

Guías de Asistencia Médica Veterinaria de la Asociación de Veterinarios de Refugio (“Shelter”) para Programas de Esterilización

El grupo de trabajo para esterilización de la Asociación de Veterinarios de Refugio: Andrea L. Looney, DVM, DACVA; Mark W. Bohling, DVM, PhD, DACVS; Philip A. Bushby, DVM, MS, DACVS; Lisa M. Howe, DVM, PhD, DACVS; Brenda Griffin, DVM, MS, DACVIM; Julie K. Levy, DVM, PhD, DACVIM; Susan M. Eddlestone, DVM, DACVIM; James R. Weedon, DVM, MPH, DACVPM; Leslie D. Appel, DVM; Y. Karla Rigdon-Brestle, DVM; Nancy J. Ferguson, DVM; David J. Sweeney, DVM; Kathy A. Tyson, DVM; Adriana H. Voors, DVM; Sara C. White, DVM; Christine L. Wilford, DVM; Kelly A. Farrell, DVM; Ellen P. Jefferson, DVM; Michael R. Moyer, VMD; Sandra P. Newbury, DVM; Melissa A. Saxton, DVM; Janet M. Scarlett, DVM, MPH, PhD

A medida que los esfuerzos para reducir la sobrepoblación y la eutanasia de perros y gatos no deseados y sin dueño han aumentado, se ha dado mayor foco y atención a los programas de esterilización a través de los Estados Unidos. Debido al amplio rango de necesidades demográficas y geográficas, una gran variedad de programas ha sido desarrollada para aumentar la distribución de servicios de esterilización a poblaciones de animales seleccionadas, incluyendo clínicas estacionarias y móviles, operaciones de campaña, servicios de refugio, programas de gatos silvestres y servicios provistos a través de prácticas veterinarias privadas. En un esfuerzo por asegurar un nivel de cuidado consistente, la Asociación de Veterinarios de Refugio creó un grupo de trabajo para desarrollar unas guías de cuidado médico veterinario para programas de esterilización. Las guías consisten en recomendaciones para cuidado pre-quirúrgico (ej., transporte y alojamiento del paciente, selección de pacientes, comunicación con el cliente, mantenimiento de registros médicos y consideraciones médicas), manejo de anestesia (ej., equipo, monitoreo, consideraciones pre-quirúrgicas, protocolos de anestesia y preparativos para emergencias), cuidado quirúrgico (ej., ambiente del área quirúrgica; preparación del paquete quirúrgico; preparación del paciente; preparación del cirujano; procedimientos quirúrgicos para pacientes pediátricos, juveniles y adultos; e identificación de animales esterilizados) y cuidado post-quirúrgico (ej., analgesia, recuperación y proceso de alta). Estas guías están basadas en principios actuales de anestesiología, medicina de cuidados intensivos, microbiología y práctica quirúrgica, obtenidos de evidencia publicada y la opinión de expertos. Éstas representan las prácticas aceptables que deben lograrse en programas de esterilización.

A medida que los esfuerzos para reducir la eutanasia de perros y gatos no deseados y sin dueño, incluyendo gatos silvestres, ha aumentado, se ha dado mayor atención y foco a programas de esterilización a través de los Estados Unidos. Los programas de esterilización son diseñados para facilitar el acceso a servicios de esterilización entre las poblaciones de animales seleccionadas, en un esfuerzo para prevenir la

reproducción y reducir la sobrepoblación posterior. Los programas actuales incluyen prácticas de esterilización designadas en clínicas estacionarias y móviles, operaciones de campaña, servicios de refugio, programas de gatos silvestres, y sistemas de vales así como otros programas en clínicas provistas por prácticas veterinarias privadas. En adición, una variedad de programas han sido establecidos dentro de Colegios y

Universidades de Veterinaria. En particular, muchos programas de esterilización han sido establecidos para proveer servicios de calidad a un alto número de pacientes con regularidad. La proliferación y diversidad de estos programas de esterilización han creado la necesidad de guías para el cuidado médico veterinario apropiado en estos ambientes.

En respuesta a esta necesidad, la Asociación de Veterinarios de Refugio creó un grupo de trabajo compuesto por 22 veterinarios de todas las regiones de Estados Unidos en diciembre de 2006. El equipo consistía de individuos envueltos en el mundo académico, práctica privada y varios programas existentes de esterilización. A los miembros del grupo de trabajo se les encargó el desarrollar guías de cuidado médico veterinario para programas de esterilización. Las guías que desarrollaron consisten en recomendaciones para el cuidado pre-quirúrgico, manejo de anestesia, cuidado quirúrgico, y cuidado post-quirúrgico; y están basadas en los principios actuales de anestesiología, medicina de cuidados intensivos, microbiología, y práctica quirúrgica, obtenidos mediante el estudio de principios de la anestesiología, medicina de cuidados críticos, microbiología, y la práctica quirúrgica, según lo determinado por medio de establecer la práctica de esterilización como un área de práctica reconocida dentro de la medicina veterinaria; infundir confianza en el público general con respecto a la utilización de programas de esterilización; promover la aceptación de esta área de práctica en la profesión veterinaria y el público,

fomentando así un aumento en la participación veterinaria; proveer guía y orientación a veterinarios en esta área de práctica; alentar a los programas existentes a reconocer y seguir estas guías como un medio para asegurar niveles aceptables de cuidado; fomentar confianza entre veterinarios clínicos con respecto a programas de esterilización locales y facilitar referidos de pacientes; proveer una referencia de uso para juntas estatales de medicina veterinaria, otras agencias de gobierno y asociaciones profesionales de veterinaria; y proveer un conjunto de puntos de referencia por los cuales las agencias de financiamiento y donantes pueden determinar si los programas de esterilización que apoyan proveen niveles apropiados de cuidado. Es la esperanza de la Asociación que estas guías ayudarán a establecer la consistencia y el profesionalismo necesarios para la profesión veterinaria para promover programas de esterilización como un medio para poner fin a la sobrepoblación de los perros y gatos no deseados.

Reconociendo que diferencias regionales pueden existir entre los programas de esterilización, las guías elaboradas por el grupo de trabajo fueron intencionalmente amplias. No obstante, los miembros del grupo de trabajo creen que estas guías representan recomendaciones prácticas que son alcanzables por la gran mayoría de los programas de esterilización. Más importante, éstas tienen como objetivo mejorar, no reemplazar, las actas de práctica estatales, y cuando existen diferencias entre estas guías y las actas de práctica estatales, los veterinarios son alentados a cumplir con las guías más

estrictas.

Guías para el cuidado pre-quirúrgico

El cuidado atento a los procedimientos y las preocupaciones pre-quirúrgicas sigue siendo esencial para los programas de esterilización y fomenta la confianza en éstos. Manejando las expectativas y preocupaciones de los clientes, seleccionando adecuadamente a los pacientes, y asegurando la seguridad de los pacientes, se reduce el estrés del cliente, el paciente, y el personal envuelto. Con cada uno de estos esfuerzos se aumenta la calidad del cuidado a los pacientes, al mismo tiempo que se reduce la responsabilidad legal y se promueve de forma positiva el programa.

Transporte de los pacientes - Los programas de esterilización pueden incluir el transporte de pacientes por personal del programa hacia y desde la clínica para la cirugía. El transporte seguro del paciente es fundamental y debe incluir lo siguiente:

- Proveer el confinamiento apropiado de los animales y la seguridad de las jaulas en donde son transportados.
- Asegurar una temperatura segura y agradable, con la calefacción, aire acondicionado y/o ventilación adecuadas.
- Proveer un medio para verificar la identidad de los pacientes y parrear a los pacientes con su historial médico.
- Monitorear continuamente a los pacientes durante el transporte.

La selección de los pacientes - La selección de los pacientes variará

dependiendo del personal docente, las capacidades de anestesiología, el local, la capacitación técnica, y la capacidad económica de la clínica. Un veterinario debería tomar la decisión final respecto a la aceptación de cualquier paciente para cirugía, basado en los hallazgos del historial y el examen físico del paciente y el itinerario de cirugía del programa. El cirujano debe ejercer su discreción en cuanto al mínimo y máximo aceptable de edad y peso corporal del paciente, tomando en cuenta la disponibilidad de personal experimentado y del equipo necesario para atender al paciente. Las mascotas con dueño pueden ser mejor atendidas si se programa la cirugía a los 4 meses de edad o mayores para que haya tiempo para el desarrollo de inmunidad a través de la vacunación. Esterilizar antes de la madurez sexual se recomienda para evitar el nacimiento de camadas no deseadas, que comúnmente ocurre cuando la cirugía se retrasa.¹⁻⁵ En situaciones que envuelven animales que se pondrán para adopción, la esterilización debe realizarse idealmente antes de la adopción (tan pronto como a las 6 semanas de edad) para garantizar que se lleve a cabo.⁴⁻⁶ Esterilizar antes de la adopción puede mejorar las probabilidades de que los animales adoptados sean mantenidos en su nuevo hogar, ya que el estar sexualmente intactos se ha identificado como el principal factor de riesgo para el abandono del dueño de los gatos y perros.⁷⁻¹¹

Los veterinarios deben sopesar los riesgos y beneficios de esterilizar pacientes con condiciones médicas leves infecciosas o no infecciosas, tales como infección de la vía respiratorio superior, infestación de parásitos, o filariosis

subclínica. Aunque algunas condiciones pueden teóricamente aumentar el riesgo de complicaciones de la anestesia o el riesgo de transmitir enfermedades infecciosas a otros animales, los beneficios de la esterilización probablemente superan esos riesgos en el establecimiento de un programa de esterilización. En la experiencia del Grupo de Trabajo, la oportunidad de esterilizar a cualquier animal individual puede no presentarse de nuevo en el futuro. Por lo tanto, los beneficios de la esterilización de estos animales cuando surge la oportunidad en general superan a los riesgos planteados por tales condiciones médicas. Para los animales que están preñados, en celo, o tienen piometra, la experiencia del Grupo de Trabajo ha sido que la esterilización se puede realizar de una manera segura, a pesar de estas condiciones. Las medidas para mitigar el riesgo de complicaciones en estos animales se discuten en otra sección de estas guías.

Comunicación con los clientes - Los clientes deben ser cuestionados por el historial del paciente, incluyendo si el animal está recibiendo algún medicamento o si tiene condiciones médicas pertinentes, como las alergias. Además, los clientes deben ser instruidos sobre no dar comida a sus animales antes de la cirugía. Una evaluación individual de riesgo del paciente individual debe ser analizada en detalle con el cliente antes de obtener el consentimiento del cliente para la cirugía. En el caso de los animales de refugio, rescatados o silvestres, el consentimiento general incluyendo a todos los pacientes debe ser obtenido basado en las guías

establecidas de la organización humanitaria, programa o refugio participante.

Los formularios de consentimiento deben ser revisados y firmados por el cliente o el agente apropiado antes de la inducción de la anestesia. Aunque los temas específicos que figuran en el formulario de consentimiento pueden variar de un programa a otro, los temas recomendados para incluir en el formulario de consentimiento son:

- Confirmación del cliente sobre la salud del paciente, siempre que sea posible.
- Reconocimiento de los riesgos de exposición a enfermedades infecciosas, incluyendo el aumento de riesgo si el animal no ha recibido vacunas previamente.
- Reconocimiento de los riesgos de la anestesia y la cirugía, incluida la muerte.
- Autorización para la cirugía.
- Una recomendación de que el cuidado de la salud posterior y constante del animal sea provista por una clínica veterinaria con todos los servicios.
- Información de contacto de clientes, incluyendo números de teléfono de emergencia.
- Una descripción de las tarifas a cobrar, si las hubiera.

Mantenimiento de Registros médicos — Los procedimientos para el mantenimiento y resguardo de registros médicos deben cumplir con las actas de práctica estatales y locales y con las guías provistas por asociaciones de medicina veterinaria estatales y nacionales. Un registro u historial médico debe ser preparado para cada animal y debe incluir los

hallazgos del exámen físico, el peso corporal, las dosis de todas drogas administradas o recetadas y la manera de administrarlas, el procedimiento quirúrgico realizado, cualquier anomalía que haya sido identificada, y cualquier otra información pertinente con respecto a la condición del animal. Los informes operativos estandarizados pueden ser utilizados pero deben permitir modificaciones y adiciones cuando sea necesario.

La vacunación - La vacunación siempre se recomienda antes de la cirugía, pero la vacunación perioperatoria es aceptable cuando sea necesario. La vacunación para la rabia debe ser requerida, y las vacunas contra la rabia deben administrarse de acuerdo a lo dispuesto por las regulaciones estatales. Los procedimientos de vacunación deben seguir las guías actuales establecidas por la Asociación Americana de Profesionales especializados en Felinos (“American Association of Feline Practitioners”) y la Asociación Americana de Hospitales de Animales (“American Animal Hospital Association”).^{12,13}

Impedir el ingerir alimentos – No debe permitirse a los animales ingerir alimentos por un periodo adecuado previo a la cirugía; sin embargo, el impedir que tomen agua no es necesario ni recomendable. Los animales pediátricos (es decir, animales de entre 6 y 16 semanas de edad), deben ser alimentados con un poco de comida de 2 a 4 horas antes

de la cirugía, y no deben dejarse sin alimentación por más de 4 horas antes de la cirugía. Animales jóvenes (es decir, los animales > 16 semanas de edad) y adultos, no deben ser alimentados por un mínimo de 4 horas antes de la cirugía, pero no darles comida por más de 6 horas no se justifica. Deben hacerse excepciones para gatos silvestres en trampas, debido a los riesgos de seguridad asociados a quitarle la carnada que no se hayan comido.

Examen físico - Para todos los pacientes, un examen físico debe ser realizado por un veterinario o un estudiante de veterinaria supervisado para calificar al animal como un candidato a cirugía. La medición de la temperatura corporal puede o no llevarse a cabo a discreción del veterinario a cargo. Idealmente, el examen físico debe ser siempre realizado antes de que el animal sea anestesiado, pero se reconoce que la ansiedad, agresión, o comportamiento de gatos silvestres puede impedir que se realice un examen a fondo. El momento en que se realice el examen físico, antes o después de que el animal sea premedicado o que se induzca la anestesia, debe ser determinado a discreción del veterinario a cargo. Pruebas de diagnóstico pre-anestesia también puede realizarse a discreción del veterinario a cargo.

Cuando sea posible, el sexo y estado reproductivo (sexualmente intactos vs esterilizados) deben ser verificados antes de la anestesia y la cirugía. El peso corporal se debe

determinar lo más cerca posible del momento de la cirugía para guiar la selección de medicamentos y las dosis. Cuando no es posible pesar a un animal (por ejemplo, animales obstinados o intratables), el peso corporal debe ser estimado con la mayor precisión posible.

Alojamiento del paciente – Para que los pacientes estén seguros y cómodos, alojamiento apropiado debe ser provisto para cada animal. Las siguientes son recomendaciones para alojamiento adecuado:

- Debe existir un sistema para la identificación de los animales.
 - El lugar de alojamiento debe permitir la ventilación y temperatura adecuadas y la reducción del estrés.
 - El lugar de alojamiento debe limpiarse y desinfectarse entre estadías de pacientes.
 - Animales adultos tratables deben ser alojados en jaulas individuales que permitan buena visibilidad y un espacio adecuado para moverse y voltearse, al igual que seguridad en las diversas etapas de sedación y anestesia.
 - A discreción del veterinario a cargo, miembros pediátricos de la misma camada o casa pueden ser alojados juntos.¹⁴⁻¹⁷
 - Animales intratables o silvestres deben ser alojados en trampas u otros espacios cerrados que permitan la administración de anestésicos sin requerir el manejo extenso del animal y así reducir al mínimo el estrés en éstos.
- Animales intratables o silvestres deben ser removidos de su trampa o espacio cerrado únicamente después de sedados y deben ser devueltos al mismo cuando se considere que están adecuadamente recuperados.

Control de enfermedades contagiosas - Como es típico de cualquier cirugía, procedimientos estándares para el control de posibles enfermedades infecciosas deben ser practicados. En particular, los programas de esterilización deben incluir los siguientes, cuando sea posible:

- Todo equipo que tiene contacto directo con el paciente (por ejemplo, mesas de examinación, tubos endotraqueales, hojas de laringoscopia, clips de oxímetro de pulso, estetoscopios de esófago y termómetros) deben ser lavados y desinfectados minuciosamente entre pacientes con agentes utilizados para destruir patógenos veterinarios comunes.^{22,23}
- Circuitos anestésicos de respiración deben ser periódicamente limpiados, desinfectados a fondo, y secados. Si se utilizan a diario, deben limpiarse y desinfectarse mínimo una o dos veces por semana.
- Válvulas de domo y de una dirección así como frascos (“canisters”) absorbentes deben ser desarmados, limpiados, y dejados abiertos para secarse una vez a la semana como mínimo.

- El personal debe lavarse o desinfectarse las manos entre pacientes y camadas.
- Los animales infectados deben ser programados para ser sometidos a cirugía después de los animales sanos cada día.

Equipo — una lista de verificación de seguridad de equipo debe ser completada antes de anestesia en una base planificada regularmente. Varias referencias están disponibles para listas de verificación.²⁴⁻²⁶ Los procedimientos de inspección deben incluir una auditoría general de la maquinaria, la confirmación de suministro de oxígeno, una verificación del circuito de respiración, y si un ventilador es utilizado, una verificación de la seguridad y el funcionamiento del ventilador.²⁶⁻²⁸ Un sistema de eliminación de gases residuales debe ser utilizado; tanto sistemas activos como pasivos son aceptables. El uso de frascos de carbón para eliminar residuos de gases anestésicos es aceptable sólo para períodos cortos, típicamente menos de 8 horas o según el peso del frasco.^{23,29-32}

Guías para los procedimientos anestésicos

La anestesia balanceada sigue siendo fundamental y envuelve la analgesia adecuada, la pérdida de conciencia, relajación muscular, y la inmovilidad sin comprometer al paciente. Debido a su propia naturaleza, los programas de esterilización proveen oportunidades únicas para desarrollar los protocolos más seguros para la anestesia general (por ejemplo; selección de droga, cuidados perioperatorios, monitoreo y

técnica general) de un gran número de animales siendo esterilizados en un corto período de tiempo.

Termorregulación perioperatoria e intraoperatoria - Como con cualquier procedimiento quirúrgico, la termorregulación es sumamente importante,^{33,34} y para la mayoría de los pacientes sometidos a esterilización a través de un programa de esterilización, existe un potencial considerable de hipotermia. Los esfuerzos para preservar la temperatura corporal, por lo tanto, deben ser consistentes y continuos. El contacto con superficies frías después que las pre-medicaciones se han administrado reduce la temperatura del cuerpo, que posteriormente no es fácil de aumentar durante la cirugía. El calor es mejor conservado mediante la reducción de contacto con superficies frías, limitando la exposición de cavidades corporales, y proveyendo contacto adecuadamente protegido con agua tibia circulando o contenedores calientes, tales como botellas de agua o bolsas de arroz cuidadosamente monitoreadas. Aire caliente forzado o calentamiento convectivo también puede ser una manera eficaz de mantener la temperatura corporal perioperatoria.³⁵ En cambio, contacto directo o cercano sin protección con las almohadillas térmicas, secadores de pelo, lámparas de calor, jaulas de secado, y contenedores de agua caliente deben evitarse para prevenir lesiones termales. Esto es especialmente importante para pacientes pediátricos, debilitados, frágiles y geriátricos para los que una concentración baja de proteínas o un almacenamiento bajo de grasa corporal

puede aumentar la susceptibilidad a lesiones térmicas y quemaduras.³⁶

Durante la preparación del paciente para la cirugía, se debe tener cuidado para reducir al mínimo la pérdida de calor conductivo en animales muy sedados o anestesiados mediante la colocación de papel o tela entre el paciente y cualquier superficie fría, sobre todo de acero inoxidable. La remoción o humectación excesiva de la capa de pelo alrededor de la herida quirúrgica, así como el uso de alcohol isopropílico o el lavado agresivo debe evitarse para reducir al mínimo la pérdida de calor y ayudar en la preservación de la temperatura corporal del paciente.³⁷ El calor también puede ser conservado utilizando flujo bajo de oxígeno con circuitos anestésicos de reinhalación. En contraste, la mayoría de los circuitos anestésicos de no reinhalación son inapropiados para su uso con flujo bajo de oxígeno ya que los pacientes pueden experimentar hipercarbia clínicamente importante e hipoxia leve.³⁸

Suplementación de oxígeno y ventilación - La suplementación de oxígeno es especialmente útil para los pacientes que están debilitados, traumatizados, deshidratados, o comprometidos nutricionalmente. El flujo adecuado cuando la suplementación de oxígeno es emitida por máscara está entre 2 a 5 L/min dependiendo del tamaño del paciente, el sistema de inhalación utilizado, y el grado de cierre de la máscara.³⁹ Se debe tener precaución cuando se utiliza oxígeno en un ambiente donde se utiliza la electrocauterización debido al potencial de explosión o un incendio.

La ventilación puede ser realizada en pacientes anestesiados conectando la máquina de anestesia a un circuito de reinhalación con un absorbente de dióxido de carbono funcional o a un circuito de no reinhalación con un flujo de oxígeno adecuado. La ventilación se ve comprometida cuando los absorbentes de dióxido de carbono se saturan o cuando el flujo de oxígeno inapropiadamente bajo se utiliza con circuitos de no reinhalación.⁴⁰

Terapia de fluidos — Cuando la hidratación es requerida, los líquidos son administrados mejor mediante “SC” o “IV” durante o inmediatamente después de la cirugía. Las metas son el evitar el estrés y dolor asociados a la administración de los mismos cuando los pacientes están despiertos y el asegurar que la administración de fluidos no contribuya a hipotermia. Los fluidos deben ser calentados antes de la administración, especialmente para pacientes predispuestos a la hipotermia (por ejemplo; pacientes pediátricos, pequeños, frágiles o enfermos).^{41,42}

Monitoreo — Para garantizar el mantenimiento de un plano adecuado de anestesia, los pacientes deben ser cuidadosamente monitoreados.⁴³ De hecho, el medio más confiable para garantizar la evaluación continua y la seguridad del paciente durante la anestesia es monitoreo atento por parte de observadores entrenados. En general, el monitoreo de varias variables es necesario para evaluar con precisión el plano anestésico y la identificación de cambios en los parámetros vitales es fundamental para una evaluación precisa.⁴⁴ La dependencia de una sola variable puede

llevar a un plano de anestesia insuficiente o, al contrario, a una excesiva profundidad anestésica, aumentando así el riesgo de complicaciones, incluso la muerte. El uso de los equipos de monitoreo no debe nunca sustituir el monitoreo por parte de observadores educados.

Dependiendo de las circunstancias individuales, el monitoreo debe incluir la evaluación de varias combinaciones de los siguientes parámetros:

CALIDAD, VELOCIDAD Y RITMO DEL PULSO

El pulso puede ser evaluado por palpación manual de las siguientes arterias: radial, metatarsiana dorsal, femoral, lingual, facial, y carótida. A diferencia de la electrocardiografía, la oximetría del pulso permite la medición precisa de oxigenación y de la frecuencia cardíaca⁴⁵ y es preferida porque la electrocardiografía podría no valorar con precisión la frecuencia cardíaca ni la salida mecánica y no permite determinar la oxigenación.

FRECUENCIA Y PATRÓN RESPIRATORIO

El monitoreo de la frecuencia y patrón respiratorio es particularmente útil en la identificación temprana de problemas anestésicos. La frecuencia respiratoria debe ser evaluada mediante la observación del movimiento del pecho o auscultando los pulmones con un estetoscopio. La supervisión directa es preferible a la utilización de monitores respiratorios o monitores de apnea, que pueden identificar cambios de impedancia de flujo falsos más indicativo de intervención quirúrgica abdominal

(movimientos diafragmáticos falsos) que de respiración efectiva.⁴⁶ Del mismo modo, el monitoreo de la respiración basado únicamente en el movimiento de la bolsa de reinspiración puede dar lugar a una evaluación inexacta debido a la manipulación del contenido abdominal o estimulación diafragmática y no es recomendable.

TONO MANDIBULAR

Un tono mandibular moderadamente relajado es indicativo de un plano de anestesia quirúrgico. Un tono mandibular laxo puede indicar una profundidad anestésica excesiva, mientras que un tono tenso de mandíbula puede ser asociado con un plano inadecuado de anestesia.

POSICIÓN DE LOS OJOS Y TAMAÑO DE PUPILAS

En general, la posición de los ojos en el centro con dilatación de las pupilas indica una profundidad de anestesia potencialmente mortal. Sin embargo, la posición central de los ojos y la dilatación pupilar puede ocurrir en perros y gatos anestesiados con altas dosis de ketamina y podría no ser asociada con complicaciones.^{47,48} Un estrabismo ventral moderado de ambos ojos a menudo indica un plano de anestesia quirúrgica adecuado en la mayoría de las especies, pero depende de la combinación de fármacos utilizados para la anestesia.²⁵

REFLEJO PARPEBRAL

Un reflejo parpebral un poco aletargado y lento indica un plano de anestesia quirúrgica adecuado. Sin embargo, el reflejo de los párpados puede estar ausente en los animales anestesiados con algunos protocolos inyectables,

especialmente aquellos que incluyen la ketamina.^{25,48}

El tiempo de llenado capilar y el color de las membranas mucosas se han promovido como medios confiables de evaluar la perfusión. Sin embargo, muchos factores, incluidos la edad, el sexo, la temperatura del cuerpo, y hematocrito, afectan a estos parámetros, lo que los convierte en poco confiables. En particular, un tiempo de llenado capilar y color de las membranas mucosas normales pueden ser observadas tras un paro cardiorrespiratorio.^{49,50} Por estas razones, depender del tiempo de llenado capilar y el color de las membranas mucosas para la evaluación de la profundidad y calidad anestésica debe ser evitada.

Protocolo anestésico – La selección de protocolos de anestesia para los programas de esterilización depende de muchos factores, incluyendo el número y tipo de pacientes, la habilidad y eficiencia de la asistencia técnica disponible, la elección del momento y la competencia en diversas técnicas anestésicas y quirúrgicas, y las limitaciones financieras para cada programa individual. Cuatro criterios siguen siendo fundamentales para la identificación de los protocolos de anestesia más seguros, más humanos, y más tiempo y costo eficientes. Estos incluyen la provisión de analgesia o eliminación de dolor; la reducción del estrés o ansiolisis; la inmovilidad o la relajación muscular; la depresión del Sistema Nervioso Central (SNC) segura, controlada y reversible resultando en inconsciencia. Numerosos protocolos combinando varios agentes anestésicos, incluyendo agentes inyectables e

inhalatorios, existen para los pacientes adultos y pediátricos.^{16,17,51-58}

Administración de analgésicos—

Agentes analgésicos son requeridos para todos los pacientes que van a ser esterilizados.⁵⁹⁻⁶⁰ Las alternativas aceptables incluyen opioides (p.e., butorfanol, buprenorfina, morfina, hidromorfona, y pentazocina), agonistas α_2 -adrenérgicos (p.e., medetomidina, dexmedetomidina, y xilacina), anti-inflamatorios no esteroideos (p.e., carprofen, meloxicam, tepoxalin, deracoxib, firocoxib, aspirina, flunixin, ketoprofen, y etodolac), y anestésicos locales (p.e., lidocaína y bupivacaína).⁶¹⁻⁷⁷

El combinar múltiples agentes analgésicos en un sólo protocolo es conocido como analgesia multimodal⁷⁸⁻⁸⁰ y mejora grandemente el control del estrés y del dolor en animales que son esterilizados mediante un programa de esterilización. El uso de agentes reversibles y administración preventiva de analgésicos previo a la incisión quirúrgica inicial son los métodos comunes para proveer analgesia segura y efectiva en ambientes de alto-volumen. La técnica quirúrgica también influye en la severidad del dolor post-operatorio.⁸¹

Agentes ansiolíticos para la reducción del estrés incluyen tranquilizantes menores y mayores (por ejemplo, acepromacina, midazolam, y diazepam) y agonistas α_2 -adrenérgicos. Estos pueden ser administrados en combinación con otros analgésicos.^{53,64,82-85,b,c} Administrar una única inyección, que incluya agentes de inducción ansiolíticos, analgésicos, y anestésicos reduce sustancialmente el estrés y el dolor del paciente, en comparación con la

administración de múltiples inyecciones. Así, el combinar premedicamentos y agentes de inducción anestésica en una sola inyección se aconseja para los programas de esterilización. Combinaciones recomendadas para este tipo de inyecciones incluyen agonistas α_2 -adrenérgicos, los opiodes y las drogas disociativas.^{86-94,d}

Agentes anticolinérgicos- Aunque históricamente recomendado como un componente de muchos regímenes de premedicación, el uso rutinario de anticolinérgicos como la atropina ha disminuido debido a una mejor comprensión de los numerosos efectos adversos asociados con su administración. Posibles efectos adversos incluyen íleo, aumento de volumen de trabajo del miocardio y consumo de oxígeno, hipertensión, el aumento en la tenacidad de muchos fluidos corporales (incluyendo de orina y secreciones de saliva, gástricas, y pancreáticas), midriasis, y delirio o ansiedad.⁹⁵⁻⁹⁹ Aún en pacientes pediátricos (es decir, animales de entre 6 y 16 semanas de edad), el uso rutinario de los anticolinérgicos no se recomienda porque los estudios clínicos y la experiencia para apoyar a su uso son insuficientes. Sólo en pacientes neonatales (es decir, los animales < 3 semanas de edad) se deben administrar anticolinérgicos como glicopirrolato rutinariamente porque el gasto cardíaco es más dependiente de la frecuencia cardíaca en estos pacientes.^{100,e}

Inducción y el mantenimiento de la anestesia con anestésicos inhalatorios - Aunque pueden haber ocasiones en que se requiere una máscara

para administrar anestésicos inhalatorios a ciertos pacientes en programas de esterilización, el uso de la máscara para la administración de anestésicos inhalatorios para la inducción o el mantenimiento de la anestesia debería reducirse al mínimo. En el contexto de estas guías, inducción con máscara se refiere al acto de obtener un plano de anestesia general a través de la utilización de una máscara para administrar anestésicos inhalatorios. El mantenimiento o la suplementación con máscara se refiere a la continuación de la anestesia general por algún período de tiempo a través de la utilización de una máscara para administrar anestésicos inhalatorios. Por último, inducción en cámara se refiere al acto de obtener un plano de anestesia general mediante la administración de anestésicos inhalatorios a través de una cámara (es decir, un área encerrada que rodea al animal o la cabeza del animal).

Por las siguientes razones, inducción con máscara no debe realizarse rutinariamente y debe evitarse siempre que sea posible. Los pacientes experimentan un mayor grado de estrés cuando son inducidos de esta manera que cuando son inducidos utilizando otros métodos. Incluso, el proceso de la pérdida de la conciencia no ocurre de una manera controlada. La inducción con máscara utilizando isoflorano se asocia con graves efectos simpaticomiméticos e irritación bronquial. Inducción con máscara también se asocia con mayor riesgo de aspiración de contenido gástrico debido a que la vía aérea del paciente no está protegida. Además, existe la posibilidad de que se acumulen altas concentraciones de los anestésicos inhalatorios al punto que puedan causarle daño al paciente. Por

último, inducción con máscara requiere un flujo alto de oxígeno, lo cual puede ser muy costoso y contamina el ambiente con residuos de gases anestésicos.^{101-108,f}

La utilización de inducción en cámara tiene una probabilidad más alta que inducción con máscara de obtener como resultado el que el paciente se mantenga en un estado prolongado de alto estrés y excitación, en adición a la probable alta concentración de gases anestésicos los cuales le pueden causar daño al paciente. Además, inducción en cámara produce las cantidades más altas de contaminación ambiental de desechos de gases anestésicos en la profesión veterinaria.^{102,f} Por lo tanto, este método de inducción no es recomendado.

Mantenimiento o suplementación con máscara durante el procedimiento quirúrgico deben ser minimizados para evitar aspiración de contenido gástrico, contaminación ambiental, e irritación bronquial.^{103-108,f} En un ambiente tan atareado como el que se encuentra comúnmente en programas de esterilización, suplementación con máscara puede ser requerido y es apropiado en pocos instantes y por cortos periodos de tiempo. No obstante, si el uso de suplementación con máscara se convierte en algo rutinario, otras opciones deben ser consideradas para asegurar el bienestar del paciente y del personal envuelto. Las siguientes son varias opciones que deben ser consideradas:

- Uso de un protocolo de anestesia que requiera la entubación, lo cual es más seguro para el paciente y evita la contaminación ambiental.
- Tomar en consideración protocolos de anestesia alternos que utilicen mejores

analgésicos y sedantes, eludiendo así la necesidad de suplementación por máscara.

- Considerar la administración de analgésicos adicionales a través de las rutas sublingual o IV para mantener un plano adecuado de anestesia quirúrgica (por ejemplo, pequeñas dosis de opioides, ketamina, o agonistas α_2 -adrenérgicos).
- La eliminación de circunstancias que contribuyen a la inestabilidad de los estados de anestesia, incluyendo hipotermia, hipoxia, hipotensión, hipercarbia, e hipoglucemia.

Preparación para situaciones de emergencia – La preparación de protocolos de emergencia es esencial. Varias prácticas importantes deben ser establecidas para prepararse para cualquier emergencia que pudiera ocurrir durante una esterilización. Equipo estándar de emergencia tiene que estar disponible en todo momento y en cantidades abundantes. Este incluye una fuente de oxígeno con medios de ventilación (por ejemplo, bolsas Ambu o una máquina de anestesia), los medicamentos y los agentes antagonistas apropiados. Además, para facilitar el proceso de obtener la dosis apropiada rápidamente deben de haber tablas de drogas de emergencia con los volúmenes que deben ser administrados por el peso corporal en lugares accesible. Tablas de drogas de emergencia se pueden encontrar en varias referencias.^{109,110} El personal de la clínica debe estar adecuadamente preparado para cualquier emergencia en todo momento. El adiestramiento del personal debería incluir ejercicios de práctica regulares o rondas para practicar

la identificación correcta de depresión versus paro respiratorio o cardiovascular y los fundamentos de la resucitación cardiopulmonar (por ejemplo, las vías aéreas, respiración y circulación). Las rondas podrían incluir también inspecciones regulares del equipo, el revisión de registros de varias situaciones de emergencia, revisión de casos difíciles, y rondas de morbilidad y mortalidad.¹¹⁰⁻¹¹²

El cálculo exacto de la droga y la administración— Dado el alto volumen de pacientes de muchos programas de esterilización, los veterinarios se pueden ver tentados a utilizar una sola dosis predeterminada de drogas para todos los pacientes (es decir, al estilo de modelos de talla única). Este tipo de enfoque no toma en consideración el peso ni el estado de salud del paciente y, por consiguiente, puede resultar en dosis inadecuadas, incluyendo una sobredosis de los pacientes más pequeños y una dosis muy baja para los más grandes. Por ejemplo, no se recomienda el uso de una dosis estándar de medetomidina (por ejemplo, 0.25 ml de una solución de 1 mg/mL) para todos los gatos, independientemente de su tamaño, en lugar de utilizar una tasa estándar de calcular la dosis por peso (por ejemplo, 60 mg / kg [27 mg / libra]). Del mismo modo, se debe de evitar la administración de volúmenes de drogas que sólo llenen el centro de la aguja. Por otro lado, el uso de dosis de drogas para animales categorizados en base a su peso corporal (por ejemplo, X µg de drogas para los pacientes de 1 a 2 kg [0.45 a 0.9 lbs] y Z µg para los pacientes de peso de 2 a 4 kg [0.9 a 1.8 lbs]) puede ser un método

aceptable para facilitar la preparación de la dosis. En adición, el uso de una tabla que exprese las dosis de drogas en función del peso corporal puede ayudar a prevenir errores de cálculo.

Para programas de esterilización en los que un peso exacto no puede ser obtenido antes de la administración de droga, como programas para castrar gatos silvestres, se puede aumentar la seguridad de los pacientes con el uso de agentes seguros y reversibles rápidamente y minimizando el uso de drogas que tienen como efecto secundario una depresión cardiorrespiratoria marcada. Obtener estimados de peso para facilitar un aumento o disminución en la dosis anestésica puede aumentar aún más la seguridad de los pacientes.

Los medicamentos que se usan deben ser de concentración y volumen adecuado para los pacientes en el programa. Si la concentración del producto comercial no es apropiada para producir una dosis exacta, las soluciones deben ser diluida regularmente para asegurar la precisión de la dosis administrada. Por ejemplo, un agente anestésico que está comercialmente disponible en una solución de 10 mg / ml podría ser diluida a una concentración de 1 mg/ml para poder preparar precisamente dosis más pequeñas.

Pacientes de alto riesgo— Basándose en el historial y los hallazgos del examen físico, los veterinarios a cargo pueden declarar a ciertos pacientes como pacientes con a un alto riesgo anestésico o complicaciones post-quirúrgicas. Esto incluiría, por ejemplo, animales braquiocefálicos o geriátricos y pacientes con condiciones médicas preexistentes.

En estos casos, se pueden utilizar protocolos anestésicos alternos para minimizar los riesgos y garantizar la seguridad y el cuidado humano. Protocolos de anestesia para los pacientes de alto riesgo deben basarse menos en agentes anestésicos que causan una depresión cardiorrespiratoria marcada y pueden incluir agentes reversibles, la suplementación con oxígeno y fluidos, y la entubación si la apertura de la vía aérea es cuestionable.^{113,114,g}

Intubación— La intubación le provee al paciente una vía aérea utilizable, patente y artificial pero no implica necesariamente el uso de anestésicos inhalatorios ni de oxígeno. Históricamente, la intubación con un tubo endotraqueal de manguito ha representado la regla dorada para mantener protegida la vía aérea en pacientes quirúrgicos. Sin embargo, para llevar a cabo el proceso de intubación adecuadamente requiere el entrenamiento apropiado, mucha práctica, tiempo, paciencia, y la profundidad apropiada de anestesia. En el contexto de programas esterilización, el proceso de intubación puede complicar la rutina quirúrgica e incluso puede comprometer el cuidado del paciente si no es realizado con destreza, cuidado, y eficiencia.^{115,116} Por consiguiente, las ventajas e inconvenientes del proceso de intubación deben ser sopesados contra el beneficio histórico de seguridad que éste provee. Si la intubación es realizada como una parte estándar de un protocolo anestésico, es esencial que haya un equipo de anestesia presente que posea las habilidades necesarias para llevar a cabo este proceso exitosamente.^{110,h} En particular, los

pacientes que pueden beneficiar de la intubación son perros adultos que esten sobre peso, la mayoría de los animales braquicefálicos y animales con vías respiratorias comprometidas, especialmente si la vía aérea superior está afectada.¹¹⁷ Mientras que la intubación no necesariamente tiene que ser parte de todo protocolo de esterilización, debe ser una posibilidad para todos pacientes en una situación de emergencia.

Guías para el Cuidado Quirúrgico

Guías relacionadas con los aspectos asépticos y técnicos de la realización de cirugías de esterilización se basan en los principios de la microbiología, la asepsia quirúrgica y las técnicas de cirugía; revisión de la literatura científica, y las opiniones de los expertos en el tema. Estas prácticas quirúrgicas representan estándares aceptables que se pueden realizar en todo programa de esterilización.

Características de la sala de operaciones—La sala de operaciones debe ser un cuarto o un área dedicada a la cirugía. El área debe contener y debe tener disponible al momento el equipo necesario para realizar anestesia y monitoreo del paciente. Políticas y procedimientos de desinfección programada deben existir. Tráfico dentro de la sala de operaciones debe ser limitado al personal esencial.^{118,119}

La preparación del paquete quirúrgico— Un conjunto de instrumentos estériles es requerido para cada paciente.¹²⁰⁻¹²³ Los instrumentos tienen que ser limpiados antes de ser esterilizados. Los paquetes quirúrgicos

pueden ser esterilizados por vapor, gas, o plasma. Una cinta indicadora de esterilidad debe ser situada dentro y fuera el paquete. Aunque las tiras indicadoras de esterilidad no aseguren la esterilidad del paquete, éstas ayudan a detectar errores en proceso de esterilización o fallas del equipo de manufactura, y facilitan la identificación de paquetes que han sido procesados y paquetes que no han sido procesados.¹²⁰ Varios materiales, incluyendo materiales reusables y desechables, son aceptables para la envoltura exterior del paquete quirúrgico. El material de la envoltura exterior debe proveer una barrera microbiana mínima equivalente a algodón pima seco de 270 hebras (dry 270-thread count pima cotton). Adicionalmente, el material de la envoltura y las condiciones de almacenamiento del paquete deben asegurar la esterilidad del paquete para el intervalo de rotación más largo anticipado.¹²¹

Preparación del paciente – Los siguientes temas se deben tomar en consideración durante la preparación del paciente.

Vejiga urinaria

Se debe tener mucha precaución al exprimir la vejiga urinaria. Si para exprimir la vejiga se requiere presión excesiva y se determina que es absolutamente necesario el que se vacíe la vejiga, entonces se debe evaluar si la uretra está obstruida, y el exprimir la vejiga se debe evitar hasta que el animal esté en un plano más profundo de anestesia o hasta que se pueda llevar a

cabo un examen intraoperatorio y se pueda vaciar quirúrgicamente.

Piel

La preparación de la piel debe realizarse de una manera que preserve la integridad de la piel. El afeitado debe ser adecuado para evitar cualquier contaminación del campo quirúrgico estéril. La zona preparada debe ser suficientemente grande como para acomodar la extensión de la incisión, si es necesario. Después del afeitado, toda la zona debe ser desinfectada con un desinfectante quirúrgico utilizado de acuerdo con las prácticas aceptadas de preparación del paciente.^{121,124}

Colocación del paño quirúrgico

El uso del paño quirúrgico es necesario en todos los procedimientos abdominales y en castraciones de perros, con la excepción de castraciones de cachorros pediátricos. El paño quirúrgico debe ser de tamaño adecuado para evitar la contaminación del campo estéril. El material del paño quirúrgico debe ser resistente a penetración de fluidos y microorganismos en condiciones normales de cirugía.^{124,125} La función de barrera de paños quirúrgicos reutilizables se pierde después de varias lavadas, por consiguiente, el procesamiento de los paquetes quirúrgicos se debe llevar a cabo de acuerdo con las guías publicadas para las prácticas de esterilización en relación al lavado, autoclave, y vida útil de los materiales.¹²⁶ En el caso de la castración de gatos y cachorros, el uso de un paño quirúrgico como una barrera para evitar la contaminación con excreta o pelo se deja a la discreción del cirujano. Si no se

utiliza una barrera, se debe tener más cuidado aún para evitar la contaminación durante el procedimiento.

La preparación del cirujano— Varios aspectos relacionados a la preparación del cirujano deben ser considerados.

Vestimenta quirúrgica

El cirujano debe llevar vestimenta quirúrgica apropiada designada para el uso dentro de la sala de operaciones.¹²⁷

Los gorros y las máscaras quirúrgicas

Los gorros y las máscaras quirúrgicas son requeridas, excepto en castraciones rutinarias de gatos y perritos pediátricos.^{128,129}

Lavado quirúrgico de manos y brazos

Un lavado de manos y brazos ejecutado apropiadamente con un agente desinfectante quirúrgico utilizado de acuerdo con las guías publicadas es necesario antes de realizar procedimientos quirúrgicos, con la excepción de castraciones rutinarias de gatos. Agentes aprobados para la preparación quirúrgica sin agua han demostrado ser eficaces y alternativas aceptables a las técnicas tradicionales de lavado cuando se utilizan de acuerdo a las guías publicadas.

Las batas quirúrgicas

Batas quirúrgicas estériles, sea de tela o desechables, son recomendados al realizar procedimientos abdominales.¹²⁷ Sin embargo, su uso es dejado a la

discreción del cirujano con tal de que técnica aséptica sea mantenida.

Guantes quirúrgicos

El uso de guantes quirúrgicos estériles de un solo uso son requeridos para todas cirugías, menos castración rutinaria de gatos.¹²⁷ Para castraciones rutinarias de gato, guantes estériles son ideales; sin embargo, se puede utilizar guantes de examen de un solo uso para este procedimiento cuando las incisiones son dejadas abiertas para curarse por segunda intención.

Procedimientos quirúrgicos—

Médicos veterinarios o estudiantes de veterinaria, bajo la supervisión directa de un veterinario, deben realizar todos los procedimientos quirúrgicos. Para pacientes de sexo femenino, la línea media ventral, el costado y acceso laparoscópico son aceptables, y el uso de estos accesos para la ovariectomía y ovarioprotomía han sido descritos.^{17,130-143} Para los pacientes masculinos, accesos prescrotales y escrotales son aceptables, y el uso de estos accesos para la castración de cachorros y de perros adultos han sido descritos.^{17,130,133,135-137,142,144-146} Principios generales de manipulación de tejidos delicados, hemostasia meticulosa, y técnica aséptica deben ser seguidos.^{121,147}

Hemostasia debe estar asegurada y verificada antes de completar el procedimiento. Un patrón de sutura interrumpido o continuo es aceptable para el cierre abdominal.¹⁴⁸

Ovariohisterectomía y ovariectomía

Existen muchas variaciones del procedimiento de esterilización de gatos y perros que son aceptables.^{17,130-143} El procedimiento quirúrgico y sus detalles, incluyendo la duración y la ubicación de la incisión quirúrgica, deben ser escogidos en base a las preferencias del cirujano a cargo. En todos los casos, la remoción completa de ambos ovarios es obligatoria. Cuando se utilizan incisiones abdominales ventrales, el cierre debe incluir la fascia del recto externo.^{149,150} Cuando se utilizan incisiones del costado, el cierre debe incluir los siguientes músculos: transverso abdominal, los oblicuos abdominales interno y externo.^{133,149}

Orquidectomía

Varias técnicas aceptadas para la castración de gatos y perros existen.^{17,130,133,135-137,142,144-146} El procedimiento específico realizado debe ser escogido de acuerdo a la preferencia de cirujano a cargo. En todos los casos, la remoción completa de ambos testículos es obligatorio. Para gatos machos, comúnmente las incisiones son dejadas abiertas a curarse por segunda intención. En el caso de perros y gatos criptorquidos, ambos testículos deben ser removidos o el paciente debe ser referido a otra práctica para la remoción completa. El largo y la ubicación de las incisiones quirúrgicas son escogidas en base a las preferencias del cirujano a cargo. El cierre de las incisiones abdominales ventrales debe integrar la fascia del músculo recto externo.^{149,150}

Procedimientos de los pacientes pediátricos (6 a 16 semanas de edad)

Esterilización de animales de pediatría ha sido aprobada por la AVMA como medio de reducir el número de gatos y perros no deseados.¹⁵¹ Varias técnicas aceptadas de esterilización de perros y gatos pediátricos han sido descritas.^{17,130,132,135-137,145} El procedimiento utilizado debe ser elegido en base a las preferencias del cirujano a cargo. La incisión escrotal puede ser utilizado para la castración de los cachorros y gatitos pediátricos, con incisiones suturadas, pegado, o dejadas abiertas a curarse por segunda intención a discreción del cirujano.

Material de sutura - Suturas o clips quirúrgicos deben ser de grado biomédico, aprobados para el uso médico, y fechados para uso actual. Materiales colocados debajo de la superficie de la piel deben ser absorbibles o no absorbibles pero inertes, como el acero inoxidable, nilón o polipropileno.¹⁴⁹

Identificación de los animales esterilizados - Cada programa de esterilización debe escoger un método consistente de identificar a los animales que han sido esterilizados. Tatuaje de la piel en el abdomen ventral es recomendado para hembras. Instrumentos estériles debe ser utilizada para aplicar el tatuaje independiente del método escogido. Varios métodos aceptables de tatuaje existen e incluyen lo siguiente:

- La aplicación de la tinta del tatuaje directamente a la incisión quirúrgica después del cierre subcuticular.

- La aplicación de la tinta de tatuaje a una incisión cutánea distinta a la incisión quirúrgica.
- Inyección intradermal de tinta de tatuaje.
- El uso de una maquina de tatuajes con una aguja estéril para cada paciente.

Para gatos desamparados y gatos silvestres, “ear tipping” unilateral (ie, amputación quirúrgica de la punta distal del cartílago auricular) es el método recomendado para identificar gatos que han sido esterilizados.⁴ La amputación de la punta de una oreja representa el estándar internacional universalmente aceptado de identificación de un gato silvestre o desamparado. Hemostasia de la punta distal del cartilago auricular debe ser asegurada antes de concluir la observación de la recuperación.

Uso de antimicrobianos – El uso rutinario de antimicrobianos perioperatorios no es recomendado. Por el contrario, el uso de antimicrobianos debe reservarse para indicaciones específicas, tales como una infección preexistente (por ejemplo, una piometra) o una falla en la asepsia quirúrgica. Si se utilizan los antimicrobianos, éstos deben administrarse antes de la cirugía cuando sea posible o tan pronto se reconozca una falla en la asepsia quirúrgica.¹⁵²⁻¹⁵⁴

Guías para los cuidados post-operatorios

Proveerle a los pacientes una transición suave de un estado anestesiado a un estado alerta y cómodo para el regreso a sus ambientes hogareños requiere vigilancia y atención a los detalles diligente. El éxito de los

protocolos de recuperación está asociado con un número mínimo de eventos adversos del paciente, un rápido retorno a sus comportamientos normales, satisfacción del personal y satisfacción del propietario o cuidador. Pronta atención a los problemas y preocupaciones en combinación con la comunicación abierta con el cliente funciona para minimizar las consecuencias negativas.¹

Transporte de pacientes dentro de la clínica – El transporte seguro del animal a la zona de recuperación es esencial y debe incluir el asegurarse de que la vía aérea sigue estando patente, que el dolor y el estrés sean continuamente minimizados, y que la termorregulación esté siendo atendida constantemente. Además, la protección de los pacientes contra las enfermedades infecciosas es fundamental. Los pacientes deben ser evaluados y priorizados antes de ser transportados, y separados si existen posibles síntomas de una enfermedad contagiosa. Prácticas exhaustivas de control de enfermedades infecciosas deben estar en lugar, incluyendo los procedimientos para la limpieza y desinfección apropiada entre pacientes.

La recuperación — El ambiente de recuperación debe minimizar el riesgo de complicaciones, tal como una obstrucción de la vía aérea, delirio de recuperación, y herida del personal. Mucha precaución es aconsejada al sujetar animales durante su recuperación para evitar restricción de la ruta aérea, que puede resultar del posicionamiento incorrecto de la cabeza y el cuello, y de la agitación, que podría contribuir al delirio de recuperación y resultar en lesiones subsecuentes del

cuidador. Por estas razones, se le debe permitir a los pacientes que se recuperen en un superficie segura y plana como el fondo de una jaula o el piso siempre y cuando sea posible. Las áreas designadas para recuperación que provean acceso para observación continua y directa de cada paciente y la separación de las diferentes especies deben ser utilizadas siempre y cuando sea posible. Estas áreas deben mantenerse limpias, secas, y calientes; ruidos altos deben ser minimizados. Para pacientes pediátricos, la recuperación con otros miembros de su camada es recomendada cuando sea posible para proveerles calor y reducir la ansiedad asociada con separación.¹⁴⁻¹⁷

Los pacientes que se estén recuperando de la anestesia deben ser observados continuamente para cualquier síntoma de hemorragia, compromiso respiratorio, dolor, estrés, incomodidad, y otras complicaciones, además de para micción y defecación. Los problemas identificados deben ser prioritizados y tratados adecuadamente.¹⁵⁵ Las complicaciones que pueden ocurrir en el período post-operatorio incluyen pero no se limitan a la depresión o compromiso cardiorrespiratorio, una disminución o aumento continuo en la temperatura corporal, angustia y ansiedad prolongadas, y vómito o regurgitación con riesgo de aspiración.^{134,i-k} Como mínimo, los parámetros siguientes deben ser evaluados continuamente durante la recuperación:

- Frecuencia cardíaca y calidad del pulso (menos animales silvestres).
- Apertura de las vías respiratorias.
- La frecuencia y el carácter respiratorio.
- Síntomas de dolor y ansiedad.

- Temperatura corporal en todos los pacientes en riesgo de desarrollar hipotermia o hipertermia.
- Estado neurológico, inclusive grado de alerta o sedación.
- Movimiento y capacidad de andar.

La analgesia—Si anti-inflamatorios no esteroidales no fueron administrados antes ni durante la cirugía, éstos pueden ser administrados parenteralmente o, una vez los reflejos adecuados para tragar han vuelto, oralmente, siempre y cuando los animales estén hidratados adecuadamente. Otros analgésicos como opioides y agonistas α_2 -adrenérgicos pueden ser administrados después de la cirugía, solos o en combinación con anti-inflamatorios no esteroidales, si éstos son necesarios para asegurar la analgesia apropiada.

La reversión anestésica — A discreción de los veterinarios, la reversión de agentes sedantes, analgésicos y anestésicos puede ser realizada, de ser necesario, a causa de situaciones de emergencia y en programas en los que pacientes son devueltos inmediatamente al ambiente, al propietario, o al cuidador. Sin embargo, debe recordarse que la reversión de agentes analgésicos y sedativos puede causar dolor y ansiedad. En particular, la administración de agentes de reversión por IV es asociada comúnmente con la liberación repentina de catecolamina. Por consiguiente, la administración rápida mediante IV debe ser evitada de ser posible, con excepción de situaciones de emergencia cuando la reversión rápida es requerida.^{156,157}

Termorregulación - Como anteriormente se ha descrito, la

termorregulación es crítica. La temperatura del cuerpo puede ser preservada a través del uso de diversos materiales, tales como papeles, toallas y mantas, para cubrir los animales y la superficie sobre la que está acostado. Si es necesario, suplementos de fuentes de calor deben utilizarse, pero se debe tener cuidado para evitar la hipertermia y quemaduras.

El ambiente de la perrera — Ciertos detalles particulares al ambiente de la perrera merecen atención cuidadosa. Al transportar un paciente a una jaula asignada u otro espacio cerrado, la comprobación de la identificación del paciente es crítica. La identificación del paciente debe parear con el papeleo y con la asignación de la jaula correspondiente. Los pacientes deben ser evaluados continuamente para detectar cambios en su estado mental y en su condición general que podrían señalar complicaciones potenciales, estrés o dolor. La limpieza también debe ser vigilada con cuidado. Bajo supervisión, pequeñas cantidades de agua deben ser ofrecidas tan pronto como los pacientes sean ambulatorios^{38,134} y se les puede ofrecer alimentos, según sea necesario. Para proteger contra la hipoglucemia, pacientes pediátricos, geriátricos, frágiles y en riesgo deben ser ofrecidos pequeñas cantidades de alimento y agua bajo supervisión tan pronto sea apropiado, y determinado a base de un estado neurológico adecuado, incluyendo el estado mental y el reflejo de deglución. Perros que sean ambulatorios deben ser caminados para estimular la micción y la defecación, si es que no plantean un riesgo para la seguridad del personal. Si

los gatos se mantendrán más de 12 horas, una caja de arena debe proporcionarse después de que el paciente es ambulatorio. Las trampas que albergan gatos silvestres o agresivos deben ser elevadas para permitir que la orina y excrementos caigan a través del fondo de alambre lejos del paciente. Los gatos silvestres deben ser devueltos a su ambiente tan pronto como se recuperen completamente de la anestesia.

Dar de Alta — Los pacientes deben ser evaluados inmediatamente antes de ser dados de alta. Las evaluaciones post-operatorias deben incluir evaluaciones del estado mental, de su capacidad para andar, frecuencia y carácter respiratorio y para la analgesia adecuada. Si es posible, incisiones quirúrgicas deben ser examinadas para asegurar que las orillas de la piel estén limpias, secas, y bien fijadas.^{134,158} Gatos y perros que no sean ambulatorios no deben ser dados de alta hasta que no estén recuperados.

Los propietarios de animales, los cuidadores, o otros agentes deben ser provistos de instrucciones claras para los cuidados post-operatorios. Instrucciones escritas son requeridas en adición a instrucciones orales. Instrucciones de la alta del paciente deben incluir recursos para manejar preguntas o preocupaciones sobre complicaciones y emergencias post-operatorias.

Los programas de esterilización deben establecer políticas regulares para manejar complicaciones y emergencias que ocurran dentro del periodo de 48 horas después de la cirugía. Si es posible, el programa debe realizar sus propias reexaminaciones. Para operaciones de campaña y de unidad móvil, las

contingencias para cuidado veterinario de emergencia deben ser coordinadas de antemano. En la eventualidad de la muerte del paciente, el programa debe ser notificado, y si es posible, un necropsia debe ser realizada para establecer la causa de muerte. La necropsia puede ser completada por un recurso neutral como un laboratorio de diagnóstico o por el veterinario de la clínica con documentación apropiada.

Conclusión

Los programas de esterilización son una parte integral e imprescindible de la medicina veterinaria y la comunidad. Cuando siguen estas guías, incluyendo el prestar atención especial al cuidado perioperatorio y al monitoreo intraoperatorio, el reconocimiento de complicaciones potenciales, y el manejo de los registros médicos, estos programas logran su misión de proveer métodos humanitarios para esterilizar una gran cantidad de gatos y perros. En este momento, estos programas son el mejor antídoto para la eutanasia en masa de gatos y perros resultante de la sobrepoblación. Además, éstos representan la manera más financieramente responsable y humana para que las comunidades puedan aumentar el número de gatos y perros que son esterilizados. Al entrar en esta nueva área de práctica que se está desarrollando rápidamente, los veterinarios pueden jugar papeles esenciales en aliviar la sobrepoblación y disminuir la eutanasia inoportuna de gatos y perros.

-
- a. Savas I, Raptopoulos D. The effect of fasting and type of food on the gastric content volume and pH at

- induction of anaesthesia in the dog (abstr), in *Proceedings*. 6th Int Cong Vet Anesth 1997;114.
- b. Robertson SA. Anaesthesia and analgesia for kittens and puppies (abstr), in *Proceedings*. Voorjaarsdagen Eur Vet Conf 2007;46–47.
- c. Robertson SA. Anesthesia protocols for early kitten sterilization and feral cat clinics (oral presentation). 77th Annu West Vet Conf, Las Vegas, Nev, 2005.
- d. Looney AL, Moses LM, Angell Animal Medical Center, Springfield and Boston, Mass: Unpublished data, 2005.
- e. Kampschmidt K. Drug use in the neonatal pediatric small animal patient (oral presentation). 78th Annu West Vet Conf, Las Vegas, Nev, 2006.
- f. Reuss-Lamky H. Waste anesthetic gases—the invisible threat (oral presentation). 24th Annu Am Coll Vet Intern Med Conf, Louisville, Ky, 2006.
- g. Quandt J. Preparing the critical patient for anesthesia (oral presentation). 12th Int Vet Emerg Crit Care Symp, San Antonio, Tex, 2006.
- h. Adamantos SE. How I... secure an airway (oral presentation). 50th Br Small Anim Vet Assoc Annu Cong, Birmingham, England, 2007.
- i. Clark L. Managing the postoperative critical period (oral presentation). 49th Br Small Anim Vet Assoc Annu Cong, Birmingham, England, 2006.
- j. Salmeri KR. Post operative care of the small animal surgical patient (oral presentation). 15th Annu Atl Coast Vet Conf, Atlantic City, NJ, 2002.
- k. Hackett TB. The postoperative cat-monitoring, analgesia and nursing care (oral presentation). 74th Annu West Vet Conf, Las Vegas, Nev, 2002.

Referencias

1. Manning AM, Rowan AN. Companion animal demographics and sterilization status: results from a survey of four Massachusetts towns. *Anthrozoos* 1992;5:192–201.
2. New JC Jr, Kelch WJ, Hutchison JM, et al. Birth and death rate estimates of cats and dogs in U.S. households and related factors. *J Appl Anim Welf Sci* 2004;7:229–241.
3. Alexander SA, Shane SM. Characteristics of animals adopted from an animal control center whose owners complied with a spaying/neutering program. *J Am Vet Med Assoc* 1994;205:472–476.
4. Griffin B. Prolific cats: the impact of their fertility on the welfare of the species. *Compend Contin Educ Pract Vet* 2001;23:1058–1067.
5. Root Kustritz MV. Determining the optimal age for gonadectomy of dogs and cats. *J Am Vet Med Assoc* 2007;231:1665–1675.
6. Moulton C. Early spay/neuter: risks and benefits for shelters. *Am Hum Shoptalk* 1990;7:1–6.
7. Patronek GJ, Glickman LT, Beck AM, et al. Risk factors for relinquishment of dogs to an animal shelter. *J Am Vet Med Assoc* 1996;209:572–581.

8. Patronek GJ, Glickman LT, Beck AM, et al. Risk factors for relinquishment of cats to an animal shelter. *J Am Vet Med Assoc* 1996;209:582–588.
9. Scarlett JM, Salman MD, New JC Jr, et al. Reasons for relinquishment of companion animals in U.S. animal shelters: selected health and personal issues. *J Appl Anim Welf Sci* 1999;2:41–57.
10. New JC Jr, Salman MD, Scarlett JM, et al. Characteristics of shelter-relinquished animals and their owners compared with animals and their owners in U.S. pet-owning households. *J Appl Anim Welf Sci* 2000;3:179–201.
11. Mondelli F, Prato Previde E, Verga M, et al. The bond that never developed: adoption and relinquishment of dogs in a rescue shelter. *J Appl Anim Welf Sci* 2004;7:253–266.
12. Richards JR, Elston TH, Ford RB, et al. The 2006 American Association of Feline Practitioners Feline Vaccine Advisory Panel Report. *J Am Vet Med Assoc* 2006;229:1405–1441.
13. Paul MA, Carmichael LE, Childers H, et al. 2006 AAHA canine vaccine guidelines. Available at: www.aahanet.org/PublicDocuments/VaccineGuidelines06Revised.pdf. Assessed Oct 1, 2007.
14. Howe LM. Prepubertal gonadectomy in dogs and cats—part I. *Compend Contin Educ Pract Vet* 1999;21:103–111.
15. Grandy JL, Dunlop CI. Anesthesia of pups and kittens. *J Am Vet Med Assoc* 1991;198:1244–1249.
16. Faggella AM, Aronsohn MG. Anesthetic techniques for neutering 6- to 14-week-old-kittens. *J Am Vet Med Assoc* 1993;202:56–62.
17. Faggella AM, Aronsohn MG. Evaluation of anesthetic protocols for neutering 6- to 14-week-old pups. *J Am Vet Med Assoc* 1994;205:308–314.
18. Miller M, Wishart HY, Nimmo WS. Gastric contents at induction of anaesthesia: is a 4-hour fast even necessary? *Br J Anaesth* 1983;55:1185–1188.
19. Strunin L. How long should patients fast before surgery? Time for new guidelines. *Br J Anaesth* 1993;70:1–3.
20. Galatos AD, Raptopoulos D. Gastro-esophageal reflux during anaesthesia in the dog: the effect of pre-operative fasting and premedication. *Vet Rec* 1994;137:479–483.
21. Hardy JF, Lepage Y, Bonneville-Chouinard N. Occurrence of gastroesophageal reflux on induction of anaesthesia does not correlate with the volume of gastric contents. *Can J Anaesth* 1990;37:502–508.
22. Day TK. Endotracheal tubes and ancillary equipment for intubation. *Semin Vet Med Surg (Small Anim)* 1993;8:115–118.
23. Clutton RE. Anaesthetic equipment. In: Seymour C, Gleed RD, eds. *Manual of small animal anaesthesia and analgesia*. Cheltenham, England: British Small Animal Veterinary Association, 1999;37–38.
24. Muir WW. Anesthesia machines and breathing systems. In: Muir WW, Hubbell JAE, Skarda RT, eds. *Handbook of veterinary anesthesia*. 3rd ed. St Louis: Mosby, 2000;228–229.
25. Thurmon JC. Considerations for general anesthesia. In: Thurmon JC, Tranquilli WJ, Benson GJ, eds. *Lumb and Jones' veterinary anesthesia*. 3rd ed. Baltimore: The Williams & Wilkins Co, 1996;5–34.
26. McKelvey D. Anesthetic equipment. In: McKelvey D, Hollingshead KS, eds. *Small animal anesthesia and analgesia*. 2nd ed. St Louis: Mosby, 2000;147–190.
27. Ludders JW, Stafford KL. Basic equipment for small animal anesthesia; use and maintenance, part II. *Compend Contin Educ Pract Vet* 1991;12:35–40.
28. Mason DE. Anesthesia machine checkout and troubleshooting. *Semin Vet Med Surg (Small Anim)* 1993;8:104–108.
29. Dorsch JA, Dorsch SE. Controlling trace gas levels. In: Dorsch JA, Dorsch SE, eds. *Understanding anesthesia equipment*. 4th ed. Baltimore: The Williams & Wilkins Co, 1999;369–372.
30. American College of Veterinary Anesthesiologists. Commentary and recommendations on control of waste anesthetic gases in the workplace. *J Am Vet Med Assoc* 1996;209:75–77.
31. Gross ME, Branson KR. Reducing exposure to waste anesthetic gas. *Vet Tech* 1993;14:175–177.
32. Short CE. *Principles and practice of veterinary anesthesia*. Baltimore: The Williams & Wilkins Co, 1987.
33. Beal MW, Brown DC, Shofer FS. The effects of perioperative hypothermia and the duration of anesthesia on postoperative wound infection rate in clean wounds: a retrospective study. *Vet Surg* 2000;29:123–127.
34. Armstrong SR, Roberts BK, Aronsohn M. Perioperative hypothermia. *J Vet Emerg Crit Care* 2005;15:32–37.
35. Machon RG, Raffe MR, Robinson EP. Warming with a forced air warming blanket minimizes anesthetic-induced hypothermia in cats. *Vet Surg* 1999;28:301–310.
36. Haskins SC. Hypothermia and its prevention during general anesthesia in cats. *Am J Vet Res* 1981;42:856–861.
37. Harvey RC. Hypothermia. In: Greene SA, ed. *Veterinary anesthesia and pain management secrets*. Philadelphia: Hanley and Belfus, 2002;149–152.
38. Holden D. Postoperative care. In: Seymour C, Gleed RD, eds. *Manual of small animal anaesthesia and analgesia*. Cheltenham, England: British Small Animal Veterinary Association, 1999; 17–18.
39. Pascoe PJ. Oxygen and ventilatory support for the critical patient. *Semin Vet Med Surg (Small Anim)* 1988;3:202–209.
40. Robertson SA. Oxygenation and ventilation. In: Greene SA, ed. *Veterinary anesthesia and pain management secrets*. Philadelphia: Hanley and Belfus, 2002;15–20.
41. Insler SR, Sessler DI. Perioperative thermoregulation and temperature monitoring. *Anesth Clin* 2006;24:823–837.

42. Macintire DK. Pediatric intensive care. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 1999;29:971–988.
43. American College of Veterinary Anesthesiology Web site. Position statement on monitoring. Available at: www.acva.org/professional/Position/pstn.asp. Accessed Jan 5, 2006.
44. Haskins SC. Monitoring the anesthetized patient. In: Thurmon JC, Tranquilli WJ, Benson GJ, eds. *Lumb and Jones' veterinary anesthesia*. 3rd ed. Baltimore: The Williams & Wilkins Co, 1996;409–424.
45. Burns PM, Driessen B, Boston R, et al. Accuracy of a third vs. first generation pulse oximeter in predicting arterial oxygen saturation and pulse rate in the anesthetized dog. *Vet Anaesth Analg* 2006;33:281–295.
46. Cohen KP, Panescu D, Booske JH. Design of an inductive plethysmograph for ventilation measurement. *Physiol Meas* 1994;15:217–229.
47. Lin HC. Dissociative anesthetics. In: Thurmon JC, Tranquilli WJ, Benson GJ, eds. *Lumb and Jones' veterinary anesthesia*. 3rd ed. Baltimore: The Williams & Wilkins Co, 1996;241–296.
48. Hrodmakova L, Rehurek J, Anton M. The effect of general anesthesia on the position of the eye. *Cesk Oftalmol* 1990;46:422–427.
49. Schrigger DL, Baraff L. Defining normal capillary refill; variation with age, sex, and temperature. *Ann Emerg Med* 1988;17:932–935.
50. Leonard PA, Beattie TF. Is measurement of capillary refill time useful as part of the initial assessment of children? *Eur J Emerg Med* 2004;11:158–163.
51. Lin HC, Benson GJ, Thurmon JC, et al. Influence of anesthetic regimens on the perioperative catecholamine response associated with onychectomy in cats. *Am J Vet Res* 1993;54:1721–1724.
52. Akkerdaas LC, Mioch P, Sap R, et al. Cardiopulmonary effects of three different anaesthesia protocols in cats. *Vet Q* 2001;23:182–186.
53. Selmi AL, Mendes GM, Lins BT, et al. Comparison of xylazine and medetomidine as premedicants for cats being anaesthetized with propofol-sevoflurane. *Vet Rec* 2005;157:139–143.
54. Joubert RM. Routine veterinary anaesthetic management practices in South Africa. *J S Afr Vet Assoc* 2000;71:166–172.
55. Joubert RM. Anaesthesia and analgesia for dogs and cats in South Africa undergoing sterilisation and with osteoarthritis— an update from 2000. *J S Afr Vet Assoc* 2006; 77:224–228.
56. Mastrocinque S, Fantoni DT. A comparison of preoperative tramadol and morphine for the control of early postoperative pain in canine ovariohysterectomy. *Vet Anaesth Analg* 2003; 30:220–228.
57. Mendes GM, Selmi AL, Barbudo-Selmi GR, et al. Clinical use of dexmedetomidine as premedicant in cats undergoing propofol-sevoflurane anaesthesia. *J Feline Med Surg* 2003;5:265–70.
58. Ko JCH, Abbo LA, Weil AB, et al. A comparison of anesthetic and cardiorespiratory effects of tiletamine-zolazepam-butorphanol and tiletamine-zolazepam-butorphanol-medetomidine in cats. *Vet Ther* 2007;8:164–176.
59. American College of Veterinary Anesthesiology Web site. Position statement on treatment of pain in animals. Available at: www.acva.org/professional/Position/pstn.asp. Accessed Jan 5, 2006.
60. Veterinary Anesthesia and Analgesia Support Group Web site. Available at: www.vasg.org. Accessed Mar 15, 2007.
61. American Animal Hospital Association, American Association of Feline Practitioners. AAHA/AAFP pain management guidelines for dogs & cats. *J Am Anim Hosp Assoc* 2007;43:235–248.
62. Dobbins S, Brown NO, Shofer FS. Comparison of the effects of buprenorphine, oxymorphone hydrochloride, and ketoprofen for postoperative analgesia after onychectomy or onychectomy and sterilization in cats. *J Am Anim Hosp Assoc* 2002;38:507–514.
63. Campbell VL, Drobotz KJ, Perkowski SZ. Postoperative hypoxemia and hypercarbia in healthy dogs undergoing routine ovariohysterectomy or castration and receiving butorphanol or hydromorphone for analgesia. *J Am Vet Med Assoc* 2003;222:330–336.
64. Ko JC, Mandsager RE, Lange DN, et al. Cardiorespiratory responses and plasma cortisol concentrations in dogs treated with medetomidine before undergoing ovariohysterectomy. *J Am Vet Med Assoc* 2000;217:509–514.
65. Al-Gizawiy MM, P Rudé E. Comparison of preoperative carprofen and postoperative butorphanol as postsurgical analgesics in cats undergoing ovariohysterectomy. *Vet Anaesth Analg* 2004;31:164–174.
66. Caulkett N, Read M, Fowler D, et al. A comparison of the analgesic effects of butorphanol with those of meloxicam after elective ovariohysterectomy in dogs. *Can Vet J* 2003;44:565–570.
67. Dzikiti TB, Joubert KE, Venter LJ, et al. Comparison of morphine and carprofen administered alone or in combination for analgesia in dogs undergoing ovariohysterectomy. *J S Afr Vet Assoc* 2006;77:120–126.
68. Fresno L, Moll J, Peñalba B, et al. Effects of preoperative administration of meloxicam on whole blood platelet aggregation, buccal mucosal bleeding time, and haematological indices in dogs undergoing elective ovariohysterectomy. *Vet J* 2005;170:138–140.
69. Lobetti RG, Joubert KE. Effect of administration of nonsteroidal anti-inflammatory drugs before surgery on renal function in clinically normal dogs. *Am J Vet Res* 2000;61:1501–1507.
70. Leece EA, Brearley JC, Harding EF. Comparison of carprofen and meloxicam for 72 hours following ovariohysterectomy in dogs. *Vet Anaesth Analg* 2005;32:184–192.
71. Lemke KA, Runyon CL, Horney BS. Effects of preoperative administration of ketoprofen on

- anesthetic requirements and signs of postoperative pain in dogs undergoing elective ovariohysterectomy. *J Am Vet Med Assoc* 2002;221:1268–1275.
72. Slingsby LS, Waterman-Pearson AE. The post-operative analgesic effects of ketamine after canine ovariohysterectomy—a comparison between pre- or post-operative administration. *Res Vet Sci* 2000;69:147–152.
 73. Slingsby LS, Waterman-Pearson AE. Comparison between meloxicam and carprofen for postoperative analgesia after feline ovariohysterectomy. *J Small Anim Pract* 2002;43:286–289.
 74. Slingsby LS, Waterman-Pearson AE. Postoperative analgesia in the cat after ovariohysterectomy by use of carprofen, ketoprofen, meloxicam or tolfenamic acid. *J Small Anim Pract* 2000;41:447–450.
 75. Carpenter RE, Wilson DV, Evans AT. Evaluation of intraperitoneal and incisional lidocaine or bupivacaine for analgesia following ovariohysterectomy in the dog. *Vet Anaesth Analg* 2004;31:46–52.
 76. Wilson DV, Barnes KS, Hauptman JG. Pharmacokinetics of combined intraperitoneal and incisional lidocaine in the dog following ovariohysterectomy. *J Vet Pharmacol Ther* 2004;27:105–109.
 77. Tobias KM, Harvey RC, Byarlay JM. A comparison of four methods of analgesia in cats following ovariohysterectomy. *Vet Anaesth Analg* 2006;33:390–398.
 78. Corletto F. Multimodal and balanced analgesia. *Vet Res Commun* 2007;31(suppl 1):59–63.
 79. Lamont LA. Pre-emptive analgesia. In: Greene SA, ed. *Veterinary anesthesia and pain management secrets*. Philadelphia: Hanley and Belfus, 2002;331–333.
 80. Woolf CJ, Chong MS. Preemptive analgesia. Treating postoperative pain by preventing the establishment of central sensitization. *Anesth Analg* 1993;77:362–379.
 81. Grint NJ, Murison PJ, Coe RJ, et al. Assessment of the influence of surgical technique on postoperative pain and wound tenderness in cats following ovariohysterectomy. *J Feline Med Surg* 2006;8:15–21.
 82. Stegmann GF, Bester L. Some clinical effects of midazolam premedication in propofol-induced and isoflurane-maintained anaesthesia in dogs during ovariohysterectomy. *J S Afr Vet Assoc* 2001;72:214–216.
 83. Grove DM, Ramsay EC. Sedative and physiologic effects of orally administered alpha 2-adrenoreceptor agonists and ketamine in cats. *J Am Vet Med Assoc* 2000;216:1929–1932.
 84. Wetzel RW, Ramsay EC. Comparison of four regimens for intraoral administration of medication to induce sedation in cats prior to euthanasia. *J Am Vet Med Assoc* 1998;213:243–245.
 85. Kim JK, Jeong SM, Yi NY, et al. Effect of intratesticular injection of xylazine/ketamine combination on canine castration. *J Vet Sci* 2004;5:151–155.
 86. Williams LS, Levy JK, Robertson SA, et al. Use of the anesthetic combination of tiletamine, zolazepam, ketamine, and xylazine for neutering feral cats. *J Am Vet Med Assoc* 2002;220:1491–1495.
 87. Cistola AM, Golder FJ, Centonze LA, et al. Anesthetic and physiologic effects of tiletamine, zolazepam, ketamine, and xylazine combination (TKX) in feral cats undergoing surgical sterilization. *J Feline Med Surg* 2004;6:297–303.
 88. Ko JCH, Thurmon JC, Tranquilli WJ. An alternative drug combination for use in declawing and castrating cats. *Vet Med* 1993;88:1061–1065.
 89. Ko JC, Payton M, Weil AB, et al. Comparison of anesthetic and cardiorespiratory effects of tiletamine-zolazepam-butorphanol and tiletamine-zolazepam-butorphanol-medetomidine in dogs. *Vet Ther* 2007;8:113–126.
 90. Gibson KL, Keizer K, Golding C. A trap, neuter, and release program for feral cats on Prince Edward Island. *Can Vet J* 2002; 43:695–698.
 91. Versteegen J, Fargetton X, Donnay I, et al. Comparison of the clinical utility of medetomidine/ketamine and xylazine/ketamine combinations for the ovariectomy of cats. *Vet Rec* 1990;127:424–426.
 92. Versteegen J, Fargetton X, Donnay I, et al. An evaluation of medetomidine/ ketamine and other drug combinations for anaesthesia in cats. *Vet Rec* 1991;128:32–35.
 93. Dobromylskyj P. Cardiovascular changes associated with anaesthesia induced by medetomidine combined with ketamine in cats. *J Small Anim Pract* 1996;37:169–172.
 94. Wiese AJ, Muir WW. Anaesthetic and cardiopulmonary effects of intramuscular morphine, medetomidine and ketamine administered to telemetered cats. *J Feline Med Surg* 2007;9:150–156.
 95. Erhardt W, Bohn FK, Ehmman H. Anticholinergic medication in the dog before and during anaesthesia [in German]. *Berl Munch Tierarztl Wochenschr* 1990;103:42–49.
 96. Burger DM, Wiestner T, Hubler M. Effect of anticholinergics (atropine, glycopyrrolate) and prokinetics (metoclopramide, cisapride) on gastric motility in beagles and labrador retrievers. *J Vet Med A Physiol Pathol Clin Med* 2006;53:97–107.
 97. Parlow JL, van Vlyman JM, Odell MJ. The duration of impairment of autonomic control after anticholinergic drug administration in humans. *Anesth Analg* 1997;84:155–159.
 98. Ko JC, Fox SM, Mandsager RE. Effects of preemptive atropine administration on incidence of medetomidine-induced bradycardia in dogs. *J Am Vet Med Assoc* 2001;218:52–58.
 99. O'Hare E, Weldon DT, Bettin K, et al. Serum anticholinergic activity and behavior following atropine sulfate administration in the rat. *Pharmacol Biochem Behav* 1997;56:151–154.
 100. Pascoe PJ, Moon PF. Periparturient and neonatal anesthesia. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 2001;31:315–340.

101. Keegan RD. Inhalant anesthetics. In: Greene SA, ed. *Veterinary anesthesia and pain management secrets*. Philadelphia: Hanley and Belfus, 2002;97–103.
102. Bednarski RM. Anesthesia and immobilization of specific species; dogs and cats. In: Thurmon JC, Tranquilli WJ, Benson GJ, eds. *Lumb and Jones' veterinary anesthesia*. 3rd ed. Baltimore: The Williams & Wilkins Co, 1996;593–597.
103. Wingfield WE, Ruby DL, Buchan RM, et al. Waste anesthetic gas exposures to veterinarians and animal technicians. *J Am Vet Med Assoc* 1981;178:399–402.
104. Hildebrand SV, Taloff P, Aberg N, et al. Occupation exposure to waste anesthetic gases in veterinary practice. *Calif Vet* 1982; 36:14–19.
105. Sidarov VA, Korotkova PV, Mikhel'son VA, et al. Induction of anesthesia with halogen-containing anesthetic agents in children [in Russian]. *Anesteziol Reanimatol* 2006;Jan–Feb:23–27.
106. Mutoh T, Tsubone H, Nishimura R. Responses of laryngeal capsaicin-sensitive receptors to volatile anesthetics in anesthetized dogs. *Respir Physiol* 1998;111:113–125.
107. TerRiet MF, Desouza GJ, Jacobs JS. Which is most pungent: isoflurane, sevoflurane or desflurane? *Br J Anaesth* 2000;85:305–307.
108. Doi M, Ikeda K. Airway irritation produced by volatile anaesthetics during brief inhalation: comparison of halothane, enflurane, isoflurane and sevoflurane. *Can J Anaesth* 1993;40: 122–126.
109. Muir WW. Cardiovascular emergencies. In: Muir WW, Hubbell JAE, Skarda RT, eds. *Handbook of veterinary anesthesia*. 4th ed. St Louis: Mosby, 2007;557–575.
110. McKelvey D. Anesthetic problems and emergencies. In: McKelvey D, Hollingshead KS, eds. *Small animal anesthesia and analgesia*. 2nd ed. St Louis: Mosby, 2000;225–251.
111. Cole SG, Otto CM, Hughes D. Cardiopulmonary cerebral resuscitation in small animals—a clinical practice review. Part II. *J Vet Emerg Crit Care* 2003;13:13–23.
112. Wingfield WE. Cardiopulmonary arrest. In: Wingfield WE, Raffé MR, eds. *The veterinary ICU book*. Jackson Hole, Wyo: Teton New Media, 2002;421–452.
113. Kushner LI. Respiratory diseases. In: Greene SA, ed. *Veterinary anesthesia and pain management secrets*. Philadelphia: Hanley and Belfus, 2002;169–178.
114. Day TK. Anesthesia of patients with cardiac disease. In: Greene SA, ed. *Veterinary anesthesia and pain management secrets*. Philadelphia: Hanley and Belfus, 2002;157–164.
115. Hardie EM, Spodnik GJ, Gilson SD, et al. Tracheal rupture in cats: 16 cases (1983–1998). *J Am Vet Med Assoc* 1999;214:508–512.
116. Mitchell SL, McCarthy R, Rudloff E. Tracheal rupture associated with intubation in cats: 20 cases (1996–1998). *J Am Vet Med Assoc* 2000;216:1592–1595.
117. Ko JC, Galloway DS. Anesthesia of geriatric patients. In: Greene SA, ed. *Veterinary anesthesia and pain management secrets*. Philadelphia: Hanley and Belfus, 2002;215–219.
118. Fossum TW. Chapter 3: surgical facilities, equipment and personnel. In: Fossum TW, ed. *Small animal surgery*. 3rd ed. St Louis: Mosby, 2007;15–18.
119. Fossum TW. Chapter 4: care and maintenance of the surgical environment. In: Fossum TW, ed. *Small animal surgery*. 3rd ed. St Louis: Mosby, 2007;19–21.
120. Association of Operating Room Nurses. Recommended practices for sterilization in the perioperative practice setting. *Assoc Operating Room Nurses J* 2006;83:700–722.
121. Knecht CD, Allen AR, Williams DJ, et al. Chapter 4: operating room conduct. In: *Fundamental techniques in veterinary surgery*. 3rd ed. Philadelphia: WB Saunders Co, 1987;74–103.
122. Fossum TW. Chapter 1: principles of surgical asepsis. In: Fossum TW, ed. *Special Report JAVMA*, Vol 233, No. 1, July 1, 2008 sum TW, ed. *Small animal surgery*. 3rd ed. St Louis: Mosby, 2007;1–8.
123. Fossum TW. Chapter 2: sterilization and disinfection. In: Fossum TW, ed. *Small animal surgery*. 3rd ed. St Louis: Mosby, 2007;9–14.
124. Fossum TW. Chapter 6: preparation of the operative site. In: Fossum TW, ed. *Small animal surgery*. 3rd ed. St Louis: Mosby, 2007;32–37.
125. Knecht CD, Allen AR, Williams DJ, et al. Chapter 1: surgical instrumentation. In: *Fundamental techniques in veterinary surgery*. 3rd ed. Philadelphia: WB Saunders Co, 1987;2–25.
126. Laufman H, Eudy WW, Vandernoot AM, et al. Strike-through of moist contamination by woven and nonwoven surgical materials. *Ann Surg* 1975;181:857–862.
127. Fossum TW. Chapter 7: Preparation of the surgical team. In: Fossum TW, ed. *Small animal surgery*. 3rd ed. St Louis: Mosby, 2007;38–46.
128. Bryce EA, Spencer D, Roberts FJ. An in-use evaluation of an alcohol-based pre-surgical hand disinfectant. *Infect Control Hosp Epidemiol* 2001;22:635–639.
129. Larson EL, Aiello AE, Heilman JM, et al. Comparison of different regimens for surgical hand preparation. *Assoc Operating Room Nurses J* 2001;73:412–432.
130. Hedlund CS. Surgery of the reproductive and genital systems. In: Fossum TW, ed. *Small animal surgery*. 3rd ed. St Louis: Mosby, 2007;702–774.
131. Stone EA. Chapter 98: ovary and uterus. In: Slatter DH, ed. *Textbook of small animal surgery*. 3rd ed. Philadelphia: WB Saunders Co, 2003;1487–1502.
132. Fingland RB, Probst CW, Mullen HS. Uterus. In: Bojrab MJ, ed. *Current techniques in small animal surgery*. 4th ed. Baltimore: The Williams & Wilkins Co, 1998;489–510.
133. Knecht CD, Allen AR, Williams DJ, et al. Chapter 10: selected small animal procedures. In: *Fundamental techniques in veterinary surgery*. 3rd ed. Philadelphia: WB Saunders Co, 1987;278–332.
134. Tracy DL. Chapter 4: small animal surgery. In: Tracy DL, ed. *Small animal surgical nursing*. 3rd ed. St Louis: Mosby, 2000;259–322.

135. Aronsohn MG, Faggella AM. Surgical techniques for neutering 6- to 14-week-old kittens. *J Am Vet Med Assoc* 1993;202:53–55.
136. Theran P. Animal welfare forum: overpopulation of unwanted dogs and cats. Early-age neutering of dogs and cats. *J Am Vet Med Assoc* 1993;202:914–917.
137. Howe LM. Prepubertal gonadectomy in dogs and cats—part II. *Compend Contin Educ Pract Vet* 1999;21:197–201.
138. McGrath H, Hardie RJ, Davis E. Lateral flank approach for ovariohysterectomy in small animals. *Compend Contin Educ Pract Vet* 2004;26:922–930.
139. Austin B, Lanz OI, Hamilton SM, et al. Laparoscopic ovariohysterectomy in nine dogs. *J Am Anim Hosp Assoc* 2003; 39:391–396.
140. Davidson EB, Moll HD, Payton ME. Comparison of laparoscopic ovariohysterectomy and ovariohysterectomy in dogs. *Vet Surg* 2004;33:62–69.
141. Okkens AC, Kooistra HS, Nickel RF. Comparison of long-term effects of ovariectomy versus ovariohysterectomy in bitches. *J Reprod Fertil Suppl* 1997;51:227–231.
142. Taylor R. Suturing and stapling in elective procedures. *DVM Best Pract* 2003;Oct:10–12.
143. Faria MCF, Almeida FMdA, Serrão ML, et al. Use of cyanoacrylate in skin closure for ovariohysterectomy in a population control programme. *J Feline Med Surg* 2005;7:71–75.
144. Booth HW. Testes and epididymes. In: Slatter DH, ed. *Textbook of small animal surgery*. 3rd ed. Philadelphia: WB Saunders Co, 2003;1521–1530.
145. Stubbs WP, Crane SW, Mann FA, et al. Testicles. In: Bojrab MJ, ed. *Current techniques in small animal surgery*. 4th ed. Baltimore: The Williams & Wilkins Co, 1998;511–525.
146. Johnston DE, Archibald J. Male genital system. In: Archibald J, ed. *Canine surgery*. 2nd ed. Santa Barbara, Calif: American Veterinary Publications Inc, 1974;703–749.
147. Postlethwait RW. Principles of operative surgery: antisepsis, technique, sutures, and drains. In: Sabiston DC, ed. *Davis-Christopher textbook of surgery*. Philadelphia: WB Saunders Co, 1972;300–318.
148. Kummeling A, Van Sluijs FJ. Closure of the rectus sheath with a continuous looped suture and the skin with staples in dogs: speed, safety, and costs compared to closure of the rectus sheath with interrupted sutures and the skin with a continuous subdermal suture. *Vet Q* 1998;20:126–130.
149. Belenger CR. Chapter 29: abdominal wall. In: Slatter DH, ed. *Textbook of small animal surgery*. 3rd ed. Philadelphia: WB Saunders Co, 2003;405–413.
150. Smeak DD. Chapter 32: abdominal hernias. In: Slatter DH, ed. *Textbook of small animal surgery*. 3rd ed. Philadelphia: WB Saunders Co, 2003;449–470.
151. AVMA. AVMA policy: early-age (prepubertal) spay/neuter of dogs and cats. Available at: www.avma.org/issues/policy/animal_welfare/spay_neuter.asp. Accessed May 15, 2008.
152. Vasseur PB, Levy J, Dowd E, et al. Surgical wound infection rates in dogs and cats. Data from a teaching hospital. *Vet Surg* 1988;17:60–64.
153. Vasseur PB, Paul HA, Enos LR, et al. Infection rates in clean surgical procedures: a comparison of ampicillin prophylaxis vs a placebo. *J Am Vet Med Assoc* 1985;187:825–827.
154. Bratzler DW, Houck PM. Antimicrobial prophylaxis for surgery: an advisory statement from the National Surgical Infection Prevention Project. *Am J Surg* 2005;189:395–404.
155. Archibald J, Blakely CL. Chapter 1: surgical principles—the operation. In: Archibald J, ed. *Canine surgery*. 2nd ed. Santa Barbara, Calif: American Veterinary Publications, 1974;17–106.
156. Sinclair MD. A review of the physiological effects of alpha 2 agonists related to the clinical use of medetomidine in small animal practice. *Can Vet J* 2003;44:885–897.
157. Smith JP, Volmer PA. Flumazenil. *Compend Contin Educ Pract Vet* 2005;27:356–360.
158. Kustritz MV. Early spay-neuter: clinical considerations. *Clin Tech Small Anim Pract* 2002;17:124–128.