		<u>υ</u>	Calibre del catéter:		Profesional:	
Medicación con AINE / opiáceo / antibiótico	Cantidad (mg)	Vía de admin.	Hora	Agente, poten	Agente, potencia, duración de dosis	dosis		
AINE:		PO SC IM IV		AINE:				
Opiáceos:		PO SC IM IV		Opiáceo:				
Otros:		PO SC IM IV		Otro:				
Recuperación								
Hora de fin de cirugía: Hora de extubación:		Hora en decúbito esternal:		Temperatura:	Pulso:	Frec	Frecuencia respiratoria:	

# Consideraciones anestésicas para pequeños pacientes exóticos

# Formulario de monitorización anestésica de pacientes exóticos.

Nombre del paciente: \_

Planilla de monitorización	Inducción	5 min.	10 min.	15 min.	20 min.	25 min.	30 min.	35 min.	40 min.	45 min.
% sevoflurano										
Flujo de O <sub>2</sub> (L/minuto)										
Tasa de fluidos (ml/hora)										
Frecuencia cardíaca/pulso										
SpO <sub>2</sub>										
RR										
TLC/MM	,	,	,	/	/	,	1	1	1	,
Calidad del pulso										
Ritmo ECG										
ETCO <sub>2</sub>										
PAS/PAD/PAM	/ /	, ,	1 1	1 1	/ /	/ /	1 1	1 1	/ /	1 1
Temperatura										
Profundidad anestésica (adecuada/leve/profunda)										
Evaluación del dolor (0-4)										
Planilla de monitorización	50 min.	55 min.	60 min.	65 min.	70 min.	75 min.	80 min.	85 min.	90 min.	95 min.
% sevoflurano										
Flujo de O <sub>2</sub> (L/minuto)										
Tasa de fluidos (ml/hora)										
Frecuencia cardíaca/pulso										
SpO <sub>2</sub>										
RR										
TLC/MM	,	,	,	,	/	,	/	,	1	,
Calidad del pulso										
Ritmo ECG										
ETCO <sub>2</sub>										
PAS/PAD/PAM	1 1	1 1	1 1	/ /	1 1	1 1	1 1	1 1	1 1	1 1
Temperatura										
Profundidad anestésica (adecuada/leve/profunda)										
Evaluación del dolor (0-4)										
RR: Intervalo RR.										