



IMPORTANT NOTICE: This article was originally published in the English language by the American Veterinary Medical Association (AVMA) and has been translated into Spanish from the original for publication by John P. Shaklee, CCHI Certified Healthcare Interpreter with the AVMA's permission. While reasonable care has been taken to accurately translate this article into Spanish, readers relying upon the content of this translated article assume all risk of errors in translation or related misinterpretations. Neither the American Society of Shelter Veterinarians or the AVMA shall have any liability resulting from any such errors in translation or misinterpretation.

AVISO IMPORTANTE: Este artículo fue publicado originalmente en el idioma Inglés por la American Veterinary Medical Association (AVMA) y ha sido traducido al español por John P. Shaklee, CCHI Certified Healthcare Interpreter del original para su publicación con el permiso de la AVMA. Si bien el cuidado razonable se ha tomado para traducir con precisión este artículo en español, los lectores que confían en el contenido de este artículo traducido asumir todo el riesgo de errores en la traducción o malas interpretaciones relacionadas. Ni la Association of Shelter Veterinarians o la AVMA tendrá ninguna responsabilidad resultantes de tales errores en la traducción o interpretación errónea.

Informe especial

Pautas para la Atención Médica Veterinaria para los Programas de Esterilización y Castración de *Association of Shelter Veterinarians* en 2016

<p>Grupo de Trabajo Veterinario para la Promoción de la Esterilización y Castración <i>Association of Shelter Veterinarians</i></p> <p>Brenda Griffin DvM, Ms Philip A. Bushby DvM, Ms Emily McCobb DvM, Ms Sara C. White DvM, Msc Y. Karla Rigdon-Brestle DvM Leslie D. Appel DvM Kathleen V. Makolinski DvM Christine L. Wilford DvM Mark W. Bohling DvM, PhD Susan M. Eddlestone DvM Kelly A. Farrell DvM Nancy Ferguson DvM Kelly Harrison DvM, Ms Lisa M. Howe DvM, PhD Natalie M. Isaza DvM Julie K. Levy DvM, PhD Andrea Looney DvM Michael R. Moyer vMD Sheilah Ann Robertson BvMs, PhD Kathy Tyson DvM</p>	<p>Del Departamento de Ciencias Clínicas para Animales Pequeños (Griffin), el Programa de Alcance Comunitario Veterinario (Harrison, Isaza) y Maddie's Shelter Medicine Program (Levy), Facultad de Medicina Veterinaria, University of Florida, Gainesville, FL 32608; el Departamento de Ciencias Clínicas, Facultad de Medicina Veterinaria, Mississippi State University, Starkville, MS 39759 (Bushby); Centro para Animales y Políticas Públicas, Cummings School of Veterinary Medicine, Tufts University, North Grafton, MA 01536 (McCobb); Spay ASAP Inc, 163 Clay Hill Rd, Hartland, VT 05048 (White); Humane Alliance—A Program of the ASPCA, 25 Heritage Dr, Asheville, NC 28806 (Rigdon-Brestle); Servicio de Alcance Comunitario de Refugios, 78 Dodge Rd, Ithaca, NY 14850 (Appel); Feral Cat FOCUS of Western New York, PO Box 404, East Aurora, NY 14052 (Makolinski); Northwest Cardiology Consultants, 6513 132nd Ave NE No. 402, Kirkland, WA 98033 (Wilford); Regional Institute for Veterinary Emergencies and Referrals, 2132 Amnicola Hwy, Chattanooga, TN 37406 (Bohling); Associated Veterinary Services, 7807 Greenwell Springs Rd, Baton Rouge, LA 70814 (Eddlestone); First Coast No More Homeless Pets, 6817 Norwood Ave, Jacksonville, FL 32208 (Farrell); Pets Alive Nonprofit Spay-Neuter Clinic, 2444 S Walnut St, Bloomington, IN 47401 (Ferguson); Departamento de Servicios Clínicos para Animales Pequeños, Facultad de Medicina Veterinaria y Ciencias Biomédicas, Texas A&M University, College Station, TX 77845 (Howe); IVG Hospitals, 20 Cabot Rd, Woburn, MA 01801 (Looney); Bridgewater Veterinary Hospital, 1740 Byberry Rd, Bensalem, PA 19020 (Moyer); Departamento de Servicios Clínicos para Animales Pequeños, Facultad de Medicina Veterinaria, Michigan State University, East Lansing, MI 48824 (Robertson); y San Jose Animal Care and Services, 2750 Monterey Rd, San Jose, CA 95111 (Tyson).</p> <p>Diríjase toda correspondencia a la Dra. Griffin (info@shelternvet.org).</p> <p>Este artículo no ha sido objeto de una revisión cruzada de pares.</p>
	<p>Como las iniciativas comunitarias han aumentado para reducir la sobrepoblación y la eutanasia de</p>

	<p>perros y gatos no deseados y sin familias, muchos veterinarios están concentrando cada vez más sus actividades clínicas en la prestación de servicios de esterilización y castración. Debido a la amplia gama de necesidades demográficas y geográficas, hay una gran variedad de programas de esterilización y castración, con el fin de expandir la prestación de servicios a poblaciones animales de interés, incluidas clínicas fijas y móviles, operaciones de clínicas quirúrgicas veterinarias móviles (<i>MASH</i>), servicios prestados en refugios de animales, programas de gatos comunitarios y prestaciones a través de veterinarios privados. Con el fin de promover una atención uniforme de buena calidad en toda la vasta gama de estos programas, la <i>Association of Shelter Veterinarians, ASV</i> (Asociación de Veterinarios de Refugios de Animales) convocó a un grupo de trabajo formado por veterinarios para que formularan pautas para la atención médica veterinaria para los programas de esterilización y castración. Estas pautas consisten en recomendaciones para la atención general de los pacientes y los procedimientos clínicos, los cuidados preoperatorios y posoperatorios y la gestión de las operaciones. Las pautas se basaron en los principios actuales de anestesiología, cuidados intensivos, el control de infecciones y la práctica quirúrgica, establecidos por la evidencia publicada y la opinión de expertos. Ellas representan prácticas aceptables que se pueden lograr en los programas de esterilización y castración, cualquiera sea la localidad, la clínica o el tipo de programa. La <i>Association of Shelter Veterinarians</i> se imagina que los veterinarios se valdrán de estas pautas para mantener una atención médica veterinaria uniforme en todos los entornos donde se prestan servicios de esterilización y castración y promover estos servicios como un medio para reducir el número de animales en refugios y la eutanasia de perros y gatos.</p>
--	---

Los programas de esterilización y castración representan un componente esencial de las iniciativas comunitarias para reducir el número de animales en refugios y la eutanasia de perros y gatos no deseados y sin familias. Estos programas, diseñados para facilitar el acceso a servicios de

esterilización y castración entre las poblaciones animales de interés, previenen la reproducción y reducen las tasas de nacimiento y la sobrepoblación consecuente. Al enfocarse en poblaciones con escasa atención médica, para las cuales es poco probable que los servicios de esterilización y castración estén disponibles o sean accesibles, estos programas facilitan la esterilización quirúrgica de los animales que corren mayor riesgo de contribuir al número de animales en refugios y la eutanasia. En los Estados Unidos, estos animales normalmente incluyen las mascotas de hogares con bajos ingresos y gatos comunitarios (es decir, los gatos que deambulan libres, sin dueño, incluidos los gatos callejeros no socializados y los gatos perdidos socializados).¹⁻⁴

En los últimos diez años, la práctica de la esterilización y castración ha surgido como un ámbito de rápido crecimiento en la medicina veterinaria clínica. En la actualidad, los servicios disponibles de esterilización y castración incluyen operaciones independientes y designadas de esterilización y castración en clínicas fijas y móviles, operaciones de clínicas quirúrgicas veterinarias móviles (*MASH*), servicios prestados en refugios de animales, programas de gatos comunitarios y sistemas de cupones, así como programas en consultorios, ofrecidos a través de veterinarios privados. Muchos veterinarios prestan servicios de esterilización y castración a grandes cantidades de pacientes de manera periódica. Además, los programas de esterilización y castración se han incorporado a los programas de capacitación clínica para los estudiantes en la mayoría de las universidades veterinarias en los Estados Unidos.⁵

Al reconocer que la proliferación y diversidad de los programas de esterilización y castración creaban la necesidad de contar con pautas para una atención médica veterinaria apropiada en estos entornos, la ASV convocó un grupo de trabajo para formular pautas para la atención médica veterinaria para los programas de esterilización y castración en 2006. Estas pautas, publicadas en 2008,⁶ consistieron en recomendaciones para cuidados preoperatorios, control de la anestesia y cuidados operatorios y posoperatorios, y se basaron en los principios actuales de anestesiología, cuidados intensivos, control de infecciones y práctica quirúrgica, establecidos por revisiones del material bibliográfico científico y la opinión de expertos. Aunque las pautas estaban enfocadas en los programas de esterilización y castración de muchos pacientes, se preveía que ellas pudieran aplicarse y concretarse en cualquier clínica veterinaria que prestara dichos servicios. En 2014, la ASV volvió a convocar a su grupo de trabajo con el fin de actualizar estas pautas, mediante la revisión del material bibliográfico científico actual y la integración de la información y evidencia más recientes que hubiera disponible a sus recomendaciones para la práctica de esterilizaciones y castraciones. En esta segunda edición de sus pautas, el grupo de trabajo incluyó lineamientos generales para la atención de los pacientes y procedimientos clínicos y agregó recomendaciones para la gestión de las operaciones de programas de esterilización y castración con un gran volumen de pacientes, el personal y asuntos clínicos.

La *Association of Shelter Veterinarians* (ASV) define los servicios de “esterilización y castración de buena calidad con un gran volumen de pacientes” (*High-Quality, High-Volume Spay-Neuter, HQHVS*) como iniciativas quirúrgicas eficientes que alcanzan o superan los niveles aceptables de cuidados médicos veterinarios, al prestar servicios accesibles y focalizados de esterilización y castración de grandes cantidades de perros y gatos para reducir su sobrepoblación y la eutanasia consecuente. La ASV respalda el desarrollo continuo de servicios de esterilización y castración de buena calidad con un gran volumen de pacientes para proporcionar la capacidad necesaria para asistir a las poblaciones de perros y gatos existentes. Aunque la ASV reconoce la importancia de los servicios de esterilización y castración con un gran volumen de pacientes, la organización continúa comprometida con la provisión de una atención de buena calidad a cada uno de los animales. La ASV cree que la aplicación de las pautas médicas veterinarias para los programas de esterilización y castración mejorará la calidad de la atención de los pacientes, reducirá riesgos y mejorará los resultados de los pacientes en todos los entornos donde se realice una esterilización quirúrgica. La ASV reconoce que la esterilización no

quirúrgica es un enfoque emergente que puede ser valioso para poblaciones o pacientes específicos. Sin embargo, estas pautas no incluyen recomendaciones para métodos no quirúrgicos de esterilización.

Al formular estas pautas, la ASV tiene la intención de apoyar los programas de esterilización y castración de buena calidad con un gran volumen de pacientes, alentar una mayor participación de veterinarios y del público, promover la derivación de pacientes, orientar a los veterinarios en esta área profesional, alentar a que los programas existentes reconozcan y observen estas pautas y brindar un marco de referencia para la profesión veterinaria, incluidas las juntas estatales de medicina veterinaria, otros organismos reguladores y asociaciones profesionales de veterinarios, así como donantes y agencias de financiamiento de programas de esterilización y castración. Al mantener su intención original, la ASV espera que los profesionales veterinarios utilicen estas pautas para mantener una atención médica veterinaria uniforme en todos los entornos donde se proveen servicios de esterilización y castración, como una manera de reducir el número de animales en refugios y la eutanasia de perros y gatos.

Pautas para la atención de pacientes y procedimientos clínicos

Tal como sucede en todos los entornos donde se ejerce la medicina veterinaria clínica, la atención prestada a los detalles en la provisión de cuidados de calidad a los pacientes durante todos los aspectos de su experiencia veterinaria es fundamental para el éxito. La aplicación de prácticas seguras y humanitarias para el alojamiento y manejo de los pacientes, procedimientos de control de infecciones, un mantenimiento apropiado de registros, protocolos para la atención de emergencias y planes para cuidados de emergencia y seguimiento, todos son consideraciones importantes para los programas de esterilización y castración.

Servicios de transporte de pacientes

Los programas de esterilización y castración pueden incluir el transporte de pacientes, provisto por el personal del programa, hacia/desde la clínica para la cirugía. Como se reconocen los riesgos inherentes relacionados con el transporte de animales vivos, las disposiciones para un transporte seguro son fundamentales y deben incluir las consideraciones siguientes⁷⁻⁸:

- La reclusión apropiada de los animales y el uso de recintos seguros.
- Un medio para verificar la identidad de los pacientes y cotejarla con los historiales médicos correspondientes.
- La buena calidad del aire y temperaturas agradables, con calefacción, aire acondicionado y ventilación apropiados.
- El monitoreo periódico de los animales dentro del vehículo de transporte.

Se debe controlar a los pacientes a intervalos adecuados durante el transporte, según sea necesario, basándose en las necesidades de los animales, la duración del transporte y las temperaturas ambientales afines. Los dispositivos de monitoreo disponibles comercialmente son especialmente útiles durante un transporte prolongado. La vigilancia por video puede facilitar el monitoreo de los pacientes, sin comprometer la eficiencia o seguridad. Además, el uso de monitores remotos y portátiles de la calidad del aire y la temperatura pueden mejorar el monitoreo durante el transporte. La coordinación del tiempo y los métodos de monitoreo se escogen a criterio del programa, tomando en cuenta las limitaciones vinculadas con el transporte, los recursos y la seguridad. En la medida de lo posible, se deben usar estrategias para reducir el estrés de los animales durante el transporte, incluida la separación de las especies.

Mantenimiento de registros

Los procedimientos de mantenimiento de registros deben cumplir con las leyes y regulaciones federales, estatales y locales. Se debe preparar un historial médico para cada animal que debe incluir los resultados del examen físico, el peso corporal, información sobre todos los fármacos recetados y administrados (incluidas las dosis y vías de administración), el procedimiento quirúrgico realizado, las anomalías identificadas y toda otra información pertinente sobre el estado del animal. Es aceptable el uso de informes operativos normalizados que puedan incluir información adicional cuando sea necesario.

Vacunación

Se recomienda vacunar al animal antes del día de la cirugía pero la vacunación preoperatoria es segura y aceptable cuando es necesario y puede dar una inmunidad efectiva⁹⁻¹². Se debe recomendar enérgicamente la vacuna antirrábica, ya que su administración es obligatoria, conforme a las leyes y regulaciones estatales y locales. Los programas de esterilización y castración pueden promover el cumplimiento por parte de los dueños, al ofrecer la vacuna antirrábica. Sin embargo, los dueños de las mascotas son responsables en definitiva de mantener actualizada la vacuna antirrábica de sus mascotas, de acuerdo con las leyes y regulaciones existentes. Los procedimientos de vacunación deben seguir las pautas actuales, establecidas por la *American Association of Feline Practitioners* y la *American Animal Hospital Association* (Asociación para Veterinarios de Gatos y Asociación de Hospitales Veterinarios de Estados Unidos, respectivamente).^{13,14}

Manejo y alojamiento de pacientes

Las estrategias proactivas para disminuir el estrés y el temor de los pacientes y para que ellos se sientan cómodos son componentes esenciales de la atención médica en todos los entornos clínicos. Entre estas estrategias, el manejo seguro y con poco estrés de los animales es un requisito clave para la salud y el bienestar animal.^{15,16} Los perros que se resisten a caminar con una correa deben ser cargados cuando sea posible. Los gatos montaraces o díscolos se deben transportar en trampas cubiertas u otras transportadoras.

Debe haber procedimientos para el alojamiento temporal de los pacientes, antes y después de la cirugía, con el fin de mejorar su seguridad y comodidad. Las recomendaciones siguientes se relacionan con el alojamiento temporal.

- Se debe implementar un sistema para la identificación de cada animal.
- En todo alojamiento la reducción del estrés, la ventilación y el control de la temperatura deben ser apropiados.
- En la medida de lo posible, las especies deben estar separadas.¹⁷
- El ruido y otros factores de estrés ambiental, como los ladridos, música alta y el tránsito innecesario de personas, deben ser reducidos al mínimo.
- Se deben limpiar y desinfectar apropiadamente todos los recintos entre pacientes.
- Los animales adultos dóciles se deben alojar en jaulas o caniles individuales, o en caniles portátiles o transportadoras, con buena visibilidad y un espacio adecuado para que el animal se pare y se dé vuelta y para que esté seguro mientras esté sedado y anestesiado.
- A criterio del veterinario responsable, las mascotas del mismo hogar o animales de la misma camada, o con sus madres, pueden ser alojados todos juntos antes de administrar la sedación o anestesia¹⁸⁻²¹.
- Los animales ariscos o montaraces se deben alojar en trampas humanitarias u otros recintos que permitan administrar la anestesia sin un manejo excesivo del animal, con el fin de minimizar el estrés del animal y maximizar la seguridad de las personas.

- Los animales ariscos o montaraces solo se deben sacar de sus trampas o recintos después de la sedación.

El manejo y el movimiento de pacientes sedados y anestesiados requieren de consideraciones especiales. La cabeza y el cuello se deben sostener y mantener de manera alineada directamente con el cuerpo del paciente para permitir una permeabilidad óptima de las vías respiratorias. Se debe sostener el torso del paciente todo el tiempo para evitar tensar las articulaciones. La comodidad del paciente debe estar garantizada en todo momento, asegurando una termoregulación apropiada y controlando el estrés y el dolor.

Procedimientos para el control de enfermedades infecciosas

La reducción del riesgo potencial de una exposición a enfermedades infecciosas de los pacientes que serán esterilizados y castrados es una prioridad fundamental. Desde el momento del contacto inicial del paciente hasta el alta, los pacientes deben estar bajo observación para detectar indicios de enfermedades infecciosas. Cuando se identifican dichos indicios, el paciente debe ser separado de otros mientras esté hospitalizado. Como sucede en cualquier clínica veterinaria, debe haber procedimientos estándar para la limpieza, desinfección y contención de enfermedades potencialmente infecciosas, y se los debe implementar periódicamente.

En particular, los programas de esterilización y castración deben incluir las medidas de bioseguridad siguientes:

- Entre paciente y paciente, todo equipo que esté en contacto directo con el paciente (por ejemplo, las mesas de examen, tubos endotraqueales, mascarillas, cuchillas de laringoscopios, clips de oxímetros de pulso, estetoscopios esofágicos y termómetros) se debe limpiar y desinfectar cuidadosamente con agentes que tienen una acción comprobada contra patógenos veterinarios comunes, incluidos virus sin envoltura (por ejemplo, *parvovirus* y *calicivirus*), que son resistentes a algunos desinfectantes.^{22,23}
- El equipo de la anestesia se debe inspeccionar y limpiar, y se debe programar su mantenimiento en forma proporcional con el volumen de cirugías.
- El personal debe lavarse o desinfectarse las manos o cambiar de guantes entre pacientes y camadas.
- Si se determina que los animales con síntomas clínicos compatibles con una enfermedad infecciosa contagiosa son candidatos aptos para cirugía, esta debe ser programada con posterioridad a la terminación de los procedimientos en todos los animales aparentemente saludables.

Los programas de esterilización y castración pueden admitir de rutina a pacientes procedentes de muchos lugares el mismo día, como por ejemplo, animales de refugios o proteccionistas. Debe haber estrategias para limitar una contaminación cruzada entre pacientes procedentes de muchos lugares. Por ejemplo, se podría designar conjuntos separados de equipos para el uso con pacientes procedentes del mismo lugar. En este caso, cada conjunto de equipos se utilizaría de forma rotativa para los pacientes del origen designado. Cuando sea posible, el alojamiento de animales en grupos por origen, o la programación de pacientes de distintos orígenes en días distintos, también pueden facilitar el control de enfermedades infecciosas.

Preparación para emergencias

Los protocolos de preparación para emergencias son fundamentales. Un veterinario debe estar presente y disponible para coordinar todo triaje y resolver las complicaciones que pudieran ocurrir durante la anestesia, la cirugía o el periodo posoperatorio inmediato, y debe permanecer en la clínica hasta que se haya retirado la intubación a todos los pacientes y hasta que ellos respondan a la

estimulación esternal y estén conscientes. La dotación de personal de la clínica debe ser apropiada y proporcional al volumen de pacientes, según sea necesario para brindar una atención médica veterinaria de buena calidad, de acuerdo con estas pautas.

El personal de la clínica y los voluntarios deben estar capacitados para reconocer emergencias. El personal clínico designado, capacitado en reanimación cardiopulmonar, debe estar disponible para reanimar a los pacientes, si fuera necesario. La capacitación del personal puede incluir rondas o simulacros periódicos para repasar la identificación de paros respiratorios o cardiovasculares, por oposición a una depresión, así como los principios básicos de reanimación cardiopulmonar. Las rondas también pueden incluir inspecciones de equipos, mantenimiento de registros para emergencias, revisiones de casos complejos y rondas de morbilidad-mortalidad.²⁴⁻²⁶

El equipo de emergencia estándar, que incluye un suministro de oxígeno y medios de ventilación (por ejemplo, una máquina de anestesia o un resucitador manual^a) y fármacos de emergencia y agentes que reviertan los efectos de la anestesia, con fecha de vencimiento actualizada, deben estar disponibles prontamente, con un buen abastecimiento, en todas las situaciones. Además, los gráficos de fármacos de emergencia que contienen los volúmenes de fármaco que se administrarán por peso corporal (sobre la base de la concentración de fármaco disponible) deben ser accesibles fácilmente para permitir una rápida preparación de dosis. Los gráficos de fármacos de emergencia se pueden encontrar en varias referencias.²⁵⁻²⁷

Atención de emergencia y de seguimiento

Los programas de esterilización y castración deben establecer políticas regulares para manejar las complicaciones y emergencias ocurridas después de la cirugía. Si es posible, el programa debe efectuar sus propias reevaluaciones. En el caso de programas de unidades móviles o MASH, las contingencias para una atención veterinaria de emergencia se deben organizar de antemano. En el caso del fallecimiento del paciente internado, se debe notificar de inmediato al dueño, el proveedor de cuidados o el agente debidamente autorizado y se debe solicitar su permiso para efectuar una necropsia. En las instrucciones para el alta del paciente, se debe indicar que toda consulta o problema posoperatorios deben ser dirigidos a la clínica. En el caso del fallecimiento del paciente después del alta, se debe efectuar una necropsia, si es posible, para determinar la causa de la muerte. Una fuente neutral, como un laboratorio de diagnóstico o un veterinario clínico, debe realizar la necropsia y documentarla de forma apropiada.²⁸

Lineamientos para cuidados preoperatorios

La atención cuidadosa prestada a los problemas y procedimientos preoperatorios es fundamental y promueve la confianza en los programas de esterilización y castración. Al abordar las expectativas e inquietudes de los clientes, seleccionar a los pacientes de modo apropiado y al garantizar la seguridad de los pacientes, todo esto, en su conjunto, reduce el estrés de los pacientes, los clientes y del personal. Cada una de estas iniciativas aumenta la calidad de los cuidados prestados a los pacientes; al mismo tiempo, reduce la exposición a una responsabilidad legal y respalda el programa de manera positiva.

Selección de los pacientes

La selección de los pacientes variará dependiendo de la dotación de personal clínico, las capacidades anestésicas, el lugar, la capacitación técnica y la rentabilidad. Un veterinario debe tomar la decisión final respecto de la aceptación de cualquier paciente para la cirugía, y dicha aceptación se

debe basar en las conclusiones del examen físico y el historial médico, así como el calendario de cirugías del programa. El cirujano debe usar su propio criterio y sentido común respecto de la edad y del peso mínimos y máximos del paciente, tomando en cuenta la disponibilidad de personal experimentado y el equipo necesario para proveer cuidados a los pacientes. Se puede ayudar mejor a las mascotas con dueño al programar la cirugía a los 4 meses de edad o más para optimizar el desarrollo de la inmunidad a través de una vacunación oportuna. Se recomienda firmemente la esterilización antes de la madurez sexual para impedir el nacimiento de camadas accidentales, que comúnmente ocurre cuando se demora la cirugía.^{8,16,29-37} En las situaciones relacionadas con la colocación para la adopción de cachorros y animales adultos, es mejor efectuar la esterilización antes de la adopción (tan temprano como a las 6 semanas de vida) para garantizar su realización.^{8,16,32-37} Es probable que la esterilización antes de la adopción mejore las chances que los animales adoptados sigan viviendo en sus hogares, porque se ha identificado que el factor de riesgo principal para el abandono de gatos y perros es la falta de esterilización.³⁸⁻⁴²

Los veterinarios deben sopesar los riesgos y beneficios de esterilizar a los pacientes que padecen enfermedades no infecciosas o moderadamente infecciosas, como por ejemplo, una afección de las vías respiratorias superiores, una infección parasitaria o una infección de *dilofilaria immitis* subclínica.^{43,44} Aunque algunas afecciones pueden aumentar, en teoría, el riesgo de complicaciones de la anestesia o la transmisión de enfermedades infecciosas a otros animales, los beneficios de la esterilización probablemente excederán estos riesgos, en el entorno de un programa de esterilización y castración.^{45,46} Como es posible que la oportunidad de esterilizar a cualquier animal no se vuelva a presentar otra vez en el futuro, los beneficios de esterilizar a dichos animales cuando se presenta esa oportunidad normalmente exceden los riesgos representados por dichas enfermedades. En el caso de las hembras preñadas o que amamantan, o que están en celo o tienen piometra, la experiencia del grupo de trabajo ha demostrado que la esterilización se puede realizar de modo seguro. Si el estado del paciente lo requiere, se debe prestar una atención médica adicional.

Comunicación con los clientes

Se debe obtener el historial del paciente, que incluya el estado de salud actual, los síntomas clínicos corrientes de una enfermedad, los medicamentos y suplementos actuales, las vacunas previas, las afecciones preexistentes y las reacciones adversas previas. Además, se debe instruir a los clientes que no alimenten a sus animales de ninguna manera antes de la cirugía. Se debe informar a los clientes de los riesgos quirúrgicos y de la anestesia, y ellos deben dar su consentimiento para los procedimientos previstos.

Antes de iniciar la anestesia, los clientes o sus agentes autorizados (es decir, personas mayores de edad, autorizadas para tomar decisiones por el paciente) deben firmar los formularios de consentimiento. Aunque los temas específicos descritos en el formulario de consentimiento pueden variar de un programa a otro, los temas que se deberán considerar incluyen los siguientes:

- La confirmación del cliente respecto de la salud del paciente, cuando sea posible.
- El reconocimiento del riesgo de una exposición a enfermedades infecciosas, incluido un mayor riesgo si el animal no fue vacunado antes.
- El reconocimiento de los riesgos de la anestesia y la cirugía, incluida la muerte.
- El reconocimiento de los riesgos del transporte, si correspondiera.
- La notificación de procedimientos de identificación permanente, incluidos tatuajes, corte de la punta de la oreja y *microchips*.
- La autorización para la cirugía y otros procedimientos.
- La recomendación que una clínica veterinaria de servicios integrales preste una atención médica continua.
- Información de contacto del cliente, incluidos números de teléfono de emergencia.

- Una descripción de los cargos, si correspondiera.

Retención de alimentos

Los animales no deben comer nada por un periodo apropiado antes de la cirugía⁴⁷; sin embargo, la retención de agua no es necesaria ni recomendada. En el caso de pacientes pediátricos (es decir, animales entre 6 y 16 semanas de edad), se les debe dar una porción pequeña de comida 2 a 4 horas antes de la cirugía, y no se debe retener alimentos por > (más de) 4 horas antes de la cirugía.¹⁸⁻²¹ En el caso de animales jóvenes y adultos (es decir, de > de 16 semanas de edad), se debe retener alimentos por lo menos por 4 horas.⁴⁸⁻⁵² Aunque un ayuno por la noche es aceptable, la retención de alimentos por > de 6 horas no es necesaria.⁵³ Se pueden hacer excepciones a los periodos de ayuno para los gatos callejeros alojados en trampas humanitarias, debido a los riesgos para la seguridad, causados por el retiro de alimentos no ingeridos (usados como cebo).

Examen físico

Un veterinario o un estudiante de veterinaria supervisado deben hacer un examen físico a todos los pacientes para determinar que el animal puede ser operado. De manera ideal, el examen físico se debe realizar antes de anestesiarse al animal pero la ansiedad, la agresión o una conducta montaraz pueden impedir un examen completo antes de la sedación o la inducción de la anestesia. En definitiva, queda a criterio del veterinario responsable si el examen físico se hará antes o después de que el animal sea pre-medicado o anestesiado.

El examen físico debe incluir la verificación del sexo y del estado de salud reproductiva (si el animal tiene sus órganos sexuales, en vez de estar esterilizado), si es posible, palpando a los animales para detectar la presencia de tatuajes abdominales ventrales, puntas de orejas recortadas quirúrgicamente y otros indicadores de una esterilización previa.⁵⁴ La exploración de un *microchip* también puede ser parte del examen físico.⁵⁵

A criterio del veterinario responsable, se tomará o no la temperatura corporal. Además, a criterio del veterinario responsable, se harán o no pruebas de diagnóstico antes de la anestesia. Se debe establecer el peso corporal tan cerca del momento de la cirugía como sea posible. Cuando no es posible pesar a un animal (por ejemplo, animales montaraces o ariscos), se debe calcular el peso corporal tan exactamente como sea posible.

Pautas para los procedimientos anestésicos

Los programas de esterilización y castración demandan protocolos eficientes y seguros para la anestesia (es decir, selección de fármacos, cuidados preoperatorios, monitoreo y técnica general), que estén formulados cuidadosamente para promover la esterilización de grandes cantidades de animales en un periodo corto. Una anestesia equilibrada es esencial e implica la administración de una combinación de fármacos para causar de modo seguro una analgesia efectiva, la pérdida de conciencia, la relajación muscular y la inmovilidad, sin comprometer al paciente.⁵⁶

Termorregulación preoperatoria

La hipotermia puede ser un problema preoperatorio involuntario.⁵⁷⁻⁶¹ En el caso de la mayoría de los pacientes que serán esterilizados a través de un programa de esterilización y castración, el potencial de hipotermia es considerable. Por lo tanto, se deben dedicar esfuerzos para mantener la temperatura corporal normal, a partir de la admisión del paciente hasta su alta.⁶²

Antes de la premedicación e inducción de la anestesia, la temperatura ambiente y la humedad deben ser controladas para mantener a los animales cómodos. Las corrientes de aire se deben evitar, y los animales deben estar secos. El calor corporal se puede preservar usando distintos materiales a modo de cucha, por ejemplo, papeles, toallas o cobijas. El ambiente térmico neutral para perros y gatos variará dependiendo de cada animal.^{8,63-65} El rango recomendado de temperatura ambiente para el alojamiento de gatos y perros es entre 18° y 28°C (64° y 84°F), siendo típico que se fije la temperatura en un rango de bajo a mediano en los 70°. Sin embargo, la fijación de la temperatura y la cantidad de material para la cucha, usado como material aislante, deben ser adaptados a las necesidades de cada animal. Cuando los animales se están recuperando de la anestesia, a menudo necesitan temperaturas ambientales más cálidas, y los pacientes enfermos, débiles y pediátricos pueden requerir temperaturas más cálidas que los animales sanos. Además, se debe considerar la ubicación del animal, porque puede haber un diferencial de temperatura entre los alojamientos a nivel del suelo y los elevados.^{63,64} Si es necesario, se deben usar fuentes de calor complementarias pero se debe tener cuidado de prevenir la hipertermia y quemaduras térmicas. Los estudios de investigación⁶⁶⁻⁶⁸ en medicina humana demuestran que los pacientes permanecen más calientes con temperaturas ambientales más cálidas en las salas preoperatoria, de cirugía y de recuperación.

El precalentamiento de pacientes antes de la administración de la premedicación y agentes anestésicos puede reducir la hipotermia preoperatoria.⁶⁹ El contacto con superficies frías, especialmente después de la administración de la premedicación, reducirá la temperatura corporal, la cual, posteriormente, no aumentará con facilidad durante la cirugía. Por este motivo, todo contacto con superficies frías debe ser reducido al mínimo, en la medida de lo posible, por ejemplo, colocando una cobija, toalla, almohadilla de lana o papeles debajo de cada paciente, inmediatamente después de la inducción anestésica, y manteniendo estos materiales debajo de los pacientes cuando ellos son trasladados por diversas áreas de la clínica (por ejemplo, las áreas de preparación, cirugía y recuperación). Esta técnica también puede servir para mejorar la bioseguridad, ya que ofrece una barrera física para reducir el riesgo de una contaminación cruzada entre pacientes.

Durante la preparación del paciente para la cirugía, se debe evitar afeitar o humedecer en exceso el pelaje en torno del sitio de la cirugía, y se debe usar una solución de preparación calentada para minimizar la pérdida de calor y ayudar a preservar la temperatura corporal del paciente.⁷⁰ El uso de tasas bajas de flujo de oxígeno con los circuitos anestésicos con reinhalación también puede contribuir a conservar la temperatura corporal. Sin embargo, las tasas bajas de flujo de oxígeno no son apropiadas para su uso con circuitos anestésicos sin reinhalación.⁷¹ La cirugía debe comenzar tan pronto como sea posible después de que la preparación haya terminado para minimizar una pérdida calórica adicional.

La pérdida calórica intraoperatoria se puede reducir aún más al mínimo al limitar la exposición de las cavidades corporales, aumentar la temperatura ambiente y al brindar un aislamiento adicional para los pacientes (por ejemplo, envolviendo las extremidades en materiales tales como papel envoltorio de burbujas, periódico y poliestireno).⁷⁰ El calentamiento activo del paciente se puede lograr usando una mesa de operaciones climatizada, cobijas térmicas de polímero semiconductor, cobijas con agua caliente en circulación y cobijas con aire caliente.⁷² El microambiente del paciente se puede mantener cálido, usando recipientes calentadores, protegidos con cuidado. Por el contrario, se debe evitar todo contacto desprotegido o uso negligente de secadores, lámparas térmicas, jaulas de secado, almohadillas térmicas eléctricas y agua caliente o materiales calentados, con el fin de prevenir una lesión térmica.⁷⁰

Equipos para anestesia

Los equipos para anestesia, usados en programas de esterilización y castración, normalmente son los mismos que los utilizados en cualquier clínica veterinaria. Sin embargo, cuando se usan

equipos en un entorno con muchos pacientes, se debe prestar una atención especial a su utilización y mantenimiento para mejorar la seguridad de los pacientes. Al igual que en cualquier entorno operatorio, todos los equipos para anestesia, incluidos los tubos endotraqueales, laringoscopios, máquinas para anestesia y monitores, deben ser preparados e inspeccionados diariamente antes del uso. Hay listas disponibles de comprobación de la seguridad de las máquinas.⁷³⁻⁷⁶

Los equipos para anestesia en programas con muchos pacientes se utilizan demasiado, a menudo por muchos empleados; por lo tanto, todos los programas deben formular e implementar un calendario de mantenimiento periódico de los equipos. La frecuencia del servicio de mantenimiento debe ser proporcional al nivel de uso (es decir, los equipos usados excesivamente en programas con un gran volumen de pacientes deben ser mantenidos con más frecuencia). El mantenimiento de las máquinas y monitores de anestesia debe cumplir con las recomendaciones de los fabricantes, mediante procedimientos efectuados periódicamente dentro de la clínica, o una tercerización regular a compañías de servicio de vaporizadores y equipos.

Los materiales absorbentes de anhídrido carbónico se deben inspeccionar y cambiar regularmente; cuanto más grande es el volumen de pacientes, más frecuente es el reemplazo y la limpieza de los depósitos. Se debe usar un sistema de eliminación de gases residuales; tanto los sistemas activos como pasivos son aceptables. Para seguridad del personal, en particular en entornos con un gran volumen de pacientes donde se efectúan cirugías durante varias horas del día, de forma periódica, no se recomienda el uso de depósitos de carbón para eliminar gases residuales, porque estos depósitos de carbón son efectivos solo por breves periodos, normalmente < (menos) de 6 horas a 8 horas, o según se establezca por la ganancia de peso del depósito, y puede ser efectivo de manera variable.⁷⁸ Cuando se usan depósitos, se los debe monitorear cuidadosamente, pesar regularmente y eliminar al terminar su vida útil efectiva.

Estrategias de ventilación y complementación de oxígeno

Aunque no es necesario para todos los pacientes, se recomienda una complementación de oxígeno, antes y después de la cirugía inclusive, para los pacientes de alto riesgo, por ejemplo, animales braquicéfalos, así como animales enfermos, débiles o en estado avanzado de preñez. La capacidad de proveer una complementación de oxígeno cuando se la prescribe médicamente es un requisito para todos los programas de esterilización y castración. Las tasas apropiadas de flujo para la oxigenación por mascarilla variarán dependiendo del tamaño del paciente, el sistema de inhalación utilizado y el grado de cierre de la mascarilla.⁷⁹ Las tasas de flujo de oxígeno para el oxígeno administrado por tubos endotraqueales deben ser adecuadas y específicas para los circuitos con reinhalación o sin reinhalación que se utilicen.

La ventilación en los pacientes anestesiados se puede realizar conectando la máquina de anestesia a un circuito con reinhalación con un material absorbente de anhídrido de carbono funcional, o un circuito sin reinhalación con tasas apropiadas de flujo de oxígeno. Como alternativa, se puede usar un resucitador manual,^a conectado a una fuente de oxígeno con un regulador, como medio de ventilación y complementación de oxígeno. Cuando los materiales absorbentes de anhídrido carbónico están agotados o vaciados, se compromete la ventilación; por lo tanto, es necesario monitorear atentamente si los materiales absorbentes de anhídrido carbónico son adecuados. Además, se compromete la ventilación al usar de manera inapropiada tasas bajas de flujo de oxígeno con circuitos sin reinhalación. La capnografía es una herramienta útil para evaluar si la ventilación es adecuada, si los materiales absorbentes de anhídrido carbónico son adecuados, u otras causas de reinhalación, así como el estado circulatorio del paciente.⁸⁰

Control de las vías respiratorias

Para los gatos, perros y conejos, las opciones para el control de las vías respiratorias incluyen el uso de mascarillas faciales y tubos endotraqueales. Una opción adicional es el uso de aparatos supraglóticos, disponibles comercialmente, para el control de vías respiratorias.⁸¹⁻⁸⁷ Cuando se utilizan estos aparatos para el control de vías respiratorias, se los debe insertar de modo apropiado y colocarlos con cuidado en posición. Una cinta adhesiva o amarres, hechos de tubos plásticos, gaza u otros materiales, son aceptables para este propósito. Cuando se usa una mascarilla en pacientes con una congestión nasal, hay que garantizar de manera cuidadosa que la boca se mantenga abierta para poder respirar.

La intubación da a los pacientes una vía respiratoria artificial, evidente y utilizable pero no implica necesariamente el uso de oxígeno o anestesia inhalante. Históricamente, la intubación con un tubo endotraqueal con manguito representaba el estándar de oro para mantener una vía respiratoria protegida en los pacientes anestesiados.⁸⁸ Sin embargo, la intubación demanda capacitación, práctica, tiempo, paciencia y el nivel apropiado de intensidad de la anestesia, y puede comprometer la atención del paciente si no se realiza con cuidado, habilidad y eficiencia.^{89,90} La colocación inapropiada o traumática de tubos endotraqueales puede aumentar los riesgos del paciente, especialmente entre los gatos.⁹¹⁻⁹³ Una investigación epidemiológica a gran escala reciente⁹⁴ de los factores de riesgo vinculados con complicaciones de la anestesia documentó que la intubación de gatos no es una técnica benigna y que puede dar como resultado un traumatismo iatrogénico. Además, el estudio⁹⁴ documentó un aumento significativo del riesgo de efectos adversos relacionados con la intubación, entre ellos la muerte, para los gatos expuestos a la anestesia por poco tiempo (< 30 min). Sobre la base de estas conclusiones, es aceptable no entubar a los gatos para procedimientos de corta duración, siempre que haya un equipo disponible para la intubación en el caso de una emergencia con la anestesia.

Se deben ponderar los beneficios de la intubación por oposición a los perjuicios potenciales para todos los pacientes que serán esterilizados y castrados. Cuando se logra una anestesia equilibrada mediante el uso de protocolos de fármacos inyectables, la intubación de rutina de todos los pacientes que serán esterilizados y castrados no es necesaria. Sin embargo, la capacidad de realizar una intubación cuando es prescrita médicamente, incluida una intubación rápida en situaciones de emergencia, es necesaria para todos los programas de esterilización y castración.^{25,27} Si la intubación se efectúa como parte estándar de un protocolo de anestesia, el contar con un equipo de anesthesiólogos que posean las destrezas necesarias para esta maniobra es fundamental para el éxito.²⁴ El anesthesiólogo debe verificar la colocación del tubo endotraqueal mediante una visualización directa o usando un capnógrafo. En particular, los pacientes que se pueden beneficiar de la intubación incluyen todos los pacientes braquicéfalos, pacientes con sobrepeso u obesos, hembras en estado avanzado de preñez, pacientes que padecen de una enfermedad grave de las vías respiratorias superiores y aquellos pacientes para cuyos procedimientos se prevé que se necesitará la anestesia por más tiempo (por ejemplo, > 30 minutos).

Fluidoterapia

La administración de fluidos no es necesaria para todas las intervenciones quirúrgicas optativas, especialmente cuando el tiempo de la intervención es breve.^{95, 96} La complementación con fluidos es recomendada para pacientes de alto riesgo, como los riesgos que se pueden presentar para una histerectomía con extracción de los ovarios, en etapas avanzadas de la preñez, o con evidencia de piometra, y cuando se prevé una hemorragia importante o una cirugía prolongada, o cuando esto ocurre. La capacidad para administrar fluidos por vía intravenosa cuando es prescrita médicamente es obligatoria para todos los programas de esterilización y castración. Para una fluidoterapia de rutina para muchos pacientes, una administración subcutánea es adecuada. Cuando se administran fluidos por vía subcutánea, se recomienda hacerlo durante el periodo posoperatorio inmediato, porque esto evita el estrés y dolor relacionados con la administración subcutánea en pacientes despiertos. En el caso de los

pacientes que corren mayor riesgo de una hipotermia clínicamente importante (por ejemplo, pacientes pediátricos, pequeños, débiles y enfermos), se debe considerar calentar los fluidos a la temperatura corporal antes de administrarlos, o la línea de fluidos durante la administración.^{67,97} La administración de fluidos puede mejorar la recuperación de la anestesia. Cuando se usan fluidos, se los debe administrar de acuerdo con los lineamientos médicos veterinarios corrientes para una fluidoterapia.⁹⁶

Monitoreo

Se debe monitorear con cuidado a cada paciente, comenzando desde el momento de la administración de la premedicación o agentes anestésicos y continuando hasta la conclusión del periodo de recuperación. El monitoreo del paciente es fundamental para su seguridad, así como garantizar el mantenimiento de un nivel seguro y adecuado de anestesia.⁹⁸ La identificación de cambios en parámetros vitales es esencial para una evaluación exacta.⁸⁰ El medio más fiable para garantizar la evaluación y seguridad constantes del paciente durante la anestesia es una observación vigilante y práctica por parte del personal capacitado. En general, es necesario monitorear varias variables para evaluar exactamente el nivel de anestesia. La fuerte dependencia de una sola variable puede derivar en un nivel inadecuado de anestesia o, por el contrario, en una intensidad excesiva de anestesia, que aumentará el riesgo de complicaciones, incluida la muerte.⁹⁹

Dependiendo de las circunstancias individuales, el monitoreo debe incluir la evaluación de diversas combinaciones de parámetros vitales. De acuerdo con los lineamientos actuales para el monitoreo de la anestesia veterinaria, el uso de un medio objetivo de monitoreo también es necesario.⁷⁶ Las opciones incluyen, sin limitación alguna, la detección del pulso mediante una palpación o ultrasonografía Doppler, la auscultación del ritmo cardíaco, oximetría del pulso, capnografía y monitoreo de la presión arterial. El uso de una oximetría del pulso se alienta vivamente, porque esta modalidad permite una auditoría objetiva y un medio visual para determinar la presencia de un pulso y el ritmo del pulso y si la oxigenación es adecuada.¹⁰⁰ Se ha comprobado que la utilización de monitores de oximetría del pulso disminuyen el riesgo de morir a causa de la anestesia entre los gatos.¹⁰¹ Se prefiere una oximetría del pulso a la electrocardiografía, que pudiera no evaluar exactamente el ritmo cardíaco, porque refleja una actividad eléctrica, en vez de mecánica y no da un indicio de la oxigenación.¹⁰²

Aunque el uso de diversos tipos de equipos puede aumentar el monitoreo del paciente, el uso de dicho equipo no debe servir como un sustituto del monitoreo continuo por parte de personal capacitado. Los periodos precisos para –y los medios de– monitoreo y el registro de parámetros vitales quedan a criterio del veterinario responsable, y deben ser apropiados para cada programa, cada paciente y cada procedimiento.

Calidad, frecuencia y ritmo del pulso - Es importante monitorear directamente la calidad del pulso del paciente. El pulso se puede evaluar por una palpación manual de las arterias carótida, facial, lingual, femoral, metatarsiana dorsal y radial.

Frecuencia y patrón respiratorios - El monitoreo de la frecuencia y del patrón respiratorios es particularmente útil en la identificación temprana de problemas con la anestesia. Se debe evaluar la frecuencia respiratoria observando las excursiones torácicas o auscultando los pulmones con un estetoscopio. El monitoreo directo es preferible al uso de monitores de apnea o respiratorios, los cuales pueden detectar cambios falsos de la impedancia del flujo que son más indicativos de una manipulación abdominal durante la cirugía (movimientos falsos del diafragma), que de una respiración efectiva.¹⁰³ Del mismo modo, el monitoreo de la respiración, basado exclusivamente en el movimiento de la bolsa de recirculación de aire exhalado, puede dar como resultado una evaluación inexacta.

Tono muscular de la mandíbula - Un tono muscular moderadamente relajado de la mandíbula indica un nivel operatorio de anestesia en la mayoría de los pacientes. Un tono muscular laxo de la mandíbula puede indicar una intensidad de la anestesia excesiva mientras que un tono muscular tenso de la mandíbula puede estar relacionado con un nivel inadecuado de anestesia, o con el uso de agentes anestésicos disociativos. Una advertencia importante es que los pacientes pediátricos normalmente carecen de tono muscular de la mandíbula; por lo tanto, el tono muscular de la mandíbula no se debe usar para evaluar la intensidad de la anestesia en estos pacientes.

Posición ocular y tamaño de la pupila - En general, la posición ocular central con una dilatación de pupilas indica una intensidad de anestesia que puede poner en peligro la vida. Sin embargo, la posición ocular central y la dilatación de pupilas pueden ocurrir en gatos y perros anestesiados con dosis altas de agentes anestésicos disociativos, y pudieran no estar vinculadas con complicaciones.^{104,105} La rotación ventral moderada de los ojos a menudo indica un nivel operatorio adecuado de anestesia en la mayoría de las especies, pero depende de la combinación de fármacos usados para la anestesia.^{99,106}

Reflejo palpebral - Un reflejo palpebral disminuido es un indicio de una mayor intensidad de anestesia. Sin embargo, este reflejo puede estar ausente en los animales cuando se ha usado un protocolo de anestesia inyectable, especialmente cuando se incluyen agentes disociativos.

Color de la membrana mucosa y tiempo de llenado capilar - El color de la membrana mucosa y el tiempo de llenado capilar son evaluaciones subjetivas de perfusión, pero no se deben usar como únicos indicadores de una circulación adecuada. Hay muchos factores que afectan estos parámetros, por ejemplo, la edad, temperatura corporal y hematocritos. La palidez es un resultado clínico no específico; las membranas mucosas pálidas pueden indicar una vasoconstricción periférica, que a menudo acompaña el uso de agonistas de receptores adrenérgicos α_2 , hipotermia, anemia o hipoxemia. En particular, se puede observar un tiempo de llenado capilar normal después de un paro cardíaco.¹⁰⁷⁻¹¹⁰

Protocolo de anestesia

La selección de protocolos de anestesia para programas de esterilización y castración depende de muchos factores, incluidos la cantidad y el tipo de pacientes, la destreza y eficiencia de la asistencia técnica disponible, el control de los tiempos de diversas técnicas de anestesia y operatorias y la competencia en ellas y la disponibilidad de fármacos. Hay cuatro criterios que siguen siendo fundamentales para identificar los protocolos de anestesia más seguros, más humanitarios y más efectivos en términos de costos y tiempo. Estos incluyen la provisión de analgesia, la reducción del estrés o ansiolíticos, la inmovilidad y la relajación muscular, así como la depresión segura, controlada y reversible del sistema nervioso central que da como resultado la inconsciencia. Existen numerosos protocolos rentables que combinan varios fármacos analgésicos y anestésicos, incluidos agentes inhalatorios e inyectables, con el fin de lograr una anestesia equilibrada en pacientes pediátricos y adultos.^{20,21,111-122} Un listado completo de todos los fármacos analgésicos y anestésicos apropiados y efectivos no está dentro del ámbito de estas pautas ni está incluido en ellas. La utilización de muchos de estos agentes para usos distintos de los indicados es una práctica común y apropiada en cualquier clínica médica veterinaria.

Dosificación exacta de agentes anestésicos

Considerando que muchos programas de esterilización y castración manejan un gran volumen de pacientes, los veterinarios pudieran sentirse tentados de utilizar dosis estandarizadas o predeterminadas de fármacos (es decir, un enfoque universal). Estos enfoques no toman en cuenta el temperamento, el peso o el estado de salud de cada paciente; en consecuencia, se podría administrar una dosificación inapropiada, incluida la sobredosis de pacientes más pequeños y la dosificación inexacta de los más grandes. Por ejemplo, no se recomienda el uso de una dosis estándar de dexmedetomidina para todos los gatos, cualquiera sea su tamaño. Del mismo modo, se debe evitar la administración de volúmenes de fármacos que solo llenen la base de la aguja. Por otra parte, el uso de dosis de fármacos para animales categorizados sobre la base del peso corporal (por ejemplo, X μg de fármaco para los pacientes que pesan de 1 a 2 kg [2,2 a 4,4 lb] e Y μg para los pacientes que pesan de 2 a 4 kg [4,4 a 8,8 lb]) puede ser un medio aceptable para facilitar la preparación de la dosis. Además, el uso de una tabla que indica las dosis de fármacos en función del peso corporal puede ayudar a prevenir errores de cálculo. Sin embargo, cuando se usa una tabla de dosis, se debe tener cuidado con los pesos de pacientes en ambos extremos del rango provisto (es decir, pacientes muy pequeños y pacientes muy grandes). En estos casos, se recomienda una dosificación basada en el área de superficie corporal o escala metabólica para mejorar la exactitud. Cuando no se puede obtener el peso corporal exacto antes de la administración del fármaco, por ejemplo, en programas de asistencia para gatos comunitarios, la seguridad aumenta al utilizar agentes reversibles, evitar fármacos que causan una depresión cardiorrespiratoria acentuada y al calcular el peso corporal tan exactamente como sea posible.

Además, la atención cuidadosa prestada a la concentración rotulada de cada fármaco es esencial para una dosificación exacta. Las concentraciones de los fármacos usados se deben seleccionar de modo tal que resulten en volúmenes apropiados para los pacientes de un programa. Si las concentraciones disponibles comercialmente de fármacos no se ajustan a una dosificación exacta, las concentraciones madre se deben diluir de modo apropiado para los fármacos individuales. Por ejemplo, un fármaco anestésico que está disponible comercialmente como una solución de 10 mg/mL se podría diluir a una concentración de 1 mg/mL para ayudar a la preparación de dosis pequeñas. Por último, el uso de fármacos preparados puede facilitar una dosificación exacta de los pacientes; sin embargo, las clínicas deben cumplir con todas las leyes y regulaciones federales, estatales y locales, relacionadas con la preparación de fármacos.¹²³

Administración de analgésicos y ansiolíticos

Los analgésicos son obligatorios para todos los pacientes que serán esterilizados, y deben ser administrados antes de la incisión operatoria inicial.^{124–126} Las opciones aceptables incluyen opioides, agonistas de receptores adrenérgicos α_2 , antiinflamatorios no esteroideos (NSAID, *en inglés*) y anestésicos locales.^{127–150} La analgesia multimodal comprende el uso de varios analgésicos con distintos mecanismos farmacológicos para controlar el dolor.¹⁵¹ Se recomienda su uso cada vez que sea posible, porque los agentes actúan de manera sinérgica para controlar el dolor, normalmente con menos efectos adversos que cuando se utilizan agentes simples y con una analgesia mejorada.

El uso y la elección del momento oportuno para administrar NSAID se debe basar en el fármaco específico y en cada paciente. En particular, se debe prestar atención al estado de hidratación del paciente y la presencia de una enfermedad hepática, renal o gastrointestinal preexistente o una coagulación anormal.¹²⁵ Se debe evitar administrar NSAID a pacientes que están deshidratados clínicamente o subclínicamente, debido al mayor riesgo de efectos adversos, incluida una nefrotoxicosis.

Los agentes para la reducción del estrés incluyen tranquilizantes menores y mayores (por ejemplo, acepromazina, midazolam y diazepam) y agonistas de receptores adrenérgicos α_2 . Estos se pueden administrar, combinados con analgésicos.^{111,129,152–155}

Anestesia intramuscular total

La administración de una sola inyección que incluya agentes de inducción anestésica, analgésica y tranquilizante puede reducir el dolor y el estrés del paciente, por comparación con la administración de varias inyecciones. La combinación de una premedicación y agentes de inducción de la anestesia en una sola inyección es una técnica útil para algunos programas de esterilización y castración. Las combinaciones recomendadas para inyecciones simples incluyen agonistas de receptores adrenérgicos α_2 , opioides y fármacos disociativos, porque dichas combinaciones brindan a los pacientes una analgesia multimodal y una anestesia equilibrada cuando se las administra en dosis apropiadas.^{45,119,156-163,b}

Agentes anticolinérgicos

Los agentes anticolinérgicos se pueden administrar o no de rutina como parte de un protocolo de anestesia.^{76,164} Sin embargo, ellos deben estar disponibles en todas las clínicas de esterilización y castración para cada paciente y su uso de emergencia. Los agentes anticolinérgicos no son apropiados para el tratamiento de la bradicardia, inducida por los agonistas de receptores adrenérgicos α_2 ,^{165,166} debido a la mayor carga de trabajo cardíaca resultante. En aquellos raros casos cuando la bradicardia inducida por agonistas de receptores adrenérgicos α_2 pone en peligro la vida del paciente, la reversión o reversión parcial del agonista de receptores adrenérgicos α_2 debe restaurar el ritmo cardíaco.¹⁶⁷

Inducción y mantenimiento de la anestesia con agentes anestésicos inhalantes

Aunque puede haber ocasiones cuando la administración por mascarilla de agentes anestésicos inhalantes es necesaria para los pacientes en programas de esterilización y castración, se debe minimizar el uso de la administración por mascarilla.¹⁶⁸ Además, se debe evitar estrictamente el uso de una cámara para la administración de agentes anestésicos inhalantes.

Inducción con mascarilla - Se refiere a la inducción de la anestesia general a través de la administración de agentes anestésicos inhalantes por mascarilla. La inducción con mascarilla no se debe realizar de rutina y se la debe evitar,¹⁶⁸ porque no se controla bien la pérdida de consciencia, y los pacientes están expuestos a un mayor grado de estrés durante este método de inducción, comparado con el estrés relacionado con la inducción de anestesia usando agentes inyectables. Además, una inducción con mascarilla apropiada demanda tasas altas de flujo de oxígeno, que producen una importante contaminación ambiental con gases anestésicos residuales que pueden ser particularmente problemáticos en espacios pequeños.^{169,170,c} Cuando se usan agentes anestésicos inhalantes como agentes únicos, se necesitan grandes concentraciones para la inducción, lo que puede dañar potencialmente a los pacientes. En los perros, este método se ha vinculado con un mayor riesgo de muerte causada por la anestesia.¹⁷¹ Los pacientes están más dispuestos a una inducción con mascarilla cuando son premedicados de forma apropiada con agentes inyectables antes de la administración de anestesia inhalante.⁴⁷

Inducción por cámara - Se refiere a la inducción de anestesia general a través de la administración de agentes anestésicos inhalantes por una cámara (es decir, una cavidad que rodea al animal o la cabeza y la cara del animal). Considerando la disponibilidad de varios protocolos seguros alternativos de anestesia, el uso de la inducción por cámara en programas de esterilización y castración con un gran volumen de pacientes rara vez se justifica o es necesario. Sin embargo, en casos poco frecuentes (por ejemplo, cuando un protocolo inyectable no funciona, no hay acceso a suero

intravenoso, o animales sumamente ariscos que no se pueden inyectar de modo seguro), entonces la inducción por cámara, en particular con inhalantes de inducción de acción rápida como sevoflurano, puede ser una elección apropiada para algunos animales. Los veterinarios clínicos deben estar conscientes de que la inducción por cámara produce las más grandes cantidades de gases anestésicos residuales.⁴⁷

Mantenimiento de la mascarilla - El mantenimiento de la mascarilla o complementación se refiere a la continuación de la anestesia general por un tiempo, a través de la administración de agentes anestésicos inhalantes por mascarilla. El uso del mantenimiento de la mascarilla, según sea necesario para algunos pacientes, es común en algunos programas de esterilización y castración. Para los gatos, puede ser más seguro que la intubación durante procedimientos cortos.⁹⁴ Los riesgos potenciales del mantenimiento de la mascarilla incluyen irritación bronquial, aspiración del contenido gástrico y una contaminación ambiental con gases residuales.¹⁷²⁻¹⁷⁵ Por suerte, los gases anestésicos usados comúnmente, que están disponibles ahora (por ejemplo, isoflurano y sevoflurano) causan una irritación bronquial menor, comparada con la irritación causada por sus precursores.⁴⁷ Si la complementación con la mascarilla se torna frecuente o regular, se debe considerar la alteración del protocolo de anestesia para reducir su necesidad. Por ejemplo, los protocolos se podrían modificar para que incluyeran el mayor uso de sedación y analgesia al principio, o la administración de analgésicos adicionales, como bajas dosis de un opioide, ketamina o un agonista de receptores adrenérgicos α_2 , para mantener un nivel operatorio adecuado de anestesia.

Mitigación de la exposición a gases anestésicos residuales

Las máquinas de anestesia pueden contribuir a una contaminación ambiental debido a los gases anestésicos residuales. Además de realizar pruebas de fuga diariamente y de utilizar sistemas de eliminación que funcionen apropiadamente, se deben tomar varias otras medidas de rutina para limitar la liberación de gases residuales:

- Minimizar las fugas de vías respiratorias usando tubos endotraqueales de tamaño adecuado, con un inflado apropiado del manguito.
- Eliminar tantos gases residuales como sea posible antes de desconectar a los pacientes del sistema de respiración después de la cirugía, apagando el vaporizador y permitiendo que los pacientes inhalen oxígeno, idealmente por 5 minutos, antes de la desconexión.
- Antes de desconectar a los pacientes, vaciar la bolsa de reinhalación después de apagar el vaporizador y, si se usa un sistema circular, aumentar la tasa de flujo del oxígeno al doble o triple de la tasa de mantenimiento para ayudar a evacuar el sistema.
- Apagar los vaporizadores y medidores de flujo cuando los pacientes son desconectados de la máquina de anestesia.
- Tener precaución cuando se llenan los vaporizadores para garantizar que el cuarto esté bien ventilado y que haya tan pocos empleados como sea posible.¹⁶⁸

Pacientes de alto riesgo

Los veterinarios intervinientes pueden considerar que ciertos pacientes corren un alto riesgo de sufrir complicaciones de la cirugía o anestesia, basándose en el historial médico y los resultados del examen físico. Dichos pacientes pueden incluir pacientes geriátricos y braquicéfalos, así como pacientes con afecciones médicas preexistentes graves. A criterio del veterinario, se pueden indicar protocolos alternativos de anestesia para pacientes de alto riesgo. Los protocolos de anestesia para pacientes de alto riesgo deben depender menos de agentes que causan una depresión cardiorrespiratoria acentuada y podrían incluir el uso de agentes reversibles, la complementación con

oxígenos y fluidos y la intubación si la permeabilidad de las vías respiratorias es cuestionable. El veterinario o un miembro designado y supervisado del equipo de atención médica deben comunicar específicamente al dueño, proveedor de cuidados o agente autorizado de los pacientes de alto riesgo, los riesgos de la anestesia para el paciente.

Pautas para cuidados operatorios

La utilización de prácticas quirúrgicas de esterilización y castración, basadas en principios aceptables de control de infecciones, asepsia operatoria y técnica operatoria, optimiza el éxito de la cirugía y además, disminuye el riesgo de complicaciones. Cuando las prácticas quirúrgicas son eficientes, los periodos operatorios son más breves, y esto, a su vez, se espera que mejore la recuperación de los pacientes. Los programas de esterilización y castración pueden establecer y utilizar procedimientos operatorios estándar para técnicas quirúrgicas, y estas técnicas están adaptadas a las necesidades de cada uno de los pacientes, a criterio del cirujano. Las prácticas descritas en estas pautas representan niveles razonables que se pueden lograr en los programas de esterilización y castración, cualquiera sea el lugar, la clínica o el tipo de programa.

Entorno del quirófano

El quirófano debe ser un cuarto o un espacio donde la anestesia, la cirugía y la recuperación posoperatoria inmediata pueden tener lugar de manera segura. El equipo necesario para administrar la anestesia y monitorear a los pacientes debe estar presente y disponible fácilmente. El tránsito dentro del quirófano debe estar limitado al personal imprescindible.^{176,177} Se deben implementar procedimientos de salubridad e higiene de modo periódico.

Preparación del paquete quirúrgico

Se necesita instrumental estéril separado para cada paciente.¹⁷⁸⁻¹⁸⁰ El instrumental se debe limpiar antes de la esterilización. La esterilización de paquetes quirúrgicos se puede hacer con vapor, gas o plasma. La fecha y la persona responsable de la esterilización de paquetes deben ser identificables. Se debe colocar un indicador de esterilidad dentro y fuera del paquete. Aunque los indicadores de esterilidad no garantizan la esterilidad del paquete, ellos ayudan a detectar errores de procedimiento y el mal funcionamiento de equipos y permiten una diferenciación rápida entre los paquetes procesados y sin procesar.¹⁷⁹ Un número de materiales, incluidos materiales desechables y reutilizables, son aceptables para el envoltorio externo del paquete quirúrgico. El material del envoltorio externo debe proveer una barrera microbiana mínima, equivalente al algodón pima de recuento de hilos 270.¹⁷⁹ Además, el material del envoltorio y las condiciones de almacenamiento de paquetes deben garantizar la esterilidad durante el intervalo de rotación de paquetes más larga prevista.¹⁷⁹

Preparación del paciente

Los siguientes temas se deben considerar durante la preparación del paciente.

Vejiga - Una vejiga urinaria vacía simplifica los procedimientos quirúrgicos abdominales y aumenta la comodidad posoperatoria de pacientes machos y hembras. Si se realiza una expresión de la vejiga, se debe tener cuidado. Si una presión excesiva es necesaria para exprimir la vejiga antes de la cirugía, y se considera que la expresión de la vejiga es necesaria, se debe evaluar la permeabilidad de

la uretra y se debe demorar la expresión hasta alcanzar niveles más profundos de anestesia, o hasta que un examen y expresión operatoria sean posibles.

Piel - La piel se debe preparar de manera tal que conserve su integridad. El área preparada debe ser suficientemente grande para impedir una contaminación accidental del campo operatorio estéril y ajustar la extensión de la incisión si fuera necesario. Después de afeitar el pelaje, toda el área de la piel se debe preparar con un agente de exfoliación operatorio apropiado, usado de acuerdo con las prácticas aceptadas de preparación de pacientes.^{181,182}

Posicionamiento del paciente – Amarres, bandejas en V, mesas ajustables u otros aparatos se pueden usar para posicionar a los pacientes para la cirugía. El cuerpo del paciente se puede mantener a nivel o en posición inclinada, con la cabeza y el cuello alineados en forma recta. Se debe tener cuidado para posicionar al paciente de una manera que evite la compresión del tórax o comprometa el diafragma y que optimice la permeabilidad de vías respiratorias. Las extremidades del paciente se pueden asegurar en el lugar o dejarlas sueltas, a criterio del cirujano. Se debe evitar la hiperextensión de las extremidades, porque podría limitar la excursión del torso, comprometer la respiración o dar como resultado una mayor tensión en los ligamentos suspensorios; esto complicaría potencialmente la exposición de los ovarios y aumentaría el malestar posoperatorio. Para los procedimientos abdominales, las extremidades torácicas se pueden posicionar en forma craneal para que descansen sobre cualquier lado de la cabeza o del cuello, o en forma caudal para que descansen a lo largo de los aspectos laterales del tórax. Si se usan amarres para asegurar las extremidades, se debe tener cuidado para evitar cualquier constricción de las extremidades.

Cobertura del paciente – La cobertura del paciente con un material estéril es obligatoria para todos los procedimientos abdominales y la castración de perros adultos. El paño quirúrgico debe tener un tamaño adecuado para impedir la contaminación del campo estéril. El material del paño debe ser resistente a la penetración de fluidos y microorganismos en condiciones operatorias normales.^{181,183,184} Los paños reutilizables dejan de cumplir su función como barrera después de varios lavados; por lo tanto, el procesamiento de los paquetes debe cumplir con los lineamientos publicados para el lavado, la esterilización en autoclave y la vida útil de servicio.¹⁸⁵ Para los gatos y cachorros que serán castrados de rutina, el uso de un paño limpio o estéril queda a criterio del cirujano; sin embargo, si no se usa un paño, entonces se debe tener cuidado adicional para impedir una contaminación durante el procedimiento.

Preparación del cirujano

Los aspectos por considerar para la preparación del cirujano son los siguientes:

Ropa de quirófano - El cirujano debe usar la ropa apropiada para la cirugía, prevista para su uso dentro del quirófano.¹⁸⁶

Mascarillas y gorros de quirófano - Las mascarillas y gorros de quirófanos¹⁸⁷ son necesarios, excepto durante la castración de rutina de gatos y cachorros de perro.

Fregado de brazos y manos antes de la cirugía — Los cirujanos deben tomar medidas antisépticas apropiadas para lavarse las manos y los brazos antes de ponerse los guantes, en el caso de todas las cirugías abdominales y la castración de perros adultos.¹⁸³ Para ello, hay que refregarse muy bien las manos y los brazos, con un agente exfoliante de quirófano, o lavarse los brazos y las manos y aplicar después un agente de preparación sin agua para quirófano, de acuerdo con las pautas

publicadas.¹⁸⁸⁻¹⁹⁶ Para la castración de rutina de gatos y cachorros de perro, los cirujanos se deben lavar las manos o tomar medidas antisépticas para desinfectarse las manos antes de ponerse los guantes.

Batas de quirófano - El uso de batas estériles, ya sean de tela o descartables, en el quirófano queda a criterio del cirujano, siempre que se mantengan técnicas asépticas.

Guantes de quirófano - El uso por única vez de guantes estériles de quirófano es obligatorio para todas las cirugías abdominales y la castración de perros adultos.¹⁸⁷ Para la castración de rutina de gatos y cachorros de perro, el uso por única vez de guantes estériles o de examen es aceptable.

Intervenciones quirúrgicas

Veterinarios o estudiantes de veterinaria bajo la supervisión directa de un veterinario deben realizar todas las intervenciones quirúrgicas. Para las gatas (hembras) y los perros, los enfoques de línea media ventral, paramediano, bilateral y laparoscópico son aceptables, y se ha descrito el empleo de estos enfoques para la ovariectomía y ooforectomía en pacientes pediátricos y adultos.^{16,46,197-211} Para los gatos (machos), los enfoques escrotales son aceptables y, para los perros machos, los enfoques pre-escrotales y escrotales son aceptables. Se ha descrito el uso de estos enfoques para la castración para pacientes pediátricos y adultos.^{16,46,200-202,211-218}

Se deben aplicar los principios generales del manejo gentil del tejido blando, una hemostasia meticulosa y una técnica aséptica.^{219,220} Para reducir la morbilidad posoperatoria y mejorar los resultados generales, los cirujanos deben esforzarse por reducir el traumatismo operatorio de todas las maneras posibles. El manejo de tejido blando, el tamaño y la colocación de suturas y la longitud de la incisión, todo se debe considerar. Las incisiones pequeñas y ubicadas de modo apropiado pueden contribuir a lograr la meta de minimizar el traumatismo operatorio y además, mantener la meta del manejo gentil de tejido blando. Se debe garantizar y verificar la hemostasia antes de terminar las intervenciones. Los patrones de suturas continuas o interrumpidas son aceptables.²²¹

Ovariectomía y ooforectomía—Hay muchas variaciones aceptables de las intervenciones quirúrgicas que se pueden usar para esterilizar gatas y perras (hembras).^{16,46,197-209,211,212,222-225} La intervención quirúrgica particular y sus detalles, incluidas la longitud y ubicación de la incisión quirúrgica y técnicas de ligadura, variarán dependiendo del programa, las preferencias del veterinario y las necesidades de cada uno de los pacientes. En todos los casos, la extirpación completa de ambos ovarios es necesaria. Para las gatas, la ligadura de pedículos ováricos se puede lograr mediante una autoligadura de la arteria ovárica (es decir, ligadura del pedículo).^{16,46,222,226,227} Cuando se hacen incisiones paramedianas o abdominales ventrales, el cierre quirúrgico debe incorporar la fascia externa del músculo recto.^{228,229} Cuando se usan incisiones dorsales, el cierre quirúrgico debe incorporar los músculos transversos del abdomen y los músculos oblicuos externos e internos del abdomen.^{212,228}

Esterilización de gatas y perras preñadas - Cuando se esterilizan gatas y perras preñadas, la eutanasia fetal no es necesaria para garantizar una muerte humanitaria. Los fetos de mamíferos permanecen en un estado de inconsciencia durante la gestación y, por lo tanto, no pueden percibir conscientemente el dolor. Cuando se extirpa un útero grávido en bloque, los fetos no experimentarán consciencia, cualquiera sea el estadio de gestación y la muerte ocurrirá sin dolor.^{230,231} Sin embargo, si se abren el útero y la bolsa amniótica, es posible que los fetos casi a término adquieran consciencia. En este caso, la eutanasia humanitaria de cada uno de los fetos es obligatoria, a menos que se prescriban y escojan médicamente técnicas de resucitación.

Orquiectomía - Hay muchas variaciones aceptables de las intervenciones quirúrgicas para esterilizar a gatos y perros machos.^{16,21,46,200–202,207,211–216} La intervención específica realizada variará dependiendo del programa, las preferencias del veterinario y las necesidades de cada uno de los pacientes. En todos los casos, es necesario extirpar por completo ambos testículos. Cuando se usa un enfoque pre-escrotal, el cierre del tejido subcutáneo y la piel es necesario. Cuando se usa un enfoque escrotal, las incisiones se pueden cerrar o dejar abiertas para que cicatricen por segunda intención.

Para los gatos y perros con criptorquidismo, se deben extirpar ambos testículos. Para los animales con criptorquidismo unilateral, se deben encontrar el testículo sin descender y se lo debe extirpar primero. Si no se puede encontrar el testículo no descendido, no se debe extirpar el testículo descendido. Una opción es derivar al paciente a otro veterinario para la extirpación de ambos testículos. La longitud y ubicación de la incisión quirúrgica para los animales con testículos no descendidos se deben escoger basándose en las preferencias del cirujano responsable, y tomando en cuenta las necesidades de cada paciente. El cierre de las incisiones abdominales ventrales debe incorporar la fascia externa del músculo recto.^{46,228,229}

Intervenciones en pacientes pediátricos (de 6 a 16 semanas de edad) - La esterilización y castración de animales pediátricos cuenta con el respaldo de la *American Veterinary Medicine Association, AVMA* (Asociación de Medicina Veterinaria de los Estados Unidos) y otras numerosas sociedades protectoras de animales y organizaciones veterinarias nacionales e internacionales, como un medio para reducir las cantidades de perros y gatos no deseados.^{232–236} Se han descrito diversas técnicas aceptadas para la esterilización y castración de perros y gatos pediátricos.^{36,198,200–202,211,214,217,237,238} La intervención quirúrgica específica realizada variará dependiendo del programa, las preferencias del veterinario y las necesidades de cada paciente.

Material de sutura

Las suturas o clips quirúrgicos (grapas) deben ser de un grado biomédico, aprobado para el uso médico, estériles y con fecha de vencimiento al día. Los materiales deben ser absorbibles o inertes y no absorbibles.^{228,239} Los materiales de sutura provistos en paquetes individuales o en carretes o casetes son aceptables, y deben ser usados de acuerdo con los lineamientos de los fabricantes. El material de sutura no se debe compartir entre pacientes debido al riesgo de la transmisión de enfermedades.²⁴⁰ Además, excepto por el acero inoxidable, el material de sutura no se puede volver a esterilizar efectivamente para su uso futuro.²⁴¹ Si se usan agujas reutilizables, se las debe limpiar y volver a esterilizar entre pacientes.

Identificación de animales esterilizados

Cada programa de esterilización y castración debe escoger un medio uniforme y permanente para la identificación visual de los animales esterilizados. Se recomienda la aplicación de una marca de identificación, distinta, estándar y visible. De manera específica, el grupo de trabajo recomienda el uso de un tatuaje lineal verde simple para identificar a todas las mascotas esterilizadas y castradas y el recorte de la punta de la oreja para identificar a todos los gatos de la comunidad.

Para todos los gatos y perros machos y hembras (mascotas), un tatuaje lineal verde se debe aplicar a la región ventral del abdomen en el momento de la esterilización quirúrgica (**Figura 1**). En el caso de las hembras, el tatuaje se debe aplicar directamente en -o en forma inmediatamente lateral a la incisión de la línea media ventral. Si se usa un enfoque dorsal para esterilizar a una hembra, el tatuaje se debe colocar en el área donde se habría hecho una incisión de la línea media ventral. En el caso de los perros (machos), el tatuaje se debe aplicar a la piel en la región caudal del abdomen. Si se hace una incisión pre-escrotal, el tatuaje se puede aplicar directamente a la incisión. Como alternativa,

el tatuaje se puede aplicar a la región pre-escrotal inmediatamente lateral al prepucio. En el caso de los gatos (machos), el tatuaje se debe aplicar en el área donde se habría hecho normalmente una incisión de línea media ventral para la castración. Se debe usar instrumental estéril para la aplicación de tatuajes, cualquiera sea el método de aplicación. Se han descrito métodos aceptables para crear tatuajes lineales, incluidos los siguientes^{16,46}:

- La aplicación de tinta o pasta de tatuaje directamente la incisión quirúrgica después del cierre intradérmico.
- La aplicación de tinta o pasta de tatuaje a una incisión cutánea separada, distinta de la incisión quirúrgica.
- La inyección intradérmica de tinta o pasta de tatuaje.

Cualquiera sea el método usado para crearlos, los tatuajes lineales verdes se deben aplicar en las áreas estándar descritas y deben ser distintivos e identificables fácilmente para que sirvan como una marca de identificación efectiva para las mascotas esterilizadas.

Para los gatos comunitarios, el recorte de la punta de la oreja unilateral (es decir, la extirpación de la extremidad distal de 1 pabellón auricular) es el método recomendado para identificar gatos esterilizados (**Figura 2**).^{3,4,16,32} La extirpación quirúrgica humanitaria de la punta de una oreja representa el estándar internacional universalmente aceptado para identificar a un gato esterilizado de la comunidad. Con el fin de garantizar una marca de identificación fácil de ver y distintiva, se debe extirpar aproximadamente un tercio del pabellón auricular, teniendo cuidado de cortar transversalmente en forma perpendicular al eje largo del pabellón auricular. Por el contrario, el corte en V del pabellón auricular no se recomienda, porque los gatos con frecuencia se desgarran el pabellón auricular cuando se pelean, y se los confunde por error con orejas recortadas de forma quirúrgica.^{4, 16, 46} La hemostasia del pabellón auricular se debe garantizar antes de terminar la observación de la recuperación. El instrumental se debe limpiar y desinfectar o esterilizar por completo entre pacientes para impedir la propagación de patógenos.¹⁶

Los programas de esterilización y castración pueden escoger utilizar más de un método de identificación de cada animal esterilizado (por ejemplo, recorte de la punta de la oreja y tatuaje, o implante de microchips, o uso de otros medios de identificación). En todos los casos, el grupo de trabajo recomienda que los animales esterilizados sean marcados con los medios estándar recomendados, descritos más arriba.





Figura 1— Fotografías que muestran la colocación de un tatuaje lineal verde para identificar a un gato (A) y a un perro (macho) (B) esterilizados. En el caso de los gatos machos y hembras y las perras, el tatuaje se debe aplicar a la región ventral del abdomen en -o en forma inmediatamente lateral a- la incisión de línea media ventral o donde se haría normalmente una incisión de línea media ventral para la esterilización. En el caso de los perros (machos), el tatuaje se debe aplicar en la incisión pre-escrotal o inmediatamente lateral al prepucio.

Uso de antimicrobianos

Se puede considerar la administración antimicrobiana profiláctica pero no es necesaria para cada intervención quirúrgica de rutina y breve en pacientes saludables. Si se usan antimicrobianos, se los debe administrar antes de la cirugía o tan pronto como se reconozca una interrupción en la asepsia operatoria u otro indicio.²⁴²⁻²⁴⁵

Uso de adhesivo tópico para la piel biomédico

Si se usa adhesivo tópico para la piel para sellar la incisión, solo se lo debe aplicar después del cierre intradérmico satisfactorio, como se describe en las instrucciones del fabricante, y no se lo debe aplicar en la herida misma.²⁰⁸

Pautas para cuidados posoperatorios

La prestación a los pacientes de una transición sin problemas, de un estado anestesiado a un estado de comodidad al despertar para que puedan regresar a sus hogares demanda una atención vigilante y diligente a los detalles. Los protocolos para una recuperación exitosa están vinculados con una cantidad mínima de efectos adversos en los pacientes y un retorno rápido a conductas normales. Una pronta atención a los problemas, junto con una comunicación abierta con los clientes, sirve para minimizar las consecuencias negativas.

Recuperación

Se debe evaluar a los pacientes al terminar la intervención quirúrgica para determinar si se deben atender algunas condiciones de inmediato, o comunicarlas al personal encargado de la

recuperación. El entorno de recuperación debe minimizar el riesgo de complicaciones y lesiones del personal. Las áreas designadas de recuperación deben permitir que cada paciente esté bajo observación en forma directa y continua. La recuperación del paciente debe ocurrir sobre una superficie nivelada y segura, como por ejemplo, el suelo o la parte inferior de una jaula. Se debe impedir que los animales situados en superficies elevadas se caigan. Todas las áreas deben estar limpias y secas y ser cálidas. Los ruidos fuertes se deben reducir al mínimo para aliviar el delirio al recuperar la conciencia.

Durante la recuperación, los animales deben ser posicionados de modo tal que se evite la restricción accidental de las vías respiratorias, garantizando que la cabeza y el cuello de cada paciente sean colocados con cuidado en forma ligeramente extendida y alineados en forma recta con el tórax. Los pacientes pediátricos u otros que corren riesgo de hipoglicemia se pueden beneficiar con la administración transmucosa de suplementos de azúcar (por ejemplo, jarabe de maíz o solución de dextrosa) durante la recuperación. Para los pacientes pediátricos, se recomienda su recuperación con otros cachorros de la misma camada, cuando sea posible, para que se den calor entre ellos y sientan menos ansiedad causada por la separación.¹⁸⁻²¹ Sin embargo, considerando que los cachorros de la misma camada normalmente se apilan los unos encima de los otros para dormir, se podría comprometer accidentalmente la respiración cuando se albergan cachorros de la misma camada todos juntos en distintas etapas de recuperación. Cuando se albergan cachorros de la misma camada todos juntos durante la recuperación, es necesario que estén bajo observación continua y directa, hasta que cada animal esté orientado y totalmente ambulatorio. Para maximizar la seguridad del personal, los gatos de la comunidad deben volver a las trampas o transportadoras mientras están inconscientes para monitorear su recuperación. En este caso, se debe monitorear atentamente a los gatos para garantizar que, al moverse o darse vuelta en un recinto durante la recuperación, no comprometan la permeabilidad de las vías respiratorias; puede ser necesario sacudir o inclinar gentilmente la trampa o transportadora para volver a posicionar de modo seguro la cabeza y el cuello del gato.

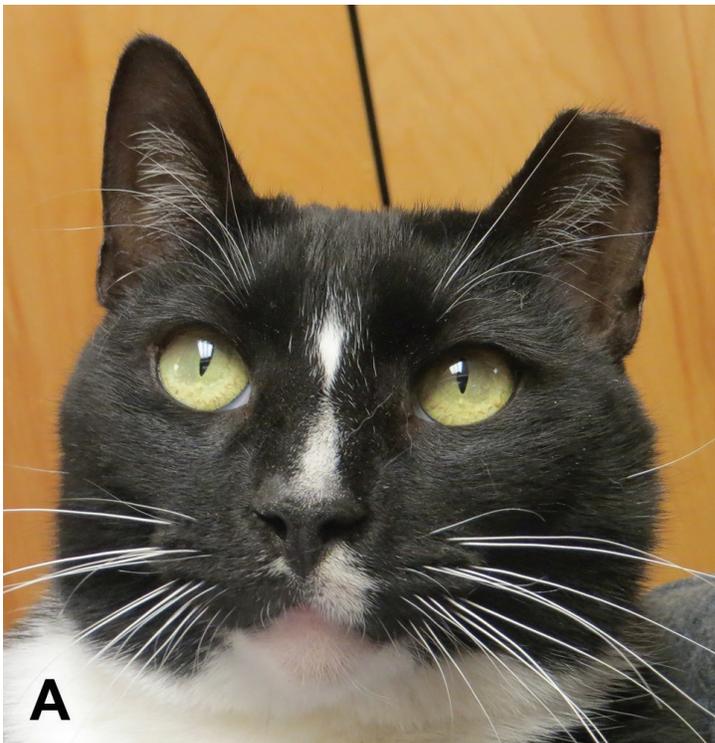




Figura 2 - Las fotografías ilustran el recorte unilateral de la punta de la oreja para indicar que se ha castrado un gato de la comunidad (A) y un gato de la comunidad con el pabellón auricular lastimado (B). El recorte de la punta de la oreja, en vez del marcado, es recomendado para identificar a gatos esterilizados de la comunidad, porque el recorte de la punta de la oreja da como resultado un borde recto distintivo, mientras que se pueden confundir las lesiones del pabellón auricular con un marcado quirúrgico de la oreja.

Complicaciones posoperatorias

Los pacientes en recuperación deben estar bajo observación todo el tiempo para determinar si hay complicaciones causadas por la anestesia o cirugía en el periodo posoperatorio, entre ellas hemorragias, depresión o compromiso cardiorrespiratorios, dolor, hipotermia, hipertermia, sufrimiento, ansiedad, vómitos, regurgitación, aspiración u otra afección que podría comprometer la recuperación.²⁴⁶ Se ha reportado hipertermia posanestésica en gatos, que ocurre con más frecuencia después de la administración de opioides, aunque su ocurrencia también se ha vinculado con el uso de otros fármacos, como ketamina, y se puede deber a muchos factores.²⁴⁷⁻²⁴⁹ El tratamiento de los pacientes afectados puede incluir una reversión selectiva de fármacos y cuidados adicionales (por ejemplo, el retiro de fuentes de calor externas, un enfriamiento activo o sedación), teniendo cuidado de garantizar una analgesia apropiada.

La muerte causada por la anestesia es más común durante el periodo de recuperación posoperatoria, especialmente dentro de las primeras 3 horas después de la cirugía.⁹⁴ Se deben considerar los parámetros siguientes durante el monitoreo de la recuperación:

- Ritmo cardíaco y calidad del pulso
- Frecuencia y patrón respiratorios
- Permeabilidad de las vías respiratorias
- Color de la membrana mucosa
- Indicios de dolor y ansiedad
- Temperatura corporal

- Grado de excitación o sedación
- Movimiento y capacidad ambulatoria

Se debe hacer un triaje de los problemas identificados, y se los debe resolver en consecuencia.

Analgesia

Los requisitos posoperatorios de la analgesia variarán de paciente a paciente debido a diferencias en la complejidad de la cirugía, la técnica quirúrgica, la edad del paciente y las respuestas individuales al dolor y los analgésicos.²⁵⁰ Si no se administraron fármacos no esteroideos y antiinflamatorios, se los puede administrar después de la cirugía, solos o combinados con opioides adicionales u otros agentes analgésicos, según sea necesario para garantizar una analgesia apropiada.

Como un grupo de pacientes necesitará analgesia más allá del periodo posoperatorio de 24 horas, debe haber un plan para tratar la analgesia después del alta de los pacientes. Las opciones pueden incluir la provisión de medicamentos o una receta escrita o información de contacto para solicitar ayuda al comprar más analgésicos, si es necesario. Los veterinarios clínicos deben estar preparados para ajustar protocolos que satisfagan las necesidades de cada uno de los pacientes después de la cirugía. Algunos analgésicos, como por ejemplo Tramadol, administrado por vía oral, están vinculados con una respuesta más variable que otros.²⁵¹⁻²⁵⁴ Como el tratamiento multimodal mejorará la analgesia para la mayoría de los pacientes, se recomienda su uso cuando sea posible.

Por último, los analgésicos posoperatorios no sustituyen una analgesia preoperatoria efectiva ni tampoco la preparación mínimamente traumática de los pacientes y las técnicas quirúrgicas. Si los pacientes manifiestan con frecuencia indicios continuos de dolor o malestar después de la cirugía, o se hurgan las heridas de la cirugía, los protocolos analgésicos, la preparación de los pacientes y las técnicas quirúrgicas se deben revisar con cuidado para identificar los factores que pueden estar contribuyendo a estos problemas después de la cirugía.

Reversión de la anestesia

La reversión de agentes analgésicos, anestésicos o sedantes se puede realizar cuando los pacientes experimentan recuperaciones prolongadas o en situaciones de emergencia. Los beneficios potenciales de una reversión anestésica pueden incluir la reducción o el alivio de una depresión cardiorrespiratoria relacionada con los agentes anestésicos, la aceleración de la recuperación y la promoción del regreso de termorregulación. Los perjuicios potenciales de una reversión rápida y completa incluyen el aumento de la ansiedad y la reducción de la analgesia. En un estudio reciente,²⁵⁵ la reversión parcial de los receptores adrenérgicos α_2 se vinculó con tiempos más cortos de recuperación, sin comprometer la analgesia del paciente cuando se usa un protocolo multimodal. Una rápida administración intravenosa de agentes que reviertan la anestesia se debe evitar, excepto en situaciones de emergencia.¹⁶⁷

Retorno al alojamiento del paciente

Cuando los pacientes regresan a las áreas asignadas de alojamiento, es obligatorio verificar la identificación de cada animal y la asignación específica de jaula o canil. Luego de la recuperación inicial, se debe someter a los pacientes a una evaluación periódica para detectar cambios en el estado mental y general que pudieran indicar complicaciones potenciales, estrés o dolor. Además, se debe monitorear cuidadosamente la limpieza. Los pacientes pediátricos, geriátricos, débiles y de riesgo deben ser protegidos contra la hipoglicemia y la deshidratación, ofreciéndoles pequeñas cantidades de alimentos y agua tan pronto como sea apropiado, basándose en el estado neurológico adecuado, incluidos los reflejos de actividad mental y deglución.²⁰²

Un encierro prolongado sin oportunidades de salir a orinar y defecar fuera del recinto puede aumentar el estrés y malestar del paciente. Este problema puede ser exacerbado por la administración preoperatoria de fluidos y ciertos agentes anestésicos, como por ejemplo agonistas de receptores adrenérgicos α_2 ,^{256,257} los cuales pueden aumentar la producción de orina. Además, el encierro inhibe el comportamiento de eliminación en algunos pacientes. Por todos estos motivos, la expresión de la vejiga del paciente, tanto machos como hembras, durante la anestesia puede mejorar la comodidad en el periodo posoperatorio inmediato. Para estadías por la noche, un substrato absorbente, como papel, arena higiénica o una cucha, se debe proveer para los gatos. Se debe sacar a caminar a los perros, siempre que el hacerlo no represente un riesgo para la seguridad del personal. Además, a los perros se los puede alojar en un recinto, como un canil, que les permita orinar y defecar lejos del área de descanso, o se les puede proveer un substrato absorbente en sus recintos. Las jaulas donde se alojan gatos de la comunidad deben estar cubiertas para disminuir el estrés del paciente, y deben estar elevadas para permitir que la orina y las heces caigan a través de la parte inferior de alambre, lejos del paciente, o deben estar cubiertas con material absorbente que se pudiera cambiar con facilidad si se ensuciara.

Alta de pacientes

Se debe evaluar a los pacientes inmediatamente antes del alta. Las evaluaciones posoperatorias deben incluir evaluaciones de la actividad mental y respiración normal y una analgesia adecuada. Las incisiones quirúrgicas se deben examinar para garantizar que los bordes de la piel estén limpios, secos y bien yuxtapuestos, a menos que no sea posible por la conducta no socializada o arisca del animal.²⁴⁶ Antes del alta, los perros y gatos deben estar responder a la estimulación externa y estar alertas y conscientes. Además, los perros deben poder deambular.

Los gatos atrapados deben ser devueltos a su entorno familiar o sitio de captura cuando ya no estén bajo los efectos de la anestesia (es decir, mentalmente alertas, orientados y capaces de moverse). Es necesario equilibrar la necesidad de garantizar una recuperación segura con el estrés del encierro pero, en la mayoría de los casos, se recomienda su liberación al día siguiente a la cirugía.

Instrucciones para el cuidado posoperatorio

Los clientes deben recibir instrucciones claras para el cuidado posoperatorio; las instrucciones deben ser verbales y escritas cuando sea posible. Aunque las instrucciones pueden variar de un programa a otro, los temas que se deben considerar incluyen los siguientes:

- Un resumen de las intervenciones realizadas
- Toda conducta normal y anormal durante la recuperación
- Síntomas de malestar o dolor
- Cuidado y monitoreo de la incisión quirúrgica
- Cuándo ofrecer agua y alimentos
- Restricciones para el ejercicio, si las hubiera
- Instrucciones para medicamentos, si los hubiera
- Otras instrucciones especiales, que se recomienden, basándose en las necesidades de cada paciente
- Instrucciones para notificar complicaciones posoperatorias, incluida información de contacto donde dirigir preguntas o inquietudes.
- Cambios en el estado que demandan una reevaluación veterinaria urgente
- Instrucciones para cuidados en caso de emergencia
- Recomendaciones para una atención veterinaria continua

Pautas para la gestión de operaciones

La gestión de operaciones se trata de un enfoque proactivo en el cual la planificación, el control y las mejoras continuas y estratégicas tienen lugar para generar y prestar efectiva y eficientemente los servicios de la organización. Este enfoque se recomienda como medio para mejorar el rendimiento de programas de esterilización y castración de buena calidad con un gran volumen de pacientes (HQHVSN). La gestión de operaciones abarca los temas relacionados con la dirección y el personal clínicos, por ejemplo, el trabajo estándar, la capacitación, la cooperación y la planificación, que son partes esenciales para la prestación de servicios veterinarios. La meta final de la gestión de operaciones es la organización estratégica de la logística y procedimientos para mejorar la prestación segura y eficiente de servicios de calidad para los pacientes.²⁵⁸

Gestión de las intervenciones quirúrgicas, orientada hacia los procesos

Toda gestión orientada hacia los procesos conlleva la definición de los pasos del proceso quirúrgico, desde la admisión hasta el alta. El cuidado de los pacientes se presta en una serie de trasposos coordinados, durante los cuales las tareas definidas se realizan de acuerdo con lineamientos médicos aceptados. Este enfoque da como resultado la provisión de cuidados uniformes de buena calidad, lo cual, a su vez, reduce el riesgo de cometer errores y optimiza los resultados de los pacientes.²⁵⁹ Al definir e incorporar procedimientos estándar en cada paso del proceso, los programas de esterilización y castración de buena calidad con un gran volumen de pacientes pueden mejorar la calidad de los cuidados, reducir los riesgos de los pacientes y del personal y optimizar los resultados para los pacientes, así como mejorar el uso eficiente del tiempo y los costos.

Uso de listas de comprobación y procedimientos operatorios estándar

Los procedimientos operatorios estándar son recomendados para garantizar la provisión de cuidados uniformes y manejar el flujo de trabajo, a medida que los pacientes avanzan por el proceso de la cirugía. Los procedimientos operatorios estándar deben reflejar las pautas actuales sobre prácticas y ser suficientemente flexibles para satisfacer las necesidades exclusivas de cada uno de los pacientes. Las desviaciones innecesarias de los procedimientos operatorios estándar crean más oportunidades de errores u omisiones, y deben ser evitadas. Los historiales médicos se pueden diseñar de modo tal que sirvan como listas de comprobación para iniciar acciones, confirmar la realización de tareas y garantizar una documentación apropiada.^{260–262} Numerosos estudios^{263–265} han demostrado que el uso regular de listas de comprobación personalizadas mejoran el cumplimiento con procedimientos operatorios estándar, evita errores y mejora los resultados para los pacientes. El uso de registros computarizados puede, también, mejorar la atención y seguridad del paciente, al facilitar un análisis de tendencias en los resultados de pacientes.

Recopilación y análisis de datos

La recopilación y el análisis sistemáticos de datos de pacientes en los programas de esterilización y castración de buena calidad con un gran volumen de pacientes (HQHVSN) son recomendados para identificar, caracterizar y hacer un seguimiento de las tendencias en los resultados de pacientes; esto sirve como base para una refinación periódica de protocolos existentes.²⁶⁶ La investigación en medicina humana respecto de los análisis de error y fracaso ilustra los beneficios de este enfoque y puede proveer un modelo importante para estos programas.²⁶⁷ Se deben capturar datos de morbilidad y mortalidad, incluidas las complicaciones preoperatorias y posoperatorias y muertes.²⁸

Dichos datos se pueden caracterizar de acuerdo con el tipo de programa, veterinario, especie animal, tipo de cirugía u otros criterios que puedan contribuir a identificar factores de riesgo y proveer información para el refinamiento subsiguiente de protocolos.^{268,269}

Al igual que en cualquier consultorio veterinario, el reconocimiento de patrones es fundamental para reducir las tasas de morbilidad y mortalidad, porque la detección de patrones alerta al equipo de atención médica sobre las áreas donde existe la mayor probabilidad de complicaciones, para que los protocolos se puedan mejorar y la vigilancia se pueda aumentar en puntos críticos.²⁷⁰⁻²⁷² Los programas de esterilización y castración de buena calidad con un gran volumen de pacientes pueden lograr tasas de morbilidad y mortalidad similares a –o menores que– las comprobadas en consultorios para animales pequeños.^{28,156,222,268,273-278,d}

Capacitación del personal

Una capacitación adecuada, así como el desarrollo constante de destrezas y conocimientos, son necesarios para todo el personal del programa, con el fin de garantizar la seguridad y el cuidado apropiados de los animales y la seguridad de los empleados. Un plan estructurado de capacitación, basado en los procedimientos operativos estándar del programa, facilita la instrucción integral y uniforme de los nuevos miembros del personal y voluntarios. La capacitación puede consistir en materiales escritos, videos, demostraciones, simulacros, observación del personal actual y el desempeño supervisado de tareas laborales.²⁷⁹ Antes del desempeño no supervisado de tareas laborales, se debe demostrar conocimiento de –y suficiencia en– las tareas requeridas, entre ellos, habilidades técnicas. Todos los miembros del personal deben participar en la formación profesional pertinente y reunir los requisitos de formación profesional, exigidos por un estado.²⁸⁰

Liderazgo

Se ha comprobado que todo liderazgo que valora y empodera a otras personas aumenta el rendimiento de un programa y la satisfacción y el bienestar de los empleados y disminuye la rotación de empleados.²⁸¹⁻²⁸⁵ Además, un liderazgo efectivo está relacionado con mejoras en la seguridad del personal y los pacientes y puede mitigar el estrés laboral de los empleados y aumentar la satisfacción laboral.^{283,285-287} Esto tiene repercusiones fundamentales en el contexto de los programas de esterilización y castración de buena calidad con un gran volumen de pacientes, porque el estrés de los empleados y la insatisfacción con el trabajo son factores de riesgo conocidos para el dolor musculoesquelético²⁸⁸⁻²⁹¹ y un menor desempeño en el quirófano,^{292,293} así como para la depresión y la fijación con el suicidio en médicos veterinarios.²⁹⁴ Las destrezas de liderazgo se pueden enseñar, y la capacitación en liderazgo es una intervención efectiva que se debe considerar para cualquier persona que ocupa por primera vez un puesto de liderazgo.^{285,295,296}

Salud y seguridad del personal

Los programas de esterilización y castración de buena calidad con un gran volumen de pacientes deben promover un entorno laboral saludable y seguro para el personal del programa. Los esfuerzos dedicados a disminuir el estrés ambiental y distracciones innecesarias son beneficiosos para el bienestar del personal y los pacientes también y pueden aumentar la seguridad. Las distracciones comunes que hay que resolver incluyen música alta, conversación ruidosa, tránsito innecesario de personas, ladridos de perros, puertas de jaulas y caniles que se golpean y el uso de teléfonos celulares.

Al igual que con cualquier tipo de consultorio veterinario, los programas de esterilización y castración deben tomar las precauciones necesarias para garantizar la seguridad química y biológica, el manejo de la exposición a gases anestésicos residuales y la eliminación segura del instrumental

filoso, así como para minimizar el riesgo de una exposición al ruido ocupacional, la transmisión de enfermedades zoonóticas, lesiones físicas, el estrés traumático secundario y otros problemas de salud, causados por el trabajo. El monitoreo mediante un dosímetro pequeño (*badge monitoring*) para gases residuales de la anestesia está disponible como medio para evaluar la exposición del personal.

El manejo de pacientes presenta uno de los riesgos más importantes para la salud física del personal de programas de esterilización y castración de buena calidad con un gran volumen de pacientes. Las mordeduras de animales, las distensiones musculoesqueléticas sufridas al levantar a los animales y los traumatismos causados por caídas y tropiezos que ocurren durante el manejo de animales representan las lesiones más frecuentes de los empleados de veterinarias.²⁹⁷ Las técnicas de bajo estrés para el manejo de animales que usan métodos y equipos apropiados de restricción disminuyen el estrés del personal y de los animales y mejoran la seguridad al mismo tiempo.¹⁵ Cuando sea posible, se deben usar mesas de elevación, camillas o cobijas para facilitar el movimiento de pacientes conscientes y anestesiados. Cuando ese equipo no está disponible, el riesgo de sufrir lesiones se reducirá al levantar perros grandes si dos personas levantan al animal, doblando las rodillas y manteniendo la espalda derecha.²⁹⁸

Los lugares de trabajo también se deben esforzar por crear un entorno seguro de colaboración donde no se estigmaticen los problemas mentales. Los veterinarios de refugios corren un gran riesgo de padecer depresión²⁹⁹, y muchos veterinarios que realizan castraciones y esterilizaciones poseen factores de riesgo demográficos que los puede exponer a un mayor riesgo que a otros de padecer depresión, fatiga, estrés traumático secundario, o fijación con el suicidio.^{299, 300} El acceso a una atención médica mental se puede ampliar transmitiendo información sobre servicios de salud mental, grupos de apoyo y números de línea de asistencia contra el suicidio, en las áreas de personal, y manteniendo la flexibilidad con los horarios o tareas de los empleados con el fin de permitir un tratamiento mental. Se puede capacitar a los trabajadores para que reconozcan en forma temprana los síntomas del estrés, estrés traumático secundario y depresión en sí mismos y en otros, y los programas deben brindar respaldo y la derivación a servicios de salud mental.³⁰¹

Cuestiones ergonómicas preoperatorias

La optimización de la ergonomía preoperatoria en los programas de esterilización y castración de buena calidad con un gran volumen de pacientes es fundamental para la salud y seguridad ocupacional, y amerita una consideración especial debido al impacto que esta puede tener en la salud del cirujano, la productividad y la sostenibilidad a largo plazo. Algunos cirujanos de programas de esterilización y castración de buena calidad con un gran volumen de pacientes han trabajado en el ámbito por décadas, sin experimentar ningún dolor causado por el trabajo pero la mayoría siente un malestar músculo-esquelético que ellos atribuyen, al menos en parte, a su trabajo. El malestar tiende a ser mayor en los cirujanos que pasan más horas operando cada semana y en aquellos que trabajan en estos programas durante muchos años.²⁹⁰ Los veterinarios que sufren un malestar músculo-esquelético deben solicitar atención médica de manera temprana en el transcurso del problema, en vez de permitir que el dolor se vuelva crónico.

Los cirujanos que operan personas y se sientan durante la cirugía o que alternan entre estar sentados y de pie reportan menos fatiga general y menos fatiga específicamente en la columna vertebral y las extremidades inferiores.³⁰² En el caso de los cirujanos que operan de pie, se debe ajustar la mesa a una altura confortable para cada cirugía. Los cirujanos que operan de pie pueden experimentar menos malestares y fatiga en las extremidades inferiores, usando un tapete elástico grueso pero firme en el suelo.³⁰³ Los zapatos³⁰⁴ y las plantillas³⁰⁵ acolchonados también pueden ayudar a disminuir la fatiga cuando hay que mantenerse de pie por mucho tiempo.

El poder cambiar de posición durante una operación o entre operaciones cortas sucesivas está vinculado con una menor fatiga y menor dolor después de la cirugía.³⁰² Las micro-pausas de 15 a 30

segundos, tomadas varias veces por hora, reducen los malestares y la fatiga y aumentan la exactitud, especialmente si se las combina con un estiramiento activo o ejercicios para aliviar la tensión del cuello y los hombros, intrínseca a la postura adoptada al operar.^{306,307}

Las tareas operatorias en los programas de buena calidad con un gran volumen de pacientes requieren una combinación de movimientos repetitivos que, a veces, pueden demandar el uso de la fuerza o se pueden realizar con una postura incómoda de las manos y muñecas. En sí mismos, cada uno de estos factores (repetición, fuerza y postura) solo está vinculado en forma moderada con el malestar musculoesquelético de la mano y la muñeca; sin embargo, cuando están combinados, ellos están sumamente correlacionados con dicho malestar músculoesquelético.³⁰⁸ El uso de una técnica quirúrgica gentil y eficiente, así como un instrumental mantenido apropiadamente³⁰⁹, pueden ayudar a minimizar estos riesgos.

Consideraciones regulativas y jurídicas

Estas pautas tienen la intención de complementar, en vez de reemplazar, las leyes y regulaciones vigentes; cuando hay discrepancias, se alienta a que los veterinarios y reguladores cumplan con los criterios más rigurosos. Las leyes y regulaciones federales, estatales y locales, incluidas las promulgadas por la Agencia Antinarcóticos y la Administración de Seguridad y Salud Ocupacional, todas ellas tienen influencia en las operaciones de programas de esterilización y castración de buena calidad con un gran volumen de pacientes. Los veterinarios y administradores deben consultar sobre leyes de urbanismo y ambientales locales, leyes estatales sobre la profesión veterinaria y las juntas estatales de medicina veterinaria, farmacia y salud pública, respecto de los requisitos específicos en sus jurisdicciones respectivas. Se recomienda consultar tanto a un abogado como a un contador para garantizar el cumplimiento con todas las leyes y regulaciones vigentes.

Conclusiones

Los programas de esterilización y castración constituyen un componente integral y obligatorio de la medicina veterinaria y la comunidad. Con frecuencia, ellos brindan una atención veterinaria inicial a animales carenciados y de riesgo y, también, ofrecen a muchos clientes servicios veterinarios profesionales por primera vez. Cuando los servicios de esterilización y castración son accesibles y asequibles, los dueños de mascotas les pueden dar un cuidado inicial esencial, lo cual reduce el riesgo de ser abandonadas. Para muchas mascotas, estos programas pueden, en definitiva, servir como medio a toda una vida de cuidados, a través de derivaciones a clínicas veterinarias de servicios completos para un cuidado preventivo constante en el futuro.

Al seguir estas pautas, los programas de esterilización y castración brindan un cuidado veterinario de calidad y tienen éxito en su misión de ofrecer métodos humanitarios para castrar grandes cantidades de gatos y perros. En este momento, los programas de esterilización y castración de buena calidad con un gran volumen de pacientes (HQHVSN) ofrecen el mejor enfoque para reducir la reclusión de animales en refugios y perreras y la eutanasia de perros y gatos. Además, ellos representan la forma más responsable económicamente y más humanitaria para que en las comunidades aumenten la cantidad de perros y gatos esterilizados. Al participar en este ámbito de ejercicio de la profesión en rápido crecimiento, los veterinarios pueden cumplir funciones esenciales al aliviar la sobrepoblación y disminuir la eutanasia prematura de gatos y perros y además, al ofrecer servicios de esterilización y castración de buena calidad a un gran volumen de pacientes, quienes, de otra manera, probablemente no recibirían dichos cuidados.

Reconocimientos

Esta publicación cuenta con el respaldo de PetSmart Charities y American Society for the Prevention of Cruelty to Animals (ASPCA).

La reseña de esta publicación fue presentada en el Simposio de *American Board of Veterinary Practitioners* (Junta de Veterinarios de los Estados Unidos) en Nueva Orleans, en noviembre de 2015.

Los autores quisieran agradecer a la Sra. Bert Troughton por su experta moderación del trabajo del grupo.

Notas a pie de página

- a) Ambu Inc, Glen Burnie, Md.
- b) Robertson SA. Anesthesia protocols for early kitten sterilization and feral cat clinics (ponencia). 77ª Conferencia de Veterinaria Anual del Oeste, Las Vegas, febrero de 2005.
- c) Reuss-Lamky H. Waste anesthetic gases—the invisible threat (ponencia). 24ª Conferencia Anual de Medicina Interna de American College of Veterinary (Colegio de Veterinaria de los Estados Unidos), Louisville, Kentucky, mayo-junio de 2006.
- d) Griffin B. Standards of care for high-quality, high-volume spay-neuter (ponencia). Conferencia de Veterinaria de América del Norte, Orlando, Florida, febrero de 2008.

Referencias

1. Salman MD, New JG Jr, Scarlett JM, et al. Human and animal factors related to the relinquishment of dogs and cats in 12 selected animal shelters in the United States. *J Appl Anim Welf Sci* 1998;1:207–226.
2. Patronek GJ, Beck AM, Glickman LT. Dynamics of dog and cat populations in a community. *J Am Vet Med Assoc* 1997;210:637–642.
3. Griffin B. Care and control of community cats. En: Little S, ed. *The cat: clinical medicine and management*. St. Louis: Elsevier Saunders, 2012;1290–1131.
4. Levy JK, Wilford CL. Management of stray and feral community cats. En: Miller L, Zawistowski S, eds. *Shelter Medicine for Veterinarians and Staff*. 2ª Edición, Ames, Iowa: Wiley-Blackwell, 2013;669–688.
5. Bushby P, Woodruff KA, Shivley J. Programa de Medicina Veterinaria en Refugios de Animales de Mississippi State University. *Animals* 2015;5:259–269.
6. Looney AL, Bohling MW, Bushby PA, et al. Pautas para la atención médica veterinaria para los programas de esterilización y castración de *Association of Shelter Veterinarians, ASV* (Asociación de Veterinarios de Refugios de Animales). *J Am Vet Med Assoc* 2008; 233:74–86.
7. Sitio web de AVMA. Guidelines developed for relocation of dogs and cats for adoption. Disponible en: atwork.avma.org/2014/09/18/guidelines-developed-for-relocation-of-dogs-and-cats-for-adoption. Acceso a la información el 6 de agosto de 2015.
8. Association of Shelter Veterinarians. Guidelines for standards of care in animal shelters (Pautas para Niveles Aceptables de Cuidado en Refugios de Animales). Disponible en: www.sheltervet.org/guidelines-for-standards-of-care-in-animal-shelters. Acceso a la información el 25 de octubre de 2015.
9. Fischer SM, Quest CM, Dubovi EJ, et al. Response of feral cats to vaccination at the time of neutering. *J Am Vet Med Assoc* 2007; 230:52–58.
10. Miyamoto T, Taura Y, Une S, et al. Immunological responses after vaccination pre- and post-surgery in dogs. *J Vet Med Sci* 1995; 57:29–32.
11. Kelly GE. The effect of surgery in dogs on the response to concomitant distemper vaccination. *Aust Vet J* 1980; 56:556–557.
12. Reese MJ, Patterson EV, Tucker SJ, et al. Effects of anesthesia and surgery on serologic responses to vaccination in kittens. *J Am Vet Med Assoc* 2008; 233:116–121.

13. Scherk MA, Ford RB, Gaskell RM, et al. 2013 AAFP Feline Vaccination Advisory Panel report (Fede errata publicada en *J Feline Med Surg* 2013;15:NP2 y en *J Feline Med Surg* 2014;16:66). *J Feline Med Surg* 2013; 15:785–808.
14. Welborn LV, DeVries JB, Ford R, et al. The 2011 AAHA canine vaccination guidelines. *J Am Anim Hosp Assoc* 2011; 47:1–42.
15. Yin S. *Low stress handling, restraint and behavior modification of dogs and cats*. Davis, Calif: CattleDog Publishing, 2009.
16. Griffin B, DiGangi B, Bohling M. A review of neutering cats. En: August JR, ed. *Consultations in feline internal medicine*. 6ª Edición, St. Louis: Elsevier Saunders, 2010; 776–790.
17. Rodan I, Sundahl E, Carney H, et al. AAFP and ISRM feline-friendly handling guidelines. *J Feline Med Surg* 2011; 13:364– 375.
18. Howe LM. Prepubertal gonadectomy in dogs and cats—part I. *Compend Contin Educ Pract Vet* 1999;21: 103–111.
19. Grandy JL, Dunlop CI. Anesthesia of pups and kittens. *J Am Vet Med Assoc* 1991; 198:1244–1249.
20. Faggella AM, Aronsohn MG. Anesthetic techniques for neutering 6- to 14-week-old-kittens. *J Am Vet Med Assoc* 1993; 202:56– 62.
21. Faggella AM, Aronsohn MG. Evaluation of anesthetic proto cols for neutering 6- to 14-week-old pups. *J Am Vet Med Assoc* 1994; 205:308–314.
22. Dorsch J, Dorsch S. A program for anesthesia equipment. En: Dorsch J, Dorsch S, eds. *Understanding anesthesia equipment*. 5ª Edición, Filadelfia: Lippincott Williams and Wilkins, 2008; 982.
23. Dvorak G, Petersen C. Sanitation and Disinfection. En: Miller L, Hurley K, eds. *Infectious Disease Management in Animal Shelters*. Ames, Iowa: Blackwell, 2009.
24. McKelvey D. Anesthetic problems and emergencies. En: McKelvey D, Hollingshead KS, eds. *Small animal anesthesia and analgesia*. 2ª Edición, St. Louis: Mosby, 2000; 225–251.
25. 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.
26. Muir WW. Cardiovascular emergencies. En: Muir WW, Hubbell JAE, Skarda RT, eds. *Handbook of veterinary anesthesia*. 4ª Edición, St. Louis: Mosby, 2007; 557–575.
27. American College of Veterinary Emergency and Critical Care (Asociación de Medicina Veterinaria de Emergencia y Cuidados Intensivos de los Estados Unidos). Reassessment Campaign on Veterinary Resuscitation (RECOVER). Disponible en: www.acvess-recover.org. Acceso a la información: 13 de marzo de 2015.
28. Gerdin JA, Slater MR, Makolinski KV, et al. Post-mortem findings in 54 cases of anesthetic associated death in cats from two spay-neuter programs in New York state. *J Feline Med Surg* 2011;13: 959–966.
29. Manning AM, Rowan AN. Companion animal demographics and sterilization status: results from a survey in four Massachusetts towns. *Anthrozoos* 1992; 5:192–201.
30. New JC Jr, Kelch WJ, Hutchison JM, et al. Birth and death rate estimates of cats and dogs in US households and related factors. *J Appl Anim Welf Sci* 2004; 7:229–241.
31. 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.
32. Griffin B. Prolific cats: the impact of their fertility on the welfare of the species. *Compend Contin Educ Pract Vet* 2001:1058–1067.
33. Kustritz MVR. Determining the optimal age for gonadectomy of dogs and cats. *J Am Vet Med Assoc* 2007; 231:1665–1675.
34. Sitio web de PetSmart Charities. Pet adoption and spay/neuter. Understanding public perceptions by the numbers. Disponible en: [www. petSMARTcharities.org/sites/default/files/lpsos-Webinar-11-27-12. pdf](http://www.petSMARTcharities.org/sites/default/files/lpsos-Webinar-11-27-12.pdf). Acceso a la información el 16 de febrero de 2016.

35. Murray JK, Roberts MA, Whitmarsh A, et al. Survey of the characteristics of cats owned by households in the UK and factors affecting their neutered status. *Vet Rec* 2009; 164:137–141.
36. Kustritz MVR. Pros, cons and techniques of pediatric neutering. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 2014; 44:221–233.
37. Griffin B. High-quality, high-volume sterilization programs. *Clin Theriogenol* 2013;5:183–189.
38. 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.
39. 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.
40. Scarlett JM, Salman MD, New JC Jr, et al. Reasons for relinquishment of companion animals in US animal shelters: selected health and personal issues. *J Appl Anim Welf Sci* 1999;2:41–57.
41. New JC Jr, Slaman MD, Scarlett JM, et al. Characteristics of shelter-relinquished animals and their owners compared with animals and their owners in US pet-owning households. *J Appl Anim Welf Sci* 2000;3:179–201.
42. 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* 1999;2:41–57.
43. Sitio web de American Heartworm Society (Sociedad para la Lucha contra la *Dirofilaria Immitis* de los Estados Unidos). Current feline guidelines for the prevention, diagnosis and management of heartworm (*Dirofilaria immitis*) infection in cats. Disponible en: www.heartwormsociety.org/veterinary-resources/americanheartworm-society-guidelines. Acceso a la información el 6 de agosto de 2015.
44. Sitio web de American Heartworm Society. Current canine guidelines for the prevention, diagnosis and management of heart-worm (*Dirofilaria immitis*) infection in dogs. Disponible en: www.heartwormsociety.org/veterinary-resources/americanheartworm-society-guidelines. Acceso a la información el 6 de agosto de 2015.
45. 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.
46. Bushby P. Surgical techniques for spay/neuter. En: Miller L, Zawistowski S, eds. *Shelter Medicine for Veterinarians and Staff*. 2ª Edición, Ames, Iowa: Wiley-Blackwell, 2013;625–645.
47. Bednarski R. Anesthesia and analgesia for domestic species: dogs and cats. En: Grimm K, Lamont L, Tranquilli W, et al, eds. *Veterinary anesthesia and analgesia*. 5ª Edición, Ames, Iowa: Wiley Blackwell, 2015;819–826.
48. 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.
49. Strunin L. How long should patients fast before surgery? Time for new guidelines. *Br J Anaesth* 1993;70:1–3.
50. Galatos AD, Raptopoulos D. Gastro-esophageal reflux during anaesthesia in the dog: the effect of preoperative fasting and premedication. *Vet Rec* 1995;137:479–483.
51. 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.
52. 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, in Proceedings. 6th Int Cong Vet Anesth, 1997;114–116.
53. Savvas I, Rallis T, Raptopoulos D. The effect of pre-anaesthetic fasting time and type of food on gastric content volume and acidity in dogs. *Vet Anaesth Analg* 2009;36:539–546.
54. Griffin B. Feline reproductive hormones: diagnostic usefulness and clinical syndromes. En: August J, ed. *Consultations in feline internal medicine V*. St Louis: Elsevier, 2006;217–226.
55. Sitio web de AVMA. Microchips: the objectives and key elements needed for effective electronic identification of companion dogs, cats, other small mammals, birds, fish, reptiles, amphibians and equids. Disponible en: www.avma.org/KB/Policies/Pages/Electronic-Identification-of-Companion-Animals-Birds-andEquids.aspx. Acceso a la información el 6 de agosto de 2015.

56. Tranquilli W, Grimm K. Introduction: use, definitions, history, concepts, classifications, and considerations for anesthesia and analgesia. En: Grimm K, Lamont L, Tranquilli W, et al, eds. *Veterinary anesthesia and analgesia*. 5ª Edición, Ames, Iowa: Wiley Blackwell, 2015;3–10.
57. Doufas AG. Consequences of inadvertent perioperative hypothermia. *Best Pract Res Clin Anaesthesiol* 2003;17:535–549.
58. 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.
59. Pottie RG, Dart CM, Perkins NR, et al. Effect of hypothermia on recovery from general anesthesia in the dog. *Aust Vet J* 2007;85:158–162.
60. Armstrong SR, Roberts BK, Aronshohn M. Perioperative hypothermia. *J Vet Emerg Crit Care* 2005;15:32–37.
61. Clark-Price S. Inadvertent perianesthetic hypothermia in small animal patients. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 2015;45:983–994.
62. Redondo JI, Suesta P, Serra I, et al. Retrospective study of the prevalence of postanesthetic hypothermia in dogs. *Vet Rec* 2012;171:374.
63. Institute for Laboratory Animal Research (Instituto para la Investigación con Animales de Laboratorio). *Guide for the care and use of laboratory animals*. 8ª Edición, Washington, DC: National Academies Press, 2011.
64. Griffin B. Wellness. En: Miller L, Hurley K, eds. *Infectious disease management in animal shelters*. Ames, Iowa: Blackwell, 2009;17–38.
65. USDA Animal and Plant Health Inspection Service (APHIS) (Servicio de Inspección de Salud Vegetal y Animal del Departamento de Agricultura de los Estados Unidos). *Animal care tech note: temperature and humidity in dog kennels*. Riverdale, Md: Departamento de Agricultura de los Estados Unidos, 2013.
66. Wang CS, Chen CL, Huang CJ, et al. Effects of different operating room temperatures on the body temperature undergoing live liver donor hepatectomy. *Transplant Proc* 2008;40:2463–2465.
67. Insler SR, Sessler DI. Perioperative thermoregulation and temperature monitoring. *Anesthesiol Clin* 2006;24:823–837.
68. El-Gamal N, El-Kassabany N, Frank SM, et al. Age-related thermoregulatory differences in a warm operating room environment (approximately 26 degrees C). *Anesth Analg* 2000;90:694–698.
69. Andrzejowski J, Hoyle J, Eapen G, et al. Effect of prewarming on post-induction core temperature and the incidence of inadvertent perioperative hypothermia in patients undergoing general anaesthesia. *Br J Anaesth* 2008;101:627–631.
70. Harvey RC. Hypothermia. En: Greene SA, ed. *Veterinary anesthesia and pain management secrets*. Filadelfia: Hanley and Belfus, 2002;149–152.
71. Holden D. Postoperative care. En: Seymour C, Gleed RD, eds. *Manual of small animal anaesthesia and analgesia*. Cheltenham, Gloucestershire, Inglaterra: British Small Animal Veterinary Association (Asociación Británica de Veterinarios de Animales Pequeños), 1999;17–18.
72. 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.
73. Mosley C. Veterinary anesthesia apparatus checkout recommendations (table 3.4), anesthesia equipment. En: Grimm K, Lamont L, Tranquilli W, et al, eds. *Veterinary anesthesia and analgesia*. 5ª Edición, Ames, Iowa: Wiley Blackwell, 2015;63.
74. Food and Drug Administration (Administración de Medicamentos y Alimentos). *FDA's anesthesia equipment checkout recommendations*. Disponible en: vam.anest.ufl.edu/guidelines.html. Acceso a la información: 5 de junio de 2015.
75. American Society of Anesthesiologists (Sociedad de Anestesiólogos de Estados Unidos). *ASA recommendations for pre anesthesia checkout*. Disponible en: www.asahq.org/resources/clinical-199

information/2008-asa-recommendations-forpre-anesthesia-checkout. Se accedió a la información e 5 de junio 2015.

76. Bednarski R, Grimm K, Harvey R, et al. AAHA anesthesia guidelines for dogs and cats. *J Am Anim Hosp Assoc* 2011;47:377–385.

77. Dorsch J, Dorsch S. Equipment checkout and maintenance. En: Dorsch J, Dorsch S, eds. *Understanding anesthesia equipment*. 5ª Edición, Filadelfia: Lippincott Williams and Wilkins, 2008;931–954.

78. Smith JC, Bolon B. Comparison of three commercially available activated charcoal canisters for passive scavenging of waste isoflurane during conventional rodent anesthesia. *Contemp Top Lab Anim Sci* 2003;42:10–15.

79. Pascoe PJ. Oxygen and ventilatory support for the critical patient. *Semin Vet Med Surg (Small Anim)* 1988;3:202–209.

80. Haskins SC. Monitoring the anesthetized patient. En: Grimm K, Lamont L, Tranquilli W, et al, eds. *Veterinary anesthesia and analgesia*. 5ª Edición, Ames, Iowa: Wiley Blackwell, 2015;86–113.

81. Wiederstein I, Moens Y. Guidelines and criteria for the placement of laryngeal mask airways in dogs. *Vet Anaesth Analg* 2008;35:374–382.

82. Smith J, Robertson L, Auhll A, et al. Endotracheal tubes versus laryngeal mask airway in rabbit inhalation anesthesia: ease of use and waste gas elimination. *J Am Assoc Lab Anim Sci* 2004;43:22–25.

83. Bateman L, Ludders JW, Gleed RD, et al. Comparison between facemask and laryngeal mask airway in rabbits during isoflurane anesthesia. *Vet Anaesth Analg* 2005;32:280–288.

84. Cassu RN, Luna SP, Teixeira Neto FJ, et al. Evaluation of laryngeal mask as an alternative to endotracheal intubation in cats anesthetized under spontaneous or controlled ventilation. *Vet Anaesth Analg* 2004;31:213–221.

85. Prasse SA, Schrack J, Wenger S, et al. Clinical evaluation of the v-gel supraglottic airway device in comparison with a classical laryngeal mask and endotracheal intubation in cats during spontaneous and controlled mechanical ventilation. *Vet Anaesth Analg* 2016;43:55–62.

86. van Oostrom H, Krauss MW, Sap R. A comparison between the v-gel supraglottic airway device and the cuffed endotracheal tube for airway management in spontaneously breathing cats during isoflurane anaesthesia. *Vet Anaesth Analg* 2013;40:265–271.

87. Crotaz IR. An observational clinical study in cats and rabbits of an anatomically designed supraglottic airway device for use in companion animal veterinary anaesthesia. *Vet Rec* 2013;172:606.

88. Hartsfield S. Airway management and ventilation. En: Tranquilli W, Thurmon J, Grill K, eds. *Lumb and Jones' veterinary anesthesia*. 4ª Edición, Ames, Iowa: Blackwell Publishing, 2007;495–514.

89. Hardie EM, Spodnick GJ, Gilson SD, et al. Tracheal rupture in cats: 16 cases (1983–1998). *J Am Vet Med Assoc* 1999;214:508–512.

90. Mitchell SL, McCarthy R, Rudloff E, et al. Tracheal rupture associated with intubation in cats: 20 cases (1996–1998). *J Am Vet Med Assoc* 2000;216:1592–1595.

91. Bhandal J, Kuzma A. Tracheal rupture in a cat: diagnosis by computed tomography. *Can Vet J* 2008;49:595–597.

92. Hofmeister EH, Trim CM, Kley S, et al. Traumatic endotracheal intubation in the cat. *Vet Anaesth Analg* 2007;34:213–216.

93. Bauer MD, Clark-Price SC, McFadden MS. Anesthesia case of the month. *J Am Vet Med Assoc* 2009;234:1539–1541.

94. Brodbelt DC, Blissitt KJ, Hammond RA, et al. The risk of death: the Confidential Enquiry Into Perioperative Small Animal Fatalities. *Vet Anaesth Analg* 2008;35:365–373.

95. Gaynor JS, Wertz EM, Kesel LM, et al. Effect of intravenous administration of fluids on packed cell volume, blood pressure, and total protein and blood glucose concentrations in healthy halothane-anesthetized dogs. *J Am Vet Med Assoc* 1996;208:2013–2015.

96. Davis H, Jensen T, Johnson A, et al. 2013 AAHA/AAFP fluid therapy guidelines for dogs and cats. *J Am Anim Hosp Assoc* 2013;49:149–159.
97. Macintire DK. Pediatric intensive care. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 1999;29:971–988.
98. Sitio web de American College of Veterinary Anesthesia and Analgesia (Colegio de Anestesia y Analgesia Veterinaria de los Estados Unidos). ACVA monitoring guidelines update. Disponible en: www.acvaa.org. Acceso a la información el 15 de julio de 2015.
99. Moens Y, Coppens P. Patient monitoring and monitoring equipment. En: Seymour C, Duke-Novakovski T, eds. *BSAVA manual of canine and feline anaesthesia and analgesia*. Ames, Iowa: Wiley, 2007;61–78.
100. Robertson SA. Oxygenation and ventilation. En: Green SA, ed. *Veterinary anesthesia and pain management secrets*. Filadelfia: Hanley and Belfus, 2002;15–20.
101. Brodbelt DC, Pfeiffer DU, Young LE, et al. Risk factors for anaesthetic-related death in cats: results from the Confidential Enquiry Into Perioperative Small Animal Fatalities (CEPSAF). *Br J Anaesth* 2007;99:617–623.
102. Burns PM, Briessen B, Boston R, et al. Accuracy of 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.
103. Cohen KP, Panescu D, Booske JH. Design of an inductive plethysmograph for ventilation measurement. *Physiol Meas* 1994;15:217–229.
104. Lin H. Dissociative anesthetics. En: Tranquilli W, Thurmon J, Grill K, eds. *Lumb and Jones' veterinary anesthesia*. 4ª Edición, Ames, Iowa: Blackwell Publishing, 2007;301–354.
105. Hromádková L1, Rehurek J, Anton M. The effect of general anesthesia on the position of the eye [en checo]. *Cesk Oftalmol* 1990;46:422–427.
106. Muir W. Considerations for general anesthesia. En: Tranquilli W, Thurmon J, Grill K, eds. *Lumb and Jones' veterinary anesthesia*. 4ª Edición, Ames, Iowa: Blackwell Publishing, 2007;7–30.
107. Schriger DL, Baraff L. Defining normal capillary refill: variation with age, sex, and temperature. *Ann Emerg Med* 1988;17:932–935.
108. 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.
109. Pickard A, Karlen W, Ansermino JM. Capillary refill time: is it still a useful clinical sign? *Anesth Analg* 2011;113:120–123.
110. Lobos AT, Lee S, Menon K. Capillary refill time and cardiac output in children undergoing cardiac catheterization. *Pediatr Crit Care Med* 2012;13:136–140.
111. 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.
112. Joubert KE. Routine veterinary anaesthetic management practices in South Africa. *J S Afr Vet Assoc* 2000;71:166–172.
113. Joubert KE. 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.
114. 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;5:265–270.
115. 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.
116. Polson S, Taylor PM, Yates D. Analgesia after feline ovariohysterectomy under midazolam-medetomidine-ketamine anaesthesia with buprenorphine or butorphanol, and carprofen or meloxicam: a prospective, randomised clinical trial. *J Feline Med Surg* 2012;14:553–559.
117. Barletta M, Austin BR, Ko JC, et al. Evaluation of dexmedetomidine and ketamine in combination with opioids as injectable anesthesia for castration in dogs. *J Am Vet Med Assoc* 2011;238:1159–1167.

118. Krimins RA, Ko JC, Weil AB, et al. Evaluation of anesthetic, analgesic, and cardiorespiratory effects in dogs after intramuscular administration of dexmedetomidine-butorphanol-tiletaminezolazepam or dexmedetomidine-tramadol-ketamine drug combinations. *Am J Vet Res* 2012;73:1707–1714.
119. Harrison KA, Robertson SA, Levy JK, et al. Evaluation of medetomidine, ketamine and buprenorphine for neutering feral cats. *J Feline Med Surg* 2011;13:896–902.
120. O'Hagan B, Pasloske K, McKinnon C, et al. Clinical evaluation of alfaxalone as an anaesthetic induction agent in dogs less than 12 weeks of age. *Aust Vet J* 2012;90:346–350.
121. O'Hagan BJ, Pasloske K, McKinnon C, et al. Clinical evaluation of alfaxalone as an anaesthetic induction agent in cats less than 12 weeks of age. *Aust Vet J* 2012;90:395–401.
122. Ko JC, Berman AG. Anesthesia in shelter medicine. *Top Companion Anim Med* 2010;25:92–97.
123. Sitio web de AVMA. Veterinary compounding. Disponible en: www.avma.org/KB/Policies/Pages/Compounding.aspx. Acceso a la información el 1 de agosto de 2015.
124. Sitio web de American College of Veterinary Anesthesia and Analgesia. Documento de posición de American College of Veterinary Anesthesiologists sobre el tratamiento del dolor en los animales, 2006. Disponible en: www.acvaa.org/docs/Pain_Treatment. Acceso a la información el 15 de julio de 2015.
125. Epstein ME, Rodan I, Griffenhagen G, et al. 2015 AAHA/AAFP pain management guidelines for dogs and cats. *J Feline Med Surg* 2015;17:251–272.
126. Kehlet H. Modification of responses to surgery and anesthesia by neural blockade: clinical implications. En: Cousins M, Bridenbough P, eds. *Neural blockade in clinical anesthesia and management of pain*. New York: JB Lippincott & Co, 1987;145–188.
127. 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.
128. Campbell VL, Drobatz 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.
129. 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.
130. Al-Gizawiy MM, Rude P. Comparison of preoperative carprofen and postoperative butorphanol as postsurgical analgesics in cats undergoing ovariohysterectomy. *Vet Anaesth Analg* 2004;31:164–174.
131. 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.
132. 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.
133. Fresno L, Moll J, Pefialba 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.
134. 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.
135. 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.
136. 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.
137. 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.

138. 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.
139. Slingsby LS, Waterman-Pearson AE. Comparison between meloxicam and carprofen for postoperative analgesia after feline ovariohysterectomy. *J Small Anim Pract* 2002;43:286–289.
140. 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.
141. 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.
142. Tobias KM, Harvey RC, Byarlay JM. A comparison of four methods of analgesia in cats following ovariohysterectomy. *Vet Anaesth Analg* 2006;33:390–398.
143. Huuskonen V, Hughes JM, Estaca Banon E, et al. Intratesticular lidocaine reduces the response to surgical castration in dogs. *Vet Anaesth Analg* 2013;40:74–82.
144. Moldal ER, Eriksen T, Kirpensteijn J, et al. Intratesticular and subcutaneous lidocaine alters the intraoperative haemodynamic responses and heart rate variability in male cats undergoing castration. *Vet Anaesth Analg* 2013;40:63–73.
145. Morgaz J, Navarrete R, Munoz-Rascon P, et al. Postoperative analgesic effects of dexketoprofen, buprenorphine and tramadol in dogs undergoing ovariohysterectomy. *Res Vet Sci* 2013;95:278–282.
146. Staffieri F, Centonze P, Gigante G, et al. Comparison of the analgesic effects of robenacoxib, buprenorphine and their combination in cats after ovariohysterectomy. *Vet J* 2013;197:363–367.
147. Steagall PV, Taylor PM, Rodrigues LC, et al. Analgesia for cats after ovariohysterectomy with either buprenorphine or carprofen alone or in combination. *Vet Rec* 2009;164:359–363.
148. Giordano T, Steagall PV, Ferreira TH, et al. Postoperative analgesic effects of intravenous, intramuscular, subcutaneous or oral transmucosal buprenorphine administered to cats undergoing ovariohysterectomy. *Vet Anaesth Analg* 2010;37:357–366.
149. Shih AC, Robertson S, Isaza N, et al. Comparison between analgesic effects of buprenorphine, carprofen, and buprenorphine with carprofen for canine ovariohysterectomy. *Vet Anaesth Analg* 2008;35:69–79.
150. Ko JC, Freeman LJ, Barletta M, et al. Efficacy of oral transmucosal and intravenous administration of buprenorphine before surgery for postoperative analgesia in dogs undergoing ovariohysterectomy. *J Am Vet Med Assoc* 2011;238:318–328.
151. Corletto F. Multimodal and balanced analgesia. *Vet Res Commun* 2007;31(suppl 1):59–63.
152. 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.
153. Stegmann GF, Bester L. Some clinical effects of midazolam premedication in propofol-induced and isoflurane-maintained anesthesia in dogs during ovariohysterectomy. *J S Afr Vet Assoc* 2001;72:214–216.
154. Grove DM, Ramsay EC. Sedative and physiologic effects of orally administered α -2-adrenoreceptor agonists and ketamine in cats. *J Am Vet Med Assoc* 2000;216:1929–1932.
155. 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.
156. 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.
157. Cistola AM, Golder FL, 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.
158. Ko JCH, Thurmon JC, Tranquilli WJ. An alternative drug combination for use in declawing and castrating cats. *Vet Med Int* 1993;88:1061–1065.

159. 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.
160. Verstegen J, Fargetton X, Donnay I, et al. Comparison of the clinical utility of medetomidine/ketamine and other drug combinations for anaesthesia in cats. *Vet Rec* 1990;127:424–426.
161. Verstegen 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.
162. Dobromylskyj P. Cardiovascular changes associated with anaesthesia induced by medetomidine combined with ketamine in cats. *J Small Anim Pract* 1996;37:169–172.
163. 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.
164. Best P. Use of anticholinergics in veterinary anaesthesia. *Aust Vet J* 2001;79:22–23.
165. Short CE. Effects of anticholinergic treatment on the cardiac and respiratory systems in dogs sedated with medetomidine. *Vet Rec* 1991;129:310–313.
166. 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.
167. 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.
168. Sitio web de American College of Veterinary Anesthesia and Analgesia. Commentary and recommendations on control of waste anesthetic gases in the workplace. Disponible en el sitio web: www.acvaa.org/docs/2013_ACVAA_Waste_Anesthetic_Gas_Recommendations.pdf. Acceso a la información el 15 de julio de 2015.
169. 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.
170. Hildebrand SV, Taloff P, Aberg N, et al. Occupation exposure to waste anesthetic gases in veterinary practice. *Calif Vet* 1982;36:14–19.
171. Brodbelt DC, Pfeiffer DU, Young LE, et al. Results of the Confidential Enquiry Into Perioperative Small Animal Fatalities regarding risk factors for anesthetic-related death in dogs. *J Am Vet Med Assoc* 2008;233:1096–1104.
172. Sidorov VA, Korotkova PV, Mikhelson VA, et al. Induction of anesthesia with halogen-containing anesthetic agents in children [in Russian]. *Anesteziol Reanimatol* 2006;(1):23–27.
173. Mutoh T, Tsubone H, Nishimura R. Responses of laryngeal capsaicin-sensitive receptors to volatile anesthetics in anesthetized dogs. *Respir Physiol* 1998;111:113–125.
174. TerRiet MF, Desouza GJ, Jacobs JS. Which is most pungent: isoflurane, sevoflurane or desflurane? *Br J Anaesth* 2000;85:305–307.
175. 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.
176. Pokrywka M, Byers K. Traffic in the operating room: a review of factors influencing air flow and surgical wound contamination. *Infect Disord Drug Targets* 2013;13:156–161.
177. Caplan E. Surgical facilities, equipment, and personnel and care and maintenance of the surgical environment. En: Fossum TW, ed. *Small animal surgery*. 4ª Edición, St. Louis: Elsevier-Mosby, 2013;19–26.
178. Caplan E. Sterilization and disinfection. En: Fossum TW, ed. *Small animal surgery*. 4ª Edición, St. Louis: Elsevier-Mosby, 2013;11–17.
179. Renberg WC. Sterilization. En: Tobias KM, Johnston SA, eds. *Veterinary surgery: small animal*. St. Louis: Elsevier Saunders, 2012;147–151.
180. Schulz K. Principles of surgical asepsis. En: Fossum TW, ed. *Small animal surgery*. 4ª Edición, St. Louis: Elsevier-Mosby, 2013;1–10.

181. Renberg WC. Preparation of the patient, operating team, and operating room for surgery. En: Tobias KM, Johnston SA, eds. *Veterinary surgery: small animal*. St. Louis: Elsevier Saunders, 2012;164–169.
182. Darouiche RO, Wall MJ, Itani KMF, et al. Chlorhexidine-alcohol versus povidone-iodine for surgical site antisepsis. *N Engl J Med* 2010;362:18–26.
183. Fossum TW. Preparation of the surgical team. En: Fossum TW, ed. *Small animal surgery*. 4ª Edición, St. Louis: Elsevier-Mosby, 2013;45–52.
184. Fossum TW. Preparation of the operative site. En: Fossum TW, ed. *Small animal surgery*. 4ª Edición, St. Louis: Elsevier-Mosby, 2013;39–44.
185. Knecht CD, Allen AR, Williams DJ, et al. Surgical instrumentation. En: *Fundamental techniques in veterinary surgery*. 3ª Edición, Filadelfia: WB Saunders Co, 1987;2–25.
186. 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.
187. McHugh SM, Corrigan MA, Hill AD, et al. Surgical attire, practices and their perception in the prevention of surgical site infection. *Surgeon* 2014;12:47–52.
188. 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.
189. Larson EL, Aiello AE, Heilman JM, et al. Comparison of different regimens for surgical hand preparation. *AORN J* 2001;73:412–432.
190. Olson LKM, Morse DJ, Duley C, et al. Prospective, randomized in vivo comparison of a dual-active waterless antiseptic versus two alcohol-only waterless antiseptics for surgical hand antisepsis. *Am J Infect Control* 2012;40:155–159.
191. Verwilghen D, Grulke SG, Kampf G. Presurgical hand antisepsis: concepts and current habits of veterinary surgeons. *Vet Surg* 2011;40:515–521.
192. Verwilghen D, Singh A. Fighting surgical site infections in small animals: are we getting anywhere? *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 2015;45:243–276.
193. Verwilghen D, Findji S, Weese JS. Evidence based hand hygiene in veterinary surgery: what is holding us back?, in *Proceedings*. *Ann Symp Am Coll Vet Surg*, 2013;24–26.
194. Mulberry G, Snyder AT, Heilman J, et al. Evaluation of a waterless, scrubless chlorhexidine gluconate/ethanol surgical scrub for antimicrobial efficacy. *Am J Infect Control* 2001;29:377–382.
195. Pittet D, Allegranzi B, Boyce J, et al. The World Health Organization guidelines on hand hygiene in health care and their consensus recommendations. *Infect Control Hosp Epidemiol* 2009;30:611–622.
196. Suchomel M, Kundi M, Pittet D, et al. Modified World Health Organization hand rub formulations comply with European efficacy requirements for preoperative surgical hand preparations. *Infect Control Hosp Epidemiol* 2013;34:245–250.
197. Stone EA. Ovary and uterus. En: Slatter DH, ed. *Textbook of small animal surgery*. 3ª Edición, Filadelfia: WB Saunders Co, 2003;1487–1502.
198. Fingland RB, Probst CW, Mullen HS. Uterus. En: Bojrab MJ, ed. *Current techniques in small animal surgery*. 4ª Edición, Baltimore: The Williams & Wilkins Co, 1998;489–510.
199. Tracy DL. *Small animal surgery*. En: Tracy DL, ed. *Small animal surgical nursing*. 3ª Edición, St. Louis: Mosby, 2000;259–322.
200. Aronsohn MG, Faggella AM. Surgical techniques for neutering 6- to 14-week-old kittens. *J Am Vet Med Assoc* 1993;202:53–55.
201. 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.
202. Howe LM. Prepubertal gonadectomy in dogs and cats—part II. *Compend Contin Educ Pract Vet* 1999;21:197–201.
203. McGrath H, Hardie RJ, Davis E. Lateral flank approach for ovariohysterectomy in small animals. *Compend Contin Educ Pract Vet* 2004;26:922–930.

204. Austin B, Lanz OI, Hamilton SM, et al. Laparoscopic ovariohysterectomy in nine dogs. *J Am Anim Hosp Assoc* 2003;39:391–396.
205. Davidson EB, Moll HD, Payton ME. Comparison of laparoscopic ovariohysterectomy and ovariohysterectomy in dogs. *Vet Surg* 2004;33:62–69.
206. 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.
207. Taylor R. Suturing and stapling in elective procedures. *DVM Best Pract* 2003;Oct:10–12.
208. Faria MC, de Almeida FM, 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.
209. Fransson BL. Ovaries and uterus. En: Tobias KM, Johnston SA, eds. *Veterinary surgery: small animal*. St. Louis: Elsevier Saunders, 2012;1871–1890.
210. MacPhail C. Surgery of the reproductive and genital systems. En: Fossum TW, ed. *Small animal surgery*. 4ª Edición, St. Louis: Elsevier-Mosby, 2013;780–855.
211. Hedlund CS. Surgery of the reproductive and genital systems. En: Fossum TW, ed. *Small animal surgery*. 3ª Edición, St. Louis: Mosby, 2007;702–774.
212. Knecht CD, Allen AR, Williams DJ. Selected small animal procedures. En: *Fundamental techniques in veterinary surgery*. 3ª Edición, Filadelfia: WB Saunders Co, 1987;278–332.
213. Booth HW. Testes and epididymis. En: Slatter DH, ed. *Textbook of small animal surgery*. 3ª Edición, Filadelfia: WB Saunders Co, 2003;1521–1530.
214. Stubbs WP, Crane SW, Mann FA, et al. Testicles. En: Bojrab MJ, ed. *Current techniques in small animal surgery*. 4ª Edición, Baltimore: The Williams & Wilkins co, 1998;511–525.
215. Johnston DE, Archibald J. Male genital system. En: Archibald J, ed. *Canine surgery*. 2ª Edición, Santa Barbara, California: American Veterinary Publications Inc, 1974;703–749.
216. Woodruff KA, Rigdon-Brestle K, Bushby PA, et al. Scrotal castration versus prescrotal castration in dogs. *Vet Med* 2015;110:131–135.
217. Veterinary seminars in spay-neuter surgeries: pediatrics (video). Disponible en: www.youtube.com/watch?v=uvmpAQXRJg0. Acceso a la información el 6 de octubre de 2015.
218. Veterinary seminars in spay-neuter surgery: ovariohysterectomy in large overweight dogs (video). Disponible en: www.youtube.com/watch?v=RaRvP5L1C08. Acceso a la información el 16 de octubre de 2015.
219. Knecht CD, Allen AR, Williams DJ, et al. Operating room conduct. En: Knecht CD, ed. *Fundamentals techniques in veterinary surgery*. 3ª Edición. Filadelfia: WB Saunders Co, 1987;74–103.
220. Postlethwait RW. Principles of operative surgery: antisepsis, technique, sutures, and drains. En: Sabiston DC, ed. *Davis-Christopher textbook of surgery*. Filadelfia: WB Saunders Co, 1972;300–318.
221. 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.
- 186 JAVMA • Vol 249 • No. 2 • 15 de julio de 2016
222. Miller KP, Rekers W, Ellis K, et al. Pedicle ties provide a rapid and safe method for feline ovariohysterectomy. *J Feline Med Surg* 2016;18:160–164.
223. Gower S, Mayhew P. Canine laparoscopic and laparoscopic-assisted ovariohysterectomy and ovariectomy. *Compend Con-tin Educ Pract Vet* 2008;30:430–440.
224. Case JB, Marvel SJ, Boscan P, et al. Surgical time and severity of postoperative pain in dogs undergoing laparoscopic ovariectomy with one, two, or three instrument cannulas. *J Am Vet Med Assoc* 2011;239:203–208.
225. Manassero M, Leperlier D, Vallefucio R, et al. Laparoscopic ovariectomy in dogs using a single-port multiple-access device. *Vet Rec* 2012;171:69.
226. Porters N, Polis I, Moon C, et al. Prepubertal gonadectomy in cats: different surgical techniques and comparison with gonadectomy at traditional age. *Vet Rec* 2014;175:223.

227. Pedicle tie full speed (video). Available at: www.youtube.com/watch?v=_PmifQWFKZ4. Acceso a la información el 16 de octubre de 2015.
228. Belenger CR. Abdominal wall. En: Slatter DH, ed. *Textbook of small animal surgery*. 3ª Edición, Filadelfia: WB Saunders Co, 2003;405–413.
229. Smeak DD. Abdominal hernias. En: Slatter DH, ed. *Textbook of small animal surgery*. 3ª Edición, Filadelfia: WB Saunders Co, 2003;449–470.
230. White SC. Prevention of fetal suffering during ovariohysterectomy of pregnant animals. *J Am Vet Med Assoc* 2012;240:1160–1163.
231. Leary S, Underwood W, Anthony R, et al. AVMA guidelines for the euthanasia of animals: 2013 edition. Disponible en: www.avma.org/KB/Polices/Documents/euthanasia.pdf. Acceso a la información: 28 de marzo de 2016.
232. American Veterinary Medical Association, AVMA (Asociación de Medicina Veterinaria de Estados Unidos). AVMA policy: pediatric spay neuter of dogs and cats. Disponible en: www.avma.org/KB/Polices/Pages/Pediatric-SpayNeuter-Dogs-And-Cats.aspx. Acceso a la información el 28 de julio de 2015.
233. Canadian Veterinary Medical Association, CVMA (Asociación de Medicina Veterinaria de Canadá). Neutering of dogs and cats (spay and castration)—position statement. Disponible en: www.canadianveterinarians.net/documents/dog-and-catspay-castration. Accessed Jul 28, 2015.
234. American Animal Hospital Association (Asociación de Hospitales Veterinarios de Estados Unidos). Pediatric neutering (gonadectomy/ovariohysterectomy/orchiectomy) of companion animals statement. Disponible en: www.aaha.org/professional/resources/pediatric_neutering.aspx#gsc.tab=0. Acceso a la información: 28 de julio de 2015.
235. American Society for the Prevention of Cruelty to Animals. Companion animal birth control. Disponible en: www.aspc.org/about-us/aspc-policy-and-position-statements/companionanimal-birth-control. Acceso a la información el 16 de octubre de 2015.
236. American Association of Feline Practitioners. Early spay and castration position statement. Disponible en: www.catvets.com/public/PDFs/PositionStatements?EarlySpay&Neuter.pdf. Acceso a la información el 15 de octubre de 2015.
237. Kustritz MV. Early spay-neuter: clinical considerations. *Clin Tech Small Anim Pract* 2002;17:124–128.
238. Bushby P, Griffin B. An overview of pediatric spay and neuter benefits and techniques. *Vet Med* 2011;106:83–89.
239. Schmiedt CW. Suture material, tissue staplers, ligation devices, and closure methods. En: Tobias KM, Johnston SA, eds. *Veterinary surgery: small animal*. St. Louis: Elsevier Saunders, 2012;187–200.
240. Druce JD, Robinson WF, Locarnini SA, et al. Transmission of human and feline immunodeficiency viruses via reused suture material. *J Med Virol* 1997;53:13–18.
241. Trostle SS, Hendrickson DA, Franke C. The effects of ethylene oxide and gas-plasma sterilization on failure strength and failure mode of pre-tied monofilament ligature loops. *Vet Surg* 2002;31:281–284.
242. 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.
243. 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.
244. 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.
245. Bowater RJ, Stirling SA, Lilford RJ. Is antibiotic prophylaxis in surgery a generally effective intervention? Testing a generic hypothesis over a set of meta-analyses. *Ann Surg* 2009;249:551–556.
246. Tear M. *Small animal surgical nursing: skills and concepts*. 2ª Edición, St. Louis: Elsevier-Mosby, 2012.

247. Posner LP, Gleed RD, Erb HN, et al. Post-anesthetic hyperthermia in cats. *Vet Anaesth Analg* 2007;34:40–47.
248. Posner LP, Pavuk AA, Rokshar JL, et al. Effects of opioids and anesthetic drugs on body temperature in cats. *Vet Anaesth Analg* 2010;37:35–43.
249. Niedfeldt RL, Robertson SA. Postanesthetic hyperthermia in cats: a retrospective comparison between hydromorphone and buprenorphine. *Vet Anaesth Analg* 2006;33:381–389.
250. Gaynor J, Muir W. *The handbook of animal pain management*. 3^a Edición, St. Louis: Elsevier-Mosby, 2015.
251. Davila D, Keeshen TP, Evans RB, et al. Comparison of the analgesic efficacy of perioperative firocoxib and tramadol administration in dogs undergoing tibial plateau leveling osteotomy. *J Am Vet Med Assoc* 2013;243:225–231.
252. Delgado C, Bentley E, Hetzel S, et al. Comparison of carprofen and tramadol for postoperative analgesia in dogs undergoing enucleation. *J Am Vet Med Assoc* 2014;245:1375–1381.
253. Kögel B, Terlinden R, Schneider J. Characterisation of tramadol, morphine and tapentadol in acute pain model in Beagle dogs. *Vet Anaesth Analg* 2014;41:297–304.
254. KuKanich B. Outpatient oral analgesics in dogs and cats beyond nonsteroidal antiinflammatory drugs: an evidence-based approach. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 2013;43:1109–1125.
255. Hasiuk MM, Brown D, Cooney C, et al. Application of fast-track surgery principles to evaluate effects of atipamezole on recovery and analgesia following ovariohysterectomy in cats anesthetized with dexmedetomidine-ketamine-hydromorphone. *J Am Vet Med Assoc* 2015;246:645–653.
256. Talukder MH, Hikasa Y. Diuretic effects of medetomidine compared with xylazine in healthy dogs. *Can J Vet Res* 2009;73:224–236.
257. Murahata Y, Yamamoto A, Yuya M, et al. Antagonistic effects of atipamezole, yohimbine and prazosin on medetomidine-induced diuresis in healthy cats. *J Vet Med Sci* 2014;76:173.
258. Vissers J, Beech R. *Health operations management: patient flow logistics in health care*. Nueva York: Routledge Publishing, 2005.
259. Hwang TG, Lee Y, Shin H. Structure-oriented versus process-oriented approach to enhance efficiency for emergency room operations: what lessons can we learn? *J Healthc Manag* 2011;56:255.
260. Haynes AB, Weiser TG, Berry WR, et al. A surgical safety checklist to reduce morbidity and mortality in a global population. *New Engl J Med* 2009;360:491–499.
261. Gawande A. *The checklist manifesto: how to get things right*. Nueva York: Metropolitan Books, 2010.
262. Hofmeister EH, Quandt J, Braun C, et al. Development, implementation and impact of simple patient safety interventions in a university teaching hospital. *Vet Anaesth Analg* 2014;41:243–248.
263. de Vries EN, Prins HA, Crolla RM, et al. Effect of a comprehensive surgical safety system on patient outcomes. *N Engl J Med* 2010;363:1928–1937.
264. McMillan M. Checklists in veterinary anaesthesia: why bother? *Vet Rec* 2014;175:556–559.
265. Armitage-Chan EA. Human factors, non-technical skills, professionalism and flight safety: their roles in improving patient outcome. *Vet Anaesth Analg* 2014;41:221–223.
266. McMillan M. New frontiers for veterinary anaesthesia: the development of veterinary patient safety culture. *Vet Anaesth Analg* 2014;41:224–226.
267. Reason J. Human error: models and management. *BMJ* 2000;320:768–770.
268. Wallace JL, Levy JK. Population characteristics of feral cats admitted to seven trap-neuter-return programs in the United States. *J Feline Med Surg* 2006;8:279–284.
269. Fortune J, Peters G. *Failures? Who needs them? Learning from failure—the systems approach*. Chichester, West Sussex, England: Wiley, 1995;1–20.
270. Nolan TW. System changes to improve patient safety. *BMJ* 2000;320:771–773.
271. Reason J. Safety in the operating theatre—part 2: human error and organizational failure. *Qual Saf Health Care* 2005;14:56–60.

272. Faunt K. Anesthesia for the pet practitioner. 3ª Edición, Portland, Oregón: Banfield: The Pet Hospital, 2011.
273. Brodbelt D. Perioperative mortality in small animal anaesthesia. *Vet J* 2009;182:152–161.
274. Bille C, Auvigne V, Libermann S, et al. Risk of anaesthetic mortality in dogs and cats: an observational cohort study of 3546 cases. *Vet Anaesth Analg* 2012;39:59–68.
275. Gil L, Redondo JI. Canine anaesthetic death in Spain: a multi-centre prospective cohort study of 2012 cases. *Vet Anaesth Analg* 2013;40:e57–e67.
276. Levy JK, Isaza NM, Scott KC. Effect of high-impact targeted trap-neuter-return and adoption of community cats on cat intake to a shelter. *Vet J* 2014;201:269–274.
277. Pollari FL, Bonnett BN, Bamsey SC, et al. Postoperative complications of elective surgeries in dogs and cats determined by examining electronic and paper medical records. *J Am Vet Med Assoc* 1996;208:1882–1886.
278. Pollari FL, Bonnett BN. Evaluation of postoperative complications following elective surgeries of dogs and cats at private practices using computer records. *Can Vet J* 1996;37:672–678.
279. Lockworth CR, Craig SL, Liu J, et al. Training veterinary care technicians and husbandry staff improves animal care. *J Am Assoc Lab Anim Sci* 2011;50:84.
280. Moore DA, Klingborg DJ, Brenner JS, et al. Motivations for and barriers to engaging in continuing veterinary medical education. *J Am Vet Med Assoc* 2000;217:1001–1006.
281. Maertz CP Jr, Griffeth RW, Campbell NS, et al. The effects of perceived organizational support and perceived supervisor support on employee turnover. *J Organ Behav* 2007;28:1059–1075.
282. Veterinary Team Brief. Servant leadership in veterinary practice. Disponible en: www.veterinaryteambrief.com/article/servantleadership-veterinary-practice. Acceso a la información el 8 de febrero de 2015.
283. Larson E. Using transformational leadership to improve job satisfaction and empowerment. *J Am Vet Med Assoc* 2014; 245:1088–1091.
284. Stone AG, Russell RF, Patterson K. Transformational versus servant leadership: a difference in leader focus. *Leadersh Organ Dev J* 2004;25:349–361.
285. Kelloway EK, Barling J. Leadership development as an intervention in occupational health psychology. *Work Stress* 2010;24:260–279.
286. Mullen J, Kelloway EK, Teed M. Inconsistent style of leadership as a predictor of safety behaviour. *Work Stress* 2011;25:41–54.
287. Halbesleben JR, Leroy H, Dierynck B, et al. Living up to safety values in health care: the effect of leader behavioral integrity on occupational safety. *J Occup Health Psychol* 2013;18:395.
288. Widanarko B, Legg S, Devereux J, et al. The combined effect of physical, psychosocial/organisational and/or environmental risk factors on the presence of work-related musculoskeletal symptoms and its consequences. *Appl Ergon* 2014;45:1610–1621.
289. Smith DR, Leggat PA, Speare R. Musculoskeletal disorders and psychosocial risk factors among veterinarians in Queensland, Australia. *Aust Vet J* 2009;87:260–265.
290. White SC. Prevalence and risk factors associated with musculoskeletal discomfort in spay and neuter veterinarians. *Animals* 2013;3:85–108.
291. Scuffham AM, Legg SJ, Firth EC, et al. Prevalence and risk factors associated with musculoskeletal discomfort in New Zealand veterinarians. *Appl Ergon* 2010;41:444–453.
292. Arora S, Sevdalis N, Nestel D, et al. The impact of stress on surgical performance: a systematic review of the literature. *Surgery* 2010;147:318–330.
293. Conrad C, Konuk Y, Werner PD, et al. A quality improvement study on avoidable stressors and countermeasures affecting surgical motor performance and learning. *Ann Surg* 2012;255:1190–1194.
294. Bartram DJ, Baldwin DS. Veterinary surgeons and suicide: a structured review of possible influences on increased risk. *Vet Rec* 2010;166:388–397.

295. Avolio BJ, Reichard RJ, Hannah ST, et al. A meta-analytic review of leadership impact research: experimental and quasi-experimental studies. *Leadersh Q* 2009;20:764–784.
296. Barling J. *The science of leadership: lessons from research for organizational leaders*. Oxford, Inglaterra: Oxford University Press, 2013.
297. PLIT Employee injury hotlist. Safety and loss control articles. Disponible en: www.avmaplit.com/uploadedFiles/AVMAPLIT/Publications/Safety_and_Loss-Control/Employee%20Injury%20Hotlist.pdf. Acceso a la información el 19 de marzo de 2015.
298. PLIT Preventing back injuries. Safety bulletin. Disponible en: www.avmaplit.com/uploadedfiles/avma_plit/education_center/private_resources/library/publications/safety-bulletinspring-2015.pdf. Accessed Oct 16, 2015.
299. Nett RJ, Witte TK, Holzbauer SM, et al. Risk factors for suicide, attitudes toward mental illness, and practice-related stressors among US veterinarians. *J Am Vet Med Assoc* 2015;247:945–955.
300. Platt B, Hawton K, Simkin S, et al. Suicidal behaviour and psychosocial problems in veterinary surgeons: a systematic review. *Soc Psychiatry Psychiatr Epidemiol* 2012;47:223–240.
301. Sitio web de los Centros para la Prevención y el Control de Enfermedades. Workplace health promotion: depression. Disponible en: www.cdc.gov/workplacehealthpromotion/implementation/topics/depression.html. Acceso a la información el 20 de marzo de 2015.
302. Rodigari A, Bejor M, Carlisi E, et al. Identification of risk factors for fatigue and pain when performing surgical interventions. *G Ital Med Lav Ergon* 2012;34:432–437.
303. Cham R, Redfern MS. Effect of flooring on standing comfort and fatigue. *Hum Factors* 2001;43:381–391.
304. Lin YH, Chen CY, Cho MH. Influence of shoe/floor conditions on lower leg circumference and subjective discomfort during prolonged standing. *Appl Ergon* 2012;43:965–970.
305. King PM. A comparison of the effects of floor mats and shoe in-soles on standing fatigue. *Appl Ergon* 2002;33:477–484.
306. Barredo RDV, Mahon K. The effects of exercise and rest breaks on musculoskeletal discomfort during computer tasks: an evidence-based perspective. *J Phys Ther Sci* 2007;19:151–163.
307. Dorion D, Darveau S. Do micropauses prevent surgeon's fatigue and loss of accuracy associated with prolonged surgery? An experimental prospective study. *Ann Surg* 2013;257:256–259.
308. Bernard BP. *Musculoskeletal disorders and workplace factors: a critical review of epidemiologic evidence for work-related disorders of the neck, upper extremities, and low back*. Cincinnati: Instituto Nacional para la Seguridad y Salud Ocupacional, Departamento de Salud y Servicios Humanos de los Estados Unidos, 1997.
309. Patkin M. Surgical instruments and effort referring especially to ratchets and needle sharpness. *Med J Aust* 1970;1:225.