



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

MANUAL DE TÉCNICAS QUIRÚRGICAS PARA EL CONTROL REPRODUCTIVO DE ANIMALES DE COMPAÑÍA EN ÁREAS RURALES

TESIS

Que para obtener el título de

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

PRESENTA

CLAUDIA PAOLA LÓPEZ REYNA

Asesores:

Mvz. Eduardo Ramón Tellez Reyes Retana

Mvz. Norma Solis Alanis

MVZ. Laura Arvizu Tovar

Ciudad Universitaria, Cd. Mx., 2017



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

ÍNDICE

1. INTRODUCCIÓN.....	4
2. LOCALIDADES.....	8
3. TRACTO REPRODUCTOR DE LA HEMBRA	
a. ANATOMÍA.....	12
b. TÉCNICA QUIRÚRGICA.....	15
4. TRACTO REPRODUCTOR DEL MACHO	
a. ANATOMÍA.....	24
b. TÉCNICA REPRODUCTIVA.....	28
5. CONSIDERACIONES ANESTÉSICAS.....	33
a. PROTOCOLOS ANESTÉSICOS.....	33
b. TERAPIA DE FLUIDOS.....	46
6. OTROS CASOS.....	49
7. ANEXO 1.....	58
8. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	62

Agradecimientos

A la Dirección General de Asuntos del Personal Académico (DGAPA), de la UNAM, a través del Proyecto PAPIME PE209416: “Práctica integral para fortalecer la licenciatura en medicina veterinaria y zootecnia: Estudio piloto de atención de animales de compañía y de trabajo en zonas rurales”. Responsable.- Dr. Eduardo Téllez Reyes Retana, por el apoyo económico para la realización de esta tesis.

A mis padres, Carmen y Miguel Angel, y a mi hermano Mike por creer en mí, amarme, apoyarme y siempre estar a mi lado en todas las decisiones que tomo en mi vida. Porque siempre me enseñaron que no importa a lo que te dediques o lo que estudies, mientras lo hagas con gusto, saldrás adelante y triunfarás. Que no importa lo que digan los demás, si tienes fe en ti mismo.

A Erik por amarme e impulsarme para hacer realidad mis sueños y no dejar que nada me detenga en las metas que me planteo. Porque cuando me caigo, él me levanta.

A Brenda, Aranza, Itzel, Mariana, Vero y David porque siempre estuvieron ahí para mí cuando los necesitaba y no dudaron de mí en ningún momento. Por demostrarme que no importa que no los veas siempre, pero que los amigos siempre estarán ahí.

A mis compañeros, maestros y colegas, porque siempre tuve su apoyo para estudiar, aprender y mejorar. Por impulsarme a seguir adelante y no dejar que nada me detenga.

A mi Facultad, por tener todas las herramientas para crear nuevos y mejores médicos, ya que sin sus Centros de Enseñanza, laboratorios, etc., no hubiera tenido la oportunidad de aprender, conocer y poder practicar.

1. Introducción

La población tanto de perros como de gatos se ha incrementado y habita los rincones del mundo acompañando al ser humano. Así, el avance de la sociedad y la urbanización, los ha ligado en binomio de compañía¹.

Ser propietario de una mascota implica responsabilidades para lograr el bienestar animal, esto contribuye al bienestar de la comunidad, desde la elección de los animales, su alimentación, albergue y salud por lo que es importante impedir que deambulen en las calles. El control de la natalidad, el manejo adecuado de las excretas, la aplicación de calendarios de medicina preventiva y la convivencia familiar, entre otras, hace que estén en equilibrio con la sociedad que les posee, la falta a estas obligaciones son causas de abandono a través del tiempo. Esta tenencia, con desconocimiento de sus responsabilidades o negligencia para su cumplimiento, crea problemas de sobrepoblación de animales, con consecuencias negativas para la salud pública y animal. En comunidades rurales se requieren por lo menos los cuidados básicos de las mascotas para una adecuada calidad de vida, y así prevenir problemas de salud pública y daños a terceros².

No obstante, la irresponsabilidad de las personas, es uno de los muchos factores que ha permitido que perros y gatos se reproduzcan en forma desordenada, aunado a la alta fertilidad de las especies en cuestión y su gran prolificidad siendo elementos que incrementan la población de éstas, sobre todo si las campañas para su control, no son efectivas^{3,4}.

México, como la mayoría de los países de África, Asia y América latina llamados en desarrollo, tiene una gran población de gatos y perros callejeros que pueden tener o no propietario, muchos de ellos dejados en el abandono suelen convertirse en ferales. Lo anterior, sumado a las enfermedades que padecen, entre ellas algunas zoonóticas, les convierte en factores de riesgo sanitario para los humanos. En México, a la llegada de los españoles, no existían ni el perro ni el gato tipo europeo; sin embargo, en el país encontraron un suelo favorable para su reproducción la que al cabo de cinco siglos le ha convertido en problema grave pues su reproducción se ha realizado en forma

desordenada y sin control. Las medidas adoptadas por las autoridades sanitarias enfrentan problemas severos para su cabal cumplimiento.

En México, sólo se tienen estadísticas aproximadas del número de perros existentes, considerando la proporción de 1 perro por cada 6 habitantes^{1,5}. En el 2012 en los Estados Unidos y países europeos, se reportó la proporción perros-humanos en un rango de 1:10 a 1:4; y, para gatos-humanos de 1:5 hasta 1:13^{1,6,7,8,9,10,11}. En Sudamérica la razón es de 1 perro cada 5 habitantes, duplicando el valor de hasta 1 perro por cada 10 habitantes recomendado por la Organización Mundial de la Salud (OMS)^{1,12}.

La Sociedad Mundial para la Protección de Animales, ha realizado un cálculo para el censo mundial con datos de 68 países: en el planeta viven aproximadamente de 500 a 550 millones de canes¹³. En el 2014, la población humana alcanzó los 7,200 millones de personas¹⁴, dando como relación perro-humano un rango de 1:13 a 1:14.4. Por otro lado, hace 30 años, la Asociación Argentina de Medicina Felina manejaba que de cada 15 mascotas que atendía un especialista en animales de compañía, 1 era un gato. Hoy ese rango asciende de 3 a 5 por cada diez, dependiendo de la zona que se considera¹⁵. En este contexto, al no ser controlada la población por parte de los propietarios o las autoridades responsables, puede causar los siguientes inconvenientes:

- Para la sociedad: accidentes y contaminación en la vía pública, ruidos molestos, miedo y lesiones por perros agresivos, predación de ganado y transmisión de enfermedades zoonóticas¹. Las mordeduras de perros son responsables de decenas de millones de lesiones cada año: y los niños son quienes corren mayor riesgo¹⁶. En México, en el 2015, se contabilizaron 109 mil 837 casos por mordeduras de perro¹⁷.
- Para los mismos perros y gatos: Desnutrición, enfermedades, lesiones por accidentes de tránsito, peleas o maltrato de transeúntes. También muchas veces están expuestos a malas condiciones de bienestar animal relacionadas con métodos no humanitarios de control y en algunos países, como en Chile, la eliminación por parte de las autoridades¹.

La OMS recomienda la esterilización a un bajo costo o gratis, de perros con dueño y la eliminación de aquellos que no tengan dueño¹⁸.

En los últimos años se han creado o modificado leyes en las que no se permite que los alumnos trabajen con perros o gatos, a cambio se deben utilizar conejos, maniqués o simuladores sintéticos, para su educación. Ante este panorama es necesario recurrir a la implementación de campañas de esterilización en lugares con mayor número de animales, para que los alumnos puedan adquirir mejores y mayores habilidades durante la carrera, aunque únicamente será en aparato genital ya que los animales que les ofrecen durante la carrera no son parecidos a los perros y gatos con lo que la mayoría trabajará en un futuro.

Por lo tanto se hace importante crear planes de control de poblaciones, contar con una estrategia para el control de perros y gatos impactaría positivamente en la salud pública, pero se requiere de la sensibilización previa de la población acerca de la importancia de la tenencia responsable de mascotas.

Existen diversas opciones para la prevención de la actividad reproductiva en perros y en gatos. Deben evaluarse las diferentes alternativas de acuerdo al caso que se trate y las características propias de cada paciente. La decisión apropiada debe tomarse en conjunto con el propietario explicando las ventajas y desventajas que cada método pueda implicar de acuerdo al animal y las expectativas que se tengan sobre él¹⁹.

La neutralización o castración hace referencia a la Ooforosalingohisterectomía la cual es la resección quirúrgica de los ovarios, salpinx y útero; o, a la Orquiectomía que es la extracción quirúrgica de los testículos. La cirugía reproductiva comprende una variedad de técnicas destinadas a modificar la capacidad del animal para reproducirse, colaborar en el parto y/o tratar o prevenir enfermedades de los órganos involucrados²⁰.

La indicación primaria para la cirugía electiva es limitar la reproducción, pero también puede ser llevada a cabo para corregir distocias, prevenir o tratar tumores influidos por hormonas reproductivas, colaborar con el control de ciertas enfermedades reproductivas y ayudar a estabilizar condiciones sistémicas. La castración se realiza en

algunos animales para prevenir o modificar expresiones o alteraciones en el comportamiento, reconstruir tejidos traumatizados, enfermos o malformados²⁰.

La mayoría de los animales que son presentados para cirugía voluntaria están clínicamente sanos. Los animales asintomáticos pueden tener una masa descubierta de manera incidental durante el examen físico y/o durante la cirugía.

Las principales localidades en las que se centra el trabajo son los municipios de Tlayacapan y Totolapan, pertenecientes al estado de Morelos, aunque también se realizaron ejercicios en otros municipios que serán mencionados a lo largo de este escrito.

2. Localidades

El Municipio de Tlayacapan, que se encuentra ubicado en el estado de Morelos, está rodeado por diversos cerros por lo que cuenta con un clima templado, agradable, durante todo el año. Colinda al norte con el municipio de Tlalnepantla, al sur con Yautepec, al este con Totolapan y Atlatlahucan y al oeste con Tepoztlán (Fig. 1). Su nombre proviene del náhuatl TLAL-LI: “Tierra”; YAKA-TL: “Nariz”, punta, término, frontera”; PAN: locativo. Significa “sobre la punta de la tierra”, “lugar de los límites o linderos” o “la nariz de la tierra”^{21,22}.

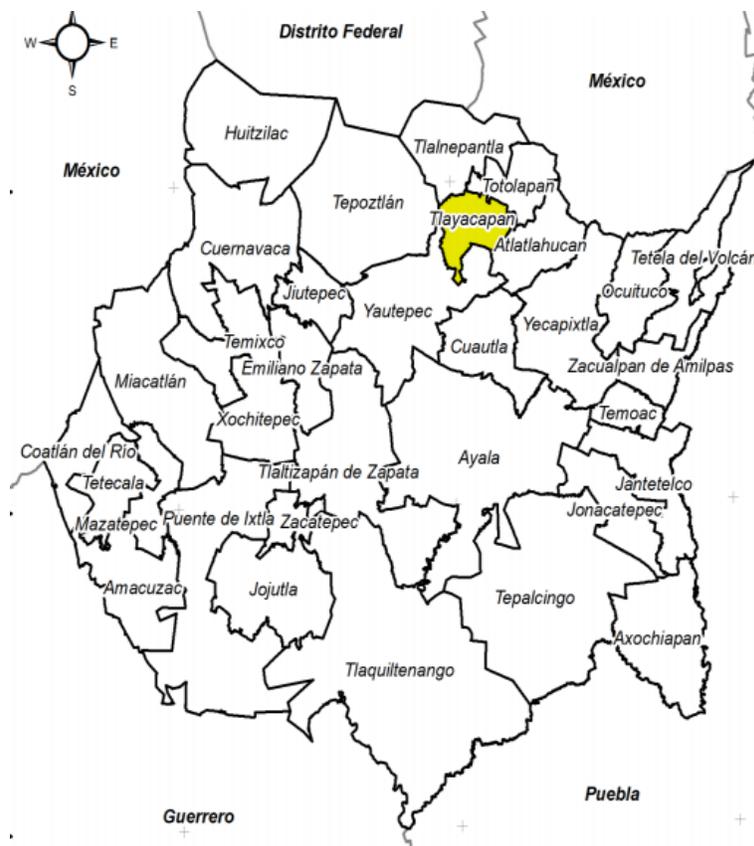


Figura 1. Mapa de ubicación del Municipio de Tlayacapan, Morelos. Osnaya (2015).

Su arquitectura es uno de los atractivos turísticos. Sus primeros habitantes fueron olmecas, de los cuales se sabe gracias a los descubrimientos arqueológicos, al estudio

de las piedras, barro y excavaciones. El municipio de Tlayacapan carece de ríos y arroyos naturales, sólo cuenta con corrientes de las barrancas que descienden de la cordillera neovolcánica. Actualmente existe presencia indígena dentro de la región, en la cual habitan 784 hablantes de alguna lengua indígena²¹.

En Tlayacapan se encuentran diversos monumentos históricos que son considerados patrimonio de la humanidad como: El Ex Convento de San Juan Bautista; las Capillas de Barrio, llamadas así por representar simbólicamente a cada uno de los barrios del Municipio. Una de las haciendas más importantes dentro del pueblo, es la Ex hacienda de San Nicolás, la cual se localiza en la Colonia Pantitlán, se dice que perteneció a Hernán Cortés; dicho monumento se encuentra en ruinas debido a la falta de apoyo para su restauración²¹.

La comida típica tradicional de este lugar es el mole verde de pepita acompañado con tamales de sal, charales y frijoles blancos, mole rojo de pepita también con tamales de sal y frijol cocido, mole de guajolote, salsa verde, tlacoyos de haba y frijol; frutas al horno acompañadas de nieves de sabores como postre^{21,22}.

En este pueblo se celebra tres días antes del miércoles de ceniza, esto es el inicio de la cuaresma, y el atractivo principal es un bailable conocido como el brinco del “Chinelo”. El pueblo se divide en tres comparsas importantes: la Unión, la Azteca y la América, que corresponden a cada uno de los barrios que conforman la cabecera municipal²¹.

Se celebran varias fiestas importantes en este pueblo: Semana Santa, el grito de la Independencia, el Día de los Muertos, el día de la Revolución Mexicana, entre otras festividades, algunas en honor a Santos, que se llevan a cabo en los barrios o comunidades de su mismo nombre²¹.

El municipio de Totolapan, ubicado también en el estado de Morelos, colinda al norte con el Estado de México, al sur con Atlatlahucan, al oeste con Tlalnepantla y Tlayacapan (Fig.2). Cuenta con un clima subtropical húmedo. Carece de ríos y arroyos naturales, existen barrancas y barranquillas que captan la precipitación de las aguas en

épocas de lluvias. Su nombre proviene de las raíces etimológicas de TOTOLTLI: “ave”; ATL: “agua”; y PAN: sobre o encima”. Significa “Sobre agua, gallaretas”^{23,24}. Según INEGI con una población de 10,789 en el 2015 y rezago social; con un porcentaje de pobreza de 74% y 26% de pobreza extrema²⁵.



Figura 2. Mapa de ubicación del Municipio de Totolapan, Morelos. Osnaya (2015).

Se dice que fueron los Chichimecas los que vinieron en busca de las tierras y llamaron a dicho pueblo Totolapan. Sus pobladores fueron dominados por los Xochimilcas y posteriormente por Moctezuma, a quien rendían tributo y servían en las guerras para las cuales proveían de armas. El convento de Totolapan es uno de los más antiguos que existen en México²³.

La arquitectura del siglo XVI y sus construcciones monumentales, son un atractivo turístico y fuente de investigación y estudio que atrae a visitantes. Cuenta con los conventos de San Juan Bautista, que fueron construidos por el fraile dominico, Juan de la Cruz, y cuenta con uno de los lugares o monumentos más bellos y mejor conservados; el de Hueyapan; el de Santo Domingo; las iglesias de San Pedro y San Pablo y la de San Marcos. El templo y convento de San Guillermo, la cabecera municipal; las capillas de la Asunción; las de San Sebastián; la de San Miguel; la de Santiago y la de San Agustín^{23,24}.

Entre sus tradiciones y costumbres, el 29 de septiembre se colocan flores en los campos de cultivos y se agradece a la Divina Providencia. Se cuenta que los primeros españoles que llegaron al pueblo para someterlos, estaban encabezados por, María Estrada, una mujer muy valerosa, quien a caballo con lanza y adarga, al grito de “Santiago y a ellos”, sometió a la población²³.

La comida típica de este municipio es el mole verde de pepita, mole rojo de guajolote, tlacoyos de haba y frijol, cecina de res con crema y queso, cecina enchilada de puerco. La artesanía de este municipio es la cerámica de barro, en figuras, macetas, ollas, entre otros, la cual cuenta con gran aceptación en el estado²³.

3. Tracto Reproductor de la Hembra

a. Anatomía

Los órganos genitales de la hembra se dividen en segmentos que producen, transportan y almacenan los gametos. La formación de las células germinales tiene lugar en los ovarios. El ovario se origina bilateralmente a partir de la cresta gonadal en la región lumbar, medial al riñón embrionario. Tienen una disposición par, en la perra y en la gata están situados en la parte alta y dorsal de la región lumbar, caudales con respecto a los riñones. El ovario derecho se ubica más cranealmente que el izquierdo. En la yegua los ovarios se distancian 8-10 cm de la pared dorsal, en la cerda descienden hasta aproximadamente la mitad de la cavidad abdominal; y en la vaca migran hasta alcanzar la pared abdominal ventral, en posición craneal con respecto al pecten del hueso pubis. La forma de los ovarios varía de elíptica a arriñonada y su longitud varía por especie²⁶.

Los oviductos de la perra miden de 6 a 10 mm de largo. El infundíbulo forma el extremo craneal de la trompa uterina. Se encuentran inervados por los plexos aórticos renales y pélvicos. El mesovario se continúa caudalmente con el mesometrio. En la porción dorsal del mesovario discurren los vasos del ovario; además, en el borde craneal libre del mesovario de la gata, la perra y la cerda se extiende desde el polo anterior del ovario en dirección cráneo-dorsal hacia el diafragma el ligamento suspensorio del ovario²⁶. El ligamento suspensorio es una banda tisular blanquecina resistente, que diverge a medida que transcurre desde el ovario hasta la unión con las dos últimas costillas. Las arterias ováricas se originan a partir de la aorta. En la gata, a diferencia de la perra, el ligamento suspensorio del ovario no está vascularizado y por eso puede ser seccionado en el intraoperatorio sin ligadura previa, aunque es muy laxo²⁰.

El mesosalpinx se continúa por la trompa uterina y configura un borde libre con forma de velo. Entre la extremidad uterina del ovario y extremo del cuerno del útero se extiende el segmento proximal del ligamento caudal del ovario o ligamento propio del ovario. El mesovario distal, el mesosalpinx y el ligamento propio del ovario forman la bolsa ovárica (Fig. 3). Hay grandes diferencias entre las especies; la bolsa ovárica de la yegua

puede no contener al ovario debido a su tamaño, la de los rumiantes y la cerda se evagina en forma de capucha sobre el ovario y la de la gata encierra totalmente al ovario pero hacia la cavidad abdominal está ampliamente abierta en forma de hendidura. En la perra la bolsa ovárica, con un cuerpo grasoso de aspecto grande, incluye en su interior la totalidad del ovario; el orificio de la bolsa es estrecho y ovalado²⁶.

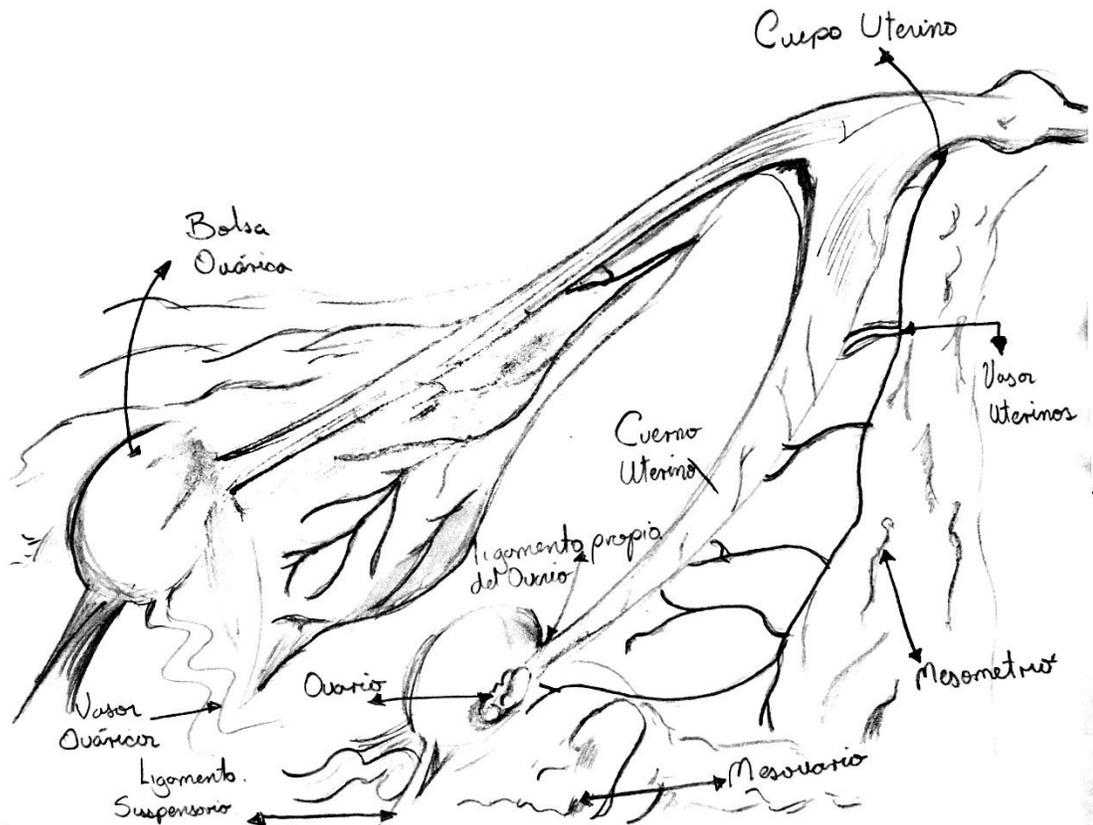


Figura 3. Anatomía de los ovarios y el útero.

Fuente: Elaboración de imagen a partir de Slatter (2006).

El ligamento ancho, es el pliegue peritoneal que suspende al útero. El ligamento redondo recorre el extremo libre del ligamento ancho desde el ovario a través del canal inguinal con el proceso vaginal²⁰. La matriz o útero se caracteriza por: dos cuernos, un cuerpo y un cuello del útero. La irrigación sanguínea del útero proviene de las arterias y venas uterinas que se originan de la rama iliaca interna de la aorta. El cuello o cérvix

constituye un cierre del útero bien palpable cuya luz se abre sólo durante el celo y durante el parto. El canal cervical inicia en el orificio interno del útero, en la cavidad del cuerpo uterino, y termina en el orificio externo, el cual continúa con la vagina^{26, 28}.

El vestíbulo de la vagina comienza con la desembocadura de la uretra, que en la cerda y en los rumiantes muestra en este sitio una evaginación, el divertículo suburetral. En la perra el orificio de la uretra sobrepasa levemente el nivel del suelo del vestíbulo de la vagina²⁶. El clítoris es ancho, plano, vascular, infiltrado con grasa y se ubica sobre el piso del vestíbulo cerca de la vulva. La fosa clitorídea es una depresión sobre el piso del vestíbulo que en ocasiones se confunde con el orificio uretral. La vulva es la abertura externa del sistema genital. Los labios vulvares son gruesos y forman comisuras puntiagudas. Los músculos constrictores de la vulva y del vestíbulo rodean a la vulva y el vestíbulo²⁰.

b. Técnica quirúrgica en perras y gatas

Ooforosalingohisterectomía (OSH)

La OSH electiva se realiza habitualmente para evitar la presentación de los ciclos estrales y las gestaciones no deseadas. Otros beneficios también incluyen inhibir el desarrollo de neoplasias ováricas, uterinas y piometra (Fig. 4). La incidencia de neoplasias en glándula mamaria se reduce significativamente cuando los animales son castrados a corta edad. La OSH también elimina los cambios hormonales que interfieren con el tratamiento médico para la diabetes mellitus o la epilepsia²⁸.



Figura 4. Piometra canina de cuello cerrado. Fotografía; Colección personal. López, C.

Los efectos adversos de la extracción de los ovarios incluyen obesidad, incontinencia urinaria (según un estudio realizado en Suiza, un 20%) y desarrollo anormal de los genitales externos cuando se realiza la cirugía a una temprana edad la cual afecta la madurez del comportamiento. La incontinencia urinaria es casi 8 veces más probable

en las hembras castradas que en las enteras. Debido a que las hormonas ováricas se requieren para el desarrollo vulvar, las perras castradas a corta edad pueden mantener vulvas infantiles. La OSH también se ha asociado con un mayor riesgo para desarrollo de carcinoma de células transicionales, osteosarcoma y hemangiosarcoma. La ovariectomía sin histerectomía, se está volviendo más común, aunque ésta sola, aumenta el riesgo de piometra, ya que el desarrollo de endometritis, piometra y piometra de muñón requieren progestágenos endógenos o exógenos. El único riesgo que aumenta con la ovariectomía, es el desarrollo de tumores uterinos; su incidencia en perras es bajo (0.03%), y el 90% de éstos son leiomiomas benignos²⁸.

La ovariectomía y la ooforosalingohisterectomía se realizan la mayoría de las veces durante el anestro, ya que los tejidos reproductivos y mamarios están más vascularizados bajo la influencia de estrógenos, lo que genera que pueda haber mayor sangrado durante la cirugía. El útero es más friable durante el estro y puede desgarrarse cuando es detenido por las pinzas²⁸.

El alimento debe ser retirado en los adultos unas 8-12 horas y en los pacientes pediátricos unas 6-8 horas antes del procedimiento. La vejiga urinaria, en caso de presentarse plétora, debe comprimirse en forma manual antes de iniciar la ooforosalingohisterectomía. El abdomen debe ser rasurado y preparado en forma aséptica desde el cartílago xifoides hasta el pubis²⁰.

En la perra se realiza una incisión en la línea media abdominal a partir del ombligo y se debe extender sobre el tercio craneal de la distancia entre el ombligo y el pubis en la perra; el largo de la incisión dependerá del tamaño del útero. En la gata la incisión comienza aproximadamente 1 cm caudal al ombligo y se extiende más o menos 3 a 5 cm hacia caudal, para poder lograr la exposición adecuada del cuerpo uterino (Fig. 5). Se realiza la incisión a través del tegumento y tejidos subcutáneos para exponer la línea alba, línea blanca o vaina del recto, levantarla y se realiza una inciso-punción dentro de la cavidad abdominal (Fig. 6). Se extiende la línea de incisión hacia craneal y caudal con tijera de Mayo recta de puntas romas^{20,28}.

El cuerno uterino se localiza empleando el dedo índice (Fig. 7 y 8). Se puede colocar una pinza hemostática pequeña sobre el ligamento propio para facilitar la retracción del ovario. El ligamento suspensorio se estira o se desgarrá con el dedo índice (Fig. 9 y 21)²⁰.

La tensión se debe dirigir más caudalmente a lo largo de la pared corporal dorsal que perpendicular para evitar desgarrar el pedículo ovárico. Esto se realiza para facilitar la exteriorización del ovario²⁰.

Una vez localizado el pedículo ovárico, se realiza un orificio en el ligamento ancho caudal al pedículo ovárico. Se colocan dos pinzas hemostáticas de Rochester-Carmalt o de Kelly a través del pedículo ovárico en proximal del ovario y una a través del ligamento propio del ovario. Muchos pedículos tienen múltiples vasos tortuosos. Se asegura que la perforación sea caudal a todos los vasos (Fig. 22). El cirujano debe mantener el contacto digital constante con el ovario cuando se aplica la primera pinza para asegurar la extracción de todo el tejido ovárico²⁰.

El pedículo se secciona entre la pinza media y el ovario. Como alternativa, se puede hacer un triple pinzado del pedículo²⁰. Cuando se emplea esta técnica, el pedículo se secciona entre la pinza media y la más cercana al ovario. Las pinzas se deben colocar lo más cercano al ovario para evitar la inclusión accidental del uréter (Fig. 23).

Para las ligaduras se prefiere material de sutura absorbible. Se coloca una sutura circunferencial laxa alrededor de la pinza proximal (Fig.10 y 24). La pinza se extrae mientras la sutura circunferencial se ajusta de modo que la misma se fije en el surco del tejido comprimido creado por la pinza. Entre la sutura circunferencial y el extremo seccionado del pedículo se coloca una sutura de transfixión. Se realiza un corte del lado contrario de la pinza que sostiene el pedículo ovárico ligado (Fig. 11 y 25). La pinza final se libera y el pedículo se inspecciona por sangrado; si no hay hemorragia, el pedículo se coloca dentro del abdomen (Fig. 12). Se sigue el cuerno uterino hasta el cuerno contralateral y el ovario. Se rompe el ligamento suspensorio y se liga el segundo pedículo ovárico como ya fue descrito²⁰.

Se abre el ligamento ancho para identificar la arteria y la vena uterinas, cerca del cuerpo del útero. Se desgarran los ligamentos ancho y redondo de cada lado. La ligadura del ligamento ancho y redondo rara vez es necesaria; sin embargo, se deben ligar los vasos grandes del ligamento ancho²⁰.

El cuerpo uterino se exterioriza y se localiza el cérvix (Fig. 13 y 14). Para ligar y dividir el cuerpo uterino, se pueden emplear diversas técnicas dependiendo del tamaño del útero. Las arterias y venas uterinas se ligan en forma individual entre la pinza distal y el cuello del útero. Posteriormente se coloca una ligadura circunferencial laxa alrededor de la pinza distal, se retira la pinza y se ajusta la sutura en el surco del tejido comprimido. Entre la sutura circunferencial y la restante pinza, se coloca una sutura de transfixión (Fig. 15 y 26). La pinza que queda, se retira y el muñón uterino se inspecciona por hemorragia y se coloca dentro del abdomen (Fig. 16)²⁰.

Una segunda técnica para ligar el cuerpo uterino consiste en colocar ligaduras de transfixión bilaterales. El cuerpo uterino se secciona entre la pinza y la ligadura más proximal. El muñón se evalúa por sangrado y se recoloca dentro del abdomen.

Un patrón de sutura Parker-Kerr se puede emplear para la ligadura cuando el cuerpo uterino está muy agrandado. Las arterias y venas uterinas se deben ligar por separado en distal al patrón de sutura Parker-Kerr. Posteriormente los pedículos ováricos y muñón se deberán evaluar antes de continuar con el cierre de la cavidad abdominal.

La incisión abdominal se cierra con un patrón de sutura continua simple o de candado (Reverdin), así como para mejor seguridad, y gusto del cirujano, se puede realizar un patrón de sutura interrumpido simple, empleando material absorbible (Fig. 17). La sutura deberá colocarse en la vaina del recto externo, no es necesario suturar la vaina interna o peritoneo. Se colocan puntos de refuerzo en "X" o "U" en la fascia externa (Fig. 18). Para adosar la piel, se utilizará un patrón de sutura subdérmico y finalmente se suturará la piel con puntos en "U" separados (Fig. 19 y 20).

Existe otra técnica quirúrgica en donde el acceso es por el flanco. La técnica es la siguiente: se incide piel de forma oblicua tomando como referencia la última costilla hacia

caudal, ventral a las apófisis transversas de las vértebras lumbares. Posteriormente a la incisión de piel, se separan las fibras musculares de los músculos oblicuo abdominal externo, oblicuo abdominal interno y transverso del abdomen. Al llegar a la cavidad abdominal se comienza la búsqueda del ovario, al encontrarlo se procede a la ligadura de éste conforme a las técnicas anteriores. Al inspeccionar el muñón y dejarlo libre, se procede a extraer el cuerpo del útero y de esta manera se podrá extraer el otro ovario. Se procede a pinzar, ligar y cortar el otro ovario y el cuerpo del útero, descrito anteriormente^{29,30}.

Para el cierre de la cavidad se procede con unos puntos en “U” o puntos separados simples en el peritoneo. Se continua con subcutáneo y piel, como se había mencionado anteriormente.

Esta técnica se recomienda realizarla en especial en gatos que se crea que el abordaje tradicional por línea media sea más peligroso; ya sea por el temperamento, la actividad del individuo, animales ferales; se reconoce que estos son factores fundamentales en el éxito o fracaso del cuidado posquirúrgico de los animales que asisten a las campañas de esterilización.

Complicaciones o secuelas

- Hemorragia.
- Piometra de muñón uterino.
- Estro recurrente (Síndrome de remanente ovárico).
- Ligadura uretral.
- Incontinencia uterina.
- Fístulas y granulomas.
- Aumento de peso corporal.
- Síndrome eunucoideo²⁸.

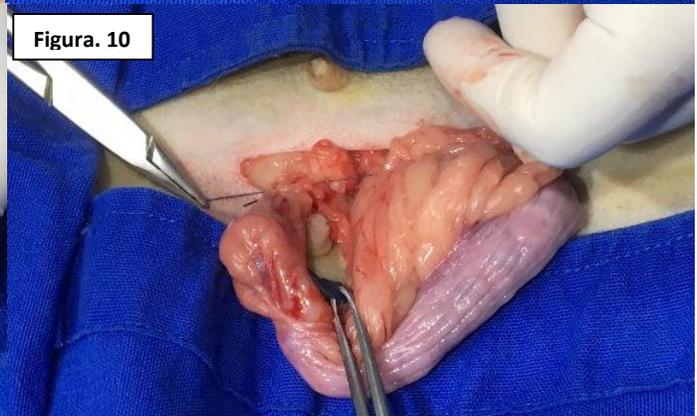
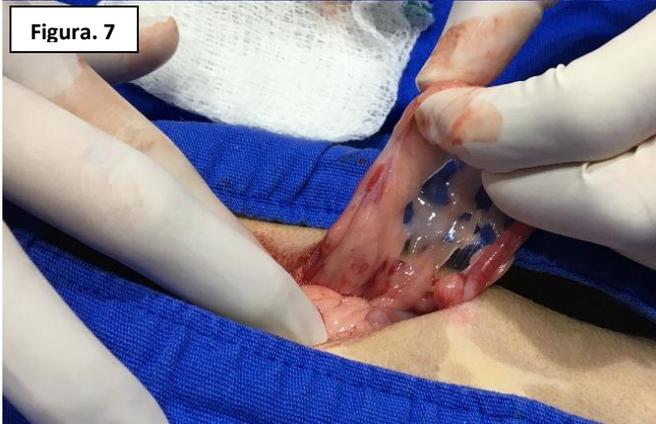


Figura 5. Incisión en piel en línea media abdominal. Figura 6. Inciso-punción con bisturí en línea alba. Figura 7. Localización del cuerno uterino en gata. Figura 8. Cuerno uterino en perra. Figura 9. Desgarre del ligamento suspensorio en gata. Figura 10. Sutura de transfixión en pedículo ovárico de perra. Fotografía; Colección personal. López, C.



Figura 11. Corte del pedículo ovárico ligado, entre pinza hemostática y ovario. Figura 12. Inspección de pedículo por sangrado. Figura 13. Cuerpo del útero exteriorizado para la localización del cérvix en gata. Figura 14. Exteriorización del cuerpo uterino en perra. Figura 15. Ligadura de transficción en el cuerpo uterino. Figura 16. Inspección del cuerpo uterino y por hemorragia. Fotografía; Colección personal. López, C.

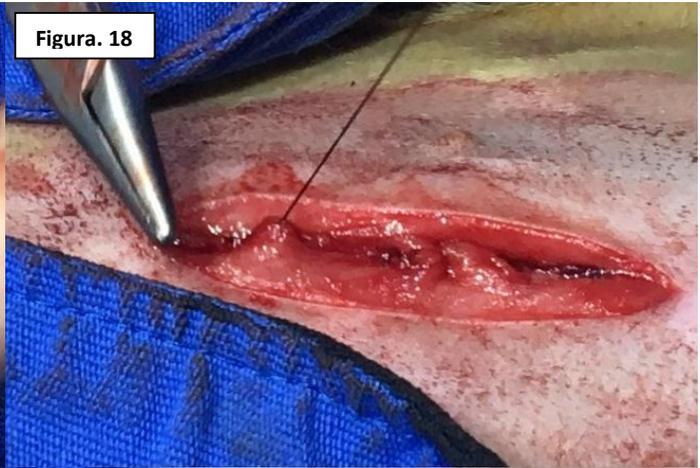


Figura 17. Cierre de la incisión abdominal con patrón de sutura interrumpido simple con material absorbible. Figura 18. Colocación de puntos de refuerzo en fascia externa. Figura 19. Patrón de sutura subdérmico continuo. Figura 20. Piel con patrón de sutura "U" separados. Fotografías; Colección personal. López, C

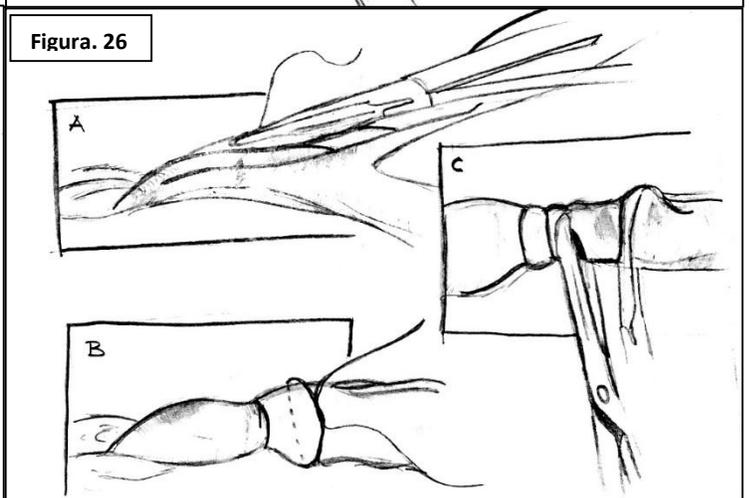
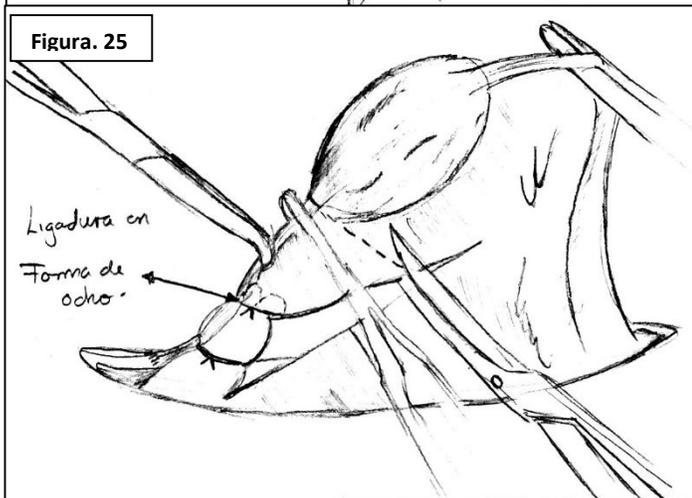
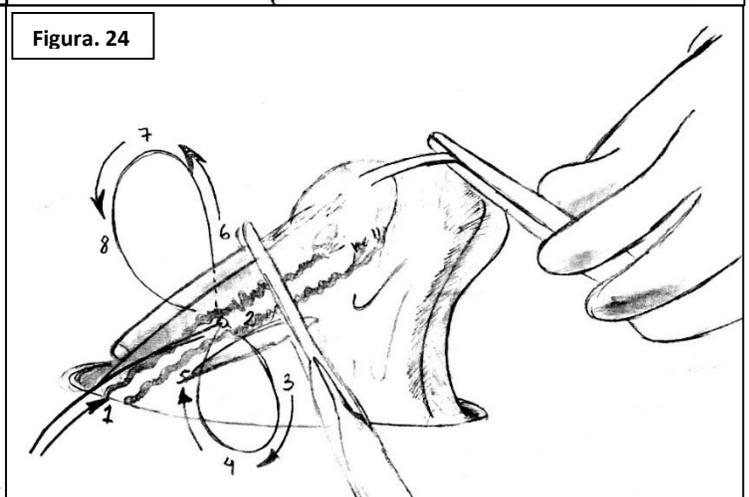
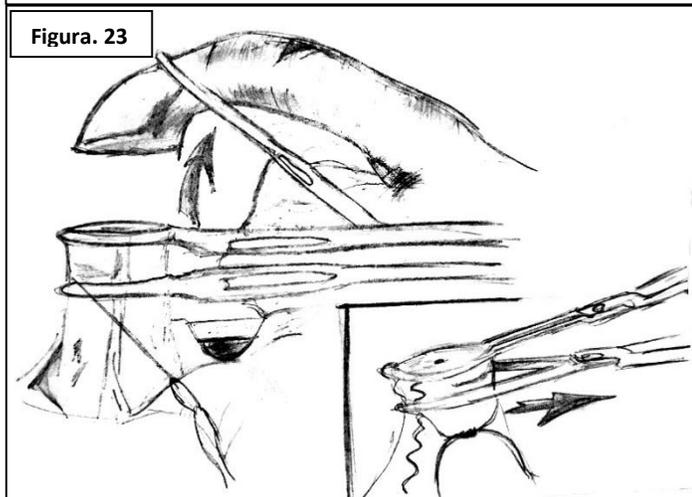
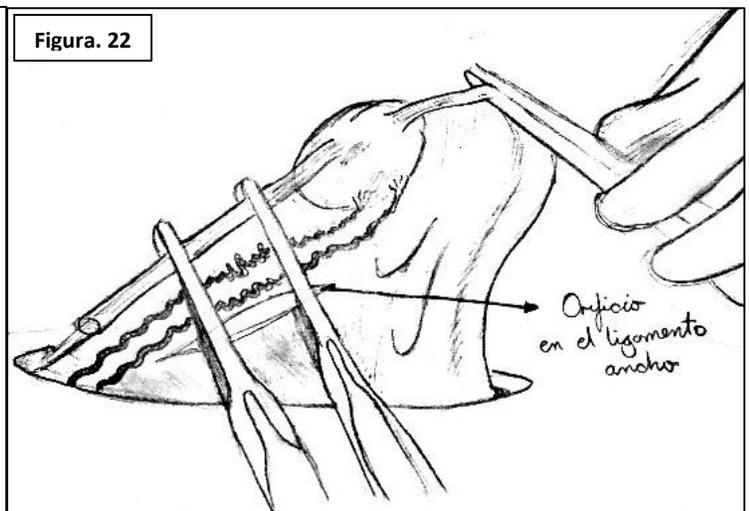
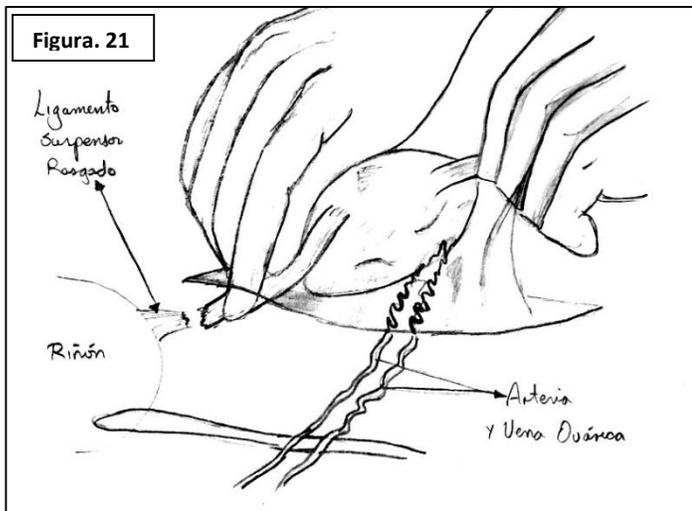


Figura 21. Desgarre del ligamento suspensorio. Figura 22. Orificio en el ligamento ancho y colocación de pinzas hemostáticas en el pedículo ovárico. Fuente: Elaboración de imagen a partir de Fossum (1999). Figura 23. Técnica de triple pinza del pedículo. Se observa cómo se secciona entre pinza media y la pinza cerca al ovario. Fuente: Elaboración de imagen a partir de Zúñiga (2012). Figura 24. Sutura de transfixión en pedículo ovárico. Figura 25. Corte del pedículo ovárico ligado, entre pinza hemostática y ovario. Fuente: Elaboración de imagen a partir de Fossum (1999). Figura 26. Ligadura de transfixión y corte del cuerpo uterino. Fuente: Elaboración de imagen a partir de Zúñiga (2012).

4. Tracto Reproductor del Macho

a. Anatomía

Los órganos genitales masculinos tienen a su cargo la formación, maduración, transporte y transmisión de las células germinales masculinas. En los testículos se producen espermatozoides y hormonas. En el conducto del epidídimo los espermatozoides son almacenados. Posteriormente llegan a la uretra en la cual se forma el semen²⁶.

El testículo es un órgano de localización bilateral que se desarrolla a ambos lados en la región lumbar, medial al riñón embrionario. El testículo se desplaza hasta las bolsas escrotales situadas en el exterior de la cavidad abdominal (Fig.27). Mediante este desplazamiento se logra disminuir algunos grados la temperatura del órgano, lo cual es necesario para el correcto desarrollo y funcionamiento de las células germinales masculinas²⁶.

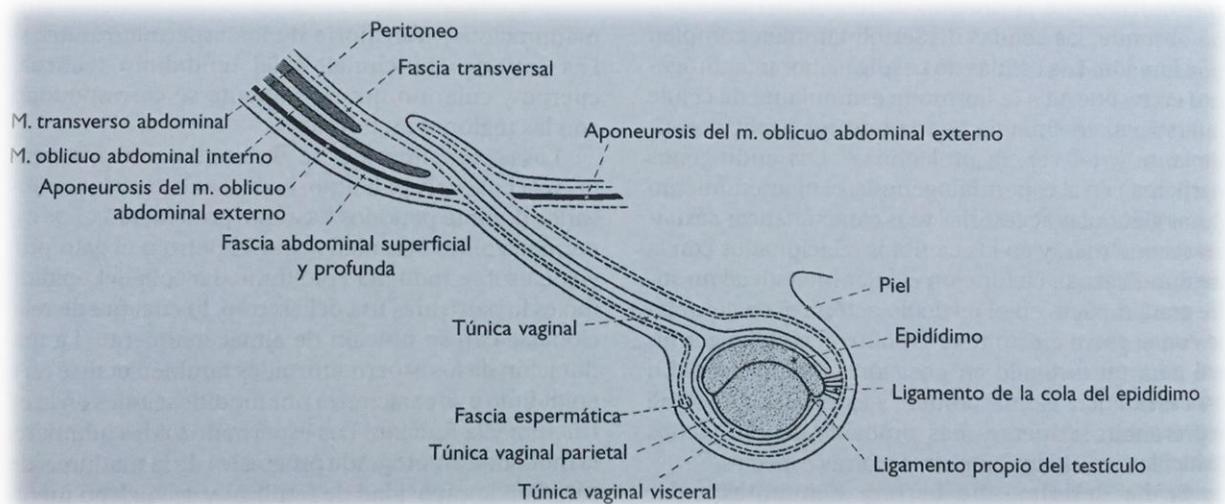


Figura 27. Diagrama de la sección sagital del canal inguinal y el proceso vaginal del macho. Slatter (2006).

Por medio del ligamento conductor o gubernaculum del testículo se realiza el descenso testicular. El gubernáculo discurre por el interior del proceso vaginal y mediante un aumento de diámetro de su porción distal, produce un ensanchamiento del espacio inguinal, y su acortamiento, introduce el testículo en las bolsas escrotales²⁶.

En el equino y el verraco las fibras del gubernáculo del testículo penetran hasta la capa más profunda de las envolturas del escroto, túnica dartos. Este fenómeno es muy importante ya que en casos de criptorquideo es posible ejercer tracción desde el escroto en los testículos que se quedan en canal inguinal. Lo animales con criptorquidismo, no se consideran aptos para la reproducción ya que es hereditario²⁶.

Los testículos están rodeados por una cápsula de tejido conectivo llamada túnica albugínea. Ésta tiene 1-2 mm de espesor y está compuesta por fibras de colágeno. La túnica albugínea mantiene bajo presión el parénquima testicular de modo que en inflamación, donde hay agrandamiento de volumen, originan un gran dolor^{20,26}.

El parénquima testicular incluye túbulos seminíferos contorneados; túbulos seminíferos rectos y red de testículo con conductos deferentes. De la red testicular salen conductos excretores del testículo, que perforan la túnica albugínea del testículo e ingresan en la cabeza del epidídimo²⁶.

El epidídimo está compuesto por cabeza, cuerpo y cola. En la cabeza ingresan los conductos deferentes del testículo para reunirse en el conducto del epidídimo. El conducto forma el cuerpo del epidídimo. En el conducto del epidídimo terminan de madurar los espermatozoides que quedan almacenados en su posición terminal, hasta la eyaculación. La cola del epidídimo está sostenida por ligamentos por una parte al testículo mediante el ligamento propio, y por otra a la base del proceso vaginal mediante el ligamento de la cola del epidídimo. Después de abandonar la cola del epidídimo, el conducto del epidídimo se continúa como conducto deferente. El conducto deferente transcurre en dirección medial hacia el cordón espermático hasta llegar al anillo vaginal²⁶ (Fig. 28).

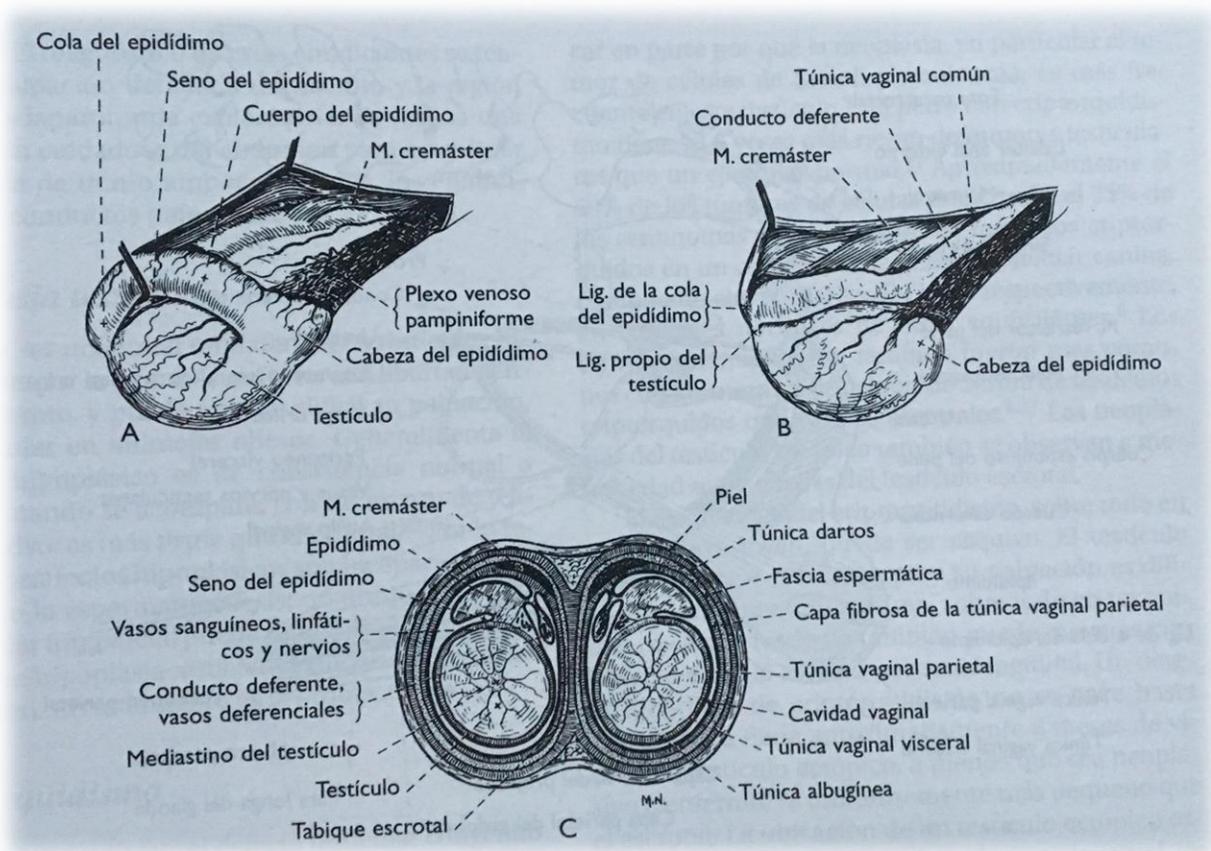


Figura 28. Estructuras del testículo y del escroto. Slatter (2006).

Las envolturas del testículo recubren los testículos, el epidídimo y partes del cordón espermático. Se dividen en bolsa testicular o escroto, y en proceso vaginal que incluye la fascia espermática interna y la lámina parietal. El proceso vaginal atraviesa el espacio inguinal y va hacia caudal. En el caballo y en los rumiantes, el escroto permanece en la región inguinal²⁶.

La arteria testicular, que se origina de la aorta, corre junto con la vena testicular en el mesorquio. En el cordón espermático la arteria testicular sufre una cantidad de giros densamente agrupados, formando un plexo venoso denominado plexo pampiniforme el cual tiene la función de disminuir la temperatura de la sangre arterial en su camino hacia los testículos²⁶.

La inervación del epidídimo y del testículo es autónoma. Las fibras parasimpáticas provienen del nervio vago y del plexo pélvico. La parte simpática se origina en el plexo mesentérico caudal y en el plexo pélvico²⁶.

b. Técnica Quirúrgica

Orquiectomía (Castración)

Esta intervención reduce la sobrepoblación al inhibir la fertilidad masculina y disminuye la agresividad de los machos, el vagabundeo, el comportamiento miccional indeseable y modifica el olor ofensivo de la orina. Ayuda a prevenir las enfermedades relacionadas con andrógenos como patologías prostáticas, adenomas perianales y hernias perineales. Algunas otras como anomalías congénitas, alteraciones testiculares o epididimales, neoplasias escrotales, traumatismos o abscesos, uretostomía escrotal, control de la epilepsia y anomalías endocrinológicas.

Para la castración en perros se puede emplear el acceso preescrotal, técnica abierta y la técnica cerrada. Para la castración en gatos se puede emplear el acceso escrotal. Se debe verificar la presencia de ambos testículos en el escroto antes de planear o ingresar a cirugía, ya que la falta de alguno de los testículos en el escroto cambia el abordaje quirúrgico²⁰.

Para la castración preescrotal abierta se coloca al perro en decúbito dorsal. Se rasura y se prepara en forma aséptica el abdomen caudal y medial de los muslos. Se debe evitar irritar la región escrotal con la rasuradora o los antisépticos. Se aplica presión sobre el escroto para poder avanzar un testículo lo más lejos posible dentro del área preescrotal. Se incide la piel y los tejidos subcutáneos a lo largo del rafe medio sobre el testículo desplazado (Fig. 29 y 35). Se incide la túnica vaginal sobre el testículo evitando incidir la túnica albugínea lo que expondría el parénquima del testículo (Fig. 31 y 36). Se separa con los dedos el ligamento de la cola del epidídimo cuidadosamente, evitando desgarrar o separar el epidídimo del testículo²⁰ (Fig. 32 y 38).

Se debe permitir que el paquete testicular quede lo más exteriorizado posible, posteriormente se liga éste con dos ligaduras de transfixión y material de sutura absorbible. Se coloca una pinza de hemostasis entre la ligadura y el testículo (Fig. 33 y 39). Se refiere la ligadura y se incide proximal a la pinza y se revisa para verificar que no haya sangrado en el muñón y se deja ir (Fig. 34).

Se realiza una sutura simple continua en la túnica vaginal para evitar una posible hernia²⁰. Se repite el procedimiento anterior para retirar el otro testículo. Una vez retirados ambos testículos, se revisa que no exista hemorragia y se prosigue a cerrar la herida con un patrón intradérmico con un material de sutura absorbible y posteriormente puntos separados simples o puntos en “u” con un material de sutura no absorbible, los cuales se retirarán en un periodo no menor a siete días.

Para la castración preescrotal cerrada, se realiza el mismo procedimiento pero sin incidir la túnica vaginal, se realiza una ligadura de transfixión para el paquete testicular junto con el ligamento testicular. Posteriormente se realiza el cierre de la misma forma que en la técnica abierta.

Para la castración escrotal, recomendada más en gatos que en perros, se coloca el gato en decúbito dorsal o lateral al paciente. Se depila con los dedos y se prepara en forma aséptica. Se debe evitar irritar la región escrotal con la rasuradora o los antisépticos. Se aplica presión sobre el escroto para tener control de los testículos dentro de la bolsa escrotal. Se incide la piel y los tejidos subcutáneos en cada testículo sobre el escroto (Fig. 30 y 37). Se incide la túnica vaginal sobre el testículo evitando incidir la túnica albugínea lo que expondría el parénquima del testículo. Se separa con los dedos el ligamento de la cola del epidídimo cuidadosamente, evitando desgarrar o separar el epidídimo del testículo²⁰.

Se repite el procedimiento de la técnica anterior para la ligadura de ambos testículos. Una vez retirados, se revisa que no exista hemorragia y el escroto permanece abierto para que cierre por segunda intención.

Complicaciones o secuelas

- Hemorragias.
- Persistencia de signología previa (agresividad, comportamiento miccional indesable, vagabundeo), total o parcialmente.
- Hernia inguinal secundaria.
- Inflamación o infección.

- Dehiscencia de sutura.
- Fístulas temporales.
- Neuralgias, hiperestésias o hipoestésias³¹.



Figura 29. Incisión en piel y tejidos subcutáneos a lo largo del rafe medio sobre testículo desplazado en perro. *Fuente:* Imagen a partir de Williams (2009). Figura: 30. Incisión de piel y tejido subcutáneo en escroto. Figura 31. Exposición del testículo para incisión sobre túnica vaginal. Figura 32. Separación del ligamento de la cola del epidídimo. Fotografía; Colección personal. López, C. Figura 33. Testículo de perro exteriorizado con ligadura de transfixión. Figura 34. Corte proximal a la pinza hemostática y revisión de muñon por sangrado. Imagen a partir de Williams (2009).

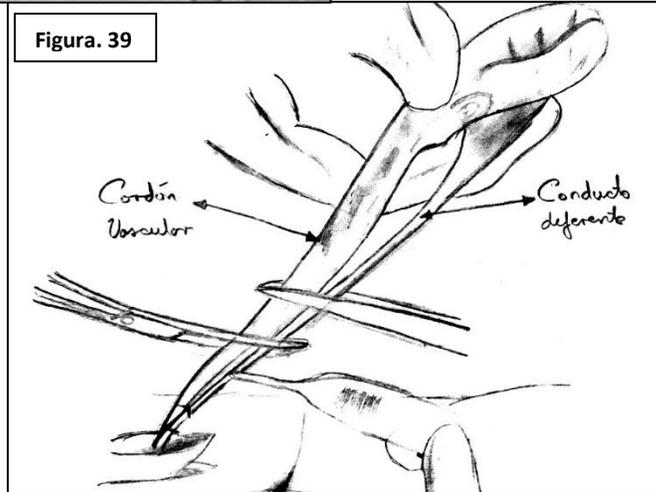
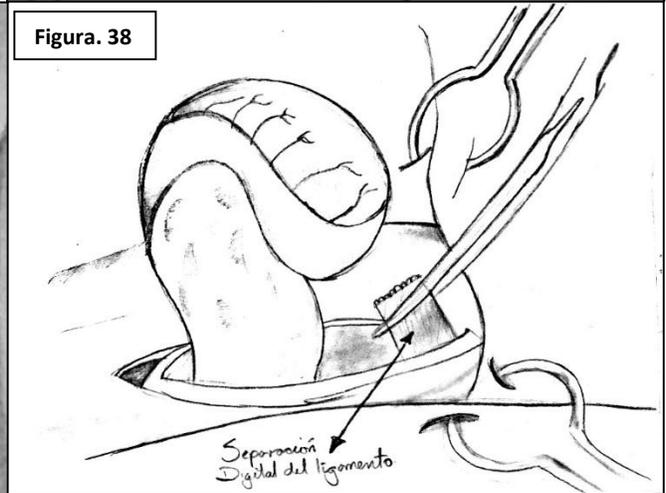
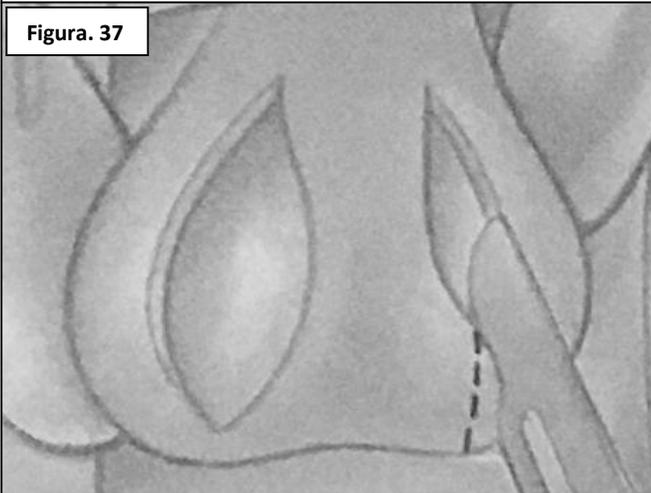
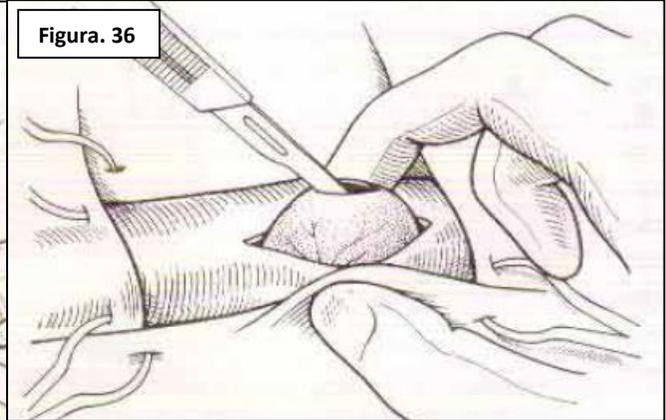
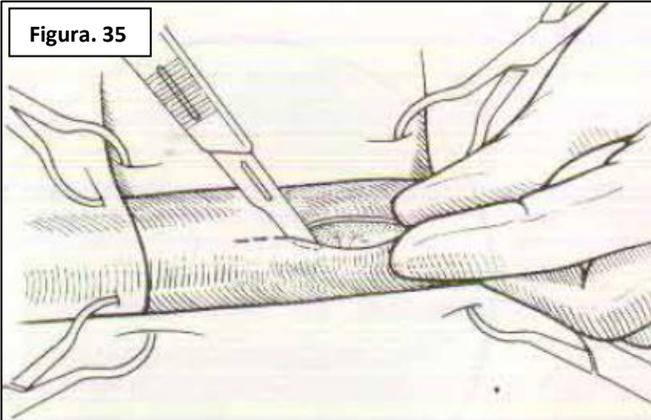


Figura 35. Incisión en piel y tejidos subcutáneos a lo largo de rafe medio. Figura 36. Incisión sobre túnica vaginal para exteriorización del testículo sin incidir el parénquima. Figura 37. Incisión en piel y tejido subcutáneo en escroto en gato. *Fuente:* Imagen a partir de Fossum (1999). Figura 38. Separación del ligamento de la cola del epidídimo. Figura 39. Testículo exteriorizado con ligadura de transfixión y pinza hemostática. *Fuente:* Elaboración de imagen a partir de Fossum (1999).

5. Consideraciones Anestésicas

Se recomienda la anestesia quirúrgica general para el control reproductivo. Es muy importante un examen físico general, así como estudios prequirúrgicos (de ser posible) de los animales sometidos a cirugía; las complicaciones anestésicas en animales de apariencia sanos puede originarse por desequilibrio hidroelectrolítico o ácido/base no corregidas. Pueden emplearse numerosos protocolos anestésicos para la cirugía en animales sanos^{20,32}.

a. Protocolos Anestésicos

Algunos de los protocolos anestésicos recomendados para la realización de estas campañas y algunos de los protocolos anestésicos utilizados en las prácticas foráneas se observa en el Cuadro 1. Se puede observar, también, un cuadro donde se mencionan los medicamentos y las dosis a utilizar de cada uno (Cuadro 2).

Perros:

- Machos:
 - o Acepromacina + Tiletamina-Zolacepam (Zoletil®).
 - o Xilacina + Ketamina.
 - o Tiletamina-Zolacepam (Zoletil®).
- Hembras:
 - o Acepromacina + Pentobarbital sódico.

Gatos:

- Machos:
 - o Ketamina + Xilacina.
 - o Tiletamina-Zolacepam (Zoletil®).
- Hembras:
 - o Ketamina + Xilacina.
 - o Tiletamina-Zolacepam (Zoletil®).

-

-

Así como una hoja de control de anestesia recomendada para las próximas prácticas (Cuadro 3). De la misma forma, el Anexo 1 es utilizado en estas prácticas y fue diseñado por MVZ Leslie Santiago Sánchez. Se reproduce con la autorización de la autora.

Cuadro 1

Protocolos anestésicos, analgésicos y de antibioterapia utilizados con cada paciente *Fuente:* Elaboración propia.

PERRAS														
	PESO (Kg)	PREANEST	DOSIS (ml)	ANESTÉSICO	DOSIS (ml)	REDOSIF (Fármaco/dosis (ml))					Lidocaína local (ml)	Tramadol (ml)	Meloxicam (ml)	Enrofloxacina (ml)
						1	2	3	4	5				
P1	5.25	Acepromacina	0.2	Pentobarbital	0.6	Pento: 0.6	Pento: 0.34				1	0.5	0.2	0.5
P2	4	Xilacina	0.01	Ketamina	0.8	Keta: 0.3					2	0.4	0.2	0.4
P3	34	Acepromacina	4.0	Pentobarbital	6.0	Pento: 2	Pento: 2				1	3.4	1.4	3.4
P4	9.4	Acepromacina	0.1	Pentobarbital	1.5	Pento: 0.5					3	0.9	0.4	0.9
P5	4.4	Acepromacina	0.2	Pentobarbital	0.8	Pento: 0.2					2	0.4	0.2	0.4
P6	8.2	Acepromacina	0.1	Pentobarbital	1.6						2	0.8	0.3	0.8
P7	20	Acepromacina	1.0	Pentobarbital	5.0	Pento: 1					2	2.0	0.8	2.0
P8	5			Zoletil®	0.2	Zoletil: 0.3					1	0.5	0.2	0.5
P9	10	Acepromacina	0.1	Pentobarbital	2.0						1	1.0	0.4	1.0
P10	7.8	Acepromacina	0.2	Pentobarbital	1.5	Pento: 0.5					1	0.8	0.3	0.8
P11	15	Acepromacina	0.1	Pentobarbital	2.5	Pento: 0.2	Pento: 0.3	Pento: 1	Pento: 1		2	1.5	0.6	1.5
P12	2			Pentobarbital	1.0	Pento: 0.2	Pento: 0.1				1	0.2	0.1	0.2
P13	8			Zoletil®	0.8	Keta: 0.8					2	0.8	0.3	0.8
P14	5.5	Xilacina	0.3	Pentobarbital	1.9	Pento: 0.5	Pento: 0.5	Pento: 0.1			1	0.6	0.2	0.6
P15	3.8	Xilacina	0.01	Zoletil®	0.3						1	0.4	0.2	0.4
P16	6.2	Acepromacina	0.1	Pentobarbital	1.0	Pento: 0.5	Pento: 0.5	Pento: 0.5			2	0.6	0.2	0.6
P17	30	Acepromacina	0.3	Pentobarbital	7.4	Pento: 3.7	Pento: 2	Pento: 2	Pento: 2	Pento: 1.5	3	3.0	1.2	3.0
P18	20	Acepromacina	0.3	Pentobarbital	4.0	Pento: 0.5					3	2.0	0.8	2.0
P19	25	Acepromacina	1.0	Pentobarbital	7.0	Pento: 1	Pento: 0.7				3	2.5	1.0	2.5

	PESO (Kg)	PREANEST	DOSIS (ml)	ANESTÉSICO	DOSIS (ml)	REDOSIF (Fármaco/dosis (ml))					Lidocaína local (ml)	Tramadol (ml)	Meloxicam (ml)	Enrofloxacina (ml)
						1	2	3	4	5				
P20	20	Acepromacina	1.0	Pentobarbital	5.0	Pento: 1	Pento: 1	Pento: 0.5			5	2.0	0.8	2.0
P21	5.5			Pentobarbital	1.0	Pento: 0.5	Pento: 0.34	Pento: 0.2	Keta: 0.1	Keta: 0.1	2	0.6	0.2	0.6
P22	15	Acepromacina	0.2	Pentobarbital	3.0	Pento: 1	Pento: 0.5				3	1.5	0.6	1.5
P23	22	Acepromacina	0.2	Pentobarbital	4.4	Pento: 2					4	2.2	0.9	2.2
P24	6.7	Acepromacina	0.1	Pentobarbital	1.3	Pento: 0.5					2	0.7	0.3	0.7
P25	4.5	Acepromacina	0.05	Pentobarbital	0.9	Pento: 0.3	Pento: 0.3				2	0.5	0.2	0.5
P26	5	Acepromacina	0.1	Pentobarbital	1.0	Pento: 0.2					3	0.5	0.2	0.5
P27	7.2	Xilacina	0.04	Ketamina	2.1	Keta: 0.7	Keta: 0.5				3	0.7	0.3	0.7
P28	2.2	Xilacina	0.01	Ketamina	0.6	Keta: 0.2	Keta: 0.2	Keta: 0.2			1	0.2	0.1	0.2
P29	27	Acepromacina	0.3	Pentobarbital	5.4	Pento: 2	Pento: 1				4	2.7	1.1	2.7
P30	20	Acepromacina	0.2	Pentobarbital	4.0	Pento: 1	Pento: 0.5	Pento: 0.5			3	2.0	0.8	2.0
P31	32	Acepromacina	0.3	Pentobarbital	6.3	Pento: 2.5					5	3.2	1.3	3.2
P32	7.6	Acepromacina	0.1	Pentobarbital	1.5	Pento: 0.5					2	0.8	0.3	0.8
P33	6.6	Xilacina	0.03	Zoletil®	0.6						2	0.7	0.3	0.7
P34	6.5	Acepromacina	0.1	Pentobarbital	1.3	Pento: 0.3	Pento: 0.3	Pento: 0.1	Pento: 0.1		2	0.7	0.3	0.7
P35	7	Acepromacina	0.1	Pentobarbital	1.4	Pento: 0.4					3	0.7	0.3	0.7
P36	10	Acepromacina	0.1	Pentobarbital	2.0	Pento: 0.5					3	1.0	0.4	1.0
P37	12	Acepromacina	0.1	Pentobarbital	2.4						3	1.2	0.5	1.2
P38	4.5	Acepromacina	0.05	Pentobarbital	0.9	Pento: 0.4					2	0.5	0.2	0.5
P39	18			Pentobarbital	3.6	Pento: 1.5	Pento: 1.5	Keta: 0.2	Keta: 0.2		4	1.8	0.7	1.8
P40	27	Acepromacina	0.3	Pentobarbital	5.4	Pento: 2	Pento: 1	Pento: 1			5	2.7	1.1	2.7
P41	15	Acepromacina	0.2	Pentobarbital	3.0	Pento: 1	Pento: 1				3	1.5	0.6	1.5

	PESO (Kg)	PREANEST	DOSIS (ml)	ANESTÉSICO	DOSIS (ml)	REDOSIF (Fármaco/dosis (ml))					Lidocaína local (ml)	Tramadol (ml)	Meloxicam (ml)	Enrofloxacina (ml)
						1	2	3	4	5				
P42	22	Acepromacina	0.2	Pentobarbital	4.4	Pento: 2					4	2.2	0.9	2.2
P43	6.7			Pentobarbital	1.3	Pento: 0.5	Pento: 0.5	Pento: 0.2	Keta: 0.1	Keta: 0.1	2	0.7	0.3	0.7
P44	4.5			Pentobarbital	0.9	Pento: 0.4	Keta: 0.1				2	0.5	0.2	0.5
P45	5	Xilacina	0.03	Ketamina	1.5	Keta: 0.5					3	0.5	0.2	0.5
P46	7.2	Xilacina	0.04	Ketamina	2.1	Zoletil: 0.3					3	0.7	0.3	0.7
P47	2.2	Acepromacina	0.02	Pentobarbital	0.4	Pento: 0.1					1	0.2	0.1	0.2
P48	27	Acepromacina	0.3	Pentobarbital	5.4	Pento: 2					4	2.7	1.1	2.7
P49	20	Acepromacina	0.2	Pentobarbital	4.0						3	2.0	0.8	2.0
P50	32	Acepromacina	0.3	Pentobarbital	6.3	Pento: 2	Pento: 1				4	3.2	1.3	3.2
P51	7.6	Acepromacina	0.1	Pentobarbital	1.5						2	0.8	0.3	0.8
P52	6.6			Pentobarbital	1.3	Pento: 0.5	Pento: 0.3				2	0.7	0.3	0.7
P53	6.5	Acepromacina	0.1	Pentobarbital	1.3	Pento: 0.3	Pento: 0.3				2	0.7	0.3	0.7
P54	7	Acepromacina	0.1	Pentobarbital	1.4	Pento: 0.5					2	0.7	0.3	0.7
P55	10	Acepromacina	0.1	Pentobarbital	2.0	Pento: 0.5	Pento: 0.3	Pento: 0.3			3	1.0	0.4	1.0
P56	12	Acepromacina	0.1	Pentobarbital	2.4						3	1.2	0.5	1.2
P57	4.5	Xilacina	0.02	Zoletil®	0.4						1	0.5	0.2	0.5
P58	18	Acepromacina	0.2	Pentobarbital	3.6	Pento: 1					4	1.8	0.7	1.8
P59	27	Xilacina	0.1	Zoletil®	2.7						3	2.7	1.1	2.7
P60	20	Acepromacina	0.2	Pentobarbital	4.0	Pento: 1	Pento: 1	Pento: 0.5			3	2.0	0.8	2.0
P61	25	Acepromacina	0.3	Pentobarbital	5.0	Pento: 2	Pento: 0.5				4	2.5	1.0	2.5
P62	20	Acepromacina	0.2	Pentobarbital	4.0	Pento: 2	Pento: 0.6				3	2.0	0.8	2.0
P63	5.5	Acepromacina	0.1	Pentobarbital	1.1						2	0.6	0.2	0.6
P64	15			Zoletil®	1.5	Zoletil: 0.7					3	1.5	0.6	1.5
P65	22	Acepromacina	0.2	Pentobarbital	4.4	Pento: 1	Pento: 0.5				4	2.2	0.9	2.2

	PESO (Kg)	PREANEST	DOSIS (ml)	ANESTÉSICO	DOSIS (ml)	REDOSIF (Fármaco/dosis (ml))					Lidocaína local (ml)	Tramadol (ml)	Meloxicam (ml)	Enrofloxacina (ml)
						1	2	3	4	5				
P66	6.7	Acepromacina	0.1	Pentobarbital	1.3	Pento: 0.5					3	0.7	0.3	0.7
P67	4.5	Acepromacina	0.05	Pentobarbital	0.9	Pento: 0.3	Pento: 0.2				3	0.5	0.2	0.5
P68	5	Acepromacina	0.1	Pentobarbital	1.0	Pento: 0.2	Pento: 0.2	Pento: 0.1			3	0.5	0.2	0.5
P69	7.2	Acepromacina	0.1	Pentobarbital	1.4						3	0.7	0.3	0.7
P70	2.2			Pentobarbital	0.4	Pento: 0.2	Pento: 0.2	Keta: 0.2	Keta: 0.2		1	0.2	0.1	0.2
P71	27	Acepromacina	0.3	Pentobarbital	5.4						4	2.7	1.1	2.7
P72	20	Acepromacina	0.2	Pentobarbital	4.0						3	2.0	0.8	2.0
P73	32	Acepromacina	0.3	Pentobarbital	6.3	Pento: 3					5	3.2	1.3	3.2
P74	7.6			Pentobarbital	1.5	Pento: 0.5	Pento: 0.5				3	0.8	0.3	0.8
P75	6.6			Pentobarbital	1.3	Pento: 0.5	Pento: 0.2				2	0.7	0.3	0.7
P76	6.5	Xilacina	0.03	Ketamina	1.9	Keta: 0.6					2	0.7	0.3	0.7
P77	7	Xilacina	0.04	Ketamina	2.1	Keta: 0.7	Keta: 0.5				3	0.7	0.3	0.7
P78	10	Acepromacina	0.1	Pentobarbital	2.0	Pento: 0.5	Pento: 0.5	Pento: 0.3			4	1.0	0.4	1.0
P79	12	Acepromacina	0.1	Pentobarbital	2.4	Pento: 1					3	1.2	0.5	1.2
P80	4.5	Acepromacina	0.05	Pentobarbital	0.9	Pento: 0.4	Pento: 0.2				2	0.5	0.2	0.5
P81	18	Acepromacina	0.2	Pentobarbital	3.6	Pento: 0.5	Pento: 0.5	Pento: 0.5	Pento: 0.5		3	1.8	0.7	1.8
P82	27	Acepromacina	0.3	Pentobarbital	5.4	Pento: 2	Pento: 1.5				4	2.7	1.1	2.7

PERROS													
	PESO (Kg)	PREANEST	DOSIS (ml)	ANESTÉSICO	DOSIS (ml)	REDOSIF (Fámaco/dosis (ml))				Lidocaína local (ml)	Tramadol (ml)	Meloxicam (ml)	Enrofloxacina (ml)
						1	2	3	4				
P1	5.5	Xilacina	0.027	Pentobarbital	0.5	Pento: 0.5	Pento: 0.1			1	0.6	0.22	0.6
P2	6.04	Xilacina	0.03	Ketamina	1.2	Zoletil: 0.2				1	0.6	0.24	0.6
P3	23.5	Acepromacina	1.8	Pentobarbital	4					2	2.4	0.94	2.4
P4	20	Xilacina	0.5	Ketamina	4					2	2.0	0.80	2.0
P5	18	Xilacina	0.45	Ketamina	3.6					2	1.8	0.72	1.8
P6	12	Acepromacina	0.48	Pentobarbital	3	Pento: 0.5				2	1.2	0.48	1.2
P7	16			Zoletil®	1					2	1.6	0.64	1.6
P8	15			Zoletil®	1					2	1.5	0.60	1.5
P9	2.2			Zoletil®	1.1					1	0.2	0.09	0.2
P10	7.2	Acepromacina	0.16	Pentobarbital	1.4	Pento: 0.5	Pento: 0.5			1	0.7	0.29	0.7
P11	7	Acepromacina	0.2	Pentobarbital	1.4	Pento: 0.5	Pento: 0.5	Pento: 0.2	Pento: 0.2	1	0.7	0.28	0.7
P12	15	Acepromacina	0.3	Pentobarbital	4	Pento: 1	Pento: 0.5			2	1.5	0.60	1.5
P13	3.25	Xilacina	0.01	Ketamina	0.65	Keta: 0.3	Pento: 0.5	Pento: 1		1	0.3	0.13	0.3
P14	5	Xilacina	0.02	Pentobarbital	0.9	Pento: 0.4				1	0.5	0.20	0.5
P15	7.5	Xilacina	0.03	Ketamina	1.5					1	0.8	0.30	0.8
P16	8	Acepromacina	0.08	Pentobarbital	1.5					2	0.8	0.32	0.8
P17	2.3	Xilacina	0.01	Ketamina	0.4	Keta: 0.2				1	0.2	0.09	0.2
P18	8	Xilacina	0.04	Ketamina	1.6					2	0.8	0.32	0.8
P19	15	Acepromacina	0.15	Pentobarbital	2.9	Pento: 0.5	Pento: 0.5			2	1.5	0.60	1.5
P20	21			Zoletil®	2					2	2.1	0.84	2.1
P21	20	Xilacina	0.1	Ketamina	4	Keta: 1				2	2.0	0.80	2.0
P22	4.5			Zoletil®	0.4					1	0.5	0.18	0.5
P23	6.7	Acepromacina	0.06	Pentobarbital	1.3	Pento: 0.5				1	0.7	0.27	0.7

	PESO (Kg)	PREANEST	DOSIS (ml)	ANESTÉSICO	DOSIS (ml)	REDOSIF (Fámaco/dosis (ml))				Lidocaína local (ml)	Tramadol (ml)	Meloxicam (ml)	Enrofloxacina (ml)
						1	2	3	4				
P24	6.3	Acepromacina	0.06	Pentobarbital	1.2	Pento: 0.5	Pento: 0.2			1	0.6	0.25	0.6
P25	4.5	Acepromacina	0.04	Pentobarbital	0.8	Pento: 0.3				1	0.5	0.18	0.5
P26	2.3			Zoletil®	0.2					1	0.2	0.09	0.2
P27	8.9	Xilacina	0.04	Pentobarbital	1.7	Pento: 0.5				2	0.9	0.36	0.9
P28	6.8	Xilacina	0.03	Ketamina	1.3					1	0.7	0.27	0.7
P29	12	Acepromacina	0.12	Pentobarbital	2.3	Pento: 0.5	Pento: 0.5	Pento: 0.3		2	1.2	0.48	1.2
P30	16	Xilacina	0.08	Ketamina	3.2					2	1.6	0.64	1.6
P31	7.1	Xilacina	0.03	Ketamina	1.4					2	0.7	0.28	0.7
P32	3.2	Acepromacina	0.03	Pentobarbital	0.6	Pento: 0.3				1	0.3	0.13	0.3
P33	6.6	Acepromacina	0.06	Pentobarbital	1.3	Pento: 0.5	Pento: 0.5			1	0.7	0.26	0.7
P34	7			Zoletil®	0.7					2	0.7	0.28	0.7
P35	23			Zoletil®	2	Zoletil: 1				2	2.3	0.92	2.3
P36	4.6	Acepromacina	0.04	Pentobarbital	0.9	Pento: 0.3				1	0.5	0.18	0.5
P37	2.3	Acepromacina	0.02	Pentobarbital	0.4	Pento: 0.2				1	0.2	0.09	0.2
P38	7.9	Acepromacina	0.07	Pentobarbital	1.5					2	0.8	0.32	0.8
P39	12	Xilacina	0.06	Ketamina	2.4	Keta: 0.5				2	1.2	0.48	1.2
P40	15	Xilacina	0.07	Ketamina	3					2	1.5	0.60	1.5

GATOS													
	PESO (Kg)	PREANEST	DOSIS (ml)	ANESTÉSICO	DOSIS (ml)	REDOSIF (Fármaco/dosis (ml))				Lidocaína local (ml)	Tramadol (ml)	Meloxicam (ml)	Enrofloxacina (ml)
						1	2	3	4				
P1	5			Zoletil®	0.5					2	0.5	0.20	0.50
P2	3.66			Ketamina	1.08	Keta: 1.5				2	0.366	0.15	0.37
P3	2.24			Ketamina	1					1	0.224	0.09	0.22
P4	1.96			Ketamina	0.6	Keta: 0.2	Keta: 0.2	Keta: 0.2	Keta: 0.2	1	0.196	0.08	0.20
P5	1.5	Xilacina	0.03	Ketamina	0.15					1	0.15	0.06	0.15
P6	5			Ketamina	1.5					1	0.5	0.20	0.50
P7	1.25			Ketamina	0.4					1	0.125	0.05	0.13
P8	3.1			Ketamina	0.7					1	0.31	0.12	0.31
P9	2.2			Ketamina	0.5					1	0.22	0.09	0.22
P10	3.3			Ketamina	0.7					1	0.33	0.13	0.33
P11	2.36			Ketamina	0.5					1	0.236	0.09	0.24
P12	2.14	Xilacina	0.01	Ketamina	0.42					1	0.214	0.09	0.21
P13	2.37			Ketamina	0.5					1	0.237	0.09	0.24
P14	2.25			Zoletil®	0.22					1	0.225	0.09	0.23
P15	1.7			Ketamina	0.5	Keta: 0.2				1	0.17	0.07	0.17
P16	2.3			Ketamina	0.7					1	0.23	0.09	0.23
P17	4			Ketamina	1.2					2	0.4	0.16	0.40
P18	2.2			Zoletil®	0.22					1	0.22	0.09	0.22
P19	2.5			Ketamina	0.5					1	0.25	0.10	0.25
P20	3.7			Ketamina	1.1	Keta: 0.4	Keta: 0.2			2	0.37	0.15	0.37
P21	2.8			Ketamina	0.8					1	0.28	0.11	0.28

GATAS													
	PESO (Kg)	PREANEST	DOSIS (ml)	ANESTÉSICO	DOSIS (ml)	REDOSIF (Fámaco/dosis (ml))				Lidocaína local (ml)	Tramadol (ml)	Meloxicam (ml)	Enrofloxacina (ml)
						1	2	3	4				
P1	3.5			Ketamina	1	Keta: 0.5				4.3	0.35	0.14	0.4
P2	2.5	Xilacina	0.1	Ketamina	1	Keta: 0.5				4	0.25	0.10	0.3
P3	2.82			Ketamina	0.6	Keta: 0.3	Keta: 0.3	Keta: 0.3	Keta: 0.3	6.6	0.282	0.11	0.3
P4	3			Ketamina	1	Keta: 0.5				4	0.3	0.12	0.3
P5	1.5			Ketamina	0.5	Keta: 0.2	Keta: 0.2	Keta: 0.2	Keta: 0.2	0.3	0.15	0.06	0.2
P6	2.6			Ketamina	1	Keta: 1				3	0.26	0.10	0.3
P7	2.6			Ketamina	1					3	0.26	0.10	0.3
P8	2.5			Ketamina	1					3.5	0.25	0.10	0.3
P9	3.5			Ketamina	1					3	0.35	0.14	0.4
P10	2.5	Xilacina	0.1	Ketamina	1	Keta: 0.5				4	0.25	0.10	0.3
P11	3			Ketamina	1.2					4	0.3	0.12	0.3
P12	3.6			Ketamina	0.72					4	0.36	0.14	0.4
P13	3			Ketamina	1	Keta: 0.5	Keta: 0.2	Keta: 0.2	Keta: 0.1	4	0.3	0.12	0.3
P14	3			Ketamina	1	Keta: 0.5				3	0.3	0.12	0.3
P15	2.5			Ketamina	1					2.5	0.25	0.10	0.3
P16	2.7			Ketamina	1	Keta: 0.5				3	0.27	0.11	0.3
P17	3.1			Ketamina	0.7	Keta: 0.3	Keta: 0.3			5	0.31	0.12	0.3
P18	2.2	Xilacina	0.1	Ketamina	1					1.2	0.22	0.09	0.2
P19	3.2			Ketamina	1	Keta: 1				2	0.32	0.13	0.3
P20	3			Ketamina	1.2					3	0.3	0.12	0.3
P21	2.5			Ketamina	1	Keta: 0.5	Keta: 0.2			3	0.25	0.10	0.3

	PESO (Kg)	PREANEST	DOSIS (ml)	ANESTÉSICO	DOSIS (ml)	REDOSIF (Fámaco/dosis (ml))				Lidocaína local (ml)	Tramadol (ml)	Meloxicam (ml)	Enrofloxacina (ml)
						1	2	3	4				
P22	2.9			Ketamina	1	Keta: 0.5				3	0.29	0.12	0.3
P23	3.1			Ketamina	1	Keta: 0.5				5	0.31	0.12	0.3
P24	2.6			Ketamina	1					3	0.26	0.10	0.3
P25	2.5			Ketamina	0.8	Keta: 0.2	Keta: 0.2			2.5	0.25	0.10	0.3
P26	3.7	Xilacina	0.1	Ketamina	1					3.2	0.37	0.15	0.4
P27	2.6	Xilacina	0.1	Ketamina	1					3	0.26	0.10	0.3
P28	2			Ketamina	0.6	Keta: 0.2	Keta 0.2			3	0.2	0.08	0.2
P29	3.5			Ketamina	1	Keta: 0.5	Keta: 0.3	Keta: 0.3	Keta: 0.1	3	0.35	0.14	0.4
P30	2.5	Xilacina	0.1	Ketamina	1					2	0.25	0.10	0.3
P31	2.1			Ketamina	1	Keta: 1				2	0.21	0.08	0.2
P32	2.8			Ketamina	1	Keta: 0.7	Keta: 0.4			2.5	0.28	0.11	0.3

Cuadro 2. Fármacos y dosis a utilizar de cada uno.

MEDICAMENTO	DOSIS
Tiletamina/Zolacepam (Zoletil®)	Perros: 7.5 - 15 mg/kg IM 5 – 10 mg/kg IV (o como inductor) Gatos: 10-15 mg/kg IM 5 – 7.5 mg/kg IV (o como inductor)
Ketamina	20 mg/kg IV, IM (Tomar en cuenta especie y/o raza)
Pentobarbital	10 – 30 mg/kg IV
Acepromacina	Sedación: 0.05 – 0.1 mg/kg
Xilacina	Perros: 0.05 – 0.1 mg/kg IV, IM Gatos: 0.5 – 1 mg/kg IV, IM
Frecardyl ®	20 mg/kg IV, IM, IP
Doxapram	1 mg/kg IV, IM
Atropina	0.022 – 0.044 mg/kg IV, IM, SC
Epinefrina	0.01 – 0.02 mg/kg IV (dosis baja) 0.1 – 0.2 mg/kg IV (dosis alta)
Tramadol	2 – 4 mg/Kg IV, SC
Meloxicam	0.2 mg/Kg IV, SC (inicial) 0.1 mg/Kg IV, SC, PO (mantenimiento)
Enrofloxacina	5 mg/Kg IV, PO BID 10 mg/Kg IV, PO SID
Amoxicilina	20 – 30 mg/Kg PO BID
Amoxicilina + Ac. Clavulánico	20 – 30 mg/Kg PO SID

Cuadro 3.

Hoja de control de anestesia, analgesia y antibioterapia recomendada para las próximas prácticas. *Fuente:* elaboración propia.

	PESO	PREANEST	DOSIS		ANESTÉSICO	DOSIS		REDOSIF (Fármaco/dosis (ml))					Lidocaína	ANALGÉSICO	DESINFLAM	ANTIBIÓTICO
	(Kg)		mg	ml		mg	ml	1	2	3	4	5	local (ml)	Fármaco/(ml)	Fármaco/(ml)	Fármaco/(ml)
P1																
P2																
P3																
P4																
P5																
P6																
P7																
P8																
P9																
P10																
P11																
P12																
P13																
P14																
P15																
P16																
P17																
P18																
P19																
P20																

b. Terapia de Fluidos

Durante la cirugía abdominal, el agua se evapora de las vísceras expuestas a un ritmo elevado; en consecuencia se debe incrementar la administración de líquidos para sustituir esta pérdida. El calor corporal se pierde debido a la vasodilatación y la exposición visceral ocasiona hipotermia, que reduce las necesidades anestésicas. Se debe mantener la temperatura corporal durante la cirugía y ayudar a la recuperación de la temperatura del paciente en el posoperatorio³².

El agua constituye el 60 al 70% del peso corporal y éste se encuentra dividido en espacio intracelular y espacio extracelular; el cual está distribuido como intersticial 15%, intravascular 15% y transcelular 1-3%. Existen muchas formas en las que se puede tener pérdidas de líquidos: pérdidas fisiológicas en las que se engloban orina, sudor, jadeo, lágrima, heces, respiración; y pérdidas patológicas como pueden ser hemorragias, diarreas, vómito, quemaduras, entre otras³².

Se debe evaluar el porcentaje de deshidratación del paciente por medio del examen físico, y esto se refiere a la cantidad de líquidos que se han perdido de acuerdo al peso corporal del paciente. El objetivo es llevar a la normalidad el volumen de los líquidos corporales para restaurar la deshidratación y algunas anomalías metabólicas. Los grados de deshidratación se dividirán en subclínica (-5%), sólo la historia clínica nos hace suponer de una pérdida de líquidos; leve (6%), palidez y ligera resequeidad de mucosas, aumento en el TLLC (Tiempo de llenado capilar), ligera pérdida de la elasticidad de la piel; moderada (7-8%), pérdida de elasticidad de la piel, ojos hundidos por pérdida de grasa orbitaria, TLLC de 4-5 segundos, mucosas secas y saliva condensada, FC (frecuencia cardiaca) elevada, hematocrito elevado; y severa (más del 8%), los signos de pérdida moderada y se comienzan a presentar signos de choque como hipotermia, pulso débil o imperceptible, falta de conciencia y pupilas dilatadas³².

Existen diferentes tipos de líquidos y electrolitos, y se debe conocer qué tipo de líquido se debe administrar. Los líquidos se clasifican como cristaloides y coloides. Los cristaloides son lo que contienen solutos electrolíticos y no electrolíticos con la capacidad de penetrar con facilidad todos los compartimientos de líquidos corporales. Los coloides

son sustancias que poseen un peso molecular grande que están restringidas al compartimiento plasmático e incluyen plasma, dextrán y almidón hidroxietílico^{32,33}.

Existen diferentes fórmulas para determinar la cantidad de líquidos que se deben administrar en un paciente, pero hay distintas variantes que son esenciales para una buena terapia, como: edad, estado fisiológico, porcentaje de deshidratación, peso, entre otras. A continuación se muestra un ejemplo sencillo:

1. Terapia de mantenimiento (TM).
 - a. En adultos = 40ml/Kg/día
 - b. En cachorros = 60ml/Kg/día

2. Terapia de Reposición de Deshidratación (RD) o Terapia de Reemplazo
 - a. $\text{Peso (Kg)} \times \% \text{Deshidratación} \times 10$

3. Pérdidas Patológicas: se aumenta a la terapia ya calculada por día.
 - a. Por diarrea 100 ml
 - b. Por vómito 50 ml

4. Se suma todo y se obtiene la cantidad de líquidos en ml a administrar por minuto.

5. Posteriormente se determina el sistema de venoclisis a usar:
 - a. Normogotero: 20 gotas/ml (animales > 10 Kg de peso)
 - b. Microgotero: 60 gotas/ml (animales < 10 Kg de peso)

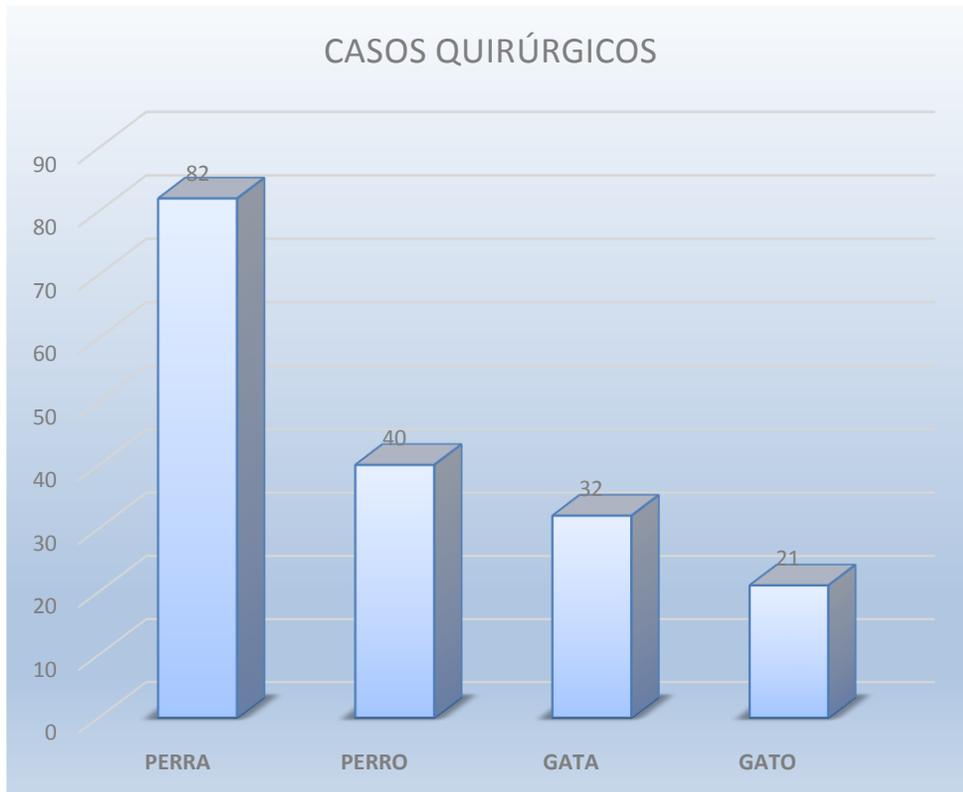
6. Y finalmente se obtiene el total de gotas que deben administrarse por minuto³².

Los requerimientos de fluidos durante la cirugía dependerán de la duración y de la complejidad de la cirugía. El reemplazo de volumen se puede llevar a cabo satisfactoriamente con una solución cristalóide isotónica a una velocidad de 5-10ml/Kg/hr. A medida que los efectos de la anestesia y la cirugía desaparecen y el animal retorna a

un estado hemodinámico normal, la administración de líquidos se reajusta hacia las necesidades de mantenimiento, basadas en el peso corporal y el volumen de pérdidas que pueden continuar durante el periodo postquirúrgico.

6. Casos

A pesar de que esta tesis está enfocada a casos de perros y gatos (Gráfica 1), tuvimos la oportunidad de trabajar con otras especies, que en estas localidades se podrían considerar como animales de compañía ya que se utilizan como animales de trabajo y fuente de ingresos.



Gráfica 1. Casos quirúrgicos realizados durante las campañas. *Fuente:* Elaboración propia.

Trabajamos con equinos, bovinos y porcinos. Principales fuentes de trabajo de algunas de estas personas que se presentaron a las campañas y nos pidieron nuestro apoyo y servicio con sus animales. Lo agradable de esto, es que se pudieron realizar cirugías distintas a las involucradas con el tracto reproductor, las cuales eran requeridas por los productores, como se podrá conocer en los siguientes casos.

Caso 1

Castración de caballo de trabajo de 250 kg. Edad de más de 5 años (Fig. 40).

Protocolo anestésico utilizado:

- Xilacina 10% a una dosis de 1.1 ml/100Kg IV. Aplicación de 3 ml. + Ketamina 10% a dosis de 2.2 ml/100Kg IV. Aplicación de 6 ml.
- Pentobarbital sódico aplicación de 20 ml IV.
- Lidocaína local, aplicación de 5 ml totales.



Figura 40. Castración de caballo de trabajo. Fotografía; Colección personal. López, C.

Caso 2

Burdégano de trabajo de aproximadamente 230Kg. Cirugía realizada: Castración escrotal (Fig 41).

Protocolo anestésico utilizado:

- Ketamina al 10% aplicación de 7 ml + Xilacina 10% aplicación de 2.5 ml IV.
- Pentobarbital aplicación de 17 ml IV
- Lidocaína local 10 ml



-

Figura 41. Castración escrotal de burdégano. Se puede observar el uso del emasculador. Fotografía; Colección personal. López, C.

Caso 3

Burdégano de trabajo de aproximadamente 270 Kg. Cirugía realizada: Castración escrotal (Fig. 42).

Protocolo anestésico utilizado:

- Xilacina 10% aplicación de 3.3 ml + Ketamina 10% aplicación de 7 ml IV.
- Pentobarbital sódico aplicación de 33 ml IV.
- Lidocaína local 8 ml



Figura 42. Castración escrotal de burdégano. Exteriorización del testículo. Fotografía; Colección personal. López, C.

Caso 4

Becerro de aproximadamente 120Kg. Cirugía realizada: Corrección de hernia umbilical (Fig. 43 y 44).

Protocolo anestésico utilizado:

- Xilacina al 2% aplicación de 0.2 ml IM en tabla del cuello. Redosificación a los 20 min con 0.2 ml IM.
- Lidocaína local infiltrada



Figura 43. Becerro post.aplicación de tranquilizante, para corrección de hernia umbilical.

Fotografía; Colección personal. López, C.



Figura 44. Corrección de hernia umbilical en becerro. Fotografía; Colección personal.

López, C.

Caso 5

Becerro de aproximadamente 100Kg. Cirugía realizada: Corrección de hernia umbilical (Fig. 45).

Protocolo anestésico utilizado:

- Xilacina al 2% aplicación de 0.4 ml IM en tabla del cuello.
- Lidocaína local infiltrada



Figura 45. Hernia umbilical en becerro. Fotografía; Colección personal. López, C.

Caso 6

Burdégano de trabajo de aproximadamente 300Kg. Cirugía realizada: Castración escrotal (Fig.46).

Protocolo anestésico utilizado:

- Acepromacina aplicación de 3 ml
- Xilacina al 10% aplicación de 3.5 ml + Ketamina 10% aplicación de 12 ml IV
- Pentobarbital sódico aplicación de 22 ml IV. Redosificación a los 10 min de 12 ml IV.
- Lidocaína local infiltrada.



Figura 46. Derribe de burdégano para castración escrotal, posterior aplicación de preanestésicos. Fotografía; Colección personal. López, C.

Caso 7

Toro de difícil manejo para el trabajo. Cirugía realizada: Castración escrotal (Fig.47).

Protocolo anestésico utilizado:

- Xilacina al 2% a una dosis de 1ml/100Kg IM
- Lidocaína local infiltrado.



Figura 47. Derribe de toro para castración escrotal, posterior a preanestésicos, por método de anillos de compresión, o Método de Rueff. Fotografía; Colección personal.

López, C.

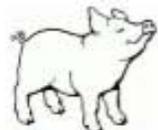
8. ANEXO 1

MATERIAL DIDÁCTICO MVZ. LESLIE SANTIAGO SÁNCHEZ. FMVZ-UNAM 2016.

TABLA DE DOSIFICACIONES DE FÁRMACOS ANESTÉSICOS Y PREANESTÉSICOS.

Sugerencias y rangos de algunas de las principales sustancias utilizadas en medicina veterinaria, para las prácticas de CIRUGÍA I.

A. ANALGÉSICOS.

FÁRMACO	 CANINOS (mg/kg)	 FELINOS (mg/kg)	 CONEJOS (mg/kg)	 EQUINOS (mg/kg)	 BOVINOS (mg/kg)	 PORCINOS (mg/kg)
MORFINA	0.4-2.0 IM, IV.	0.2-0.5 IV, IM	1-2.5 SC, IM, IV	0,1 IV, IM *	--	Hasta 10.0 im
FENTANILO	0.01-0.04 SC Lento, IM	0.01-0.04 SC Lento, IM	5-20 µg/kg IV	--	--	5-10 µg/kg iv
BUTORFANOL	0.2-0.8 IM, IV	0.2-0.8 IV, IM	0.1-0.5 SC, IV, UNIDOSIS Cx	0.004 – 0.1 IV, IM	--	0.1-0.3iv, im
NALBUFINA	0.5-2.0 sc, IM	1.5 -3 sc, IM	1-2 SC, IV, IM	0.2-0.3 mg, IV, IM	--	
BUPRENORFINA	0.01-0.4 IM, IV, SC	0.05-0.02 IV, IM	0.01-0.05 SC, IM	10 µg/kg IV.	--	10-30 5-20 µg/kg IV
TRAMADOL	1-4 SC, IM, IV, po	2-4 IV, IM, po	1-2, SC, IV, IM	1-4 PO, IV, IM	1-4 IM, IV.	3-5 im, iv
NALOXONA	0.04 SC, IV, IM	0.04-0.1 IV,	0.01-0.1 SC, IV, IM	--	--	--
KETOROLAKO	0.5 SC, IM, IV	0.1-0.25 SC, IM, IV	1-5 sc, im	--	1-3 mg iv, im	1 mg iv, im
FLUNIXIN	0.5-1 IV	0.5-1 IV	--	0.5-1.1, IV.	1.1-2.2 IV, IM, SC	2.0 iv, im
FENILBUTAZONA	10-15 IV	--	--	4.4-8 PO, IV	0.4-1 IV, IM profundo	1.1 im
MELOXICAM	0.1-0.5 IM, IV, PO, SC	0.1-0.5 IM, IV, PO, SC	0.3-1.5 IM, IV, PO	0.3-1 IM, IV, PO, SC	0.1-0.5 IM, IV, PO, SC	0.1 im, po

*Poco utilizado o utilizado en mezclas específicas. Revisar recomendaciones del caso.

B. PRINCIPALES TRANQUILIZANTES/SEDANTES

GRUPO	FÁRMACO	 CANINOS (mg/kg)	 FELINOS (mg/kg)	 CONEJOS (mg/kg)	 EQUINOS (mg/kg)	 BOVINOS (mg/kg)	 PORCINOS (mg/kg)	
FENOTIACINAS	ACEPROMACINA	TQZ: 0.05-0.1 iv, im SDT: 0.1-0.5 iv, im	TQZ: 0.05-0.1 iv, im SDT: 0.1-0.5 iv, im	TQZ: 0.25-1 iv, im, SC	TQZ: 0.04-0.08 iv, im, sc SDT: 0.02-0.05 im, iv.	TQZ 10.0 IM.	TQZ. 0.003-0.1 iv, im SDT. 0.1 -1.0 iv, im	
	PROPIOPROMACINA	TQZ: 0.05-0.1 iv, im SDT: 0.1-0.5 iv, im	TQZ: 0.05-0.1 iv, im SDT: 0.1-0.5 iv, im	TQZ 0.1- 0.75	TQZ 0.25-1.0 im, iv	TQZ 0.25-1.0 im, iv	0.5-1 iv, im	
AGONISTAS α -2-ADRENÉRGICOS	XILAZINA	TQZ: 0.05-0.1 iv, im. SDT: 0.1-0.5 iv, im	TQZ- 0.05-0.1 iv, im SNT. 0.1-0.5	TQZ: 1-7 sc, im, ip.	50 – 150 mcg/kg iv	TQZ: 0.04-0.1 iv, im	1-2 iv-im	
	DEXMEDETOMIDINA	TQZ: 0.037/ m ² im, iv (10-25 μ g/kg IM, IV)	TQZ: 0.037/ M ² (10-40 μ g/kg im, iv)	TQZ: 0.037/ M ² (10-40 μ g/kg im, iv)	TQZ: 0.037/ M ² (1-5 μ g/kg im, iv)	TQZ: 0.037/ M ² (1-5 μ g/kg IM, IV)	TQZ: 0.037/ M ² (1-5 μ g/kg IM, IV)	
	MEDETOMIDINA	TQZ. 10-30 μ g/kg im, iv SDT. 30-80 μ g/kg im, iv	TQZ. 50-100 μ g/kg im, iv SDT. 100-150 μ g/kg im, iv	150-300 μ g/kg im, iv	TQZ. 2-10 μ g /kg im, iv SDT. 20-40 μ g/kg im, iv	TQZ. 10-20 μ g/kg im, iv SDT. 20-40 μ g/kg im, iv	0.5 μ g/kg im, iv	
	ROMIFIDINA	40-80 μ g/kg iv	40-80 μ g/kg iv	NR	TQZ: 0.04-0.08 iv SDT: 0.09-0.12 iv	50 -7540-80 μ g/kg EPIDURAL	ND	
BENZODIACEPINAS	MIDAZOLAM	0.006-0.22 iv, im	0.006-0.25 iv, im	1-2 iv,	0.02-0.2 iv	0.5 im	0.3 im	
	DIACEPAM	TQZ: 0.1-0.5 iv, im, sc SDT: 2-5 iv	2-5 iv, im	1-5 SC, im, iv.	0.02-0.1 iv	NR		
BUTIROFENONAS	AZAPERONA	UTILIZADA ÚNICAMENTE EN PORCINOS 1-3mg/kg o 5-8mg						
	DEHIDROBEZPERIDOL	0.015-0.05 iv, im	0.015-0.03 iv, im	0.22-1 iv-im	NR	NR	0.03-0.4	

PRECAUCIÓN. Tener en cuenta la vía de administración, especie y UNIDAD DE MEDIDA en que se calcularán las dosis así como las sustancias NR= No Recomendadas por especie.

C. ANESTÉSICOS.

GRUPO	FÁRMACO						
		CANINOS (mg/kg)	FELINOS (mg/kg)	CONEJOS (mg/kg)	EQUINOS (mg/kg)	BOVINOS (mg/kg)	PORCINOS (mg/kg)
DISOCIATIVOS (Ariciclohexilaminas, excepto zolacepam)	KETAMINA	20-40 im, po 10-20 iv o cocktail	20-40 iv, im, po 7-20 iv o cocktail	40-70 im, po. 20-60 iv, cocktail	2.2-5 iv 5-15 im	5.0-10 iv 10-15 im	5-10 iv
	TILETAMINA+ZOLACEPAM	5-10 iv 7.5-25 im	5-7.5 iv 10-15 im	NR	2,2 iv	3.6-4 im	5-10 iv
BARBITÚRICOS	PENTOBARBITAL SÓDICO	10-33 iv	10-25 iv	1-10 iv, ip.	1.3- 3 iv	15-30 iv	10-30 iv
	TIOPENTAL SÓDICO	8-25 iv	8-20 iv	1-15 iv, ip	0.1-7 iv++	7-13	5-30 iv
	TIAMINAL SÓDICO	10-35 iv	10-20 iv	NR	NR	NR	ND
	FENOBARBITAL	1-15 po, iv	1-4 po, iv	ND	1-5 Po. Iv.	NR	ND
	METOXIHEXAL	6-10 iv	1-10 iv	1-5 iv	6.0 iv	3-6 iv	NR
ALQUILOFENOL	PROPOFOL	4-10 bolo iv 0.3-0.8 en infusión iv	3-10 bolo iv 0.3-0.8 en infusión iv	10-15 iv 0.1-1.5	2-8 iv	ND	2.5-6 iv
ANALGÉSICO (Anestésico) LOCAL	LIDOCAÍNA 2%	1-5 infiltrado	1-5 infiltrado	1-5 infiltrado	1-5 infiltrado	1-5 infiltrado	1-5 infiltrado
	BUPIVACAÍNA 0.5% - 0.75%	1.5-2 infiltrado	0.5-1.0 infiltrado	1.5 infiltrado	1.5 infiltrado	1.5 infiltrado	1.5 infiltrado

PRECAUCIÓN. Tener en cuenta la vía de administración, especie y UNIDAD DE MEDIDA en que se calcularán las dosis así como las sustancias NR= No Recomendadas o ND= No Descritas por especie.

D. Principales Fármacos utilizados ante emergencias.

GRUPO	FÁRMACO	 CANINOS (mg/kg)	 FELINOS (mg/kg)	 CONEJOS (mg/kg)	 EQUINOS (mg/kg)	 BOVINOS (mg/kg)	 PORCINOS (mg/kg)
SIMPÁTICOMIMÉTICOS	EPINEFRINA (ADRENALINA)	0.1 im, sc, iv	0.1 im, sc, iv	0.1 im, sc, iv	0.003-0.1 iv	4-8 ml iv Dependiendo [] de la presentación	1-3 ml iv. Dependiendo [] de la presentación
	DOPAMINA	--	--	0.01-0.02 iv, im	ND	ND	ND
PARASIMPÁTICOLÍTICOS	ATROPINA	0.022-0.044 iv, im	0.022-0.44 iv. * 0.04-0.1 iv, im	0.8-1.0 iv, im	0.01-0.02 iv	--	0.022-0.044 iv, im
	GLICOPIRROLATO	0.005-0.01 iv 0.001-0.002 sc, im	0.005-0.01 iv 0.001-0.002 sc, im	0.01-0.02	0.005 iv	ND	ND
ANALÉPTICO (Estimulante respiratorio) (Estimulante cardiorrespiratorio)	DOXAPRAM	1,0 iv (efectos de anestesia inhalatoria) 5-10 iv (efectos de anestesia fija-inyectable)	1,0 iv (efectos de anestesia inhalatoria) 5-10 iv (efectos de anestesia fija-inyectable)	2-5 iv	0.44-0.55 iv adultos 0.5-1 iv potros	2,0 iv becerros 5-10 iv adultos	2,0 iv lechones 5-10 iv adultos
	HEPTAMINOL	10-20 iv, im, ip	10-20 iv, im, ip	10-20 iv, im, ip	20-50 iv, im	20-50 iv, im	20-50 iv, im

*PREVENTIVO ANTE BRADICARDIA.

** EN EVENTO DE EMERGENCIA

- Muir, W. W., & Hubbell, J. A. (1992). *Manual de anestesia veterinaria* (No. Sirsi) i9788420007212). Acribia.
- Lumb, W. V. J., & Wynn, E. (1979). *Anestesia veterinaria*.
- Paddleford, R. R., & Paddleford, R. R. (2000). *Manual de anestesia en pequeños animales* (No. Sirsi) i9789505552382).
- Taylor, P. M., Taylor, K. W. P. M., & Clarke, K. W. (2001). *Manual de anestesia en equinos*. Inter-Médica.
- Doherty, T., & Valverde, A. (2006). *Manual of equine anesthesia and analgesia* (No. SF951. M35 2006). Oxford: Blackwell. Doherty, T., & Valverde, A. (2006). *Manual of equine anesthesia and analgesia* (No. SF951. M35 2006). Oxford: Blackwell.
- Riebold, T. W., Goble, D. O., & Geiser, D. R. (1982). *Large animal anaesthesia, principles and techniques. Large animal anaesthesia, principles and techniques*.
- Skarda, R. T. (1988). Techniques of local analgesia in ruminants and swine. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*, 2(3), 621-663.
- Hall, J. W., & Clarke, K. W. (1991). *Veterinary anaesthesia* (No. ed. 9). Baillière Tindall, Ltd.

9. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Valencia CA. Técnicas de control de poblaciones caninas callejeras usadas a nivel mundial (tesis). Valdivia (Los Ríos) Chile: Univ. Austral de Chile, 2012.
2. Guerra Llorens Y, Echagarrúa Yea Y, Marín López E, Mencho Ponce JD, Marín González A, Pascual Wong T, *et al.* Factores que conllevan al abandono de perros en una región de Cuba. *RedVet.* 2007;8(12):1-10.
3. Álvarez Peralta E, Domínguez OJ. Programa para el control integral de la población canina. *AMMVEPE.* 2001,May-Jun;12(3):83-91.
4. Ortega-Pacheco A, Rodríguez-Buenfil JC, Leal-Ortega JA. Actividad estral de perras callejeras en la ciudad de Mérida, Yucatán y su relación con edad, tamaño y condición corporal. *Rev. Biomed.* 2000;11:107-11.
5. Carbonell de Reinartz C. El fecalismo en las calles si se puede disminuir: Congreso Internacional de Zootecnia en perros, gatos y otras mascotas. Acapulco (Guerrero) México: 1997;61-68.
6. Schneider R, Vaida M. Survey of canine and feline population: Alamada and Contra Costa counties, California, 1970. *J Am Vet Med Assoc.* 1975;166(5):481-6.
7. Nassar R, Mosier J. Canine population dynamics: A study of Manhattan, Kansas, canine population. *Am J Vet Res.* 1980;41(11):1798-803.
8. Nassar R, Mosier J. Feline population dynamics: A study o Manhattan, Lansas, feline population. *Am J Vet Res.* 1982;43(10):167-70.
9. Nassar R, Mosier J. Study of feline and canine population in the Greater Las Vegas area. *Am J Vet Res.* 1984;45:282-7.
10. Ibarra ML, Núñez Sf, Cisternas LP, Méndez MP. Demografía canina y felina en la Comuna de la Granja, Santiago, Chile. *Avances en Medicina Veterinaria.* 1991,Jul-Dic;6(2).
11. Griffiths AO, Brenner A. Survey of cat and dog ownership in Champaign County, Illinois. *J Am Vet Med Assoc.* 1976,Jun 1;170(11):1333-40.
12. Brusoni C, Dezzotti A, Fernández Canigia J, Lara J. Tamaño y estructura de la población canina en Sn Martin de Los Andes (Neuquén). *Analecta Veterinaria.* 2007;27(1):11-23.

13. San Martín E. ¿Cuántos perros hay en el mundo? Eroski Consumer [en línea] 2014 septiembre 8 [Recuperado 2016 febrero 16]. Disponible en: URL: <http://www.consumer.es/web/es/mascotas/perros/cuestiones-legales/defensa-animal/2014/09/02/220487.php>
14. La población mundial alcanza 7,2 mil millones de personas. Radio La Voz de Rusia [en línea] 2014 enero 1 [Recuperado 2016 febrero 16]. Disponible en: URL: http://mundo.sputniknews.com/spanish_ruvr_ru/news/2014_01_01/La-poblacion-mundial-alcanza-7-2-mil-millones-de-personas-0330/
15. Los gatos ganan terreno en el podio de las mascotas. Mascotas foyel. [en línea] [Recuperado 2016 febrero 16]. Disponible en: URL: http://www.foyel.com/paginas/2009/06/650/los_gatos_ganan_terreno_en_el_podio_de_las_mascotas/
16. Mordeduras de animales. Centro de prensa. Organización Mundial de la Salud. [en línea] 2013 febrero [Recuperado 2016 febrero11] Disponible en: URL: <http://www.who.int/mediacentre/factsheets/fs373/es/>
17. Boletín Epidemiológico. Sistema Nacional de Vigilancia Epidemiológica. Sistema Único de Información. 2015, Dic.Ene;No.52;Vol.32;Sem.52.
18. Nassar R, Mosier JE, Williams LW. Study of the feline and canine populations in the greater Las Vegas area. Am. J. Vet. Res. 1984;45(2):282-7.
19. De los Reyes M. Métodos Anticonceptivos en Caninos. Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias. Universidad de Chile. Revista Tecno Vet. [en línea] 1997 [Recuperado 2016 junio] Disponible en: URL: <http://www.tecnovet.uchile.cl/index.php/RT/article/view/5187/5070>
20. Fossum T. Cirugía en Pequeños Animales. Buenos Aires, Argentina. 1999.
21. Ayuntamiento de Tlayacapan. Tlayacapan. Enciclopedia de los Municipios y Delegaciones de México. Estado de Morelos. [en línea] [Recuperado 2016 abril] Disponible en: URL: <http://www.inafed.gob.mx/work/enciclopedia/EMM17morelos/municipios/17026a.html>
22. Ayuntamiento Constitucional de Tlayacapan, Morelos 2013 -2015. Plan Municipal de Desarrollo. [en línea] [Recuperado 2016 abril] Disponible en: URL:

file:///C:/Users/PAOLA/Downloads/Plan%20Municipa%20TLAYACAPAN%20I%202013%20-%202015_0.pdf

23. Ayuntamiento de Totolapan. Totolapan. Enciclopedia de los Municipios y Delegaciones de México. Estado de Morelos. [en línea] [Recuperado 2016 abril] Disponible en: URL: <http://www.inafed.gob.mx/work/enciclopedia/EMM17morelos/municipios/17027a.html>
24. Adriana S, Gadsden P, Osnaya E. Diagnóstico Municipal 2015. Totolapan. [en línea] [Recuperado 2016 abril] Disponible en: URL: <file:///C:/Users/PAOLA/Downloads/TOTOLAPAN.pdf>
25. Informe Anual sobre la Situación de Pobreza y Rezago Social 2015. Totolapan, Morelos. SEDESOL. [en línea] [Recuperado 2016 abril] Disponible en: URL: file:///C:/Users/PAOLA/Downloads/Morelos_027.pdf
26. König H, Liebich H. Anatomía de los Animales Domésticos. Segunda edición. Madrid, 2008.
27. Slatter D. Tratado de Cirugía en Pequeños Animales. Tercera Edición. Buenos Aires, República Argentina. 2006
28. Tobias K. Manual de cirugía de tejidos blandos en pequeños animales. Argentina. 2011.
29. Forero Useche, Gustavo Adolfo. Ovariohisterectomía (OVH), técnica lateral. Revista Electrónica Veterinaria REDVET, ISSN 1695-7504, Vol. VII, n° 06, Junio/2006, Veterinaria.org. Comunidad Virtual Veterinaria.org. <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n060606/060608.pdf>
30. Zúñiga D. Técnicas de ovariohisterectomía en la especie canina "Canis lupus familiaris". Universidad de Cuenca. 2012 [en línea] [Recuperado 2016 diciembre 5] Disponible en: URL: <http://dspace.ucuenca.edu.ec/bitstream/123456789/409/1/Tesis.pdf>
31. Orquiectomía. Agencia Valenciana de Salut. [en línea] [Recuperado 2016 diciembre 5] Disponible en: URL: <http://www.hespanol.com.ar/upload/Orquidectom%C3%ADa.pdf>
32. DiBartola S. Terapia de líquidos en pequeñas especies. México. 2002

33. Thurmon J, Tranquilli W, Benson G. Fundamentos de anestesia y analgesia en pequeños animales. Barcelona. 2003.
34. Williams J, Niles J. Manual de cirugía abdominal en pequeños animales. España. 2009.