



**UNIVERSIDAD NACIONAL DE RIO NEGRO
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA
Sede ALTO VALLE Y VALLE MEDIO, Choele Choel, Río Negro. Argentina**



**TRABAJO FINAL DE GRADO PARA OPTAR EL TITULO DE MÉDICO
VETERINARIO.
ORIENTACIÓN PRÁCTICA PROFESIONAL EN
PEQUEÑOS ANIMALES.**

TÍTULO: TÉCNICAS QUIRÚRGICAS DE ESTERILIZACIÓN EN PEQUEÑOS ANIMALES, los beneficios en la salud de las mascotas y el control poblacional de animales callejeros.

- **Autor: CÁCERES Cintia Romina.**
- **Tutor interno: Mag. M.V IGLESIAS, Gabriela Marisa.**
- **Director/Evaluador de OPP: M.V. SOSA, Andrés.**
- **Lugar: Hospital Escuela de Medicina Veterinaria de Choele Choel.**



ÍNDICE:

PRÓLOGO:.....	6
AGRADECIMIENTO	7
INTRODUCCIÓN.....	9
CAPITULO N°1	10
SOBRE LA CARRERA	10
SOBRE EL HOSPITAL ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA.....	11
DESARROLLO DE LAS PRÁCTICAS.....	13
CAPITULO N°2:	17
EXPLORACIÓN DEL ANIMAL	17
PRE QUIRÚRGICO.	19
CAPITULO N° 3	22
PROTOCOLO ANESTÉSICO.....	22
Premedicación.....	23
Inducción:.....	24
Mantenimiento:.....	25
INDICACIONES AL PROPIETARIO.....	26
Indicaciones pre operatorio:	26
Indicaciones post operatorio:.....	27
CAPITULO N°4	28
ANATOMIA DEL APARATO REPRODUCTOR DE LA HEMBRA.	28
PREPARACIÓN DEL PACIENTE.....	30
TECNICAS QUIRÚRGICAS DE ESTERILIZACION EN HEMBRAS.	31
Ovariectomía por laparotomía estrellada por flanco.	33
Post quirúrgico: Medicación y recomendaciones.....	40
Ovariohisterectomía	42
Post operatorio.....	49
CAPITULO N°5	50
ANATOMIA DEL APARATO REPRODUCTOR DEL MACHO.....	50
TÉCNICAS QUIRÚRGICAS DE ESTERILIZACIÓN EN MACHOS.....	52
Preparación del paciente.	53
Material quirúrgico.	53
ORQUIDECTOMÍA:	53
ABALACIÓN ESCROTAL.....	62



CAPITULO N° 6.....	63
GONADECTOMÍA Y OVARIOHISTERECTOMÍA PREPUBERAL	63
Ovariohisterectomía para hembras pre púber:	65
Castración cerrada en machos pre púber:	65
CAPITULO N°7.	67
BENEFICIOS EN LA SALUD DE LAS MASCOTAS.	67
Las patologías que se pueden prevenir en machos son:	67
Las patologías que se pueden prevenir en hembras son:.....	69
BENEFICIO SOCIAL.	74
Enfermedades infecciosas.....	74
Enfermedades Parasitarias.....	77
CONSECUENCIAS DE LA ESTERILIZACIÓN.....	78
CAPITULO N° 8.....	80
ANEXO I: REPORTE DE CASOS.....	80
CONCLUSIÓN.....	82
BIBLIOGRAFIA.....	83

ÍNDICE DE ILUSTRACIÓN:

Ilustración 1: Hospital Escuela Veterinaria	13
Ilustración 2: Grafico estadístico de torta de los casos atendidos	14
Ilustración 3: Cuadro de barras de los casos misceláneas.....	15
Ilustración 4: Grafico de barras de las esterilizaciones realizadas.	15
Ilustración 5: Escala del estado nutricional	17
Ilustración 6: Microhematocrito	20
Ilustración 7: A) clasificación de los pacientes según el ASA. B) riesgo anestésico.....	22
I Ilustración 8: Combinación de drogas de uso en la premeditación.....	23
Ilustración 9: Drogas de uso en la indicción.....	24
Ilustración 10: Dosis de Propofol.	25
Ilustración 11: anatomía del aparato reproductor femenino, vista ventrodorsal.	29
Ilustración 12: anatomía del tracto reproductor femenino, vista lateral.....	30
Ilustración 13: material quirurgica. A- material indicados con números. B- gancho quirúrgico. C- pinza Rocheester- Carmalt.	32
Ilustración 14: Limites del area de insición.....	34
Ilustración 15:Fijación de paños de campo con pinzas Backhaus.	34
Ilustración 16: Diéresis de la piel.....	35
Ilustración 17: Esquema de la musculatura abdominal. A- Oblicuo externo. B- M. Oblicuo interno. C- M Trasverso abdominal.	37
Ilustración 18: visualización del cuerno uterino.	37

Ilustración 19: Exteriorización del cuerno uterino. A- tracción del cuerno uterino hacia caudal; B- colocación de pinza Halsted en el ligamento propio del ovario.....	38
Ilustración 20: ovario derecho expuesto.	39
Ilustración 21: ligadura del ovario izquierdo.	40
Ilustración 22: Esquema de puntos. A- puntos en X; B- puntos en U; C- puntos simple.....	40
Ilustración 23: Posición de Trendelenburg.	42
Ilustración 24: Identificación del ligamento suspensorio. Exteriorice el cuerno uterino con el gancho e identifique el ligamento suspensor en el borde craneal del pedículo ovárico.....	43
Ilustración 25: Posición de las manos para romper el ligamento suspensorio. La pinza esta sobre el ligamento propio. Los vasos se encontrarán caudales y mediales al ligamento.....	44
Ilustración 26: maniobra para desgarrar el ligamento suspensorio. Estire o rompa el ligamento suspensor para permitir la exteriorización del ovario, usando el dedo índice para aplicar tracción caudolateral sobre el ligamento suspensor a la vez que mantiene una tracción caudomedial sobre el cuerno uterino.	44
Ilustración 27: Triple pinzado. Colocación de la pinzas.	45
Ilustración 28: Posición de las manos para romper el ligamento suspensorio. A- para exponer más el pedículo, eleve la pinza con los dedos anulare y meñique, B-al mismo tiempo empuje la pared abdominal hacia abajo, con el pulgar y el índice.	45
Ilustración 29: Nudo de Miller o nudo partido. A-Realice una ligadura del pedículo y asegúrela con un nudo simple. Un cabo de la sutura debe ser relativamente corto y el otro largo. B- Coloque su dedo entre el cabo largo y la ligadura (palma hacia arriba). Coja el cabo largo con un porta agujas y rodee el pedículo con él una segunda vez. C.-Inserte el cabo por el espacio dejado por su dedo. Añada dos nudos cuadrados para finalizar la ligadura.	46
Ilustración 30: Realización de nudo en 8. E-Dirija el extremo romo de la aguja a través de la mitad del pedículo (1 y 2), pase la sutura por un lado del pedículo (3 y 4), vuelva a pasar la aguja por el orificio original y en la misma dirección (5 y 6) y pase la sutura por la otra mitad del pedículo (7 y 8). Anude con seguridad la ligadura (1 y 8). F. Realice una ligadura circular proximal a la primera ligadura; después sujete el ligamento suspensor con un hemostato, cerca del ovario. Transeccione el pedículo ovárico distal a la pinza situada a través del pedículo ovárico.....	46
Ilustración 31: toma del cuerno uterino. A y B- agrande la perforación del lig. Ancho. C- Toma del cuerno uterino y los vasos juntos-	47
Ilustración 32: tracción del cuerno uterino. Mientras protege los vasos uterinos y el útero con una mano, tomo el ligamento redondo (flecha) con la otra mano y traccínelo desde la posición caudal del abdomen.....	48
Ilustración 33: A, B y C ligadura de transfixión del cuerpo uterino	49
Ilustración 34: ligadura circundante del cuerpo uterino.	49
Ilustración 35: Anatomía del aparato reproductor masculino. Vista lateral.	51
Ilustración 36: anatomía testicular.....	52
Ilustración 37: Posición del paciente	54
Ilustración 38: Incisión del escroto. A- incisión en caninos flecha azul indica grasa acúmulo de grasa. B)-Incisión en felinos.....	55
Ilustración 39: Desgarro del ligamento escrotal. A) Rompa el ligamento escrotal, B) Las flechas indican unión del cordón espermático y los tejidos blandos, C) Levante el testículo en línea recta al mismo tiempo que desnuda el cordón espermático con una gasa.	56
Ilustración 40: Ligadura con sutura. A- Aplane el cordón entre los dedos pulgar e índice, para separar el cremáster de los vasos, y pase una sutura a través del cordón espermático y alrededor de	



los vasos. B- Ligue primero el pedículo vascular, y luego pase los chicotes al redor de todo el cordón y ajuste cuatro seminudos.	56
Ilustración 41: Ligadura biológica. A- Use la palma de la mano para manejar la hemostática cerrada y deslice sus puntas curvas, B- hacia abajo y alrededor del cordón, C- Mientras las mantiene apuntando hacia el gato, D- Deslice la hemostática tan cerca del gato como sea posibles, antes de pinzar el cordón cerca de la punta de la hemostática, E- Seccione el cordón justo antes a las hemostáticas	57
Ilustración 42: Desgarro del ligamento escrotal. A- Colocar la pinza en la cola del epidídimo, B) Traccione la pinza hacia la región pre escrotal (hacia el paciente) C- Realice el desgarro del ligamento; DD- Pince el cordón vascular y el conducto deferente con una pinza Halsted cerca de la piel para evitar la tracción de esta.	59
Ilustración 43: ligadura biológica, usando el cordón espermático y el deferente separados. A- Separe el cordón deferente de los vasos testiculares y luego despréndalo del testículo B) Atar cuatro seminudos.	59
Ilustración 44: ligadura biológica usando en condón espermático y los vasos juntos. A y B) Realizar un seminudos sobre un porta aguja Mayo utilizando el cordón deferente y el vascular, C) Pasar la punta del porta aguja por detrás del cordón deferente y vascular, D) Lleve el testículo hacia craneal, abra el porta aguja y tome el condón vascular y el deferente que está cerca del testículo, cierre la cremallera del porta aguja, E) Coloque un Halsted sobre el condón deferente y el vascular cerca del testículo, F) Corte con bisturí entre el porta aguja y la Halsted, G) Con una gasa complete el nudo, llevando hacia la punta del porta aguja el cordón deferente y el vascular enrollados sobre el porta aguja, H) Vista del nudo terminado.....	61
Ilustración 45: Síntomas de las diferentes fases de Vilef.	73
Ilustración 46: exteriorización del pene. Se observa glande y la mucosa peneana rojiza e inflamada.....	80
Ilustración 47: hiperplasia/prolapso vaginal.....	81



PRÓLOGO:

La realización de este trabajo final me permite cumplir mi sueño de niña de poder curar, aliviar el dolor, velar por la salud de los animales. Esos seres que saben dar amor incondicional sin pedir nada a cambio, que no conocen la maldad, que te hablan con el alma a través de sus ojos.

Mi interés en la medicina veterinaria nació gracias al amor de mi perra Pelusa, que me brindó hermosos recuerdos, me regaló sus días, llenos de risas y juegos, compartiendo once años de mi vida. Mi compañera de aventuras, por quien tanto dolor me provocó la difícil decisión de dejarla ir.

Unos de los requisitos para poder obtener mi título de Médica Veterinaria es la realización de un informe final, para el cual decidí escribir sobre las diferentes técnicas de esterilización tanto en hembras como en machos. El beneficio en la salud de los animales y la importancia de la castración como método de control poblacional. Parte del relato incluye las experiencias obtenidas en mis prácticas profesionales, donde tuve la oportunidad de participar en diferentes castraciones en hembras y machos.

Para una mejor lectura y organización se ha dividido el informe en capítulos con sus respectivos temas, se ha realizado estadística de los casos vistos en mis prácticas profesionales.



AGRADECIMIENTO

A LOS SERES QUE MÁS AMO...

A LOS QUE ESTÁN...

Principalmente quiero agradecer a mi madre, **Gutiérrez, Norma**, por darme la oportunidad de estudiar esta hermosa carrera y acompañarme a cumplir mi sueño de niña de ser Médica Veterinaria, por ser la primera persona que siempre está, por esos abrazos que te fortalecen el alma y curan las heridas, por tener la risa más hermosa, por ser el sol en los días más oscuros, por ser mi sostén, por levantarme cada vez que caigo gracias por amarme...

Mi hermano, **Gutiérrez, Fernando**, por brindarme de forma incondicional su amor, su contención, por sus consejos de vida, por ser amigo, padre, confidente. Sobre todo, por

ser mi norte... gracias por no soltarme la mano.

A mi novio, **Rottoli, Luciano**, por elegirme como su compañera para caminar juntos compartiendo risas y lágrimas, por amarme, por compartir el día a día, por contenerme en los días de exámenes

A mis tíos **Cáceres, Juan, Gutiérrez, Alicia**, a mi prima, **Cáceres, Gabriela** por ser parte de mi vida, por estar acompañándome en cada pasa que doy, en cada cosa que me propongo...

A mi primo, **Cáceres, Javier**, por las rizas, las lágrimas compartidas, por preocuparse por mí, por la contención, por quererme...

A LOS QUE NO ESTÁN...

A la mujer más fuerte, luchadora, transparente, sensible, amable, mi abuela, **Moreno, Mercedes**, por ser el modelo de mujer que quiero ser, por todos los momentos compartidos, por cuidarme, por enseñarme a vivir y amar de forma incondicional, por enseñarme que no hay barreras que si uno quiere uno puede, gracias abuela por todo el amor y la paciencia que me tuviste... te extraño... este logro es para vos...

A mi abuelo, **Gutiérrez Fernando**, por ser parte de mi infancia, por su amor, por los recuerdos más hermosos de mi niñez...

A mi padre, **Cáceres Omar**, por darme la oportunidad de estudiar a pesar de sus prejuicios, por esos abrazos, risas, peleas, por tu complicidad. Me hubiese gustado ver ese brillo en tus ojos que tuviste cuando Fer se recibió.

Me hubiese gustado poder compartir este momento con vos...

A LAS/ LOS DOCENTES

A los docentes que tuve en estos hermosos años de universidad, que supieron compartir sus conocimientos conmigo, contestando cada una de mis inquietudes, por aclarar mis dudas. Con algunos tuve más afinidad que con otros, pero todos me dejaron enseñanzas de vida.

Quiero agradecer en particular a:

Soler Isabelino, gracias a su amabilidad, su contención. Gracias por convencerme de que me quede en Choele Choel...gracias por haber formado parte de este sueño cumplido.

Daffner José, por enseñarme el mundo de las Enfermedades Infecciosas que tanto me gusta, por dejarme ser parte de la cátedra como ayudante de alumno, gracias por los consejos, por ser mi referente como docente. Sobre todo, gracias por contestar todas mis preguntas...

Iglesias Gabriela Marisa, gracias por aceptar ser mi tutora, por estar siempre con una sonrisa para tus alumnos.

A los docentes de las **ORIENTACIÓN PRÁCTICA PROFESIONAL EN PEQUEÑOS ANIMALES**: **Busson, Silvina, Palau, Mariano, Chávez, Ezequiel, Mancuso, Antonela, Rodríguez, Martín y Sosa, Andrés** que además de ser profesor ha aceptado ser mi director de mi informe final, por compartir sus conocimientos, *por* darnos sus experiencias, confianza para atender a los pacientes, y sobre todo, por el tiempo compartido.

A todo el personal no docente de la Sede Alto Valle y Valle Medio (Choele Choel, Río Negro), que siempre están atentos a todos los alumnos, solucionando todos nuestros problemas administrativos.

Al personal del HeMeVe (Choele Choel, Río Negro), que nos acompañaron día tras días en nuestras OPP: **Nadia Herrera** por recibirme todos los días con una sonrisa y un abrazo. **Agüero, Milagros** por la paciencia que tuvo cada vez que sacábamos una placa, por enseñarnos el mundo de la radiografía. **Castañeda, Sergio** por el tiempo compartido en el laboratorio, por dejarnos realizar todos los complementarios necesario y sobre todo por enseñarme el mágico mundo de análisis clínicos que tanto me atrajo con sus variedades de colores. **Scortichini, Luis y Morales, Claudio** por la buena predisposición para traer y llevar a los pacientes de todos los días. **Alvarez, Marcelo** por compartir sus conocimientos clínicos, por los consejos profesionales, por las charlas instructivas, por evacuar todas nuestras dudas.

Me llevo hermosos recuerdos de mis prácticas... gracias





INTRODUCCIÓN.

La esterilización o castración, se refiere tanto a la ovariectomía (OHE) (extirpación quirúrgica de ovarios y útero), ovariectomía (extirpación quirúrgica solo de los ovarios), como a la orquiectomía (extirpación quirúrgica de los testículos).

La principal indicación de la cirugía del aparato reproductor es limitar la reproducción, pero también puede realizarse para resolver distocias, evitar o tratar tumores inducidos por las hormonas reproductoras (p. ej., tumores mamarios, tumores testiculares y adenomas perianales), ayudar a controlar determinadas patologías del aparato reproductor (p. ej., piómetra, metritis, prostatitis y abscesos prostáticos) y ayudar a estabilizar enfermedades sistémicas (p. ej., diabetes y epilepsia). La esterilización se realiza en algunos animales para evitar o alterar anomalías conductuales y para reconstruir tejidos traumatizados, enfermos o malformados. (Fossum, 2010)

Estas ventajas no sólo se refieren a aspectos relacionados directamente con la salud de los animales sino también a otros aspectos relacionados con el control y tenencia responsable de animales de compañía contribuyendo al control de exceso de animales abandonados y, por tanto, a la reducción de todos los aspectos relacionados con el maltrato animal y las zoonosis¹. Si se llevan a cabo programas de castraciones y vacunaciones municipales, provinciales, nacionales sostenidos de animales callejeros y de personas con bajos recursos, se controlaría naturalmente la población animal, se disminuiría la sobrepoblación de los diferentes refugios de animales. Es importante la identificación de animales que han sido esterilizados a través de muescas, tatuajes o un botón en la oreja para dar conocimiento a la sociedad. De esta forma se evitan posibles agresiones a dichos animales. Otra tarea necesaria es la realización de programas de difusión de tenencia responsable de animales, donde se transmita la importancia de esterilizar a nuestros animales: tanto hembras como machos, de un plan sanitario correcto, el uso de correa y bozal para pasear a las mascotas, al igual de lo importante de recoger sus deposiciones para reducir las enfermedades entre los animales y las zoonosis

La castración se ha recomendado tradicionalmente a la edad de 5-7 meses. La castración precoz (es decir de 6 a 16 semanas) produce buenos resultados si se tiene la precaución de evitar hipoglucemia, hipotermia y hemorragia. Los animales de menos de 6 meses de edad deben pre-medicarse con un anticolinérgico.

La castración precoz está tomando importancia en las diferentes asociaciones protectoras de animales, ya que se busca entregar a los animales esterilizados, de esta forma se evita el abandono de nuevas camadas.

¹Referencias:

Zoonosis: Es la infección o enfermedad del animal que es transmisible al ser humano en condiciones naturales o viceversa



CAPITULO N°1

SOBRE LA CARRERA

La carrera Medicina Veterinaria de la UNRN tiene como objetivos proporcionar una formación generalista, que capacite al profesional para ejercer la profesión y seguir programas de especialización; formar científica y tecnológicamente al profesional capacitándolo en la comprensión y resolución de problemas en los campos de la salud, el bienestar y la producción de las especies animales, así como también atender en la protección, calidad, tecnología e inocuidad de los alimentos de origen animal; y capacitar al veterinario en la investigación, desarrollo y transferencia, teniendo como objetivo la promoción de la salud, calidad de vida de los animales y del hombre, y una producción eficiente en el marco de un desarrollo sustentable.

Escuela de Veterinaria de la UNRN forma profesionales con:

- Una sólida formación humanística, con un fuerte compromiso hacia la sociedad, para ejercer la profesión en el justo marco legal y ético favoreciendo con su participación los desarrollos sustentables de las distintas producciones.
- Capacidad teórica y práctica para dar respuestas a los inconvenientes productivos regionales planificando respuestas alternativas y capacidad para generar y/o incluirse en proyectos de investigación interdisciplinarios en el área de la salud de los animales y del hombre, así como en el mejoramiento animal.
- Una formación en la práctica clínica de grandes y pequeños animales atendiendo al bienestar animal.
- Una formación profesional, como agente de promoción de la salud, higiene y control de alimentos de origen animal, saneamiento ambiental y control de enfermedades. (www.unrn.edu.ar, 2019)

El plan de estudio está dividido en dos cuatrimestres anuales, con materias teórico-prácticas; el total de horas cursadas son 4.240hs, la duración de la carrera está estipulado en seis años. Las prácticas son realizadas tanto en el edificio de la sede localizado en la calle Pacheco 460, como en el Hospital Escuela localizado en calle Malinche N° 1086, Ruta Nacional N°22, kilómetro 998, salidas a diferentes campos de cría intensiva o cría extensiva, mataderos, fábricas de producción de alimentos de origen animal y jornadas de capacitación con temas de interés profesional.

El Plan de Estudios cuenta con cuatro orientaciones: Medicina de Pequeños Animales; Medicina de Grandes Animales; Producción Animal; y Medicina Preventiva, Salud Pública y Bromatología.

El título de Médico veterinario permite realizar diferentes actividades como:

- Efectuar prevención, diagnóstico, prescripción terapéutica y tratamiento de las enfermedades de los animales y certificar el estado de salud y enfermedad de estos.
- Realizar, interpretar y certificar análisis microbiológicos, parasitológicos, biológicos, químicos y físicos, imagenológicos y técnicas de laboratorio



destinados al diagnóstico, prevención y tratamiento de las enfermedades de los animales.

- Formular y elaborar específicos farmacéuticos y preparados biológicos, sueros, vacunas, opoterápicos y aplicar biotecnologías y reactivos biológicos y no biológicos, destinados al diagnóstico, prevención y tratamiento de las enfermedades de los animales y certificar la calidad de los mismos.
- Controlar y efectuar la distribución y el expendio de zoterápicos y demás productos de uso en medicina veterinaria.
- Ejercer la Dirección Técnica de laboratorios destinados a la elaboración de productos, sustancias medicinales, diagnósticos, sueros, vacunas u otros productos biológicos, opoterápicos o similares para uso veterinario
- Organizar, dirigir y asesorar establecimientos destinados a la prevención, diagnóstico y tratamiento de enfermedades de los animales, incluidas las que afecten a la población humana (zoonosis.)
- Planificar, organizar, dirigir, ejecutar, evaluar y certificar acciones sanitarias destinadas a la prevención, control y erradicación de las enfermedades de las distintas especies animales.
- Ejercer la Dirección de los Servicios Veterinarios de establecimientos que realicen competencias deportivas con animales y toda concentración de animales con diversos fines.
- Certificar el estado de salud, enfermedad y aptitudes de los animales sometidos a la experimentación o utilizados en la elaboración de específicos farmacéuticos y preparados biológicos destinados a la medicina animal y humana.
- Intervenir en la elaboración de normas relacionadas con la aprobación, transporte, almacenamiento, manipulación, comercialización y uso de específicos farmacéuticos y preparados biológicos para uso veterinario (www.unrn.edu.ar, 2019)

SOBRE EL HOSPITAL ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA.

El Hospital Escuela de Medicina Veterinaria (HeMeVe) queda ubicado en calle Malinche Nº 1086, Ruta Nacional Nº22, kilómetro 998 de la localidad de Choele Choel, Río Negro, Argentina.

El edificio consta con:

- Sala de espera y recepción.
- **El área de grandes animales** consta con una sala de volteo, vestuario, sala de lavado, pre quirófano, un quirófano, sala de esterilizado, sala de recuperación y dos box bajo techo.
- **El área de pequeños animales** está conformada por dos consultorios, un área de caniles, vestuario, sala de esterilizado, sala de lavado, pre quirófano, dos quirófanos.
- Laboratorio de análisis clínicos y un laboratorio de genética, sala de radiografía, farmacia, y sala cardiología y ecografía.



- Un aula.
- Oficina administrativa.
- Una cocina separada del edificio principal.
- Corrales de equinos.
- Área de mantenimiento separado del edificio principal.
- Sala de necropsia en construcción.

Los servicios que brinda el Hospital son arancelados, respetando la tarifa mínima acordada en el Colegio de Médicos Veterinarios de la provincia de Río Negro, distrito Valle medio que abarca el departamento Avellaneda con sede en la Ciudad de Choele Choel. Además, el hospital trabaja con los Laboratorios IACA de Bahía Blanca enviando muestras para diagnósticos más complejos como Ionograma, IFD (inmunodifusión directa), ELISA (ensayo por inmunoabsorción ligado a enzimas), etc. Aparte de los servicios arancelados el Hospital tiene un convenio con la Secretaria de Acción Social del Municipio de la localidad de procedencia, el mismo está dirigido para aquellos propietarios que sean beneficiarios de planes sociales o en caso de no ser beneficiarios y carecer de recursos económicos; para poder ser atendidos el propietario debe presentar en el Hospital un certificado que acredite dicho convenio.

El Hospital busca integrar la clínica diaria de los Médicos veterinarios de la zona prestando sus servicios de diagnósticos complementarios, alquiler de quirófanos tanto de grandes y pequeños animales y la participación de alumnos avanzados en la carrera o cursando las prácticas profesionales.

En el año 2018 se han implementado cursos de capacitación aranceladas, que constan de una parte teórica y práctica; a la cual pueden acudir tanto profesionales como estudiantes. También se han implementado cursos de capacitación no arancelados para estudiantes avanzados en la carrera, como complementarios de la formación académica.

MISION DEL HOSPITAL ESCUELA

Formación de Médicos Veterinarios

Artículo 1. El Hospital Escuela de Medicina Veterinaria (HEMEVE) es el espacio de prácticas pre-profesionales de los alumnos de la Carrera de Medicina Veterinaria con el objetivo de promover profesionales veterinarios con las competencias necesarias para desempeñarse en el mercado laboral particular o bien incrementar dichas competencias fortaleciendo a las instituciones que los incorporen.

VISION DEL HOSPITAL ESCUELA

Artículo 2. Constituirse en un centro de referencia de la Medicina Veterinaria a través de sus servicios de atención a pacientes del público general, a veterinarios de la actividad privada, a criadores y productores y para el perfeccionamiento y formación continua, investigación y extensión de profesionales veterinarios, docentes, y alumnos.

OBJETIVOS ESTRATÉGICOS

Artículo 3. Los Objetivos Estratégicos del HEMEVE son los siguientes:

- a) Brindar atención integral de los pacientes, con énfasis en la adecuada y completa metodología diagnóstica y de tratamiento.
- b) Establecer una fluida comunicación con los actores regionales que hacen al quehacer de la profesión veterinaria para poder brindar soluciones a los problemas locales.
- c) Apoyar en la formación y enseñanza a las actividades de docencia realizadas por la Facultad de Ciencias Veterinarias, fomentando la adquisición de habilidades prácticas y de



capacidad resolutoria de problemas necesarias para la formación integral del profesional veterinario.

d) Lograr el desarrollo de las capacidades docentes y de investigación del personal interno.

e) Incorporar constantemente nuevos conocimientos científicos, metodología y aplicación de tecnologías para mejorar la atención de la salud en pequeños y grandes animales.

f) Implementar el uso adecuado de protocolos que faciliten la organización y el acceso rápido y completo a las bases de datos que surjan de la actividad del HEMVE.

g) Definir y fortalecer la estructura de organización del HEMVE (www.unrn.edu.ar)



Ilustración 1: Hospital Escuela Veterinaria.

Fuente: www.unrn.edu.ar

DESARROLLO DE LAS PRÁCTICAS

Las Orientaciones y Prácticas Profesionales tienen como requisito el cumplimiento de 368 horas, de las cuales 300 horas son destinadas a la práctica de clínica diaria en el Hospital Escuela y las 68 horas restantes son propuestas para realizar el informe final.

Las jornadas de prácticas hospitalarias se desarrollaron de la siguiente forma: lunes, jueves y viernes de 11hs a 15:30hs, martes de 9:30hs a 14:30hs, miércoles 13:30hs a 16:30hs. Los pacientes provenían de refugios de las localidades de Choele Choe, Lamarque y Luis Beltrán.

Las prácticas hospitalarias se realizaron en las instalaciones del Hospital Escuela supervisadas por los docentes a cargo. Las distintas áreas del hospital como, laboratorio, sala de imágenes (radiografía y ecografía), sala de cardiología; para poder realizar estudios complementarios. El uso de estos medios permitió, llegar a un diagnóstico certero.

Las asociaciones protectoras colaboraron con el aporte de fármacos específicos para el correcto tratamiento de los animales y aquellos con trastornos de tipo quirúrgico fueron atendidos en el hospital. Asimismo se realizaron esterilizaciones a dichos animales.

Un total cincuenta y seis (56) pacientes fueron atendidos, de los cuales algunos presentaban más de una patología diagnosticada. Un caso representativo de este tipo fue el de una hembra canina, que asistió para la realización de análisis pre quirúrgico. El electrocardiograma reveló una arritmia, la placa de tórax indicó posible fibrosis pulmonar. Estos

hallazgos son compatibles con hipertensión pulmonar, la cual derivó en una arritmia cardiaca. La cirugía bajo anestesia inhalatoria, fue exitosa.

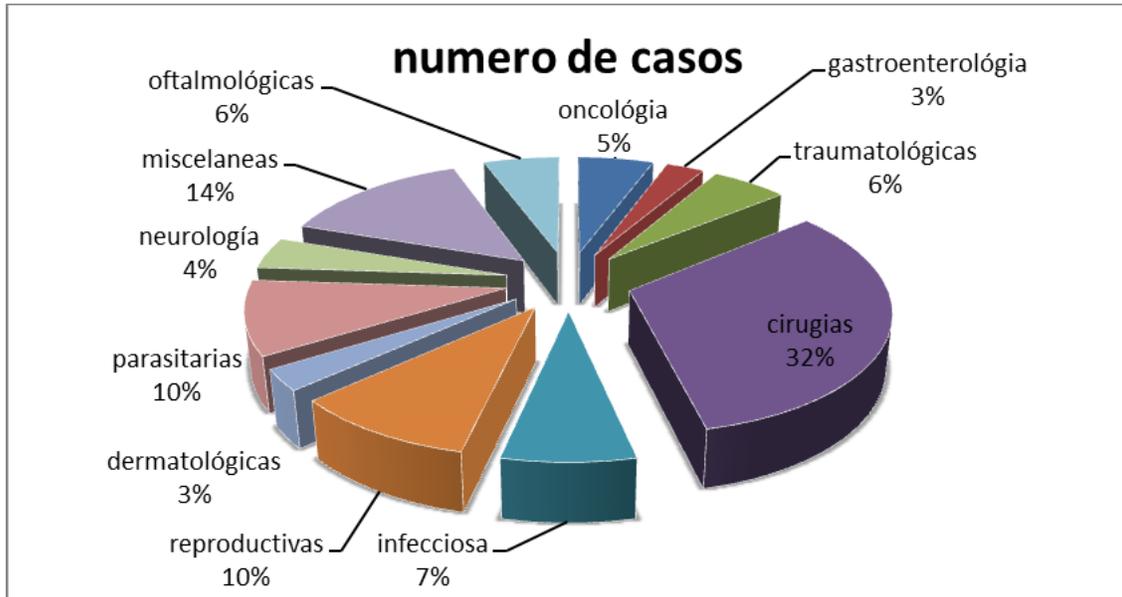
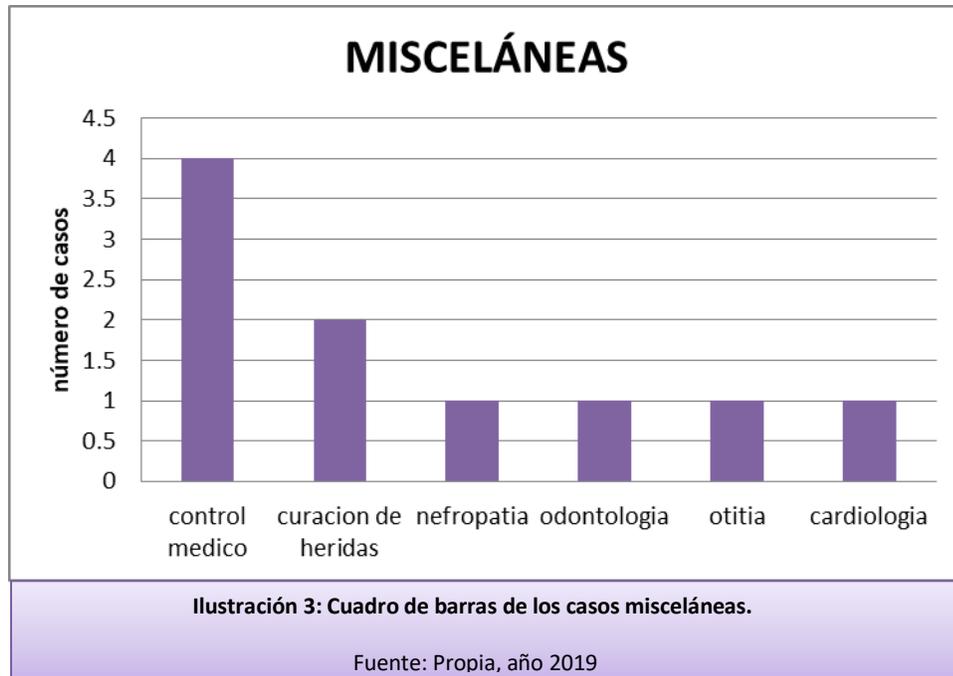
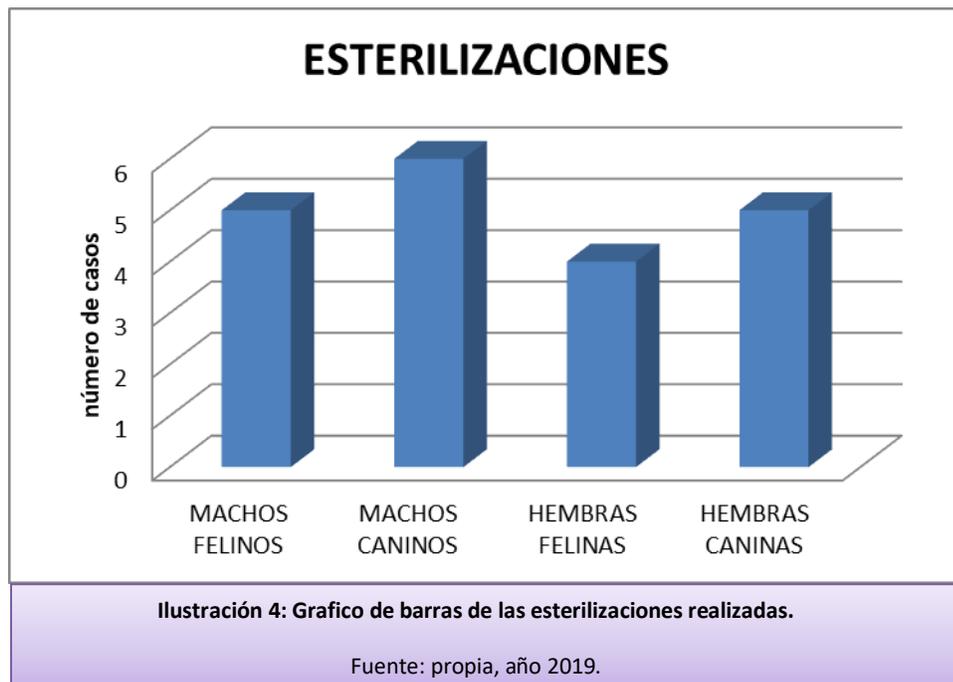


Ilustración 2: Grafico estadístico de torta de los casos atendidos.

Fuente: Propia, año 2019



Se realizaron veintitrés cirugías, de las cuales tres fueron ortopédicas y veinte fueron esterilizaciones.





Durante el desarrollo de las prácticas se realizaron seminarios por los docentes sobre distintos temas de interés profesional como:

- Tratamientos a instaurar en gastroenteritis caninas.
- Distintos métodos de vendaje. (seminario teórico-práctico)
- Fisioterapia canina. (seminario teórico-práctico)
- Determinación de las diferentes etapas del ciclo reproductivo en hebras (seminario teórico-práctico)
- Interpretación de placas de tórax (seminario teórico-práctico)
- Oncología
- Otitis
- Intoxicaciones

Seminarios realizados por los estudiantes sobre los diferentes casos atendidos. Exponiendo presuntivos, análisis complementarios, diagnósticos y tratamiento realizado.

CAPITULO N°2:

EXPLORACIÓN DEL ANIMAL.

Antes de comenzar con exploración del animal se debe realizar la **anamnesis** que consiste en el conjunto de preguntas, que el clínico hace al dueño del animal, cuidador o encargado, antes y durante el examen clínico y cuyas respuestas permitirán orientar a un probable diagnóstico e instaurara el tratamiento adecuado.

Las preguntas recomendadas a realizar antes de cualquier cirugía pueden ser:

- ¿Tuvo cirugías previas?, en el caso de haber tenido de que se operó.
- ¿Qué fármacos utilizaron en la cirugía?
- ¿Cómo se recuperó de la intervención?
- ¿Hubo complicaciones con anestésicos previas?
- ¿Tiene una enfermedad de base? Como convulsiones, insuficiencia cardiaca, diabetes mellitus, etc.
- ¿Toma alguna medicación?
- ¿Tuvo algún problema respiratorio previo? ¿Tose o estornuda?
- ¿Accidentes, traumas previos?
- ¿Vacunaciones?
- ¿Modificó recientemente el consumo de agua o de comida?
- ¿Realiza actividad física? ¿Se fatiga con el ejercicio?
- Otras consideraciones que considere importante

Examen objetivo general (EOG):

El EOG se inicia con una exploración a distancia del sujeto (entre dos y tres metros) y otra exploración proximal al animal.

EOG a distancia incluye:

- **Constitución** (conformación o biotipo):
Inspección de las características del aspecto y conformación externa de los animales.
- **Estado de nutrición:**
Se valora por simple inspección en los animales de pelo corto, sin embargo, en aquellos animales con el pelo largo, se requiere una palpación para determinar más objetivamente el estado del mismo, en estos animales se palpa el dorso del lomo, la musculatura del pecho, los glúteos y el pliegue de la babilla.

Estado nutricional	Obeso	Sobrepeso	Bueno	Regular	Malo	Muy malo
	5	4	3	2	1	0

Ilustración 5: Escala del estado nutricional Fuente: Propia, 2019.

- **Estado de la piel y faneras:**

El estado de la piel y del manto piloso en condiciones normales debe ser brillante y no estar ausente en ninguna parte o zona corporal donde normalmente haya pelo. Los animales enfermos o en mal estado nutricional presentan el pelo opaco, quebradizo (pelo hirsuto). También puede estar alterada la elasticidad de la piel, se pueden observar heridas, erosiones, costras, deformaciones. La piel es el reflejo de la salud de un animal.

- **Actitudes:**

Las actitudes posturales son las que adopta el cuerpo del animal en su totalidad en el espacio (cabeza, tronco, extremidades y cola) en un momento determinado y a su voluntad, diferenciando de la actitud forzada que hace adoptar el clínico en la exploración del paciente. Las actitudes se evalúan en la estación, la marcha y el decúbito, mediante la inspección.

- **Estado del sensorio:**

El sensorio es el estado mental del sujeto que lo relaciona con el medio en que vive y se manifiesta mediante la conducta. Se modifica por múltiples factores que afectan directamente al sistema nervioso. El sensorio es diferente al temperamento (condición propia del animal establecida genéticamente y condicionada por las vivencias adquirida durante su desarrollo).

El estado del sensorio normal muestra un animal vivaz y alerta que responde a todos los estímulos ambientales.

Los estados *anormales* del sensorio son:

- Exaltación, furor o delirio: se halla el animal desorientado, incoherente, irritable o tímido.
- Depresión u obnubilación: el individuo se halla letárgico, abatido con tendencia a dormir.
- Anulación o coma: es la pérdida de la sensibilidad y de la motilidad voluntaria.

- **Facies:** Son las expresiones de la cara, características de determinadas afecciones. Algunas facies características son:

- **Facie Asimétrica:** causada por la parálisis unilateral del nervio facial (VII par craneal). Se caracteriza por lagofalmo y ptosis palpebral ipsolateral, asimetría de ollares y labios.
- **Facie tetánica o sardónica:** hipertonia de todos los músculos de la cara, orejas erectas, ollares dilatados y protrusión del tercer párpado.
- **Facie rábica:** dilatación de las pupilas con o sin anisocoria, mirada vidriosa, estrabismo convergente o divergentes, mandíbula péndula, sialorreas.
- **Facie oculomotor:** causada por parálisis del nervio oculomotor (III par craneal) se caracteriza por ptosis palpebral, midriasis estrabismos divergentes.

○ **EOG proximal:** El EOG consiste en la toma de los parámetros.

Valores de los parámetros normales:

- Pulso arterial: entre 80-120 lat/minuto



- Frecuencia cardiaca: 90-140 lat/ min en los perros pequeños, 80-120 en los medianos y 60-90 en los grandes
- Frecuencia respiratoria: entre 10-40 mov/min promedio 25 mov/min
- Temperatura: entre 38 C°- 39C°
- Mucosas: el valor semiológico de la exploración de las mucosas aparente es evaluar:
 - La perfusión sanguínea en una determinada zona o de todo el cuerpo.
 - El estado de hidratación.El color de las mucosas se debe principalmente a la irrigación sanguínea y secundariamente a la presencia de pigmentos.
Las mucosas aparentes explorables son: conjuntiva palpebral, nasal en su tercio oral, labio gingival, vestíbulo-vagina, balanoprepucial. De las mucosas aparentes mencionadas la que manifiestan una mayor riqueza de datos es la conjuntiva palpebral en la exploración clínica de caninos y felinos.
- Linfonódulos: submaxilar, pre-escapular (puede no ser palpable), axilar, inguinales superficiales (macho), supra-mamarios (hembra), poplíteos.
- Evaluación de hidratación: se puede evaluar de manera subjetiva a través de:
 - Mucosas aparentes: deben tener un aspecto brillante y húmedo. El aspecto seco de las mucosas denota deshidratación.
 - Elasticidad de la piel, la deshidratación modifica la elasticidad cutánea de acuerdo con la intensidad de la anomalía. Para evaluar la elasticidad de la piel en caninos y felinos se toma un pliegue de piel del arco de las costillas a manera de pellizco. Después de soltar la presión de los dedos debe aislarse espontáneamente, no debe tardar más de 2 segundos.

PRE QUIRÚRGICO.

A todos los pacientes que se les indican algún tipo de cirugías ya sea para tratamiento de alguna enfermedad o esterilización es importante realizar el pre quirúrgico que nos permite saber si los animales están en condiciones fisiológicas apropiadas para afrontar la anestesia y la cirugía.

Los análisis necesarios son, hemograma, bioquímica sanguínea, placa de tórax, electrocardiograma, luego de una exploración previa.

Para poder realizar el hematocrito y bioquímica sanguínea se procede a la extracción de sangre de vena cefálica de los miembros anteriores de caninos de mediano o gran tamaño y en felinos; caninos de tamaño pequeño, cachorros, animales deshidratados: se recomienda uso de la vena yugular por ser de mayor calibre, de mejor visibilidad y accesibilidad que la vena cefálica. En felinos también se puede utilizar esta vena. Se utiliza jeringa de 5 ml (también se puede utilizar de 10ml) aguja 28G, la sangre extraída se coloca en dos tubos, uno con EDTA² para realizar el hemograma y otro sin anticoagulante para la obtención de suero.

Los datos que podemos obtener del hemograma son:

² EDTA: solución salina bipotásica al 10%, es el anticoagulante de elección para hematología.

- **Microhematocrito:** Permite evaluar si el animal tiene anemia, si esta deshidratado, evaluar la capa flogística³ dónde se puede observar el aumento de los glóbulos blancos.

Hematócrito

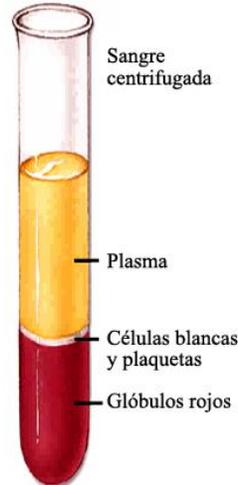


Ilustración 6: Microhematocrito

Fuente: sites.google.com

- **Frotis:** Se efectúa un extendido de sangre en portaobjetos, se seca al aire y se colorea con colorante de May – Grünwald- Giemsa. Es recomendable realizar frotis directos cuando se hace la extracción de sangre, a efectos de que los anticoagulantes no deformen los elementos a observar. En caso de que no se haga en el momento y se recoja la sangre con EDTA, hay que hacer el extendido en el menor tiempo posible (antes de una hora). Los frotis realizados se pueden colorear sin problemas sin tiempo predeterminado, siempre que se protejan del polvo o rayones (se pueden envolver una vez secados para transportarlos o colorear posteriormente).

Al realizar el **conteo relativo leucocitario** podemos verificar si hay una infección crónica con aumentos de los neutrófilos segmentados (desvió a la derecha) o una infección aguda con aumento de neutrófilos en banda o inmaduros (desvió a la izquierda), eosinofilia que nos orienta a una alergia o una parasitosis, linfocitosis que nos indica una infecciones virales. Evaluar la morfología, color, cuerpos de inclusión de los eritrocitos; también nos permite visualizar si hay presencia de hemoparásitos.

- **Recuento absoluto de leucocitos:** Se realiza en cámara de Neubauer: donde se hace el recuento absoluto de los glóbulos blancos por mm³, que nos permite saber si hay leucocitosis.

La bioquímica sanguínea es la cuantificación y evaluación de los componentes químicos disueltos en la sangre. Los componentes evaluados en el pre quirúrgico son:

- **Determinación de la uremia:** Las proteínas ingeridas se hidrolizan en el intestino produciendo aminoácidos que a su vez pueden ser convertidos en

³ Capa flogística: está formada por las plaquetas y los glóbulos blancos

amoníaco por acción de las bacterias intestinales. El amoníaco es tóxico para el organismo, el cual se excreta en condiciones normales por los túmulos renales. Su incremento está dado por problemas renales, también se puede dar por diferentes fármacos como antibióticos aminoglucósidos (neomicina, gentamicina), antiinflamatorios no esteroides (si existe una enfermedad renal previa), furomisida intoxicación por etilenglicol. Valor normal canino 20-50 mg/dl; felino 30-60 mg/dl.

- **Determinación de Creatinina:** La creatinina es el producto final del metabolismo muscular que se excreta vía renal sin sufrir reabsorción tubular. Sus concentraciones en sangre son inversamente proporcionales a la tasa de filtración glomerular. Su aumento puede estar dado por: Insuficiencia renal, incremento de la actividad muscular (ejercicio intenso), miositis, traumatismo muscular (decúbitos prolongados, accidentes), hipertiroidismo. Valor normal canino 0,6-1,4 mg/dl; felino 0,5-1 mg/dl.
- **Determinación de la enzima ALT (alanino aminotransferasa o GPT):** Se encuentra en niveles altos en el parénquima hepático y en escasa cantidad en el resto de los tejidos del perro y gato, por lo que es una enzima específica del hígado en estas especies. Los aumentos pueden deberse a causas: extra hepáticas como daño muscular (aumento leve), secundarios a tratamientos con fenobarbital o corticoides, daño en el hepatocito (aumento muy marcado) cuando hay muchos hepatocitos afectados. Valor normal canino 17-78 U/L; felino 10-100 U/L.
- **Determinación de la enzima AST (aspartato aminotransferasa o GOT):** Se encuentra en el hígado pero también en cantidades significativas en músculo esquelético y cardíaco. Los aumentos pueden deberse a: Causas extra hepáticas, daño muscular; causa hepática, cuando hay daño que afecta la membrana del hepatocito. No se afecta por corticoides y barbital Valor normal canino 13-70 U/L; felino 10-70 U/L.
- **Determinación de la FAL (fosfatasa alcalina):** Se encuentra unida a las membranas celulares de las vías biliares y hepatocito. Además se encuentra asociada a membranas celulares presente en numerosos órganos: Hueso, intestino, riñón y placenta. Su aumento puede deberse a tres causas: Alteraciones de las vías biliares y del propio hepatocito; hiperadrenocorticismos o tratamientos con corticoides y fenobarbital; animales en crecimiento o con alteración ósea y también en tumores mamarios. Valor normal canino hasta 300 U/L; felinos hasta 150 U/L

CAPITULO N° 3

PROTOCOLO ANESTÉSICO.

El objetivo principal de todo acto anestésico es evitar el dolor producido por las diferentes maniobras, relajar la musculatura para facilitarlas y por último desconectar el paciente mediante diferentes grados de depresión del sistema nervioso central (SNC). Esto se conoce como anestesia balanceada. (Otero, 2012)

Para poder elegir el protocolo anestésico correcto para el paciente, hay que tener en cuenta la anamnesis, la exploración clínica, los análisis pre-quirúrgicos y los factores de riesgo en el paciente anestesiado. Todos los pacientes anestesiados desarrollan: hipotermia, hipoventilación, hipoxemia⁴, hipotensión; por esto es importante realizar los exámenes pre-quirúrgicos para conocer el estado fisiológico del paciente y una constante monitorización de los parámetros vitales durante la anestesia.

La cuidadosa evaluación de los pacientes en la etapa previa a la implementación de un plan de trabajo es de suma importancia para diseñar el protocolo anestésico. Una vez que se ha evaluado al paciente, se ha clasificado su estado físico y se ha determinado el grado de deterioro funcional que deriva de la patología subyacentes, se define el riesgo anestésico (Otero, 2012)

La Sociedad norteamericana de Anestesiología (ASA) clasifica el estado físico del paciente como sigue:

Numero de asa	Estafo físico	Riesgo anestésico
I	Paciente sano.	
II	Paciente con enfermedad sistémica leve.	leve
III	Paciente con enfermedad sistémica grave.	
IV	Paciente con enfermedad sistémica grave con riesgo de muerte.	moderado
V	Paciente moribundo que no sobrevive sin tratamiento.	
VI	Donantes de órganos.	severo
E	Emergencia.	

Ilustración 7: Izquierda Cuadro A) clasificación de los pacientes según el ASA. Derecha Cuadro B) riesgo anestésico.

Fuente: (Otero, 2012)

⁴ Hipoxemia: La hipoxemia es una disminución anormal de la presión parcial de oxígeno en la sangre arterial por debajo de 80 mmHg

ASA VI fue incorporada recientemente en medicina humana y refiere a un paciente declarado clínicamente muerto, pero que debe ser mantenido “vivo” para la donación de órganos)

Premedicación.

Los objetivos de la pre-medicación son:

- tranquilizar al paciente y de esta manera evitar que se lesione a sí mismo o al operador antes y durante la inducción.
- Aportar analgesia.
- Sedar al paciente en aquellos casos en los cuales se utilizan técnicas de anestesia locales/regionales.
- Reducir la dosis total de anestésicos generales.
- Promover un despertar suave y tranquilo
- Colocación de un catéter para mantener una vía permeable segura y evitar problemas renales futuros por una mala perfusión también ayuda a mantener la volemia adecuada.

FARMACO	DOSIS	VIA DE ADMINISTRACION	EFECTO LOGRADO
TRAMADOL + ACEPROMACINA.	Tramadol: can-fel 1-2 mg/k; acepromacina: can 0,05-0,1 mg/k; fel 0,05 MG/k (el cono de la aguja)	Tramadol: IM, IV, oral. Acepromacina: IV, IM, oral	Analgesia leve-moderado, sedación moderado.
BUTORFANOL + ACEPROMACINA.	Butorfanol: can 0,2-0,6 mg/K fel: 2,0-0,8 mg/k; acepromacina: can 0,05-0,1 mg/k; fel 0,05 MG/k (el cono de la aguja)	Butorfanol: IV,IM, SC Acepromacina: IV, IM, oral	Analgésico y sedante.
NALBUFINA + ACEPROMACINA.	Nalbufina: can 1mg/k; acepromacina: can 0,05-0,1 mg/k; fel 0,05 MG/k (el cono de la aguja)	Nalbufina: IM Acepromacina: IV, IM, oral	Sedación moderada, insuficiente como único aporte analgésico.
TRAMADOL + XILACINA O DEXMEDETOMIDINA.	Tramadol: can-fel 1-2 mg/k Xilacina: can y fel 0,4-1 mg/k	Tramadol: IM, IV, oral Xilacina: IM	Analgesia profunda y duradera, sedación moderada a profunda
BUTORFANOL +XILCINA O DEXMEDETOMIDINA	Butorfanol: can 0,2-0,6 mg/K fel: 2,0-0,8 mg/k Xilacina: can y fel 0,4-1 mg/k	Butorfanol: IV,IM, SC Xilacina: IM	Analgesia y sedación profunda y duradera
NALBUFINA +XILACINA O DEXMEDETOMIDINA	Nalbufina: can 1mg/k Xilacina: can y fel 0,4-1 mg/k	Nalbufina: IM Xilacina: IM	Analgesia y sedación mayor que con nalbfina sola

Ilustración 8: Combinación de drogas de uso en la premeditación

Can: caninos; fel: felinos; IV: intravenosa; SC: subcutánea; IM: intramuscular.

Fuente: Propia año 2019

Para premedicar se utilizó la combinación de Tramadol (Tramadol inyectable, John Martin) y Xilacina (XILACINA 100, Richmond) logrando una analgesia de acción central, aliviando el dolor agudo y crónico por parte del tramadol. Las dosis utilizadas fueron 1-2 mg/kg que equivale a 0,20-0,40 ml/10kg de peso vivo. La Xilacina aporta sedación, disminuye la ansiedad del animal, analgesia y relajación muscular, la dosis utilizado fue en caninos de 1-2 mg/kg que equivale 0,2-0,1ml /10kgde peso vivo y en felinos de 1-2 mg/k que equivale a 0,05-0,1 ml/5kg de peso vivo. Utilizando esta combinación de fármacos se obtuvieron buenos resultados en todos los animales que se castraron.

Inducción:

Consiste en llevar al animal a un plano anestésico compatible con la intubación orotraqueal que se realiza cuando el animal pierde el reflejo laríngeo, lo cual se logra con dosis variables de depresores del SNC.

La inducción radica en una dosis de “carga” de fármacos hipnóticos, razón por la cual se la considera un evento de alto riesgo.

Recomendaciones realizar este procedimiento: antes de inducir es obligatorio el pre-oxigenado al paciente, tener una vía venosa permeable segura, TITULAR la dosis de los inductores; también es importante colocar al paciente sobre una camilla acolchonada y templada, emplear soluciones templadas, evitar ruidos y maniobras molestas durante la maniobra. (Otero, 2012).

Las drogas a utilizar son las siguientes:

FARMACO.	DOSIS	VIA DE ADMINIS-TRACION	EFECTO.
KETAMINA + MIDAZOLAM	Ketamina: can y fel 5-10 mg/k , Midazolam: can y fel 0,2-0,4 mg/k	IV	Ketamina: produciendo un estado cataléptico con hipertonia muscular y analgesia somática. Midazolam: ansiolítico, tranquilizante, sedante, hipnótico, anticonvulsivante y relajante muscular.
KETAMINA + DIAZEPAM	Ketamina: can y fel 5-10 mg/k. Diazepam: can y fel 0,5 a 1 mg/kg que corresponde a 1 a 2 ml cada 10 kg	IV	Ketamina: produciendo un estado cataléptico con hipertonia muscular y analgesia somática. Diazepam: tranquilizante, sedante, ansiolítico, relajante muscular central, anticonvulsivante
PROPOFOL	2-3 mg/kg/minuto	IV	Pérdida de la conciencia, pobre analgesia
TIOPENTAL SODICO	Can: 10-25 mg/kg, hasta efecto. Fel: 5-10 mg/kg No pasarse los 3mg/kg/min	IV	Anestesia (Ausencia temporal de la sensibilidad)
ISOFLURANO	Isoflurano al 5%FGF 5L/min	Inhalatoria con mascara	Anestesia general (Ausencia temporal de la sensibilidad)
SEVOFLURANO	Sevoflurano al 8% FGF 5L/min	Inhalatoria con mascara	Anestesia general (Ausencia temporal de la sensibilidad)

Ilustración 9: Drogas de uso en la indicción.

Can: caninos; fel: felinos; IV: intravenosa; SC: subcutánea; IM: intramuscular; FGF: flujo de gas fresco.
Fuente: Propia, año 2019

Ya realizada la inducción se continua con la anestesia que puede ser intravenosa total (TIVA) o inhalatoria.

La inducción se puede realizar mediante TIVA o por vía inhalatoria, la administración de las drogas es lenta hasta lograr efecto.

En la inducir se utilizó Ketamina (KETAMINA 50, Holliday) (7 a 10 mg/kg) en caninos y felinos (1,5-2-ml/10kg de peso vivo), vía IV y Diazepam (DIAZEPAN 2 FCOS.AMP.X 10 ML, Lamar) dosis en canino y felinos de 0,5 a 1 mg/kg que corresponde a 1 a 2 ml cada 10 kg vía IV.

Se realizaron dos cirugías que se indujeron con Propofol (PROPOVET, Richmond) IV logrando una pérdida de la conciencia y pobre pérdida del dolor. La analgesia se logró con Tramadol (Tramadol inyectable John Martin) dado en la premedicación y la administración de analgésicos en el mantenimiento.

	Dosis mg/kg de peso	Volumen de la dosis ml/kg de peso
Perros		
No premedicados	6,5 mg/kg	0,65 ml/kg
Premedicados		
- Con un no-agonista α -2	4,0 mg/kg	0,40 ml/kg
- Con un agonista α -2	1,0 mg/kg	0,10 ml/kg
Gatos		
No premedicados	8,0 mg/kg	0,80 ml/kg
Premedicados		
- Con un no-agonista α -2	6,0 mg/kg	0,60 ml/kg
- Con un agonista α -2	1,2 mg/kg	0,12 ml/kg

Ilustración 10: Dosis de Propofol.

Fuente: Prospecto de PROPOVET®, Richmond.

Mantenimiento:

Se puede realizar mediante TIVA con infusión continua o en bolos; o anestesia inhalatoria. Los objetivos son: mantener al paciente normotenso, normoxémico, normotérmico, asegurar un nivel de inconciencia o un plano anestésico adecuado para el procedimiento, garantizar la analgesia, aportar el grado de relajación muscular necesaria (Otero, 2012)

Los anestésicos inhalatorios más usados en medicina veterinaria son Isoflurano y Sevoflurano, estas drogas producen pérdida de la conciencia, pero pobre analgesia. La analgesia en mantenimiento se puede realizar por TIV o se puede utilizar lidocaína o bupivacaína vía epidural, se pueden utilizar para realizar bloqueos nerviosos.

Los fármacos que se pueden utilizar en mantenimiento con TIVA en infusión continua o bolos hasta obtener el efecto buscado son:

- Propofol.
- Ketamina: para evitar el hipertono muscular se puede administrar con Diazepam, Midazolam, Xilacina, Medetomidina, Dexmedetomidina.



- Tiletamina + Zolazepam con Dexmedetomidina y Buprenorfina IM es adecuada en gatas sometidas a cirugías abdominales
- Morfina + Lidocaína + Ketamina.
- Fentanilo + Lidocaína + Ketamina.

El mantenimiento se realizó con Ketamina (KETAMINA 50, Holliday) + Xilacina (XILACINA 100, Richmond), Lidocaína (LIDOCAÍNE, Richmond) intra ovárica antes de realizar las ligadura y la extracción de la gónadas en las hembras, y en machos se colocó intra testicular, en caninos 2ml o más dependiendo el tamaño del animal y en felinos 1ml por gónada. Se realizaron dos intervenciones con anestesia inhalatoria.

Durante el mantenimiento se realizaban chequeos constantes con monitor multi-parámetros y se ventilaba con bolsa de Ambu (ventilación manual) cuando utilizábamos TIVA, y ventilación mecánica bajo anestesia inhalatoria

Cuando se procede a realizar un acto anestésico se debe contar con drogas que reviertan los efectos depresores de los anestésicos como apoyos: Adrenalina, Doxapram o Yohimbina. En nuestras prácticas se utilizó Yohimbina (Yohimbina Vet Up 20ml, Richmon) que revierte los efectos de la droga xilacina.

INDICACIONES AL PROPIETARIO.

Cuando un cliente está interesado en esterilizar a su mascota es de suma importancia que el médico veterinario le explique los riesgos que conlleva la realización de la cirugía y la importancia de realizar los análisis previos a esta. Muchos propietarios subestiman las esterilizaciones, pensando que no hay ningún tipo de riesgo, que es un procedimiento simple y no la toman como una cirugía, no respetan las indicaciones dadas por el profesional, no realizan los cuidados post operatorios correctamente. **Siempre el médico veterinario debe aclarar que las esterilizaciones son cirugías y que hay que tomarlas con responsabilidad.**

Cualquier paciente que tenga que ser anestesiado para llevar a cabo algún tipo de cirugía, una curación de heridas o limpieza dental corre riesgo por esto es tan importante realizar una correcta anamnesis, exploración física, análisis complementarios y un buen monitoreo durante la intervención. Es por esto que el propietario tiene que leer y firmar un acta de consentimiento donde se le explican los riesgos, debe autorizar al profesional a realizar la anestesia y la cirugía, asumiendo los riesgos de esta.

Indicaciones pre operatorio:

Es importante que el propietario realice correctamente las indicaciones dadas por el profesional, debe realizarle a su mascota ayuno de 12hs de sólido y 2 hs de agua en pacientes adultos sanos, en cachorros el ayuno es de 4hs de sólido y de líquido no es recomendada. Es importante que se le proporciones un buen baño a la mascota antes de cualquier intervención quirúrgica, porque ayuda a bajar la carga de bacteriana y la suciedad de la piel.



Indicaciones post operatorio:

El pos-quirúrgico se debe realizar en un ambiente cálido, limpio, silencioso, oscuro, el animal debe ser colocado a la altura del piso (se debe evitar que salte, que se suba a sillones o camas), en lo posible un lugar sin muebles y chico para reducir el deambular de la mascota; ya que al despertar el animal va a estar incordioso, aturdido y desorientado. También es muy importante contar con un collar Isabelino, para evitar el lamido de la herida y que se saque los puntos. El propietario debe estar atento al despertar de su mascota, si manifiesta dolor, si vomita por consecuencia de los anestésicos.

Cuando al animal se le haya pasado el efecto de la anestesia, haya recuperado la conciencia y la coordinación (se incorpore correctamente, no tenga bambaleo de la cabeza, reconozca el lugar y a las personas) se le puede ofrecer agua, pero no obligarlo a tomarla, el ayuno de solido se debe respetar por 12hs luego de la cirugía. La incorporación de comida debe ser progresiva, poca cantidad cada 2-3hs, recordara que el paciente lleva 24hs de ayuno y si se le ofrece la ración completa de alimento de una sola vez esto puede generar problemas digestivos, porque el animal se da un atracón de comida.

El propietario debe estar atento al progreso de la herida quirúrgica, si observa que la herida supura o que el animal manifiesta dolor como lamido obsesivo de la herida, se queja, se mira la zona de la intervención, no quiere comer, esta decaído; debe acudir al veterinario para que se revise el estado general del paciente y se evalúe la herida.

La revisación del paciente se puede realizar a los 7 días después de la cirugía, en lo personal prefiero hacer un seguimiento más seguido al día 2 o 3 y al día 7 pos cirugía.



CAPITULO N°4

ANATOMIA DEL APARATO REPRODUCTOR DE LA HEMBRA.

El aparato reproductor femenino incluye ovarios, oviducto, útero, vagina, vulva y glándulas mamarias. Los ovarios se localizan a nivel de la 3° ó 4° vértebra lumbar, aproximadamente a la mitad de la distancia entre la última costilla y la cresta del ilion, dentro de un saco peritoneal de pared fina; la bolsa ovárica se encuentra justo caudal al polo de cada riñón. La trompa uterina u oviducto sale a través de la bolsa ovárica. El ovario derecho se encuentra más craneal que el izquierdo. El ovario derecho se encuentra dorsal al duodeno descendente, y el ovario izquierdo se encuentra dorsal al colon descendente y lateral al bazo. Cada ovario está unido por medio del ligamento propio al cuerno uterino y por medio del ligamento suspensor a la fascia transversa medial a la última o dos últimas costillas. El pedículo ovárico (mesovario) incluye el ligamento suspensor con la arteria y vena ovárica, y una cantidad variable de grasa y tejido conjuntivo. Los pedículos ováricos caninos contienen más grasa que los pedículos ováricos felinos, dificultando la visualización de la vascularización (Fossum, 2009). La superficie de los ovarios es lisa antes del estro, y después de la ovulación se pone ligeramente rugosa, nodular y de consistencia dura (Cobos, 2012). Los vasos ováricos realizan un camino tortuoso dentro del pedículo. Las arterias ováricas se originan en la aorta. La vena ovárica izquierda desemboca en la vena renal izquierda; la vena ovárica derecha desemboca en la vena cava caudal.

El ligamento suspensor es una tira de tejido blanquecina y resistente, que diverge en su transcurso entre el ovario y su unión en las dos últimas costillas. El ligamento ancho (mesometrio) es el pliegue peritoneal del que se suspende el útero (Fossum, 2009). El útero tiene un cuerpo corto y unos cuernos largos y estrechos. Las arterias y venas uterinas nutren al útero. El cérvix es la estrangulación caudal del útero y es más grueso que el cuerpo uterino y la vagina. Se orienta en una posición casi vertical, con la abertura uterina en posición dorsal. La vagina es larga y conecta con el vestíbulo vaginal en el punto donde se encuentra la abertura uretral. El clítoris es ancho, plano, vascularizado, está infiltrado de grasa y se encuentra en el suelo del vestíbulo, cerca de la vulva (Fossum, 2009).

Los ovarios, oviductos y útero se encuentran fijados a las paredes dorso laterales de la cavidad abdominal y a las laterales de la pelvis por los ligamentos anchos derecho e izquierdo. Cranealmente el ligamento ancho se fija por medio del ligamento suspensorio del ovario. El ligamento propio corresponde a la continuación caudal del ligamento suspensorio y se fija a la extremidad craneal del cuerno uterino (Gutiérrez, 2000). Es de gran importancia tener conocimiento del complejo arteriovenoso que irriga estas estructuras, que se halla en la porción medial del ligamento ancho y que está compuesto por las arterias ováricas y las uterinas. La arteria ovárica se extiende desde la aorta hasta el ovario, irriga al ovario y a la porción craneal del útero en perras y gatas. La arteria uterina, rama de la arteria pudenda interna, irriga el útero, cérvix y parte de la vagina. En el ligamento ancho hay pequeñas anastomosis, entre las ramas de las arterias ováricas y uterinas; aunque la irrigación arterial del útero en hembras no preñadas es relativamente independiente de la ovárica (Gutiérrez, 2000).

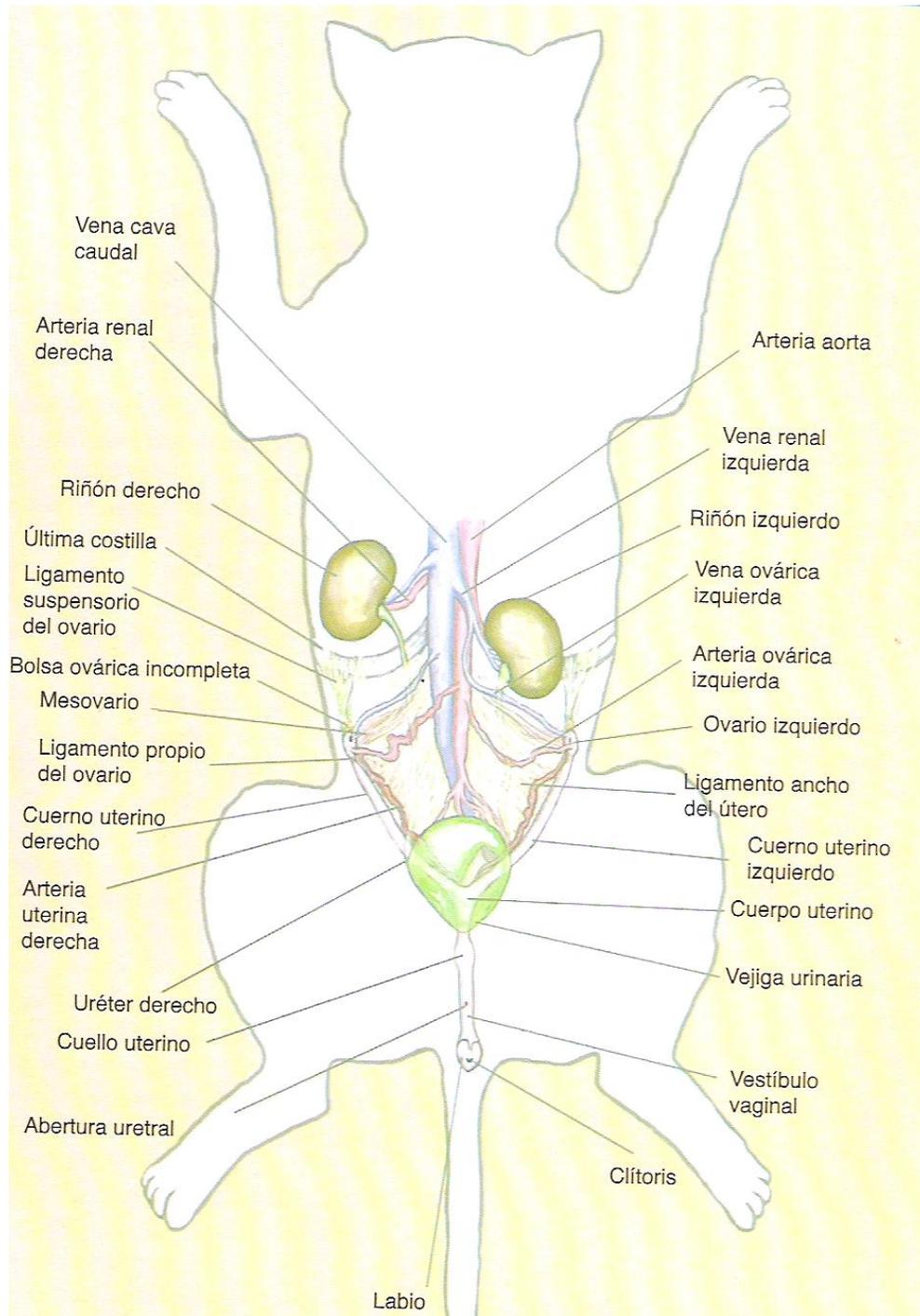


Ilustración 11: Anatomía del aparato reproductor femenino, vista ventrodorsal.

Fuente: Romero y Balaña, 2015

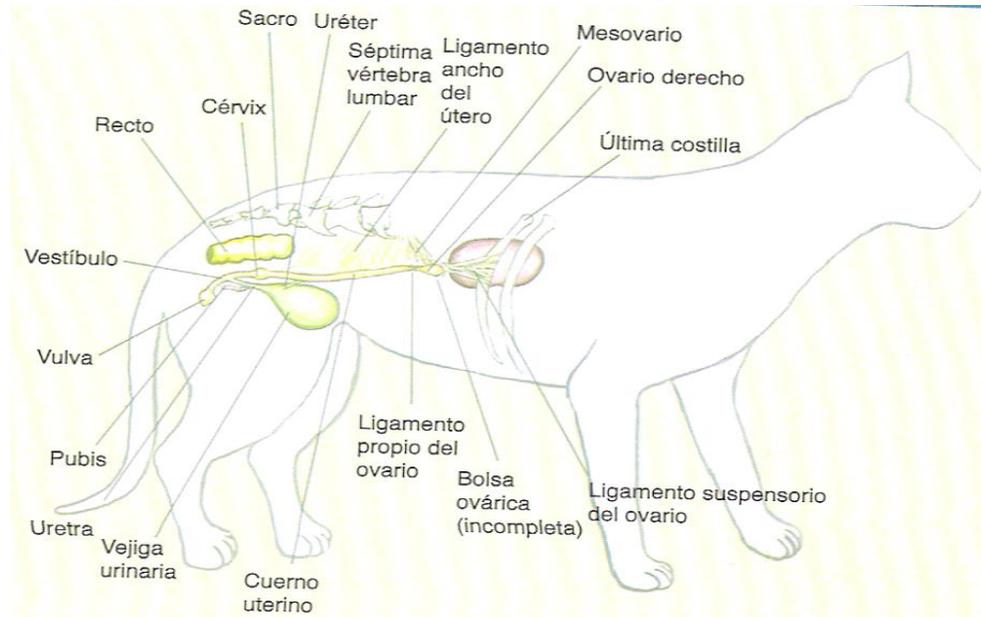


Ilustración 12: anatomía del tracto reproductor femenino, vista lateral.

Fuente: Romero y Balaña, 2015

PREPARACIÓN DEL PACIENTE.

Preparación del área a incidir:

- Tricotomía: se realiza cuando el animal está tranquilizado. Se utiliza para ello una peladora con cuchilla numero 40 o 50, teniendo precaución para no quemar o lastimar la piel del paciente con la cuchilla. La tricotomía se realiza con el fin de no contaminar la herida con pelos que puedan producción una infección.
- Lavado y embrocado del área: El lavado se realiza con una gasa con abundante alcohol para desengrasar la piel y arrastrar los restos de los pelos que pudieron haber quedado. Para el embrocado se debe realizar con una solución yodada al 10% o con clorhexidina al 2,5% utilizando rociadores luego se pasa una torunda de gasa estéril sobre el área quirúrgica de forma excéntrica (desde el centro hacia la periferia), en espiral.

TECNICAS QUIRÚRGICAS DE ESTERILIZACION EN HEMBRAS.

La esterilización quirúrgica de caninos y felinos es una de las intervenciones más comunes en la práctica veterinaria, siendo además, el principal método anticonceptivo para evitar el crecimiento desmedido de la población de mascotas, sacrificios en las perreras, disminuir la agresividad de los animales, al disminuir las peleas y la población canina también se contribuye al control de las zoonosis.

Beneficios de la esterilización en Hembras:

- La aparición de tumores mamarios,
- Ovarios quísticos,
- Tumor de ovario o útero,
- Piómetra,
- Prolapso y/o hiperplasias vaginal,
- Metritis,
- Diabetes mellitus tipo I (DMTI)
- La extracción de las gónadas elimina los cambios hormonales que interfieren con el tratamiento médico para la epilepsia y la DMTI.

Los efectos adversos de la extracción de los ovarios incluyen:

- Obesidad,
- Incontinencia urinaria y mal desarrollo de los genitales externos. La incontinencia urinaria es 8 veces más probable en las hembras castradas que en las enteras. Debido a que las hormonas ováricas se requieren para el desarrollo vulvar.

La ovariectomía y la ovariohisterectomía se **realizan durante el anestro**, ya que los tejidos reproductivos y mamarios están más vascularizados bajo la influencia de los estrógenos. Además, el útero es más friable durante el estro y puede desgarrarse cuando se lo manipula o liga. (Tobias, 2011)

Material quirúrgico a utilizar para estos tipos de cirugías:

DIERESIS:

1. Un mango de bisturí N°4
2. Tijera Metzenbaum.
3. Una tijera Mayo

PINZA DE PRESIN ELASTICA:

4. Adson con dientes de ratón.
5. Adson atraumática.

Pinza hemostática:

6. Una Kocher.
7. Cuatro Halsterd.
Rochester-Carmalt

SINTESIS:

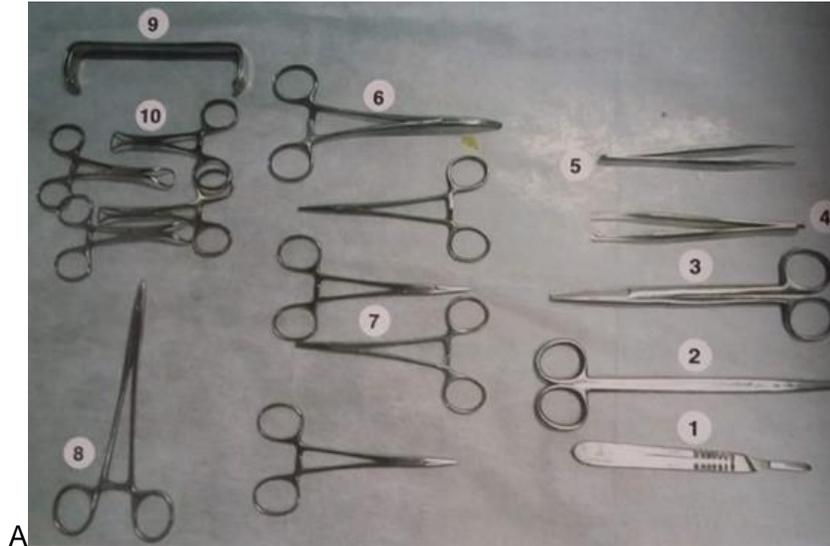
8. Una porta aguja Mayo-Heggar
Hilo que puede ser poliglactina (ideal para realizar las ligaduras) o nylon.

SEPARADORES MANUALES:

9. Un par de separadores de Farabeut.
Ganchos Snook o de castración.

PINZAS DE CAMPO:

10. Cuatro pinza de Backhaus.
Cuatro campos o una grande (que cubra al animal)



A



B

Fuente: www.palmasalud.com

Ilustración 13: Material quirúrgico. A- material indicado con números. B- gancho quirúrgico. C- pinza Rocheester- Carmalt.

Fuente: Romero y Balaña, 2015



Fuente: www.hoyfarma.com/

Ovariectomía por laparotomía estrellada por flanco.

Una de las técnicas quirúrgicas más empleadas para realizar la esterilización es la ovariectomía (OVE) o extracción de ovarios. Para realizar esta cirugía se debe colocar al paciente en decúbito lateral derecho, si el abordaje se realiza del flanco izquierdo; o en decúbito lateral izquierdo si el abordaje se realiza del flanco derecho; según el criterio del médico veterinario. Se recomienda el flanco derecho para realizar el abordaje inicial al ovario correspondiente por ser el ligamento ovárico izquierdo ligeramente más largo y flácido y permitir extirpar el ovario por el flanco opuesto con mayor facilidad, además evitamos el riesgo de la afluencia del bazo. Algunos veterinarios recomiendan el flanco izquierdo para realizar el abordaje inicial al ovario correspondiente por encontrarse libre de asas del intestino delgado (Cobos, 2012). En mi propia experiencia tuve la oportunidad de realizar una castración por flanco izquierdo y otra por flanco derecho que me resultó más sencillo encontrar las estructuras por este.

Sin importar cuál sea el flanco escogido para realizar la cirugía, los puntos de referencia para delimitar el área de la incisión son (ilustración N°14):

- Limite craneal: se debes ubicar ultima costilla
- Limite caudal: localizar la tuberosidad coxal, dejando un espacio de dos dedos por delante de esta, aproximadamente 3 cm- 6cm dependiendo del tamaño del paciente.
- Limite dorsal: palpar las apófisis trasversas de las vértebras lumbares, marcando una distancia de estas de tres dedos.
- Limite cual: se toma como referencia la línea mamaria.
- La incisión se realiza perpendicular a las vértebras lumbares y al anteúltimo par mamario.

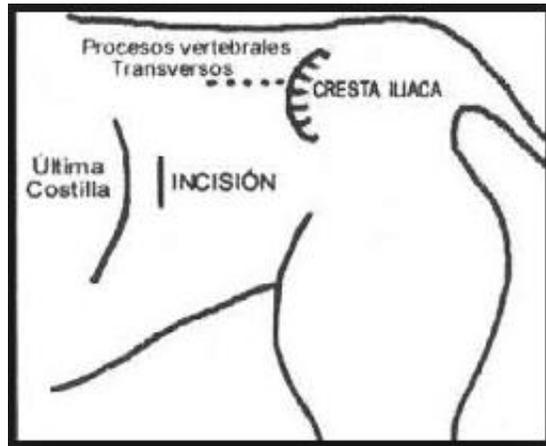


Ilustración 14: Límites del área de incisión.

Fuente: (Ibacache, 1997)

Antes que el paciente ingrese al quirófano se debe haber realizado la desinfección de la zona de la cirugía, la inducción se puede realizar en el quirófano o en el pre-quirófano. Se posiciona al animal decúbito derecho o izquierdo según el abordaje elegido por el profesional, se fijan los miembros pelvianos estirados caudalmente a la camilla, el miembro anterior que no tiene puesto el catéter con la vía permeables también se ata a craneal de la camilla. A continuación, describo la técnica quirúrgica de la ovariectomía por flanco derecho.

Una vez posicionado el animal en decúbito lateral izquierdo se coloca paños de campo, que puede ser uno grande que cubra por completo al animal o pueden ser 4 paños de campos (ilustración N° 14); en las prácticas se utilizó paños de campo grande, friselina, previamente esterilizado en autoclave. La función de los paños es proveer más esterilidad a la herida quirúrgica y delimitan el área de la incisión, los paños se fijan con pinzas decampo (Backhaus). Si el campo es grande se realiza una ventana con tijera roma, y si se utilizan 4 campos se delimita una venta utilizando un campo por borde.



Ilustración 15: Fijación de paños de campo con pinzas Backhaus.

Fuente: Romero y Balaña, 2015

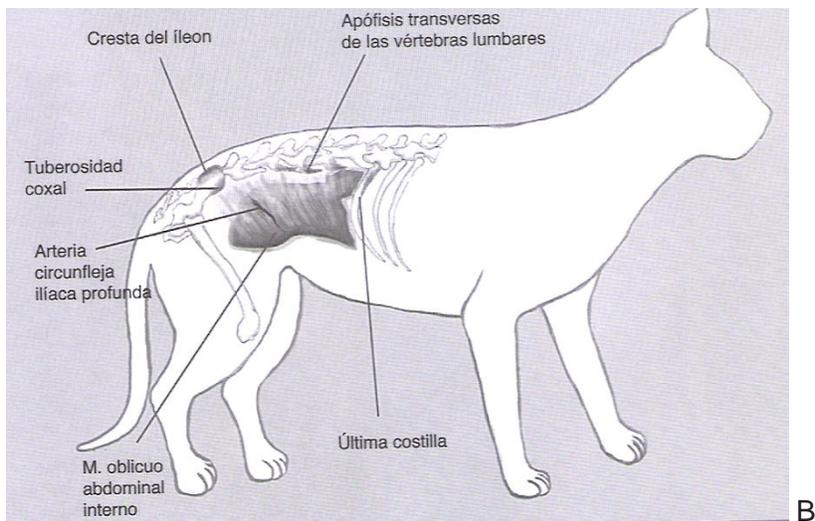
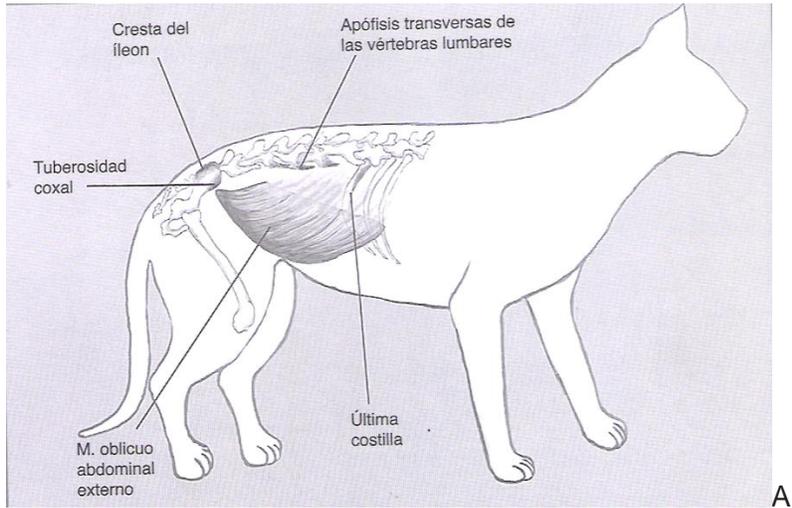
Una vez colocado el campo se precede a realizar la incisión de la piel y subcutánea del flanco derecho con bisturí (mango N°4 con hoja N°23 o 24) (ilustración N°16), luego de incidir el subcutáneo el ayudante de cirujano debe colocar los separadores de Farabeuf entre los bordes de la herida quirúrgica y separe la piel para lograr la visualizar la primera capa muscular.



Ilustración 16: Diéresis de la piel.

Fuente: Romero y Balaña, 2015

Se observa el musculo Oblicuo Abdominal Externo, cuyas fibras se dirigen de dorsocraneal a ventrocaudal (ilustración N°17-A), se toma con pinzas de Adson o dientes de ratón, se eleva en carpa y se realiza diéresis de este con tijera Metzenbaum o también se puede producir la divulsión de los músculos introduciendo la punta de la tijera Metzenbaum cerrada en dirección de las fibras musculares, se hace fuerza con las ramas de la misma para que las puntas romas entren en los tejidos que se desea separar, una vez logrado esto se abre la tijera y de esa forma se separan las fibras musculares, repetir esta operación hasta lograr la profundidad deseada. Luego el ayudante debe colocar los separadores de Farabeuf entre los bordes de la musculatura recién incidida y realizar separación dinámica y mantener para poder observar la segunda capa muscular. Se toma el musculo Oblicuo Abdominal Interno (igual que el Externo), que sus fibras se disponen de caudodorsal a craneoventral (ilustración N°17-B), se eleva en carpa y se realiza la diéresis o divulsión de éste con tijera Metzenbaum, hay que tener cuidado de no lesionar una rama de la arteria circunflejo iliaca profunda que aparece en la superficie de este musculo. El ayudante debe colocar las ramas cortas de los separadores de Farabeuf entre los bordes de la herida muscular del oblicuo abdominal interno y realizar separación dinámica y mantener. Se toma la última capa muscular (como los anteriores músculos), el musculo Transverso Abdominal, cuyas fibras se dirigen en dirección dorsoventralmente (ilustración N°17-C), se eleva en carpa, se realiza diéresis o divulsión con tijera de Metzenbaum de éste y del peritoneo parietal accediendo a la cavidad abdominal. El ayudante coloca las ramas largas de los separadores de Farabeuf en los bordes de la herida del musculo Transverso Abdominal y realiza separación dinámica y mantiene. (Romero y Balaña, 2015).



C

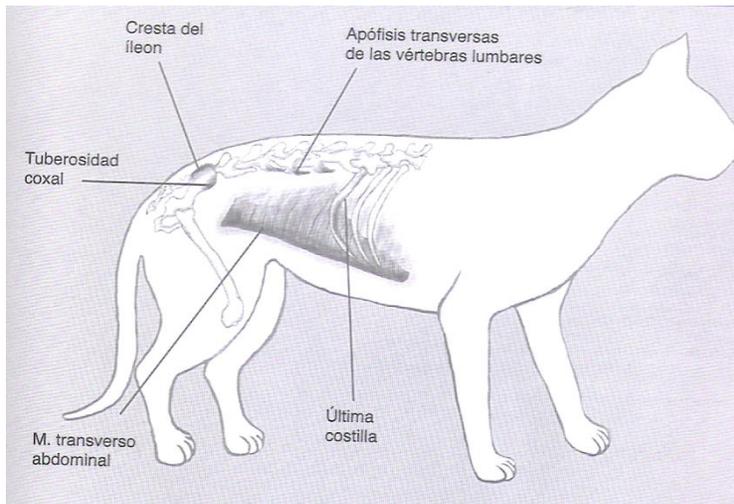


Ilustración 17: Esquema de la musculatura abdominal. A- Oblicuo externo. B- M. Oblicuo interno. C- M Trasverso abdominal.

Fuente: Romero y Balaña, 2015

Al acceder a la cavidad abdominal se visualiza parte del cuerno uterino derecho (ilustración N°18) en relación dorsocraneal de la vejiga, el ligamento propio del ovario o el ovario derecho. Como se incidió por el flanco derecho hay que tener cuidado de no tomar el lóbulo derecho del páncreas que se encuentra en el mesoduodeno que sostiene al duodeno descendente.



Ilustración 18: visualización del cuerno uterino.

Fuente: Romero y Balaña, 2015

En hembras con sobrepeso y obesas se observa tejido adiposo sublumbar, tejido adiposo en correspondencia con el ligamento lateral y omento mayor, que cubre el cuerno y al ovario. Estas estructuras deberán desplazarse hacia caudal y craneal respectivamente con las ramas de los separadores de Farabeuf para poder acceder al cuerno uterino y al ligamento propio del ovario. (Romero y Balaña, 2015)

El cuerno uterino derecho se toma con una pinza Adson o diente de ratón y se exterioriza, el ayudante debe retirar los separadores. Se toma el cuerno uterino con la mano izquierda utilizando una gasa y se tracciona hacia caudal manteniendo tensión de leve a moderada (ilustración N°19-A). *“Con los índices y pulgar de la mano derecha se busca y palpa el ovario y el ligamento suspensorio del ovario (que es una estructura anatómicamente avascular) que se extiende desde el polo craneal de este hasta la última costilla. Con el dedo*

Índice derecho se realiza el desgarro del ligamento suspensorio del ovario en dirección a la línea alba del paciente; esto nos permite exteriorizar el ovario y continuar la cirugía fuera del paciente. (Romero y Balaña, 2015)

La dirección de la maniobra de desgarro se realiza siempre HACIA LA LINEA MEDIA DEL PACIENTE., si se realiza con dirección caudal corremos el riesgo de desgarra la Arteria Ovárica.

Se exterioriza el ovario (ilustración N° 20), se colocan dos pinzas hemostáticas Halsted una en el polo craneal y otra en el polo caudal tomando el paquete vascular del mesovario (Ilustración N°19-B). Las pinzas deben colocarse sobre el pedículo ovárico lo más cercano al ovario que sea posible para evitar la inclusión accidental del uréter (Cobos, 2012). Luego de colocar las pinzas para hacer hemostasia, se pasa otra pinza de Halsted montada con poliglactina, poliamida (nylon) 0,30 o 0,40 o lino 30 y 40 en paquetes estériles, atravesando el ligamento ancho del útero (mesometrio), en donde presenta un área de transparencia, abriendo un ojal. Se procede a ligar la arteria ovárica, se hace dos con nudo de cirujano. Por el mismo ojal se pasa otra ligadura montada en un pinza Halsted y se liga la arteria uterina caudal, las ligaduras se colocan por detrás de las pinzas Halsted que se colocan para realizar hemostasia (Romero y Balaña, 2015).

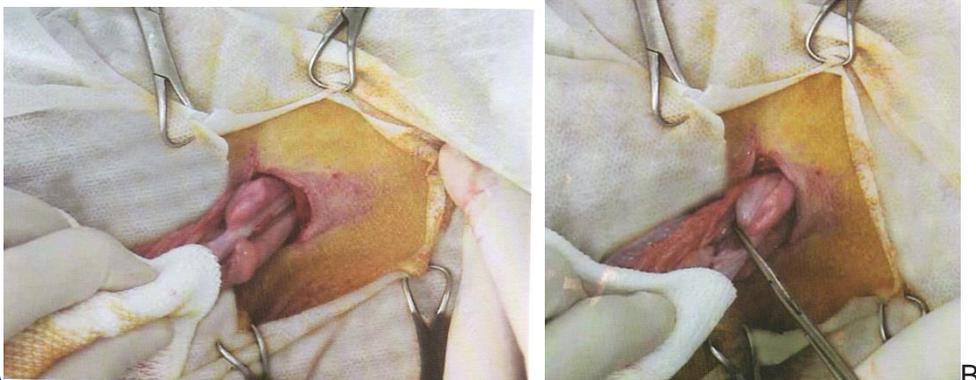


Ilustración 19: Exteriorización del cuerno uterino. A- tracción del cuerno uterino hacia caudal; B- colocación de pinza Halsted en el ligamento propio del ovario

Fuente: Romero, Balaña, 2015

El ayudante tomar las dos ligaduras del ovario presentándole estas al cirujano. En perras la bolsa ovárica debe ser incidida para proceder a la exéresis completa del ovario con tijera Metzenbaum y pinza Adson con diente de ratón. En las gatas la bolsa ovárica cubre solo por lateral al ovario, por lo tanto la exéresis del ovario es más sencillo, no es necesario la incisión de esta. Se procede a cortar ambas ligaduras con tijera roma-, llevándola hasta el anteúltimo semi-nudo e inclinándola en ángulo de 40° (Romero y Balaña, 2015)

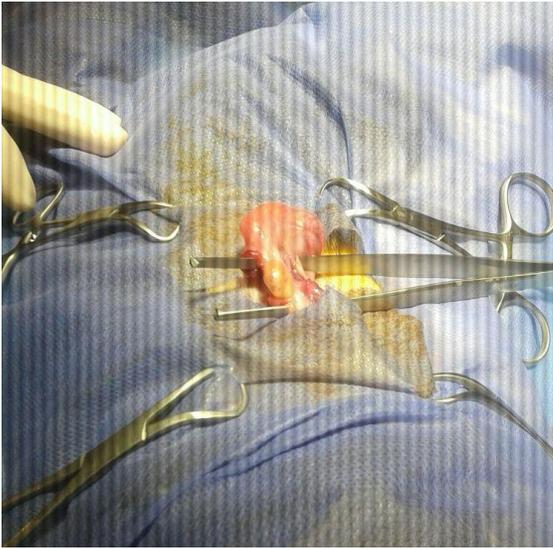


Ilustración 20: ovario derecho expuesto.

Fuente: Propia, año 2017.

“Se realiza la tracción suave caudodorsal del cuerno uterino derecho con los dedos índices y pulgares de la mano izquierda utilizando una gasa para exponer la unión de los cuerpos uterinos. Con una pinza Halsted o Crile se toma, sin cerrar la cremallera el cuerno uterino restante izquierdo y se exterioriza (Romero y Balaña, 2015)”.

“Con los dedos índices y pulgar de la mano izquierda, utilizando una gasa, se tracciona hacia caudal del cuerno uterino manteniendo la tensión. Con el dedo índice y pulgar de la mano derecha recorre por palpación hacia craneal el cuerno uterino izquierdo hasta identificar al ovario y el ligamento suspensorio del ovario, como ya mencioné anteriormente, previo a realizar el desgarro del ligamento suspensorio del ovario colocábamos lidocaína intra-ovárica. El desgarro se realiza hacia la línea alba, esto nos permite seguir con la cirugía fuera del animal (Romero y Balaña, 2015)”.

Se colocan pinzas Halsted por detrás de los polos del ovario para realizar hemostasia. Se procede a la maniobra de ligar la arteria ovárica y uterina, ya explicado. Se incide la bolsa ovárica en el caso de la perra y se realiza la exéresis del ovario izquierdo. Se cortan ambas ligaduras con tijera roma.

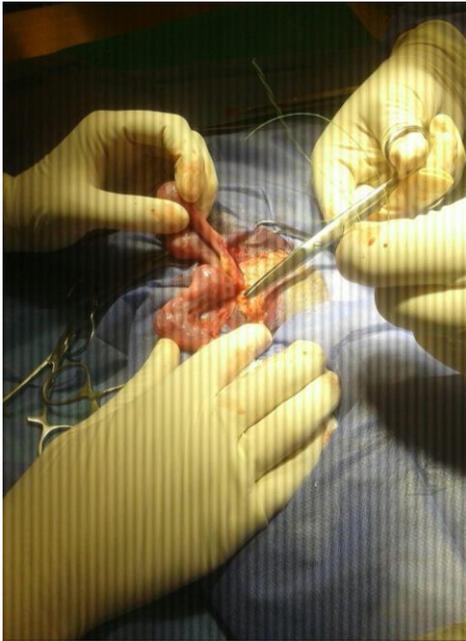


Ilustración 21: ligadura del ovario izquierdo.

Fuente: Propia, 2017

Con una pinza Halsted sin cerrar la cremallera se introducen en el abdomen los cuernos uterinos con delicadeza.

La síntesis se realiza con hilo de sutura que puede ser poliglactina o nylon con aguja atraumáticas, un porta aguja Mayo-Hergar y una pinza diente de ratón o Adson con diente de ratón. Se coloca puntos simples o en X o en U (ilustración N°22) en cada plano muscular sin tomar el peritoneo para evitar adherencias, también en animales con sobrepeso u obesos se debe evitar tomar grasa para evitar la necrosis de esta. En la piel se pueden hacer puntos simples, puntos simples invertidos o intradérmicos.

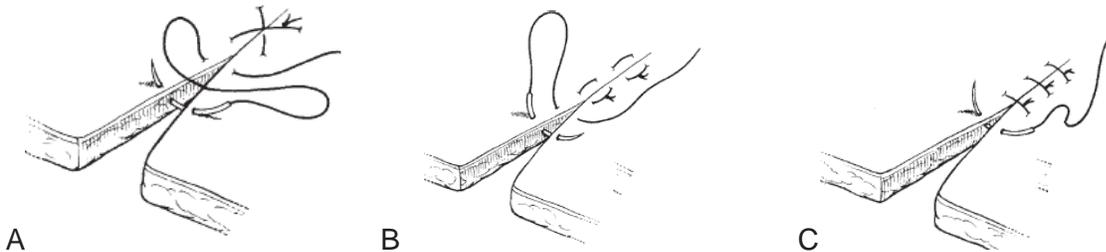


Ilustración 22: Esquema de puntos. A- puntos en X; B- puntos en U; C- puntos simples.

Fuente: (Fossum, 2009)

Post quirúrgico: Medicación y recomendaciones.

Medicación: Penicilina más Estreptomina (Dipenisol, Bayer) vía IM, y Dexametasona (Dexametasona inyectable Lamar) vía IM. La penicilina es un antibiótico bactericida con acción en la síntesis de pared por inhibir la enzima transpeptidasa, actúa contra las bacteria gram positivas y anaeróbicos, la estreptomina tiene acción bactericida que actúa en la



subunidad 30s impidiendo la síntesis de proteína, es muy efectiva contra bacterias gram negativas. La combinación de estos antibióticos, nos ayudan a prevenir infecciones posquirúrgicas.

La dexametasona tiene acción antiinflamatoria inhibiendo la fosfolipasa A₂, esto produce que se inhiba la COX₂ y el Ac araquidónico evitando que se activen los mecanismos de la inflamación. Al darle a los pacientes una sola dosis de dexametasona no se logra el efecto inmunosupresor que tienen los glucocorticoides en tratamientos prolongados.

Recomendaciones: Es muy importante que el animal este en un ambiente cálido, ya que la anestesia produce hipotermia, también se debe respetar ayuno de sólido por 12 hs, se le puede ofrecer agua a su disposición. Se les colocaba collar isabelino para evitar que se sacaran los puntos.

Ovariohisterectomía

La indicación más común para la ovariohisterectomía (OVH) voluntaria es para evitar la presentación de los ciclos estroales y las preñeces no deseadas. Otros beneficios es el tratamiento de elección para la mayor parte de las enfermedades uterinas incluyendo piómetra, torsión uterina, hiperplasia endometrial quística localizada o difusa, ruptura del útero y neoplasia uterina. La OVH también está indicada en las pacientes diabéticas y epilépticas para prevenir los cambios hormonales que modifican la eficacia de la medicación. En aquellas hembras con alteraciones congénitas de la coagulación, la OVH puede evitar hemorragias que pongan en peligro sus vidas (Tobias, 2011).

La ovariectomía puede ser menos traumática que la ovariohisterectomía porque la incisión es más pequeña y hay menos manipulación de tejidos. El único riesgo que aumenta, en comparación con la ovariohisterectomía, es el de desarrollo de tumores uterinos. La incidencia de tumores uterinos en perras es bajo (0,03%), y el 90% de estos tumores son leiomiomas benignos.

Previo a la cirugía la vejiga del paciente debe ser vaciada manualmente para facilitar la localización del útero. El abdomen se rasura y prepara desde la región xifoides hasta el pubis, y hay que limitar con paños una amplia zona, para que la incisión puede extenderse hacia craneal o caudal, en aquellos casos en los que se caiga el pedículo ovárico o no se pueda encuentre el útero, respectivamente. En los perros con desordenes de la coagulación evitar la penetración cutánea con pinzas de campo (Tobias, 2011).

El paciente debe colocarse sobre la mesa quirúrgica en posición de Trendelenburg (ilustración N°23), en decúbito dorsal con la cabeza más baja que la pelvis; tres miembros se dejan fijos en la mesa y uno queda libre, a disposición del anestesiólogo (Cobos, 2012).

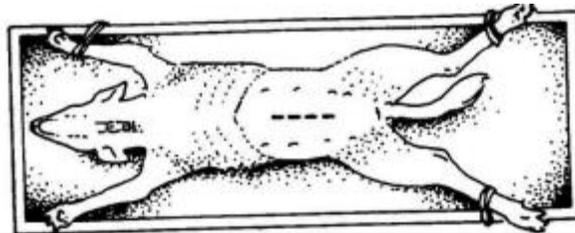


Ilustración 23: Posición de Trendelenburg.

Fuente: Cobos, 2012.

Identifique el ombligo y divida visualmente el abdomen en tercios. En perras haga la incisión justo caudal al ombligo, en el tercio craneal del abdomen caudal. Las incisiones más caudales pueden dificultar la exteriorización de los ovarios caninos. En perros de tórax profundo⁵ o en aquellos con el útero agrandado, extienda la incisión craneal o caudalmente para permitir la exteriorización del aparato reproductor sin excesiva tracción. En cachorros prepuberales, la realización de la incisión en el tercio medio del abdomen caudal facilita la ligadura del cuerpo uterino. En gatos el cuerpo uterino es más caudal y difícil de exteriorizar;

⁵ Tórax profundo: tórax más longilíneo que ancho, más alto que ancho; como el galgo, doberman.

por ello haga la incisión en el tercio medio del abdomen caudal. Haga una incisión de 4-8 cm a través de la piel y tejido subcutáneo para exponer la línea alba. Pince la línea alba o la fascia del recto ventral, tire de ella formando una tienda de campaña y realice una incisión punzante en la cavidad abdominal. Extienda la línea de incisión craneal y caudalmente con tijeras de Mayo (Fossum, 2009).

El cuerno uterino izquierdo se localiza empleando, ya sea un gancho de ovariohisterectomía (Snook) o el dedo índice. Puede colocarse una pinza hemostática pequeña sobre el ligamento propio para facilitar la retracción del ovario (Cobos, 2012). Si no se puede localizar el cuerno uterino con el gancho, retroflexione la vejiga a través de la incisión y localice el cuerpo uterino y los cuernos entre el colon y la vejiga. Mediante tracción caudal y medial sobre el cuerno uterino, identifique el ligamento suspensor palpando (ilustración N° 24) la banda fibrosa dura en el borde proximal del pedículo ovárico (Fossum, 2009).

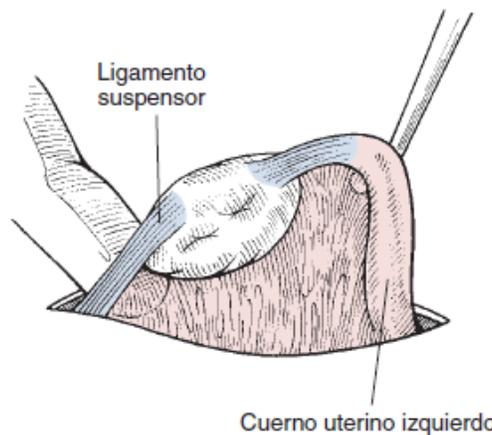


Ilustración 24: Identificación del ligamento suspensorio. Exteriorice el cuerno uterino con el gancho e identifique el ligamento suspensor en el borde craneal del pedículo ovárico

Fuente: Fossum, 2009

“Introduzca el dedo índice en la incisión abdominal y palpe el ligamento suspensorio tan hacia craneal como sea posible (Ilustración N°25). Rasgue la extensión craneal del ligamento hacia dorsal y hacia la línea media, al mismo tiempo que tracciona suavemente la pinza hacia caudal. Como alternativa, tome el extremo craneal del ligamento suspensorio, entre los dedos pulgares e índice (ilustración N°26). Rote el dedo índice alrededor de su pulgar hacia la línea media. Esto retorcerá el ligamento hacia adentro, estirándolo en el punto donde cruza el dedo índice. Si el ligamento suspensorio no se puede romper con facilidad o el pedículo es frágil, extienda la incisión abdominal hacia craneal (Tobias, 2011)”.

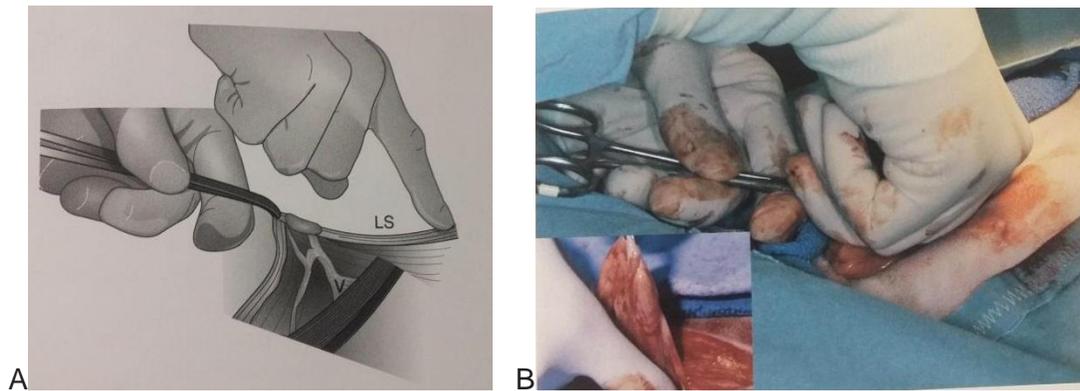


Ilustración 25: Posición de las manos para romper el ligamento suspensorio. La pinza esta sobre el ligamento propio. Los vasos se encontrarán caudales y mediales al ligamento.

Fuente: Tobias, 2011

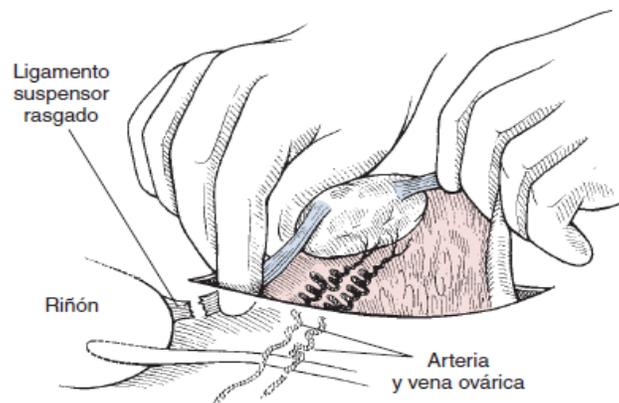


Ilustración 26: maniobra para desgarrar el ligamento suspensorio. Estire o rompa el ligamento suspensor para permitir la exteriorización del ovario, usando el dedo índice para aplicar tracción caudolateral sobre el ligamento suspensor a la vez que mantiene una tracción caudomedial sobre el cuerno uterino.

Fuente: FOSSUM, 2009

Se exterioriza el ovario, se realiza una ventana ventral en el ligamento ancho, caudal a los vasos sanguíneos. Perfore el ligamento ancho caudal al pedículo, con una pinza Rochester-Carmalt. Muchos pedículos tienen vasos tortuosos. Asegúrese de que la perforación sea caudal a todos los vasos ováricos. Realice la perforación dorsal (por debajo) de las ramas anastomosantes de los vasos uterinos y ováricos. Se recomienda realizar la perforación del ligamento ancha en un área translúcida caudolateral a los vasos ováricos Para evitar desgarrar un vaso abra las pinzas en sentido paralelo a los vasos ováricos. Efectué un triple pinzamiento del pedículo tan abajo como sea posible. *“Tome una pinza de Rochester-Carmalt con las puntas mirando hacia arriba y hacia usted pince el pedículo con las puntas de las pinzas. Coloque la segunda pinza por debajo de la primera para mantener el ovario inclinado hacia*

atrás dentro del abdomen, coloque la segunda pinza hacia arriba y alejada de usted (las puntas de las pinzas quedan en posición opuestas) (ilustración N°27). Esto mantendrá el pedículo fuera del abdomen, mientras coloca la primera ligadura (Tobias, 2011)”

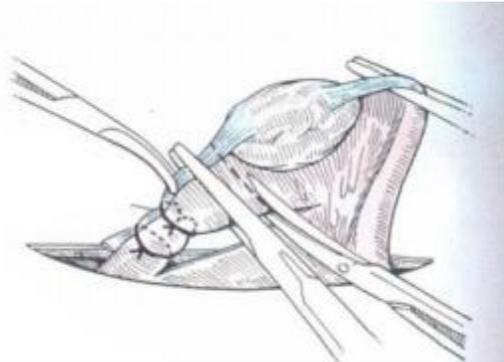


Ilustración 27: Triple pinzado. Colocación de las pinzas.

F Fuente: Fossum, 2009)

“Para colocar las pinzas más abajo sin ayudante, agarrar la primera pinza con la palma y ubique los dedos anulars y meñique debajo de ella. Levante la pinza con los dedos anulare y meñique. Al mismo tiempo, empuje hacia abajo la pared corporal con el pulgar y dedo índice o medio, esto expondrá más al pedículo. Coloque la segunda pinza por debajo y opuesta a la primera. Asegúrese de que la piel y el subcutáneo no han sido incluidos en pinzas. Coloque la tercera pinza sobre el pedículo o a través del cuerno uterino y los vasos asociados (Tobias, 2011)” (ilustración N° 28”



Ilustración 28: Posición de las manos para romper el ligamento suspensorio. A- para exponer más el pedículo, eleve la pinza con los dedos anulares y meñique, B-al mismo tiempo empuje la pared abdominal hacia abajo, con el pulgar y el índice.

Fuente: Tobias, 2011

Se sugiere utilizar una sutura con material reabsorbible para las ligaduras (es decir, catgut crómico, polidioxanona, poligluconato, poliglecaprona 25 o poliglactina 910 de 2-0 o 3-0) (Fossum, 2009) El pedículo es recomendable ligarlo lo más lejos posible de la pinza que está más abajo, mediante una ligadura circular. Se puede liberar esta última pinza, mientras ajusta el primer semi-nudo de la ligadura. Coloque una segunda ligadura en el sitio por donde queda

la pinza por debajo. Si el pedículo es grande, ubique una ligadura de trasfixión/ circundante; si el pedículo es pequeño, use una ligadura circundante (Tobias, 2011)

“La ligadura de trasfixión se puede realizar en ocho proximal debajo de las pinzas del pedículo ovárico. Comience introduciendo el extremo romo de la aguja a través de la mitad del pedículo, pase la sutura por un lado del pedículo, vuelva a pasar la aguja por el mismo sitio y en la misma dirección, y pase la sutura por el otro lado del pedículo (ilustración N° 20). Anude la ligadura con seguridad. Retire una pinza, o abra la pinza si emplea sólo una, para permitir la compresión del pedículo. Realice una segunda ligadura circular proximal debajo de la primera, para controlar la hemorragia que puede haberse producido al punzar algún vaso cuando se pasó la aguja a través del pedículo. Algunos cirujanos prefieren realizar la ligadura circular o nudo de Miller antes de la ligadura trasfixiante para evitar hemorragias si se punza un vaso durante la trasfixión (Fossum, 2009)” (Ilustración N° 29)

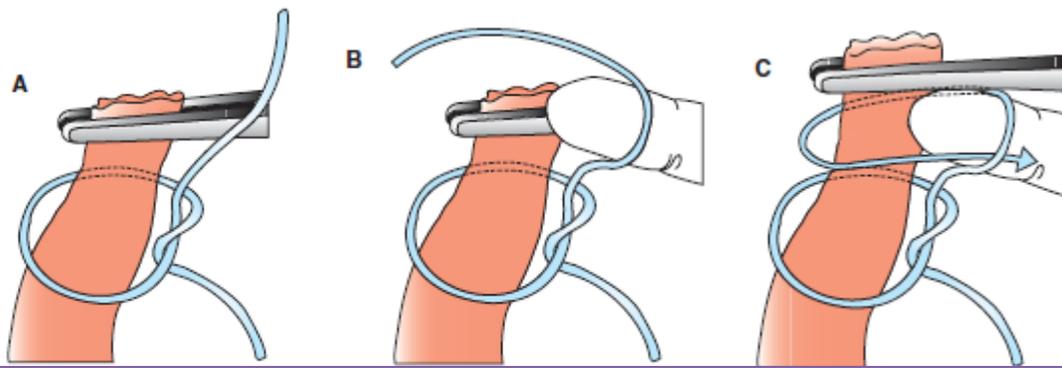


Ilustración 29: Nudo de Miller o nudo partido. A- Realice una ligadura del pedículo y asegúrela con un nudo simple. Un cabo de la sutura debe ser relativamente corto y el otro largo. B- Coloque su dedo entre el cabo largo y la ligadura (palma hacia arriba). Coja el cabo largo con un porta agujas y rodee el pedículo con él una segunda vez. C- Inserte el cabo por el espacio dejado por su dedo. Añada dos nudos cuadrados para finalizar la ligadura.

Fuente: Fossum, 2009

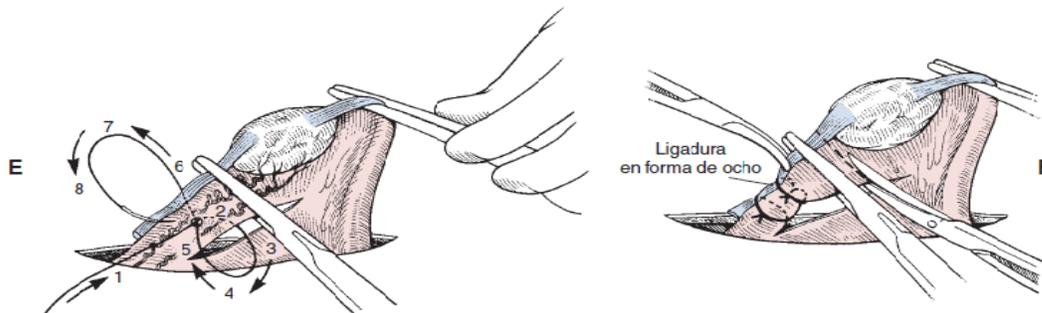


Ilustración 30: Realización de nudo en 8. E- Dirija el extremo romo de la aguja a través de la mitad del pedículo (1 y 2), pase la sutura por un lado del pedículo (3 y 4), vuelva a pasar la aguja por el orificio original y en la misma dirección (5 y 6) y pase la sutura por la otra mitad del pedículo (7 y 8). Anude con seguridad la ligadura (1 y 8).

F. Realice una ligadura circular proximal a la primera ligadura; después sujete el ligamento suspensor con un hemostato, cerca del ovario. Transeccione el pedículo ovárico distal a la pinza situada a través del pedículo ovárico.

Fuente: Fossum, 2009

Se secciona el pedículo entre las dos pinzas remanentes, de forma tal que una pinza permanezca en el pedículo y la otra impida el sangrado desde el ovario y el cuerno uterino. Utilice tijeras para seccionar el pedículo, de forma tal que una pequeña cantidad de tejido permanezca sobre la pinza, esto hará que el pedículo sea más fácil de agarrar (Tobias, 2011). Abra la bolsa ovárica y examine el ovario para asegurarse de que lo ha extirpado completamente. Retire la pinza de Carmalt del pedículo ovárico y observe si hay hemorragia. Recoloque la pinza de Carmalt y vuelva a ligar el pedículo si aprecia hemorragia (Fossum, 2009). Retorne el pedículo al abdomen.

“Siga el cuerno uterino hasta el cuerno contra lateral y el ovario. Si no puede visualizar la bifurcación, tome el cuerno del útero sin incluir el ligamento ancho en los dedos. Traccione le cuerno con suavidad y firmeza hacia craneal y hacia arriba, y luego hacia caudal, para exponer la bifurcación. Como alternativa, si no puede observar la bifurcación, extiéndala la incisión hacia caudal. Rompa el ligamento suspensorio y ligue el segundo pedículo ovárico (Tobias, 2011)”

“Traccione con delicadeza el cuerno uterino para exteriorizarlo, de forma tal que la bifurcación sea expuesta. Abra el ligamento ancho para identificar la arteria y vena uterinas, cerca del cuerpo del útero. Desgarre los ligamentos anchos y redondo; posicione su mano izquierdo con el dedo meñique hacia abajo y el pulgar hacia arriba y hacia usted, rodee con esa mano un ligamento ancho y el cuerpo uterino; con su mano derecha, abra el resto del ligamento ancho de modo tal que puede ver la arteria y la vena uterinas y el ligamento redondo del útero; mientras sostiene el útero en su mano izquierda, proteja los vasos uterinos en el ligamento remanente entre los dedos pulgares y medio de su mano izquierda (Ilustración N°31-32). Asegúrese de que los vasos estén protegidos tan hacia abajo como sea posible, junto con el cuerno uterino. Con una hemostática o con el pulgar y los demás dedos de la mano derecha, realice una abertura del ligamento ancho remanente lateral y paralelo a los vasos y medial al ligamento redondo del útero (ilustración N° 32). Tome el ligamento ancho remanente con el ligamento redondo asociado con la mano derecha. Asegúrese de que esté posicionado con el dedo pulgar hacia arriba. Girando la muñeca, rote la mano derecha hacia el cuerpo uterino para desgarrar y estirar el ligamento ancho y redondo, y exteriorizarlos; los ligamentos deberían desgarrarse más allá del dedo meñique y cerca del anillo inguinal; se podría necesitar mover la mano derecha hacia más abajo, sobre los ligamentos, para volver a garrarlos a medida que se estiran. Repita el procedimiento sobre el lado opuesto, cambiando la posición de las manos (Tobias, 2011)”

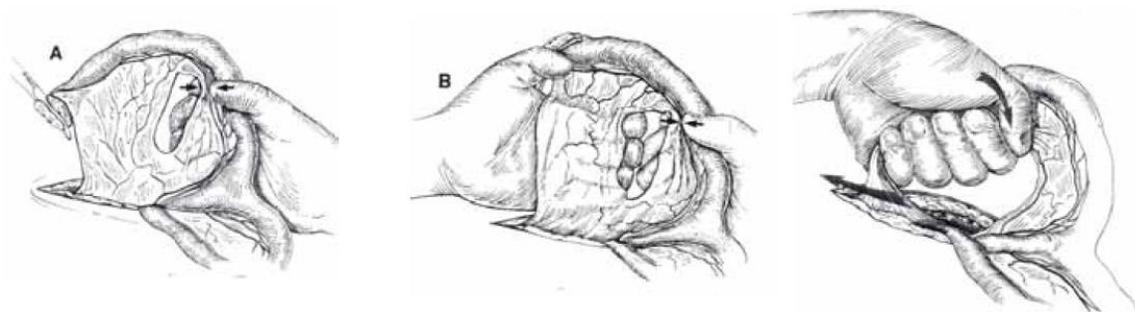


Ilustración 31: toma del cuerno uterino. A y B- agrande la perforación del lig. Ancho. C- Toma del cuerno uterino y los vasos juntos-

Fuente: García, 2007



Ilustración 32: Tracción del cuerno uterino. Mientras protege los vasos uterinos y el útero con una mano, tome el ligamento redondo (flecha) con la otra mano y traccínelo desde la posición caudal del abdomen.

Fuente: Tobias, 2011

Ligue el cuerpo uterino por encima del cérvix y por debajo de la bifurcación, incluyendo las arterias uterinas. Realice una ligadura en forma de ocho a través del cuerpo uterino usando la punta de la aguja y rodeando los vasos uterinos a cada lado (Ilustración N°30). Realice una ligadura circular más cerca del cérvix (Fossum, 2009). Ligue los cuerpos pequeños con dos ligaduras circundante, ligue un cuerpo uterino grande con una sutura más cerca del cérvix y una o dos suturas de trasfixión/ circundante más alejada del cérvix. (Tobias, 2011).

*“En las gatas es recomendable encontrar el útero con el dedo índice y no con un gancho snook, debido que es más fácil de enganchar el omento que el ligamento ancho, tornando difícil encontrar el útero con un gancho de castración. El cérvix no es visible y los uréteres pueden localizarse en el ligamento ancho cerca de la región cervical. **Para evitar dañar los uréteres, el cuerpo uterino se liga justo por debajo de la bifurcación** (Tobias, 2011)”*

“Para colocar una ligadura de trasfixión/ circundante sobre el útero pase la aguja del tercio lateral del cuerpo uterino; ligue el tejido y los vasos uterinos rodeados, y realice dos semi-nudos simples; pase la ligadura alrededor del resto del cuerpo y los vasos del útero; ligue todo el cuerpo uterino y los vasos uterinos con dos nudos, comenzando con semi-nudo de cirujano (Tobias, 2011 (ilustración N° 33-34”)). Coloque una pinza de Carmalt a través del cuerpo uterino, craneal a las ligaduras. Coja la pared uterina con pinzas o un mosquito, craneal a las ligaduras. Transeccione el cuerpo uterino y observe si hay hemorragia. Vuelva a ligar si observa hemorragia (Fossum, 2009). Controle la cavidad en busca de hemorragias, antes de efectuar la síntesis de la pared abdominal.

“Algunos cirujanos colocan de una a tres pinzas de Carmalt a través del cuerpo uterino antes de la ligadura. En gatos las pinzas pueden cortar en vez de comprimir, si el útero está engrosado o friable, y pueden ocasionar una transección antes de la realización de las ligaduras. Una alternativa a las ligaduras es el empleo de un bisturí ultrasónico, sellantes vasculares o grapas (Fossum, 2009) (ilustración N° 27”.

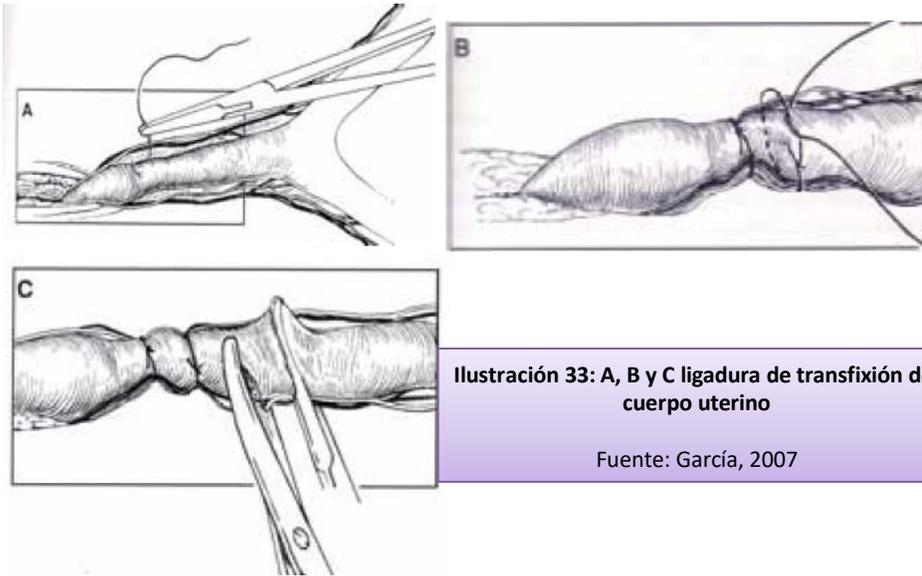


Ilustración 33: A, B y C ligadura de transfixión del cuerpo uterino

Fuente: García, 2007

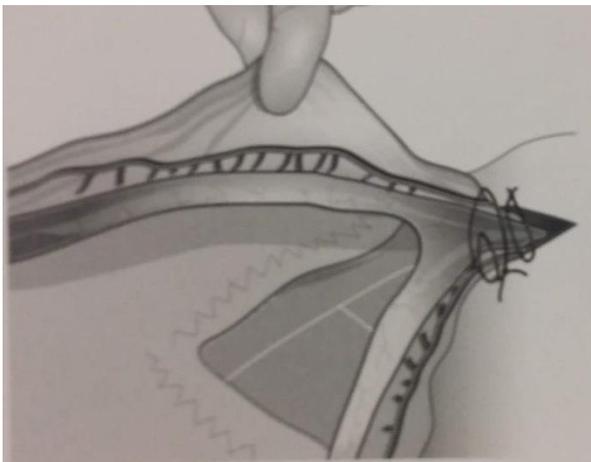


Ilustración 34: ligadura circundante del cuerpo uterino.

Fuente: Tobias, 2011

Cierre la pared abdominal en tres capas (fascia/línea alba, tejido subcutáneo y piel). La incisión de la línea alba del musculo recto abdominal se cierra con puntos discontinuos simples, en X o en U o se puede usar puntos continuos patrón trabado o simples, con material reabsorbible (poliglactina). El subcutáneo se sutura usando una sutura continua simple o patrón de trabado, luego se realiza una sutura intradérmica continua que puede ser con poliglactina o Catgut; en las esterilizaciones que realizamos utilizamos VICRYL® (poliglactina), la piel se puede suturar con punto simple o continuo patrón trabado.

Post operatorio.

A los pacientes se le daba Penicilina más Estreptomina (DIPENISOL® RETARD, Bayer) y Dexametasona (DEXAMETASONA INY.2 FCOS X 20 M, Lamar), se los colocaba en la UCI hasta que despertaran, se les ponía callar isabelino.

CAPITULO N°5

ANATOMIA DEL APARATO REPRODUCTOR DEL MACHO.

Los componentes más importantes del aparato reproductor masculino son los testículos, el pene y la próstata. La glándula prostática rodea completamente el cuello de la vejiga y el comienzo de la uretra. En perros menores de 4 años de edad, la próstata se suele localizar en la cavidad pélvica, en el borde del pubis. La próstata comienza a aumentar de tamaño en la pubertad, adquiriendo una localización intrabdominal. El conducto deferente entra por la cara craneodorsal de la próstata y cursa en sentido caudoventral, para entrar en la uretra por el colículo seminal. La vascularización y la inervación (nervios pélvico e hipogástrico) se localizan en los pedículos laterales (pliegue del peritoneo), entrando en la próstata en la situación horaria de las 10 y las 2 cuando se ve en un corte transversal. Las arterias prostáticas se originan de la arteria urogenital (rama de la arteria ilíaca interna) y tienen ramas para el conducto deferente, uretra, vejiga urinaria, uréteres y recto. Los nervios: hipogástrico (simpático) y pélvico (parasimpático) siguen a la vascularización y son esenciales para la micción y la continencia. El nervio pudendo tiene ramas que se extienden a lo largo de la cara ventral de la uretra hasta el cuello de la vejiga. El nervio pudendo inerva el músculo esquelético del esfínter uretral externo. Los ganglios linfáticos ilíacos drenan la próstata. Los gatos poseen glándulas bulbouretrales, que se encuentran en el arco isquiático, caudales a la próstata.

El pene consta de raíz, cuerpo y glande. La raíz del pene está formada por los pilares del cuerpo esponjoso derecho e izquierdo, que se originan en la tuberosidad isquiática. Cada pilar del cuerpo esponjoso está compuesto de cuerpo cavernoso peneano. Los dos cuerpos se extienden adosados, separados por el septo mediano, a lo largo del cuerpo del pene, hasta el hueso peneano y el glande. El extremo distal del pene, o glande, está cubierto por el prepucio, un pliegue del tegumento forrado con mucosa. El extremo distal del pene del perro está dirigido cranealmente y se localiza ventral a la pared abdominal. El extremo distal del pene del gato se dirige en sentido caudal y ventral y se localiza en el perineo. El glande del pene felino está cubierto con espículas cornificadas dirigidas en sentido caudal, más prominentes en gatos enteros y que disminuyen a las 6 semanas de la castración. El hueso peneano felino es muy pequeño, mientras que en el perro es un hueso largo, hueco y rugoso. La uretra viaja a través del surco ventral del hueso peneano y del pene. El cuerpo esponjoso rodea a la uretra. El músculo retractor del pene se origina en la cara ventral del sacro o en las dos primeras vértebras caudales y se extiende distalmente por la cara ventral del pene, para insertarse al nivel del glande. El músculo bulboesponjoso sobresale entre los músculos isquiocavernosos, ventral al esfínter anal externo.

El escroto se localiza entre la región inguinal y el ano. En lo perros la piel escrotal es fina y presenta poco pelo. El escroto felino es más dorsal y presenta más densidad de pelo que el escroto canino. El escroto es una bolsa membranosa con un septo medio que aloja los testículos, los epidídimos y los cordones espermáticos distales. El testículo, el epidídimo, el conducto deferente y los vasos y nervios asociados están cubiertos por una túnica vaginal visceral y parietal, y por la fascia espermática. Los testículos son relativamente pequeños y

ovoides. El epidídimo es grande, convoluto y está unido a la cara lateral del testículo. La cabeza del epidídimo comunica con el testículo y el extremo caudal o cola, se continúa con el conducto deferente. La cola está unida al testículo por el ligamento propio del testículo. El ligamento de la cola del epidídimo une el epidídimo con la túnica vaginal y la fascia espermática. El conducto deferente forma un lazo alrededor del uréter, en su trayecto desde el anillo inguinal, entrando por la región dorsal de la próstata y terminando en la uretra prostática. El uréter es dorsal al conducto deferente. El cordón espermático comienza en el anillo inguinal, con la unión de la arteria testicular, venas testiculares (plexo pampiniforme), vasos linfáticos, plexo nervioso autónomo testicular, conducto deferente con su arteria y vena, músculo liso y la capa visceral de la túnica vaginal. El músculo cremáster discurre a lo largo de la cara externa de la túnica parietal. El cremáster es una extensión fina y plana del músculo oblicuo abdominal interno (Fossum, 2009).

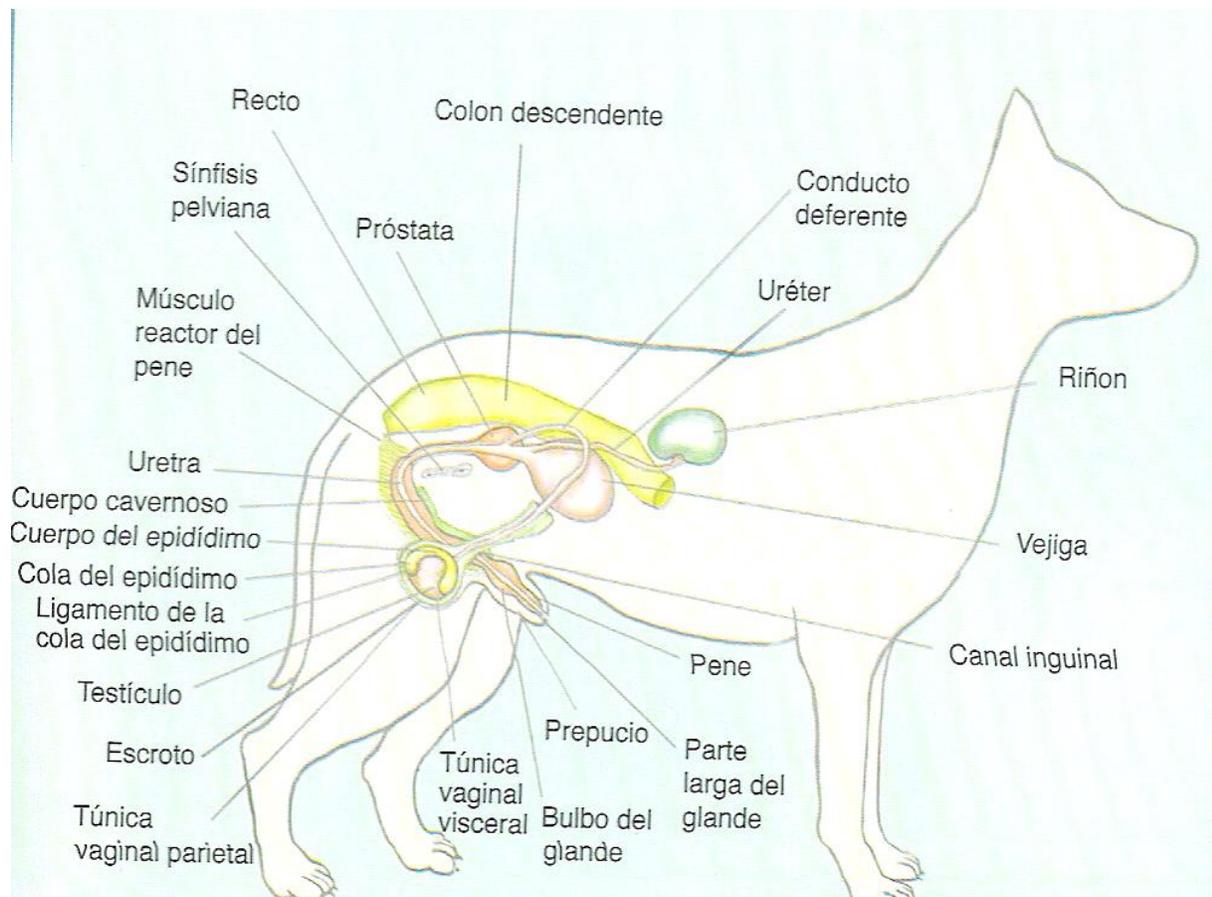


Ilustración 35: Anatomía del aparato reproductor masculino. Vista lateral.

Fuente: Romero y Balaña, 2015

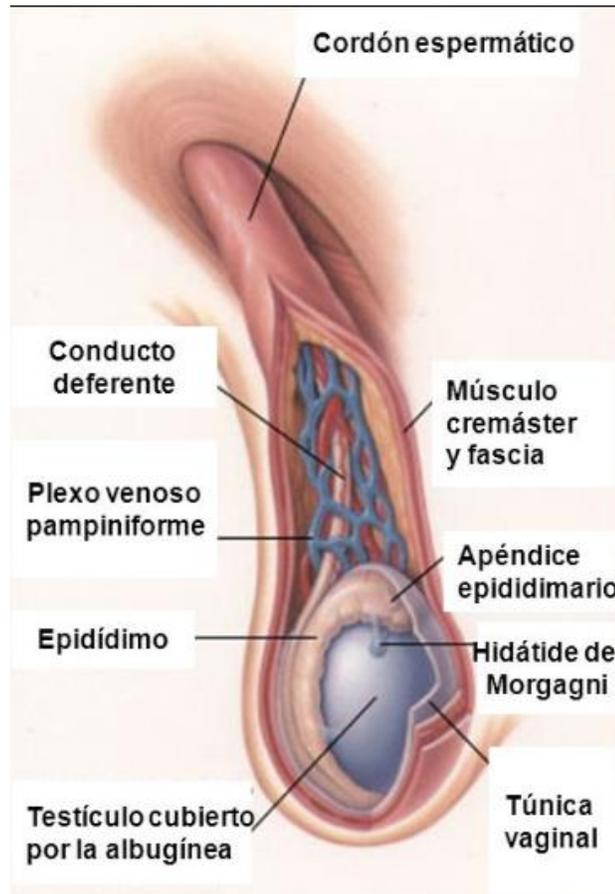


Ilustración 36: anatomía testicular.

Fuente: <http://www.medynet.com>

TÉCNICAS QUIRÚRGICAS DE ESTERILIZACIÓN EN MACHOS.

La castración reduce la superpoblación inhibiendo la fertilidad masculina y disminuye la agresividad, el vagabundeo, la conducta de micción indeseada, peleas por monta. Ayuda a prevenir patologías debidas a los andrógenos, incluyendo patologías prostáticas, hernias perineales y tumores testiculares, los cuales aparecen en un 29% de los perros enteros. La castración también está indicada para la extracción de testículos infectados, con torsión o traumatizados, y para la prevención y o tratamientos de adenomas perianales, quistes prostáticos, prostatitis, hiperplasia prostática benigna, abscesos prostática y alopecia asociadas a hormonas sexuales. En perros con hiperplasia prostática benigna no complicada, la próstata disminuye en un 50%, 3 semanas después de la castración, y los signos clínicos se resuelven



en un lapso de 2-3 meses. La resolución de los adenomas perianales ocurre en un 95% de los perros, luego de la castración.

Debido a que la conducta de vagabundeo disminuye, los gatos machos castrados viven más tiempo y tienen menos exposición a parásitos intestinales y a enfermedades infecciosas con leucemia viral felina, inmunodeficiencia felina (Tobias, 2011).

El riesgo de carcinomas, hemangiosarcomas, osteosarcomas y carcinoma de células transicionales prostáticos puede aumentar. El cierre fisiario se ve demorado en gatos castrados antes de los 7 meses de edad, lo que aumenta el riesgo de fracturas. Sin embargo, los beneficios de la castración superan los riesgos, y las complicaciones de esta cirugía son poco frecuentes.

Preparación del paciente.

. La vejiga urinaria debe ser exprimida manualmente, si el animal no orino antes. El área pre-escrotal (abdomen caudal) y escrotal debe ser rasurada y prepara para la cirugía aséptica, sin embargo, se debe evitar el traumatismo escrotal (con rasuradora, jabones asépticos o soluciones) ya que la piel de esta zona es muy sensible y se inflama con facilidad. En gatos el pelo puede ser traccionado o arrancado desde el escroto en dirección caudal, si se tira en dirección vertical el pelo duele más (Aguado y Visiedo de Amo, 2005)

Material quirúrgico.

El material quirúrgico a utilizar es el mismo que se enlista en las esterilizaciones de hembras:

- DIERESIS: un mango de bisturí N°4, tijera Metzenbaum, una tijera Mayo
- PINZA DE PRESIN ELASTICA: Adson con dientes de ratón, Adson atraumática.
- PINZA HEMOSTÁTICA: una Kocher, Cuatro Halsterd, Rochester-Carmalt
- SINTESIS: una porta aguja Mayo-Heggar, hilo que puede ser poliglactina (ideal para realizar las ligaduras) o nylon.
- SEPARADORES MANUALES: un par de separadores de Farabeut, ganchos Snook o de castración.
- PINZAS DE CAMPO: cuatro pinzas de Backhaus, cuatro campos o una grande (que cubra al animal)

ORQUIDECTOMÍA:

La orquidectomía u orquiectomía involucra la remoción quirúrgica de los testículos, es el más seguro de los métodos, ya que elimina la fuente de producción de espermatozoides, como también de las hormonas sexuales, las cuales controlan el crecimiento de los órganos que influyen la conducta sexual (Aguado y Visiedo de Amo, 2005)

La orquidectomía puede realizarse con técnica abierta o cerrada, usando el contenido del cordón espermático para hacer nudos hemostáticos. En la castración abierta, el conducto deferente y los vasos se anudan uno con el otro con cuatro seminudos para formar dos nudos cuadrados. (Tobias, 2011).

Durante las prácticas las drogas utilizadas fueron: Xilacina (XILACINA 100, Richmond) y Tramadol (Tramadol inyectable, John Martin) en la premedicación, Diazepam (DIAZEPAN 2 FCOS.AMP.X 10 ML, Lamar) y Ketamina (KETAMINA 50, Holliday) en la inducción Lidocaína (LIDOCAÍNE, Richmond) intra testicular. El mantenimiento lo realizábamos con TIVA administrando xilacina y ketamina

Se coloca al paciente en decúbito dorsal fijando los cuatro miembros o en decúbito lateral izquierdo realizando abducción amplia del miembro posterior derecho y atándolo a la camilla (ilustración N°37). Cubra al paciente, excluyendo el escroto del campo quirúrgico.



Ilustración 37: Posición del paciente

Fuente: Propia, OPP 2018

Orquidectomía cerrada:

La incisión en caninos se realiza en la base del pene, se debe empujar el testículo hacia craneal para proteger la uretra, haga una incisión a través de la piel y el tejido subcutáneo pre escrotales, sobre el testículo (ilustración N° 38- A). En los felinos se puede incidir en el rafe entre los dos escrotos o se puede incidir el escroto sobre cada uno de los testículos, también se debe comprimir la base del escroto con los dedos índice y pulgar para forzar el testículo sobre la piel (Tobias, 2011) (ilustración N°38 B). La incisión se realiza con bisturí mango N°4 y con hoja N° 23 o 24 sobre el testículo desplazado, sin ejercer demasiada presión para no lesionar el estroma testicular y evitar hemorragias (en el tejido testicular) (Romero y Balaña,

2015). “Por lo general, se presenta un pequeño acúmulo de grasa sobre la túnica parietal, lo que indica que la incisión es insuficiente para la técnica cerrada. Usando ambas manos, incline el polo craneal del testículo llevándolo hacia la incisión, y presione, como una tenaza por debajo del testículo para que este salga a través de la incisión (Tobias, 2011)”.

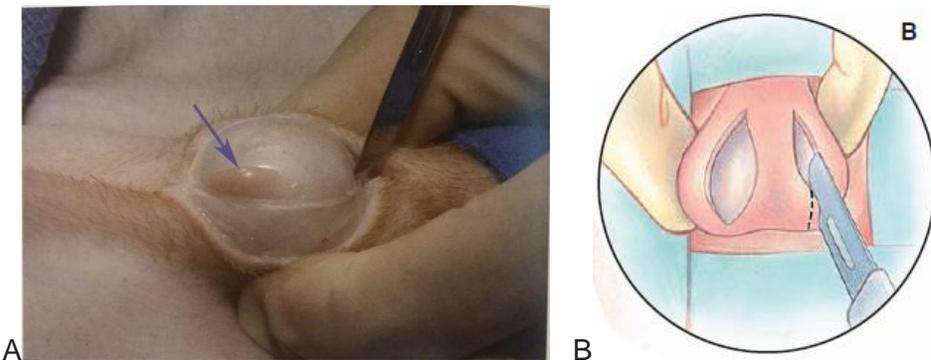


Ilustración 38: Incisión del escroto. A- incisión en caninos flecha azul indica grasa acúmulo de grasa. B)-Incisión en felinos.

Fuente: Fossum, 2009

Con la mano derecha, trabe el testículo, y con la izquierda rompa con una gasa el ligamento escrotal, el cual fija el escroto al polo caudal del testículo (ilustración N°39). Si el ligamento no se desgarrar, secciónelo con tijera. Durante el desnudamiento del ligamento, el escroto puede invertirse y aparece como una masa blanca dentro del campo quirúrgico. Identifique la línea blanca que indica la unión entre el cordón espermático y los tejidos blandos adyacentes (grasa y la fascia de la túnica parietal). Levante el testículo en línea recta con la mano izquierda, mientras con la gasa seca desnuda la base del cordón con la mano derecha (Tobias, 2011). Traccione el testículo mientras desgarrar las uniones fibrosas entre la túnica del cordón espermático y el escroto, estire el cordón espermático hasta que el músculo cremáster se rompa; esto separará el cordón espermático de los tejidos adyacentes y lo estirará hasta alcanzar un diámetro inferior a 1cm, limpie el cordón para eliminar cualquier tejido adiposo remanente.

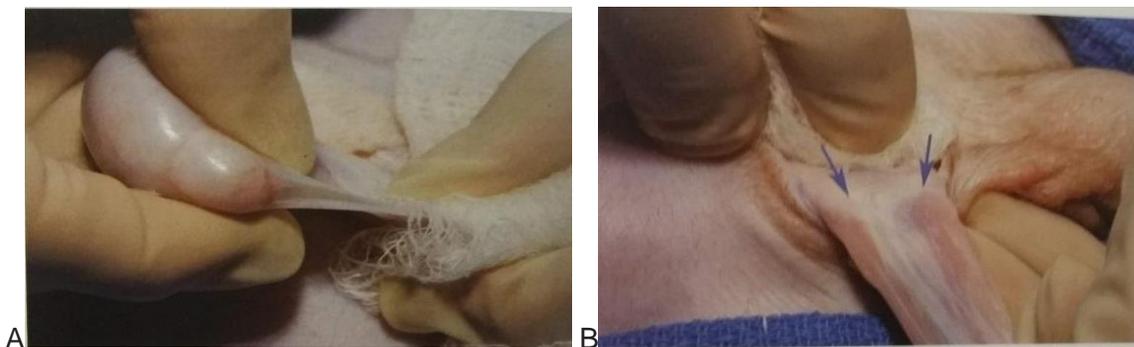




Ilustración 39: Desgarro del ligamento escrotal.

A) Rompa el ligamento escrotal,

B) Las flechas indican unión del cordón espermático y los tejidos blandos

C) Levante el testículo en línea recta al mismo tiempo que desnuda el cordón espermático con una gasa.

Fuente: Tobias, 2011)

“En caninos se puede realizar ligaduras en masa (p. ej., sutura reabsorbible de 2-0 o 3-0) alrededor de todo el cordón espermático y tunicas, pasando la aguja a través del músculo cremáster si se desea una ligadura transfixiante (Fossum, 2009)” “O se puede colocar dos ligaduras de trasfixión/circundante, para colocar la primera ligadura aplane el cordón sobre un dedo índice para separar las estructuras y pase la aguja entre el musculo cremáster y los vasos, ajuste dos seminudos sobre el lado (pedículo) vascular, y luego rodee todo el cordón y haga 4 seminudos más (ilustración N°40).. Si el cordón es grande use un seminudo de cirujano en el primer nudo de la ligadura rodeando todo el cordón. Realice una ligadura alrededor del cordón o haga una segunda ligadura de trasfixión/circundante, por encima o por debajo de la primera, espaciándola unos 0,5 cm entre sí. (Tobias, 2011)”. También se pueden usar grapas hemostáticas. “Pince el cordón varios centímetros por debajo del testículo, y luego tómelo por encima de las ligaduras con pinza de mano izquierda y seccione el cordón. Descienda el cordón hacia el perro y libérela, inspeccionando el extremo en busca de hemorragia. Empuje el segundo testículo hacia la incisión e incida la fascia que lo cubre (el tabique escrotal). Luego proceda con el segundo testículo, tal como fue descrito (Tobias, 2011)”



Ilustración 40: Ligadura con sutura. A- Aplane el cordón entre los dedos pulgar e índice, para separar el cremáster de los vasos, y pase una sutura a través del cordón espermático y alrededor de los vasos.

B- Ligue primero el pedículo vascular, y luego pase los chicotes al redor de todo el cordón y ajuste cuatro seminudos.

Fuente: Tobias 2011

En felinos se realiza ligadura biológica, “colocando una pinza hemostática curva por debajo, alrededor y sobre el cordón espermático, manteniendo sus puntas hacia abajo y hacia el gato: use las palmas para manejo de las hemostáticas, a fin de maniobrar los cordones con

mayor facilidad. Para facilitar el anudamiento, ajuste la posición del cordón de forma tal que quede envuelto alrededor de la hemostática cerca de sus puntas y del gato (deslice la hemostática en sentido perpendicular al cordón para reposicionarlo). Seccione el cordón 1-2 mm distal a la pinza para extraer el testículo. Para formar un nudo, empuje el cordón enrollado en la hemostática con una gasa o los dedos. Sostenga las puntas de las hemostáticas paralelas al cordón, para facilitar la formación del nudo. Antes de liberar la hemostática, ajuste el seminudo en el cordón: coloque la uña del pulgar entre la hemostática y el seminudo y deslice el seminudo hacia el gato. Realice una segunda incisión escrotal sobre el testículo remanente y repita los pasos (Tobias, 2011)” (ilustración N° 41).

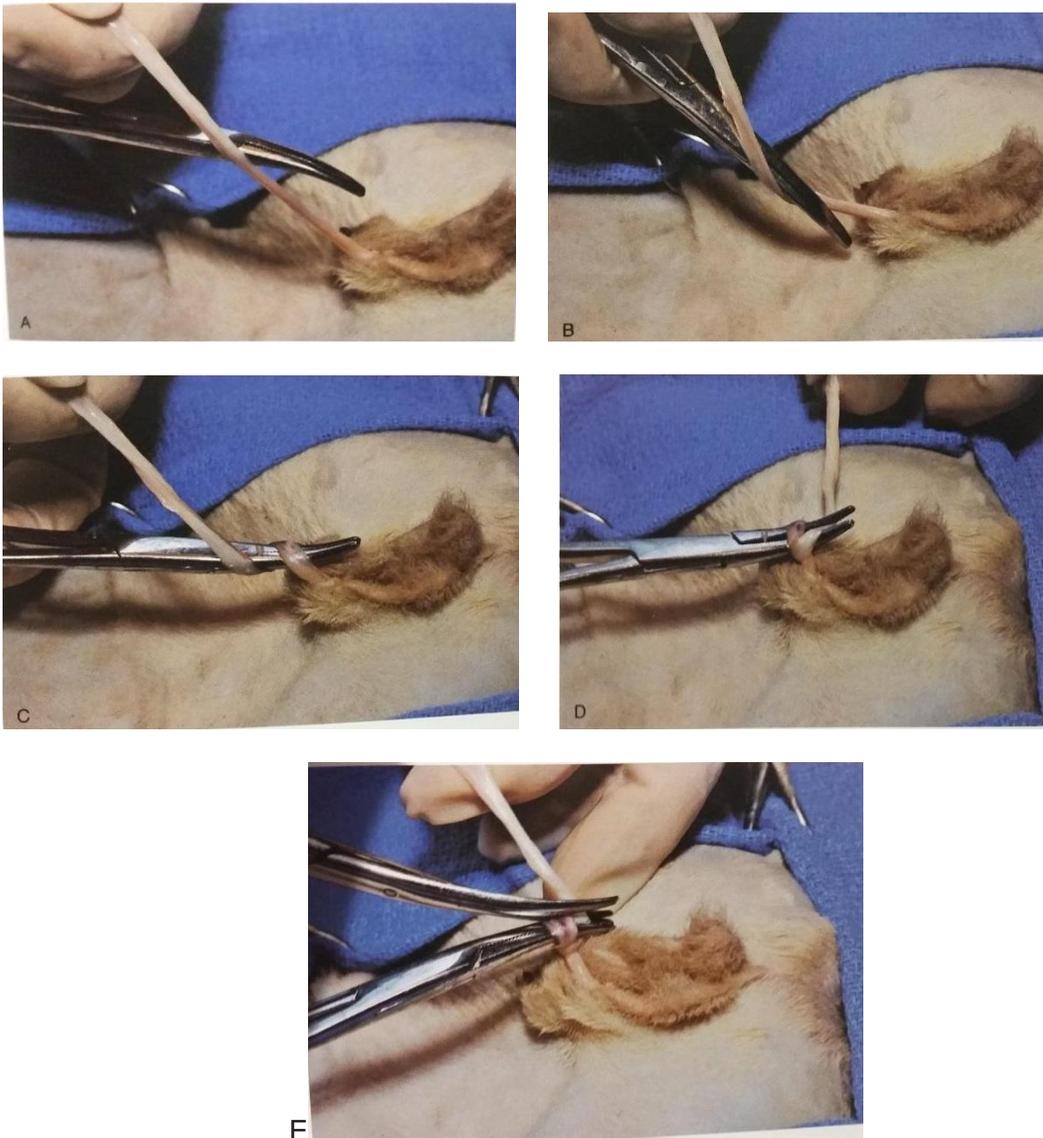


Ilustración 41: Ligadura biológica. A- Use la palma de la mano para manejar la hemostática cerrada y deslice sus puntas curvas, B- hacia abajo y alrededor del cordón, C- Mientras las mantiene apuntando hacia el gato,

D- Deslice la hemostática tan cerca del gato como sea posibles, antes de pinzar el cordón cerca de la punta de la hemostática, E- Seccione el cordón justo antes a las hemostáticas

En los gatos no se realiza sutura se procede a tomar el escroto entre el pulgar y los primeros dedos, y traccione hacia caudal, para ayudar aproximar los bordes de incisión. Deje las heridas abiertas. En las prácticas volvíamos a desinfectar el área de la incisión con solución iodada.

En caninos la sutura se puede realizar con puntos simples o simples invertidos del subcutáneo sin colocar puntos en la piel, (Romero y Balaña, 2015). Otra sutura que se puede realizar es intradérmico o subcutáneo a intradérmica (Tobias, 2011).

En cuanto a las cirugías realizadas en las prácticas solo realizábamos orquidectomía con técnica quirúrgica abiertas que se describe a continuación.

Orquidectomía abierta:

Coloque al paciente en decúbito dorsal. Verifique la presencia de los dos testículos en el escroto. Rasure y prepare asépticamente el abdomen caudal y la cara medial de los muslos. Evite irritar el escroto con cuchillas o antisépticos. Cubra al paciente, excluyendo el escroto del campo quirúrgico. Aplique presión sobre el escroto para avanzar uno de los testículos por el área escrotal, lo más lejos posible. Incida la piel y el tejido subcutáneo a lo largo del rafe medio y sobre el testículo desplazado (Fossum, 2009). Recuerde que en el gato se moviliza un testículo hacia el escroto, aplicando presión con los dedos pulgar e índice en la base del escroto; haga una incisión de 1 cm sobre cada testículo en el extremo del escroto, de craneal a caudal (Ilustración N° 38-B). *“Continúe la incisión a través de la fascia espermática para exteriorizar el testículo. Incida la túnica vaginal parietal sobre el testículo. No incida la túnica albugínea, porque quedaría expuesto el parénquima testicular (Fossum, 2009)”*. *“Se observa el epidídimo (cabeza, cuerpo, cola) en lateral y el conducto deferente en medial. Paralelo al conducto deferente corre el cordón vascular (formado por vena, nervio, y arteria testicular), ambos unidos por el mesorquio y el mesoducto deferente (Romero y Balaña, 2015)”*.

“Coloque una pinza hemostática a través de la túnica vaginal, en su unión con el epidídimo. Separe digitalmente el ligamento de la cola del epidídimo de la túnica, aplicando tracción con la hemostática sobre la túnica, en dirección del paciente. Siga exteriorizando el testículo aplicando tracción caudal y hacia afuera (Romero y Balaña, 1015)” (Ilustración N°42).



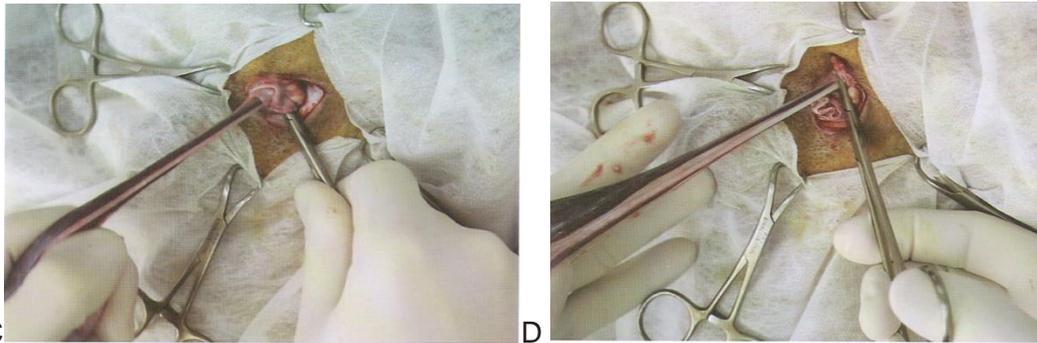


Ilustración 42: Desgarro del ligamento escrotal. A- Colocar la pinza en la cola del epidídimo, B) Traccione la pinza hacia la región pre escrotal (hacia el paciente) C- Realice el desgarro del ligamento; DD- Pince el cordón vascular y el conducto deferente con una pinza Halsted cerca de la piel para evitar la tracción de esta.

Fuente: Romero y Balaña, 2015)

Se coloca un pinza hemostática en el cordón vascular y en el conducto deferente lo más cercano posibles a la herida quirúrgica para evitar que se retraiga (ilustración N° 42-D). Se puede realizar una ligadura fisiológica o biológica, con 6 o 7 seminudos llanos usando como cabo el conducto deferente y el cordón vascular o ligaduras con sutura reabsorbible de 2-0 o 3-0 (p. ej., catgut crómico, poliglactina 910, polidioxanona, poliglecaprona 25 o poligluconato) o nylon monofilamento 0,30 en el cordón vascular y deferente por separado, después realice una ligadura circular alrededor de los dos. En prácticas se realizaba ligadura en masa, ligando el conducto deferente y el plexo pampiniforme juntos en los caninos y en los felinos se hacía s ligadura biológica.

Existiendo formas de realizar la ligadura biológica. Una usando el conducto deferente y los vasos, separe el conducto deferente del testículo. Usando el cordón espermático restante (vasos testiculares y testículo) como un cabo y el conducto deferente como otro cabo, realice dos o tres nudos cuadrados (de cinco a seis nudos) (Fossum, 2009) (ilustración N°43).

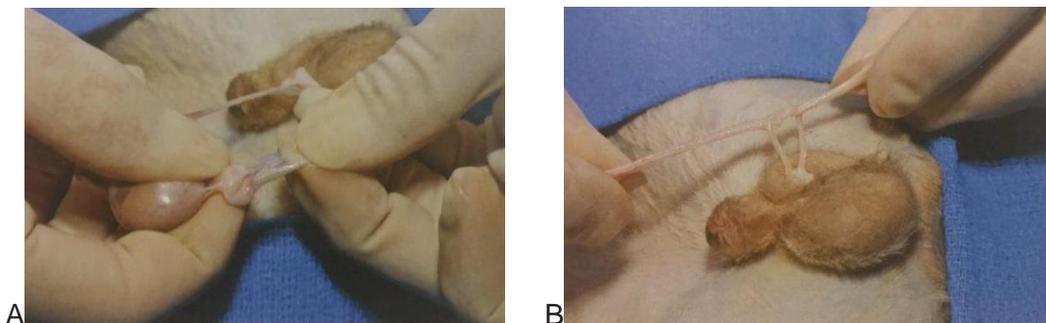
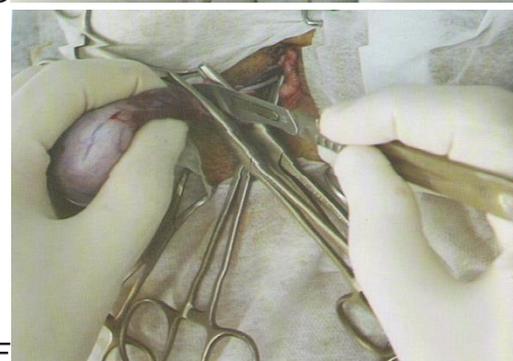
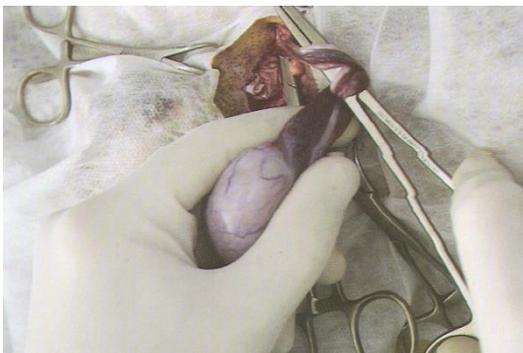
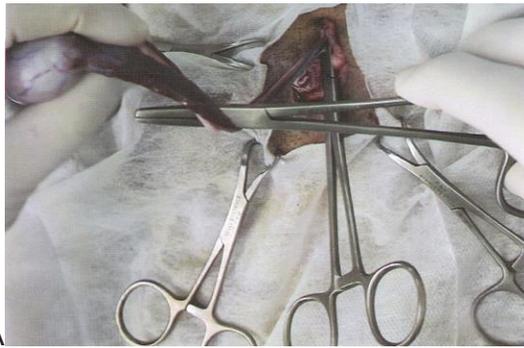


Ilustración 43: ligadura biológica, usando el cordón espermático y el deferente separados. A- Separe el cordón deferente de los vasos testiculares y luego despréndalo del testículo B) Atar cuatro seminudos.

Fuente: Tobias, 2011

Otra es sin separar el cordón deferente del testículo, *“realice un nudo en 8 mixto utilizando el cordón deferente y el cordón vascular, con la mano izquierda tome el testículo y con la mano derecha un porta aguja Mayo, tomando con hilo el condón deferente y los vasos*

realice un seminudo, llevar la punta de del porta aguja por debajo del conducto deferente y cordón vascular que salen del canal inguinal. Con la mano izquierda lleve el testículo hacia craneal del perro y con la punta del porta aguja tomar el cordón vascular y el conducto deferente cerrando la cremallera del porta aguja. Coloque una pinza Halsted en el cordón vascular y conducto deferente por encima del porta aguja. Realice una diéresis con bisturí o tijera Metzenbaum del cordón vascular y del cordón deferente entre la pinza y el porta aguja. Utilice la mano izquierda y con una gasa desplazar el cordón vascular y el conducto deferente remanente hacia la punta del porta aguja para completar el nudo de 8 y ceñirlo. Corte los vasos con el testículo y el conducto deferente distal al nudo. Inspeccione por si hubiera hemorragia y recoloque el cordón dentro de la túnica. (Romero y Balaña, 2015)" (ilustración N° 44).



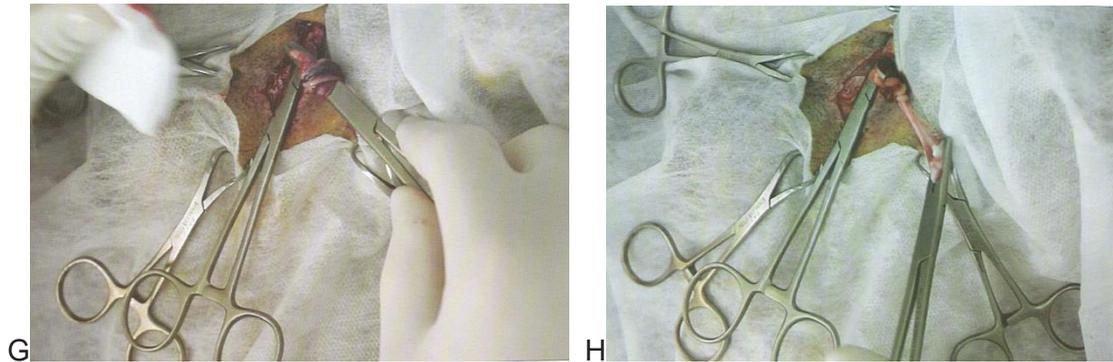


Ilustración 44: ligadura biológica usando en condón espermático y los vasos juntos. A y B) Realizar un seminudos sobre un porta aguja Mayo utilizando el cordón deferente y el vascular,

C) Pasar la punta del porta aguja por detrás del cordón deferente y vascular, D) Lleve el testículo hacia craneal, abra el porta aguja y tome el condón vascular y el deferente que está cerca del testículo, cierre la cremallera del porta aguja,

E) Coloque un Halsted sobre el condón deferente y el vascular cerca del testículo, F) Corte con bisturí entre el porta aguja y la Halsted,

G) Con una gasa complete el nudo, llevando hacia la punta del porta aguja el cordón deferente y el vascular enrollados sobre el porta aguja, H) Vista del nudo terminado

Fuente: Romero y Balaña, 2015.

Avance el segundo testículo hasta la incisión, incida la fascia que lo cubre y extirpe el testículo tal y como se ha descrito (Fossum, 2009).

La síntesis se realiza solo en caninos, cierre el tejido subcutáneo con un patrón continuo. Aproxime la piel con un patrón de sutura intradérmico, subcuticular o discontinuo simple, subcutáneo a intradérmico, puntos simples o en X.

Post operatorio.

En caso de infecciones secundarias se recurre a Penicilina más Estreptomina (DIPENISOL® RETARD, Bayer) intramuscular, antibióticos de amplio espectro. Dexametasona (Lamar) intramuscular para disminuir la inflamación y bajar el dolor.

La recuperación de los pacientes se realizaba en el pre quirófano, ya que éste cuenta con calefacción y el área de los caniles no. Al paciente se lo dejaba en la UCI (unidad de cuidados intensivos) y con la vía puesta. Cuando el paciente despertaba se lo pasaba a un canil común

Durante las prácticas sólo tuvimos una complicación post operatoria, un paciente se sacó los puntos. Se realizó la evaluación de la herida y, se volvió a anestesiarlo con Xilacina (XILACINA 100, Richmond) y se destiló Lidocaína (LIDOCAÍNE, Richmond) en el borde de la herida, y se suturó con puntos intradérmicos.



ABALACIÓN ESCROTAL.

La ablación escrotal es necesaria en caso de patologías neoplásicas del escroto y para la castración realizada junto con una uretrotomía escrotal en perros o uretrotomía perineal en gatos. Otras indicaciones incluyen traumatismos escrotales graves, abscesos o isquemia. La ablación escrotal puede mejorar la apariencia del perro tras la castración si tiene un escroto péndulo.

“Eleve el escroto y los testículos de la pared corporal. Haga una incisión elíptica sobre la base del escroto, teniendo cuidado de no incidir demasiada piel. Controle la hemorragia con electrocoagulación, ligadura o presión. Incida las túnicas vaginales y extirpe los testículos tal y como se describió en la castración abierta. Retire el escroto tras incidir su septo medio. Aproxime el tejido subcutáneo con un patrón de sutura continuo simple (p. ej., sutura reabsorbible de 3-0). Aproxime los bordes de piel con suturas de aproximación discontinuas (p. ej., sutura no reabsorbible de 3-0 o 4-0) (Fossum, 2009)”.

CAPITULO N° 6

GONADECTOMÍA Y OVARIOHISTERECTOMÍA PREPUBERAL

La población de perros y gatos callejeros es un problema grave de salud pública y bienestar animal, para reducir el número de animales abandonados, para disminuir la población y los sacrificios en los albergues, en muchos de estos lugares es obligatoria la esterilización quirúrgica como parte del contrato de adopción. Como el compromiso de esterilización después de la adopción tiene escaso cumplimiento, se usan políticas de esterilización precoces antes de la adopción, a partir de las 6-8 semanas de edad. Se han desarrollado técnicas anestésicas y quirúrgicas seguras y eficaces (Couto, 2010). Esto se ha empezado a realizar en Estados Unidos y en Europa a partir de 1980; actualmente Brasil y Canadá han tomado la política de castraciones en animales desde las 6-8 semanas de edad en los refugios de animales, cuando la edad tradicional es de 6-7 meses, antes del primer celo.

La castración a edad temprana de cachorros y gatitos está aumentando en popularidad, este aumento probablemente resulta de acumulación de la información sobre la seguridad del procedimiento y de la carencia de efectos secundarios adversos a largo plazo. En cuanto los veterinarios se sienten cómodos y familiarizados con el procedimiento, probablemente animen a más clientes a que consideren la castración a temprana edad. Los cachorros y los gatitos castrados en edades tempranas tienen tiempos más cortos de recuperación que aquellos castrados en edades más tradicionales; las tasas de mortalidad y de morbilidad también han sido publicadas como más bajas. La castración a temprana edad es también una herramienta utilizada para combatir la superpoblación de animales de compañía, un problema por el cual millones de perros y de gatos sanos son sacrificados cada año porque son indeseados. Así pues, la gonadectomía prepupal puede ser buena para los animales individuales y para controlar las tasas de natalidad en poblaciones de perros y gatos. (Olson, 2000)

Además de utilizar la gonadectomía prepupal para disminuir la población canina tiene otro beneficio como:

- *“Disminución de los requerimientos anestésicos y de materiales, simplicidad del procedimiento, rápida recuperación y reducida tasa de complicaciones (Tobias, 2011)”*

Los pacientes pediátricos pueden ser sometidos a procedimiento anestésico y quirúrgico, antes de los seis meses de edad, siempre que sus particularidades fisiológicas sean comprendidas y respetadas. Los cachorros son susceptibles a complicaciones como hipotermia, hipoglucemia, excitabilidad, sobredosis de fármacos, paro cardiorrespiratorio, regurgitación y aspiración. Sin embargo, no se verificó diferencias en la incidencia de complicaciones anestésicas en cachorros castrados con edad inferior a 12 semanas, entre 12 y 24 semanas, o superior a 24 semanas (Azevedo y compañía, 2013)

- En los gatos no tiene efecto sobre la función inmune ni sobre la prevalencia de obesidad o diabetes mellitus, en comparación con los gatos castrados en el momento tradicional (Tobias, 2011).

- *“En los machos felinos, la castración temprano no disminuye significativamente el diámetro de la uretra, ni aumenta la incidencia de obstrucciones, ni la incidencia de infecciones del tracto urinario inferior. También la castración antes de los 5 meses y medio de edad disminuye la agresividad, la conducta sexual, la marcación con orina y la presentación y la presentación de abscesos (Tobias, 2011)”*
- En los felinos de ambos géneros, la gonadectomía temprana reduce el asma felino, gingivitis e hiperactividad.
- *“Reducción del riesgo de neoplasias mamarias en las hembras caninas. La incidencia de neoplasias mamarias es de 0,5% para las perras castradas antes del primer celo y de 26% para las hembras castradas después del primer celo (Tobias, 2011) “*

Las complicaciones que puede generar la gonadectomía temprano pueden ser:

- *“Las hormonas gonadales son fundamentales en el desarrollo normal de los genitales externos. Las hembras caninas castradas hasta siete meses pueden presentar vulva menos desarrollada (infantil), predisponiendo a la dermatitis perivulvar y vaginitis. Las gatas castradas en la pre-pubertad presentan vulva infantil, pero no desarrollan el problema clínico relacionado a la inflamación del órgano. (Azevedo y compañía, 2013)*
- Los perros sometidos a la orquiectomía precoz pueden presentar inmadurez en el desarrollo del prepucio y del pene (Azevedo y compañía, 2013)”

En gatos machos castrados a las 7 semanas de edad, puede persistir el pliegue balanoprepucial. si bien ello no afecta la micción, puede dificultar la cateterización de la uretra (Tobias, 2011). También puede haber subdesarrollo o ausencia de espículas peneanas, sin embargo, estas alteraciones no interfieren en la calidad de vida del animal (Azevedo y compañía, 2013)

- La gonadectomía prepuberal en caninos incluyen anomalías urogenitales, cierre fisiario demorado e incongruencia articular. Comparada con la castración a edad más avanza, aquellas antes de los 5 meses y medios de edad aumenta el riesgo de displasia leve.
- La ovariectomía prepuberal aumenta el riesgo de incontinencias urinarias, en particular en perras castradas a los 2 meses de edad. Además las perras castradas a edad temprana pueden tener vulvas infantiles, que le predisponen a vaginitis y cistitis. Por lo tanto, las hembras caninas deben tener al menos 3 meses antes de realizar la ovariectomía (Tobias, 2011)
- En relación a la inmunosupresión, los cachorros y gatitos castrados a edades tempranas no presentaron mayor riesgo a las enfermedades infecciosas que los animales de mayor edad. Un estudio realizado en la universidad veterinaria de Texas, EEUU, involucro perros y gatos de 2 refugios de animales donde se realizaron castraciones. Doce de 1988 (0,6%) animales murieron o fueron sacrificados debido a infecciones severas del tracto respiratoria o como resultado de infección por parvovirus durante el periodo pos-operatorio de siete días (Olson, 2000)

“Las consideraciones pre quirúrgicas que se deben tener en cuenta en pacientes pediátricos es que el ayuno debe ser de 4-8 hs, dependiendo de su edad y condición, para reducir el riesgo de hipoglucemia. De ser necesario, se puede administrar líquido con dextrosa durante la cirugía. (Tobías, 2011)”. En cuanto a la anestesia hay que tener presente una serie de puntos importantes como pesar exactamente al paciente y sacar la dosis correcta, mantener una vía permeable e intubar al animal, hay que evitar fármaco que sean hipotensos debido que los pacientes pediátricos tienen presión sanguínea baja, usar fármacos que no se metabolizan exclusivamente por el hígado, usar fármacos reversibles, utilizar analgesia acorde con la cirugía ya que se puede generar una hiperalgesia prolongada.

Las técnicas de gonadectomía descritas son similares para pacientes pediátricos y adultos, pero la manipulación de los órganos debe ser cuidadosa, debido a la fragilidad del tejido, evitando cualquier pérdida de sangre y consecuente hipotensión por hipovolemia. La castración en estos animales es más simple y rápida, en comparación con el procedimiento realizado después de la pubertad, debido al menor peso corporal, tamaño, cantidad de grasa y calibre de los vasos sanguíneos, posibilitando una mejor visualización de las gónadas, menor manipulación de los órganos, menor sangrado, menor tiempo operatorio e incisión quirúrgica (Olson, 2000).

Ovariohisterectomía para hembras pre púber:

Se coloca al paciente de decúbito dorsal, fijando los 4 miembros a la camilla, se recomienda que el animal este en una posición inclinada (posición de Trendelenburg), con los miembros posteriores y la zona lumbar más altos, así las vísceras se desplazan hacia caudal mejorando la observación del tracto reproductor (ilustración N° 23)

Realice un abordaje abdominal de 1-3 cm en el tercio medio de la distancia entre el ombligo y el pubis. *“Use el extremo de la pinza de mano izquierda para llevar la vejiga hacia medial y exponer el útero cerca del colon y la pared dorsal. Coloque una pinza de mano izquierda en el ligamento propio del ovario y ejerza suave tracción para exteriorizar el ovario fuera del abdomen. Si es necesario estire con delicadeza el ligamento suspensorio del ovario con un dedo índice, hasta que el ovario este expuesto. Coloque dos pinzas hemostáticas Mosquito a tras del pedículo ovárico por debajo el ovario, use solo la punta de la pinza en el pedículo. Ligue cada pedículo ovárico con 1 o 2 ligaduras de material absorbible (poliglactina) Seccione el pedículo entre las pinzas. Ligue el cuerpo uterino con 1 o 2 ligaduras. Suture la musculatura de la pared abdominal con material absorbible en un patrón simple continuo. Coloque los puntos abarcando todo el espesor o solo en la vaina externa del Musculo recto abdominal. Cuando hay grasa subcutánea, afronte el subcutánea con mediante un patrón simple continuó con material de rápida absorción (Catgut). Afrontar la piel con un patrón intradérmico, puntos cutáneos simples o continuos (Tobías, 2011)”*.

Castración cerrada en machos pre púber:

Se coloca al paciente de decúbito dorsal, fijando los 4 miembros a la camilla, la zona del abordaje es la región escrotal.



Estabilice la base del testículo sobre sus dedos pulgar e índice. Incida la piel sobre un testículo, cerca de la línea media del escroto (ilustración N°38). Se empuja al testicular hacia afuera a través de la incisión. Agarre el testículo con los dedos pulgar e índice o con una hemostática y despójelo de las inserciones fasciales por medio de una gasa. Ligue el cordón espermático con material de sutura absorbible. Empuje el segundo testículo hacia la incisión escrotal inicial e incida el tejido subcutáneo y la fascia que estén por encima, para exponerlo. Exteriorícelo y ligue el cordón espermático. Se puede dejar la piel abierta o se puede realizar puntos de aproximación intradérmicos. Se debe administrar antibióticos y analgésicos terminada la cirugía (Tobias, 2015).

Los animales se recuperan rápidamente de la gonadectomía, pueden ser dados de alta el mismo día de la cirugía. Para prevenir la hipoglucemia, deberían recibir comida tan pronto como sea posible, después de recuperarse totalmente de la anestesia. La tasa de mortalidad y las complicaciones quirúrgicas son similares a las correspondientes a perros y gatos castrados después de los 5 meses de edad.



CAPITULO N°7.

BENEFICIOS EN LA SALUD DE LAS MASCOTAS.

Como se ha mencionado anteriormente la esterilización tanto en hembras como en machos es un método de control poblacional, además trae benéficos en la salud de los animales como medida de prevención de diferentes enfermedades, como procedimiento de tratamientos para diversas patologías, prevenir heridas graves por peleas, también al reducir la población animal callejera se controlan diversas zoonosis teniendo alta injerencia en la salud publica humana.

Con respecto a la castración de machos en la sociedad está menos aceptada que la esterilización en hembras. Las personas no toman conciencia que un perro o gato sin castrar deja más descendencia que una hembra sin castrar. El ciclo estral de la las perras es monoéstrica estacional, cada 6-7 meses, lo que hace que la perra tenga de 1,5 celos por año. En cambio, las gatas son paléstricas estacionales, dependiendo en gran medida del fotoperiodo; la estación reproductiva natural incluye primavera y verano, en el transcurso de esta, la gata presenta sucesivos ciclos estrales, el periodo interestro es de 8- 13 días. Cuando la gata es mantenida con 12-14hs luz en forma constante, frecuentemente cicle durante todo el año. Debido a estas características las hembras tienen periodos de celos, caso contrario que los machos. Por esto que los machos sin esterilizar puede dejar más descendencia que un hembra, debido que puede servir a diferentes hembras durante todo el año, dado que su comportamiento sexual depende de que haya una hembra en celo. También los propietarios tienen más incorporado que la esterilización en las hembras es beneficiosa porque reduce la aparición de tumores mamarios, pero no saben los problemas de próstatas que pueden padecer los perros sin castrar, que son igual de graves que los tumores de mama.

La ovariectomía y la ovariectomía son procedimientos profilácticos y terapéuticos para afecciones mediadas por hormonas gonadales, como neoplasias en glándula mamaria, útero, ovario, vagina y vulva, quistes ováricos, pseudogestación, hiperplasia y prolapso vaginal / uterino, hiperplasia endometrial quística y moco / hemo / piómetra. En los machos, la orquiectomía bilateral ejerce un efecto profiláctico y terapéutico para las afecciones androgénicas, como la hiperplasia prostática benigna, la prostatitis crónica, los quistes y los abscesos prostáticos / paraprostáticos, adenomas y hernias perineales, desórdenes epidídicos y testiculares como la neoplasia, torsión del funículo espermático, orquitis y epididimitis. (Azevedo, 2013)

Las patologías que se pueden prevenir en machos son:

- **Patologías prostáticas:** La mayoría de los perros con patología prostática se presentan aproximadamente a los 8 años de edad; los que presentan tumores suelen ser mayores de 10 años. Las próstatas grandes pueden contribuir a la formación de hernias perineales. La mayoría de los perros machos enteros geriátricos tienen hiperplasia prostática benigna. La hiperplasia prostática es un agrandamiento benigno de la próstata, debido al incremento del número de las células prostáticas es secundario a la estimulación por hormonas andrógenas; las próstatas agrandadas, no son dolorosas y son simétricas (Fossum, 2009). Algunos pacientes son asintomáticos durante toda su vida. La castración es el mejor tratamiento para la hiperplasia prostática benigna, el

tamaño de la próstata disminuye un 50 % después de 3 semanas de realizada la castración y los signos clínicos se resuelven dentro del lapso de 2-3 semanas (Tobias, 2011); pero los perros con valor reproductor pueden responder a la finasterida⁶ (antiandrogénico). El mecanismo por el cual actúa la finasterida es inhibiendo de manera competitiva la enzima 5-alfa reductasa, enzima intracelular que transforma a la testosterona en dihidrotestosterona que es el andrógeno activo; por esto disminuye las concentraciones séricas de dihidrotestosterona (Ripa, 2018) y, en consecuencia, reduce el tamaño de la próstata y alivia las manifestaciones de la hiperplasia prostática benigna.

Los quistes prostáticos pueden estar asociados a la hiperplasia prostática benigna. Los quistes se encuentran en el parénquima o fuera de él (paraprostáticos). Las próstatas quísticas se palpan similares a las hiperplásicas, a menos que haya quistes paraprostáticos; estas se palpan agrandadas, fluctuantes, normalmente no dolorosas y asimétricas. Drene o escinda los quistes prostáticos y castrate.

Los tumores de células de Sertoli predisponen a la metaplasia escamosa de la próstata, que puede producir quistes prostáticos que se pueden infectar produciendo un absceso. *Escherichia coli* es el organismo aislado con mayor frecuencia en los abscesos prostáticos. Las próstatas abscedadas son grandes, fluctuantes, normalmente dolorosas y asimétricas. Las próstatas abscedadas pueden presentar de forma concurrente con neoplasias. El tratamiento de los abscesos prostáticos es drenar, administración de antibióticos apropiados y la castración. Los perros castrados que presentan patología prostática tienen un alto riesgo de neoplasias (Fossum, 2009).

El carcinoma prostático es el tumor más frecuente; la mayoría se originan en el tejido ductal/uretral y no son sensibles a andrógenos. Las próstatas neoplásicas pueden presentar un tamaño normal, pero suelen estar grandes, asimétricas, nodulares, duras y fijas. Los tumores prostáticos son invasivos y suelen estar avanzados en el momento del diagnóstico; por consiguiente, el tratamiento es paliativo. El período de supervivencia es mayor si se tratan con AINE (Piroxicam, Carprofeno). Cuenten con incontinencia urinaria si realiza una prostatectomía.

Los signos clínicos de las enfermedades prostáticas son inespecíficos (es decir, fiebre, malestar, vómitos, deshidratación, dolor abdominal caudal y/o anomalías en la marcha). Puede producirse hematuria debida al reflujo de sangre desde la uretra prostática a la vejiga y/o infección simultánea del tracto urinario. El flujo uretral (goteo prepucial/uretral) está causado por la liberación pasiva de sangre, pus o fluido prostático en la uretra prostática. La estranguria⁷ se debe a la compresión u obstrucción de la próstata sobre la uretra o a una inflamación del tracto urinario. La incontinencia urinaria puede estar ocasionada por afectación prostática sobre los nervios pélvicos. La prostatomegalia puede comprimir el recto y causar tenesmo o un menor diámetro de las heces. Puede producirse constipación secundaria a la obstrucción o al dolor durante la defecación (Fossum, 2009).

Los profesionales deben acostumbrarse a realizar tacto rectal en los pacientes machos adultos durante la exploración física, como algo rutinario, este es el método más simple para detectar algún tipo de patología prostática. En las prácticas realizábamos tacto rectal a todos los pacientes machos adultos, por suerte no encontramos ningún paciente con alguna patología.

⁶ Finasterida: Análogo de la testosterona que inhibe la enzima intracelular que transforma a la testosterona en dihidrotestosterona, disminuyendo las concentraciones séricas de dihidrotestosterona y, en consecuencia, reduce el tamaño de la próstata.

⁷ Estranguria: es la emisión o descarga de orina de manera lenta, dolorosa.

- Traumatismo y neoplasia del prepucio y pene: Un hematoma peneano es una acumulación localizada de sangre que se produce secundaria a la laceración o punción del tejido cavernoso.

Los tumores prepuciales benignos pueden ser: hemangiomas, papilomas histiocitomas; y los tumores malignos pueden ser: melanomas, mastocitomas, hemangiosarcomas, carcinomas de células escamosas

Los actores predisponentes a los traumatismos y tumores son más frecuentes en machos enteros. Los animales jóvenes están más afectados por los traumatismos; los animales mayores presentan tumores con mayor frecuencia.

- Las patologías y situaciones que se pueden prevenir son: reduce un “80 % de los casos las “escapadas” de perros fuera de su ambiente, y por lo tanto reduce el número las montas indeseadas, y de las muertes por choques, disminuye un 50% los casos, el marcaje indeseable con orina y la agresividad con otros machos. También reduce un 60 % de las montas inapropiadas del perro (en el sofá, en las piernas del propietario). No se obtiene el 100 % porque intervienen otros factores, por ejemplo el aprendizaje de conductas adquiridas (Aguado y Visiedo de Amo, 2005)
- Tumor benigno transmisible (TVT): es un tumor de células epiteliales (células redondas) contagioso la transmisión más frecuente es la venérea, la zona de aparición más frecuente es en el bulbo del glande. Se amplía información en patologías que se puede prevenir en las hembras.

Las patologías que se pueden prevenir en hembras son:

- Hiperplasia/prolapso vaginal: es una alteración que suele afectar a perras jóvenes, no esterilizadas y de razas grandes durante el proestro o el estro. Se debe a una respuesta exagerada a los estrógenos que provocan edema e hipertrofia de los pliegues mucosos del suelo vaginal. Aparece como una masa vulvar que puede acompañarse de disuria, lamido excesivo y ulceración. En función de su gravedad puede variar desde una pequeña tumefacción de los pliegues del suelo vaginal ventral craneal al meato uretral, hasta la protusión de tejidos (Couto, 2010). Los síntomas que se pueden notar lamido de la zona vaginal, la falta de voluntad para copular, y el dolor al orinar (disuria). Es frecuente que la hiperplasia/ prolapso reaparezca en cada celo, aunque cada episodio no tiene siempre la misma intensidad.

La intensidad del edema y de la hiperplasia es muy variable.

La palpación digital de la vagina muestra que la masa tiene su origen en su parte ventral, inmediatamente craneal al orificio de la uretra. Las demás zonas están normales. Si el tejido edematoso es suficientemente pequeño para que quede dentro de la vagina y del vestíbulo, normalmente es muy liso, reluciente y rosa pálido u opalescente debido al edema. Si el tejido hiperplásico protruye a través de la vulva, es seco, sin brillo y está arrugado. A medida que continúa la exposición de dicho prolapso, se forman fisuras y úlceras

- Diabetes mellitus tipo I: en hembras no castradas se producen secreciones de la hormona progesterona en cada ciclo estral. Esta hormona dificulta la acción de la insulina

a nivel tisular, produciendo un efecto hipoglucemiante. En cada estro se eleva la glucemia generando en excesos de trabajo de las células betas de los islotes de Langerhans del páncreas que secretan insulina, esta exigencia puede llegar a un agotamiento de estas células llevando a un déficit secundario en la secreción de insulina.

- **Neoplasias mamarias:** El mantenimiento de la actividad gonadal de hembras es el mayor riesgo para el desarrollo de neoplasias mamarias, que representan el 50% de los tumores en perras y el 17% en gatas (Azevedo 2013). La incidencia de los tumores mamarios se reduce significativamente cuando los animales son castrados a corta edad. El riesgo de neoplasias mamarias es de 0,5% y 8% castradas antes del primer celo. El riesgo es del 26% para las perras castradas posteriormente o enteras. En las gatas, la castración antes de los 6, 12 y 24 meses de edad reduce el riesgo de desarrollo de tumores mamarios en 91, 81 y 11%, respectivamente. La castración de las gatas mayores de 2 años y las perras mayores de 2,5 años tienen mínimo efecto sobre el desarrollo de tumores mamarios (Tobías, 2011)

- **Piometra:** es una infección uterina que se caracteriza por la presencia de contenido purulento en el útero y por hallazgo histológico que confirma la existencia de infiltrado de células inflamatorias (neutrófilos, linfocitos, células plasmáticas y macrófagos). Se desarrolla durante el diestro, etapa final del celo, en perras enteras y está influenciado por la estimulación que ejerce la progesterona (tanto endógena como exógena) sobre el endometrio (mucosa que cubre el interior del útero). Hay proliferación de fibroblastos en el estroma endometrial que va de leve a intensa, edema variable, necrosis y úlceras con formación de abscesos en las glándulas (Couto, 2010).

La progesterona provoca un aumento en las glándulas del endometrio (pueden llegar a tener hasta dos centímetros de diámetro lo que se conoce como Hiperplasia Endometrial Quística) y un aumento de las secreciones uterinas. Todo esto permite que el útero actúe como un gran medio de cultivo permitiendo la nidificación y multiplicación bacteriana lo que dará lugar a una infección y posterior acumulo de pus.

Las bacterias que llegan al útero generalmente proceden de la vagina y de la zona perineal. Principalmente *E.coli*, *Streptococos* y *Stafilococos*, *Proteus*, *Klebsiella* y en ocasiones *Pseudomonas*. Penetran en el útero cuando el cuello se abre durante el celo y al ser más sensible aparece la infección. Si el cuello del útero se cierra después de la infección, se acumula un gran volumen de pus.

La piometra podrán ser Abiertas o Cerradas en función de cómo permanezca el cuello uterino.

El animal cuando padece esta enfermedad está decaído, puede tener secreción de pus por la vagina, bebe gran cantidad de agua y puede tener el apetito disminuido. El tratamiento a realizar se basa en disminuir la carga bacteriana y luego realizar ovariectomía. Los antibióticos que se pueden recetar son: Enrofloxaciona, Trimetoprima más Sulfas y Amoxicilina más Clavulánico.

- **Pseudogestación:** se da en hembras no preñadas, manifestando un comportamiento maternal, como construcción de nido, adopta objetos inanimados u otros animales, se desarrollan sus mamas y produce leche. Ocurre frecuentemente en hembras cíclicas enteras. Aparece después del diestro (durante la fase luteínica) cuando las concentraciones de progesterona bajan. La progesterona produce desarrollo del tejido mamario y ganancia de peso, independientemente de si hay o no gestación. La caída en las concentraciones de esta hormona al final del diestro causa un incremento brusco en

la secreción de prolactina, lo que ocasiona la producción de leche y los cambios de comportamientos asociados a la pseudogestación. Resulta infrecuente en gatas. En perras también seda después de la retirada de progestágenos exógenos y tras ovariectomía durante el diestro. (Couto, 2009)

Aunque las concentraciones séricas de prolactina aumentan cuando descienden los valores de progesterona no siempre se elevan en la misma proporción ni están aumentadas en el momento en el que se evalúa a una perra con pseudogestación (Couto, 2009). La sintomatología clínica que se puede observar es aumento del tamaño de las mamas y producción de leche. La secreción de las mamas varía de una pequeña cantidad de un líquido claro o de color marrón a grandes cantidades de leche que pueden gotear de modo espontáneo. Otro signo característico es la realización de nidos. Algunos animales se muestran inquietos, irritables, incrementan el tamaño del abdomen, pueden tener anorexia y vómitos.

Los síntomas clínicos suelen resolverse después de 2 o 3 semanas. Existen fármacos que ayudan a resolver las manifestaciones clínicas en días (1 semana) como es la Carbergolina (agonista de la dopamina) a razón de 5 µg/ kg vía oral una vez al día, consigue una mejoría en 3 o 4 días. La Carbergolina puede causar vómitos. La Metergolina (antagonistas de la serotonina), inhibe la secreción de prolactina, a dosis de 0,1 a 0,2 mg/kg dos veces al día durante 8 días; no provoca vómitos, pero puede ocasionar hiperexcitación, lloriqueo y agresividad.

La esterilización se debe realizar después del diestro, para evitar que se elimine la fuente ovárica de progesterona y se produzca esta patología.

Si algunos de los signos llegan hacerse recurrentes en un animal castrado, hay que considerar la posibilidad de un ovario remanente. Si los síntomas persisten más de 2 o 3 semanas esperadas, debe estudiarse la posibilidad de hipotiroidismo. El hipotiroidismo primario está asociado a un aumento en la hormona liberadora de tirotrópina hipotalámica que puede estimular la secreción de prolactina que puede estimular la secreción de prolactina. En estas perras con hipotiroidismo, los tratamientos con hormonas tiroideas que desaparezca la lactación.

- Tumor benigno transmisible (TVT): es un tumor de células epiteliales (células redondas) contagioso. La forma de transmisión más frecuente es la venérea. Afecta principalmente la mucosa de los genitales externos pero puede trasplantarse a otras zonas y transmitirse a otros animales mediante el lamido y el contacto directo con el tumor, también se puede transmitir al hombre por contacto. Los TVT primarios se encuentran en la piel en las mucosas oral y anal.

Los TVT tienen apariencia cavernosa, hiperémica. Al principio aparecen como una zona elevada. A medida que crecen adquieren una forma de coliflor y pueden alcanzar un diámetro de 5 cm o más. A menudo son bastante friables y sangran con facilidad.

El tratamiento es Vincristina administrada una vez a la semana como única sustancia. Una vez que el tumor ha desaparecido, el tratamiento debe continuar durante 2 semanas más. La duración total suele ser de 4-6 semanas.

La frecuencia con la que aparecen pacientes con esta clase de tumor se toma como indicativo de sobrepoblación animal, debido a la forma de transmisión del tumor. En nuestras prácticas atendimos a tres perras con TVT que representa un 5% de los pacientes atendidos (56 pacientes atendidos). Solo se pudo realizar el tratamiento de una sola perra que fue exitoso, las otras dos caninas no pudieron ser tratadas, debido que las perras pertenecen a un refugio y no contaban con la plata suficiente para realizar los tres tratamientos.



En Choele- Choel hay un gran problema de sobrepoblación canina y de tenencia responsable. En la población local se observan muchas macotas sueltas, en la calle, sin castrar y esto genera peleas entre ellos, agresiones a las personas; por más que existen campañas sobre tenencias responsable, vacunación anti-rábica y se realizan esterilizaciones municipales a bajo costo, la sociedad no ha tomado conciencia aún de lo importante que es disminuir el número de animales callejeros y de camadas indeseadas.

En cuanto a las enfermedades infecciosas que se pueden prevenir en los felinos disminuyendo el vagabundeo y las peleas por medio de la castración son:

- Inmunodeficiencia felina (FIV): Es un retrovirus del género Lentivirus, NO ONCOGENICO, estrechamente relacionado con el virus de la inmunodeficiencia humana (VIH) –tienen una estructura, ciclo de vida y patogénesis similares–, si bien las personas no son susceptibles a la infección por FIV (Colado yPérez, 2010).

Genera un estado de persistencia viral asintomática pero con deterioro del sistema inmunitario, luego pasa a una forma sintomática. Produce una infección persistente de Linfocitos T, Linfocitos B y macrófagos. Afecta tanto hembras como machos, pero tiene mayor prevalencia entre los felinos callejeros o en condiciones de alta densidad y en machos sin castrar por sus hábitos de peleas. Se presenta en forma clínica en felinos mayores de 4 años. El virus se transmite principalmente mediante la inoculación parenteral del virus presente en la saliva o la sangre a través de mordeduras o heridas producidas en peleas (Colado y Pérez, 2010).

La infección por FIV se puede dividir en 4 fases:

- Fase 1: fase de viremia que produce signos leves e inespecíficos que dura unas 2 semanas.
- Fase 2: periodo asintomático que puede durar años.
- Fase 3: fase con signos inespecíficos leves que puede durar de meses a años.
- Fase 4: fase de inmunodeficiencia (SIDA) que dura algunos meses.

1ª FASE (viremia)	3ª FASE (síntomas leves)	4ª FASE (SIDA)
2 semanas	Meses o años	Algunos meses
<ul style="list-style-type: none"> • Fiebre moderada. • Apatía. • Anorexia. • Linfadenopatías. • Leucopenia. • Neutropenia. • Diarrea. 	<ul style="list-style-type: none"> • Fiebre. • Linfadenopatías. • Anorexia. • Cambios de comportamiento. 	<ul style="list-style-type: none"> • Fiebre. • Gingivostomatitis. • Anorexia. • Linfadenopatías. • Infecciones secundarias. • Glomerulonefritis inmunomediada. • Conjuntivitis. • Rinitis. • Otitis. • Diarrea. • Abscesos cutáneos. • Ectoparasitosis. • Micosis. • Trastornos neurológicos. • Artritis. • Anemias inmunomediadas. • Tumores.
<ul style="list-style-type: none"> • El periodo de incubación dura de 4 a 6 semanas y es asintomático. • La 2ª fase corresponde al periodo asintomático que dura de 1 a 5 años. 		

Ilustración 45: Síntomas de las diferentes fases de Vilef.

Fuente: Colado y Pérez, 2010

El tratamiento es asintomático, se puede realizar terapia inmunológica con Zidobudina (Antiviral frente a retrovirus, inhibe la transcriptasa inversa bloqueando la formación de ADN proviral), Interferón alfa humano o Interferón omega felino. En cuanto a la prevención existe una vacuna inactivada en Estados Unidos, Australia y Nueva Zelanda, NO en Argentina. Debido que la forma de transmisión son las lastimaduras por peleas y el mayor grupo de riesgo son los gatos machos enteros lo mejor es esterilizar a las mascotas para disminuir el vagabundeo y la peleas.

- Leucemia viral felina: Es un retrovirus del género gammaretrovirus, ONCOGENICO, que afecta a todos los gatos domésticos del mundo y también a pequeños gatos salvajes, incluyendo el gato montés, la pantera de Florida y los linceos europeos e ibéricos.

El virus se transmite principalmente por saliva, peleas, mediante el acicalamiento mutuo entre gatos o al compartir comederos y bebederos, aunque también puede producirse a través de mordeduras. Por lo tanto, es un virus que se transmite por un contacto social entre gatos en contacto estrecho y prolongado. Los gatos virémicos excretan millones de partículas víricas de forma constante en la saliva y la concentración del virus es más alta que en el plasma (Colado y Pérez, 2010).

La viremia ocurre pocos días después de la infección y se observarán signos clínicos inespecíficos, como depresión, fiebre y anorexia. La duración de los signos es variable, dependiendo del estado inmunológico del gato, la dosis vírica y la presencia de otras enfermedades concurrentes como linfomas (multicéntricos, mediastínicos, digestivos neurológicos y oculares), leucemia linfoblástica, trastornos respiratorios, enteritis, anemia, inmunosupresión, artritis, dermatopatías, nefropatía. El tratamiento es sintomático, en el caso de Linfoma: Prednisolona + Vincristina, Prednisolona + Vincristina + Ciclofosfamida; con signos: IFN alfa, Zidovudina. En cuanto a la prevención vacunas inactivas: solo gatos negativos (segunda muestra) 3 - 4 y 7 meses de vida; revacunación anual, se aconseja la castración de las mascotas.

BENEFICIO SOCIAL.

En cuanto a los beneficios sociales que trae la esterilización en reducir la población canina callejera ayuda a disminuir las diferentes zoonosis. Las enfermedades que se pueden contagiar al humano:

- Enfermedades infecciosas: Son la rabia, leptospira, dermatofitosis (hongos superficiales).
- Enfermedades Parasitarias: *Larva migrans* cutánea, visceral y ocular, sarna

Enfermedades infecciosas.

- La Rabia es una enfermedad viral aguda que se transmite al hombre a través de la saliva de los animales infectados, por medio de las mordeduras y lamidos. Los animales domésticos (caninos y felinos) se contagian por mordeduras de animales salvajes (zorritos, mapaches, zorros, murciélagos) y por peleas. Afecta al sistema nervioso central, produciendo encefalomielitis.

La rabia en animales se presenta en dos ciclos bien diferenciados: el aéreo (reservorio los murciélagos) y el terrestre (reservorio los animales que caminan). A su vez, estos dos ciclos pueden tener una distribución geográfica urbana y otra rural o silvestre

El periodo de incubación, entendido como el periodo que transcurre entre la mordedura y desarrollo de los síntomas clínicos, es extremadamente variable, entre una semana a un año y medio. Una vez que se desarrollan los síntomas clínicos, la enfermedad progresa de forma rápida y provoca la muerte en cuestión de 7 días (Couto, 2010).

La rabia puede tener un amplio rango de signos clínicos, lo que dificulta su diferenciación de otros síndromes agudos progresivos de encefalomielitis. Debido a su repercusión en la salud pública, la rabia debe incluirse en la lista de diagnósticos diferenciales que hay que considerar en todo animal que presenta una disfunción neurológica de progresión rápida, y se debe tomar las debidas precauciones para minimizar la exposición al ser humano

La enfermedad se presenta en 3 fases: Fase prodrómica, Fase furiosa, Fase muda.

La fase prodrómica pasa comúnmente desapercibida, debido a que los cambios en la conducta son leves, los animales pueden mostrar aprehensión o nerviosismo y pueden lamer o morder el lugar de la inoculación. La fase furiosa y

muda son de tiempo variable y a veces uno de ellos es tan breve que ha llevado a la clasificación de la forma clínica de la enfermedad como aguda, paralítica y atípica. La fase furiosa se caracteriza por intranquilidad, hiperexcitabilidad general y anisocoria; a menudo se observa a los animales con intentos de morder objetos imaginarios, jaula o cualquier objeto a su alrededor; se observa salivación hilante luego espumosa, tragan objetos extraños y dan la impresión de no sentir dolor. Luego de este periodo se presenta la forma paralítica o muda desarrollan una parálisis generalizada de la neurona motora inferior (NMI), que se extiende desde el lugar de la inoculación hasta afectar a todo el SNC (sistema nervioso central) en pocos días (Couto, 2010). La parálisis de los nervios craneales puede ser el primer signo evidente, que se caracteriza por la emisión de ladridos roncós, hipersalivación debida a la parálisis faríngea, mandíbula abierta con protusión de la lengua, crisis de asfixia, todo esto debido a la parálisis flácida de los músculos estriados, hasta producir la muerte. En la etapa final se observa incoordinación y convulsiones que le puede ocasionar la muerte.

Patogenia: El virus ingresa a los tejidos por mordeduras o heridas a través de saliva infectada. El virus replica en el sitio de ingreso y luego se dirige hacia las terminaciones nerviosas del sitio, desde donde por vía centrípeta asciende por los nervios, ganglios y luego SNC. Luego de colonizar el encéfalo se produce una segunda replicación viral centrifuga hacia los nervios periféricos. Se reconocen como punto de replicación extra neuronales a las glándulas salivares y el parénquima epiteloide de la grasa parda. El virus rábico puede estar presente en la saliva de 3 a 8 días antes de la presencia de signos clínicos en los carnívoros domésticos.

El diagnóstico confirmatorio de encefalomiелitis por virus de la rabia se realiza post mórtem mediante la detección del antígeno rábico utilizando técnicas inmunohistoquímicas en el tejido cerebral (tálamo, protuberancia y médula) de un animal sospechoso (Couto, 2010). La muestra que debe enviarse al laboratorio es el animal entero o la cabeza refrigerada (desarticulada detrás de la articulación atlanto-occipital)

Esta enfermedad se puede prevenir con vacunación anual, controlando la población canina, disminuyendo las peleas, esto se logra con tenencia responsable de mascotas que incluye un plan sanitario al día, esterilización, manteniendo a los perros en la casa, pasearlos con correa, los propietarios tienen que tomar compromiso con sus mascotas, respetando las necesidades básicas de los animales.

En el año 2018 en la provincia de Neuquén se confirmaron 3 murciélagos positivos, el diagnóstico se realizó en el Instituto Luis Pasteur donde se enviaron los animales sospechosas. Estos animales se hallaron en diferentes barrios de esta provincia, el primero de los casos fue en mayo en Jardines del rey, el segundo en la zona centro, y el tercero en el barrio Cumelén.

En la provincia de Río Negro se encontraron:

- 3 murciélagos positivos en la capital provincial, Viedma, en los barrios Don Bosco y Amel otro en la zona central
- Un zorro fue encontrado en cercanías de Bariloche, pero en jurisdicción del Parque Nacional Nahuel Huapi con diagnóstico positivo de rabia.

En todo los casos se procedió a implementó el protocolos antirrábico. Se procede a la vacunación de perros y gatos 200m alrededor del foco y campañas de prevención. En el caso de encontrar un murciélago caído se recomienda: cubrirlo con un recipiente invertido para aislarlo, no permitir que niños o mascotas entren en contacto con el murciélago, Si el murciélago estuvo en contacto con una mascota comunicarse con su veterinario de cabecera o Salud Ambiental a la brevedad, Si el murciélago muerde a una persona, lave la herida con abundante agua y jabón y concurra a su médico

- La leptospirosis es una enfermedad aguda o crónica, bacteriana que puede afectar tanto a los animales como al hombre, caracterizada por una vasculitis generalizada. Las leptospira penetran a través de la piel erosionada o mucosa, se difunde rápidamente y después de 48hs (fase septicémica) se la encuentra en todos los líquidos y tejido, con localización especial en riñón, hígado, corazón, musculo esquelético, placenta y fetos. Los signos son inespecíficos fiebre, anemia, gastrointestinal (diarreas, vómitos), Ictericia, insuficiencia renal aguda o crónica, dolor renal a la palpación, posición de cifosis, aliento urémico

El reservorio de la leptospira son los roedores, por lo tanto, las mascotas se contagian quienes actúan como medio de transporte de la bacteria, aumentando el riesgo de contagio a sus propietarios.

La bacteria permanece en el riñón de los animales y es eliminado por la orina, sumado al comportamiento de marcación de los animales ayuda a diseminar la bacteria por parques, plazas, casa, etc. El tratamiento que se emplea en las mascotas es para bajar la carga bacteriana de los animales, para controlar los signos clínicos y para que deje de diseminar la bacteria, los fármacos utilizados son penicilina procaínica G, ampicilina, amoxicilina o estreptomicina

Existe vacunas mono o polivalente, hay que utilizar las vacunas que contengan las sepas de leptospira del lugar, otro factor importante es disminuir el comportamiento de marcación de las mascotas por medio de la castración, realizar control de roedores.

- La dermatofitosis también llamada Tiña o Tricofitosis es producida por hongos queratofílicos que afectan a la piel, especialmente la epidermis, limitada al estrato córneo. Afectan al hombre y a los animales vertebrados.

Las especies fúngicas de mayor frecuencia en caninos y felinos son *Microsporum canis*, *Trichophyton mentagrophytes* y *Microsporum gypseum*. La transmisión se produce por contacto directo con animales infectados, o por contacto con los pelos infectados o con escamas en superficies presentes en el hogar, muebles y ropa de cama. Algunos animales pueden actuar como portadores asintomáticos.

La dermatofitosis es más común en perros y gatos cachorros, y en animales que reciben tratamientos crónicos con corticoides, quimioterapia o inmunosupresores, y en enfermedades crónicas como diabetes o Cushing.

Los signos clínicos son compartidos entre el hombre y los animales. En afecciones leves muestra una discreta hiperqueratosis, descamación del área afectada y los pelos parasitados frágiles y quebradizos, puede observarse áreas eritematosas, que pueden ser pruriginosas o no. En la afección severa, la reacción inflamatoria es violenta, eruptiva y tumoral y se denomina Kerio.

Al principio, la Tiña se caracteriza por áreas de aspecto blanco-grisáceo y seco de las que sobresale algunos pelos quebradizos; son áreas depiladas de

1-3cm de diámetros; luego la lesión aumenta de espesor y toma el aspecto de una costra de color marrón claro.

El empleo de la lámpara de Wood – con luz UV – permite identificar filamentos miceliales, que producen fluorescencia verde en el pelo infectado.

Las drogas recomendadas para tratar las Tiñas son (tanto en humanos como animales): Intraconazol, Terbinafina, Ketaconazol, vía oral o tópica.

Enfermedades Parasitarias.

- Las infecciones en humanos con nematelmintos producen las diferentes zoonosis, la larva migrans visceral y ocular se transmite por *Toxocara canis o cati* y la larva migrans cutánea es transmitida por *Ancylostoma caninum /braziliensis/ tubaeforme*. Estos nematelmintos tan comunes son eliminados en forma de huevos en las heces. Los huevos pasan hacer larvados y se vuelven infectivos en tras 2-3 semanas; pueden sobrevivir en el medio ambiente durante meses. Los humanos se infectan tras la ingesta de huevos larvados. Para la propagación de huevos se consideran, a los perros como más significativos que los gatos. La infección en humanos tras el contacto directo con perros o gatos es improbable, ya que los huevos son inmediatamente infértiles (Couto, 2009).

Para poder prevenir estas zoonosis es de suma importancia un plan de desparasitación adecuada para las mascotas, para poder desparasitar correctamente a los animales se deben efectuar consultas al veterinario cada 2 o 3 meses para realizar un copro parasitológico, y poder diagnosticar el parásito que infecta a estas. El copro parasitológico es la prueba que se realiza con materia fecal de las mascotas, en busca de la presencia de huevos de diferentes parásitos que enferman a los animales y nos ayuda a saber que drago utilizar que sea efectiva contra el parásito.

Debido a la forma de contagio de estas zoonosis (larva migrans visceral, ocular y cutánea) es importante sacar a pasear a las mascotas y recoger sus deposiciones, realizando campañas de castración para disminuir la población canina callejera, para evitar la contaminación de los diferentes lugares públicos con los huevos de estos nematelmintos.

- Las zoonosis producidas por ácaros son llamadas Sarna. En los animales existen diferentes ácaros causantes de esta enfermedad como *Sarcoptes scabiei var canis*, *Notoedres cati*, *Cheyletiella yasguri* parásitos de los canino y *C. blakei* parásitos de los felinos, *Octodectes cynoti*.

La sarna producida por el género *Sarcoptes* se denomina sarna sarcóptica. Afecta por lo general a animales poco cuidados, mal alimentados y que viven en condiciones de hacinamiento. Infesta rara vez a gatos y cuando se presenta, es probable la existencia de una enfermedad subyacente, como la inmunodeficiencia felina. Puede afectar a personas en contacto con mascotas, por lo que es una enfermedad con un alto potencial zoonótico.

La sarna sarcóptica se transmite entre los perros por contacto directo; ocasionándoles lesiones papulares intensamente pruriginosas, costras, excoriaciones, inflamación e infección bacteriana secundaria. En el examen físico se aprecia alopecia, eritema ubicado en el pabellón auricular, extremidades (codos y axila) y en la parte ventral del abdomen, que de no tratarse se generaliza.

En el hombre puede introducirse en la epidermis, después de un contacto prolongado con el animal. Aparecen lesiones a las 24 a 96 horas en las áreas de contacto, de tipo pápulo-eritematosas intensamente pruriginosas. La duración de la sintomatología es habitualmente de unas pocas semanas, aunque puede extenderse a meses.

El tratamiento de los animales se realiza con acaricidas. En el hombre es sintomático la mayoría de las veces (Jofré, 2009).

- La "caspa caminante" producida por *Cheyletiella spp*, en animales produce una dermatitis muy contagiosa, exfoliativa, no supurativa. Se encuentra en la placa de queratina de la epidermis, alimentándose en la superficie de detritus y ocasionalmente de linfa.

En el hombre produce lesiones pruriginosas, papulares, pápulo-vesiculares, equimosis urticariales, erupciones vesiculo-bulosas o excoriaciones, en diferentes zonas. La presencia de lesiones eritematosas con una costra central es sugerente de cheyletielosis. En infestaciones de larga evolución, puede encontrarse en la cara. Generalmente son autolimitadas, duran entre 3 y 6 semanas (Jofré, 2009).

El tratamiento de las mascotas con permetrina o piretroides; en casos Seleccionados o de fracaso de tratamiento Ivermectina. En el hombre es sintomático.

- *Notoedres cati* afecta a los gatos, produciendo un cuadro muy pruriginoso que se inicia en la zona auricular y rápidamente se disemina a la cara, cuello, párpados y patas; puede haber lesiones perineales. Inicialmente hay una lesión macular, con eritema, alopecia, zonas costrosas y adenopatías regionales. En el hombre, ocasiona un cuadro similar a la escabiosis, que es autolimitado después de unas semanas de evolución.

El tratamiento es con Piretroides o Permetrinas del animal afectado y tratamiento sintomático en el hombre (Jofré, 2009).

CONSECUENCIAS DE LA ESTERILIZACIÓN.

- **Obesidad:** La obesidad es un problema multifactorial, influenciado por la dieta, la actividad física, la raza, la edad y la condición sexual. Los animales gonadectomizados, independientemente de la edad, necesitan ingerir menor cantidad de alimentos después de la castración, por lo que este efecto maléfico puede ser evitado con un manejo adecuado (Azevedo y compañía, 2013).
- **Cierre fisario demorado:** En felinos como en caninos castrados a los 7 meses de edad o antes el cierre fisiario se demora, lo que aumenta el riesgo de fracturas fisiarias. El cierre fisiario demorado puede producir un aumento del largo de los huesos, pero esto no parece afectar la funcionalidad (Tobias, 2011).
- **El riesgo de osteosarcoma en los Rottweiler castrados al año de edad es de 3-4 veces superior al de los Rottweiler enteros (Tobias, 2011)**
- **Efectos sobre las características sexuales secundarias:** Las hormonas gonadales son fundamentales en el desarrollo normal de los genitales externos. Las hembras

caninas castradas hasta siete meses pueden presentar vulva menos desarrollada (infantil), predisponiendo a la dermatitis perivulvar y vaginitis. Las gatas castradas en la pre-pubertad presentan vulva infantil, pero no desarrollan el problema clínico relacionado a la inflamación del órgano. La expectativa del primer estro para desarrollo de la vulva no es comprobadamente eficaz, pues hembras castradas tardíamente pueden presentar atrofia vulvar a largo plazo y el control de peso puede reducir la predisposición a la inflamación de la vulva y la vagina, consecuencia de la vulva infantil (Azevedo y compañía, 2013)

Los perros sometidos a la orquiectomía precoz pueden presentar inmadurez en el desarrollo del prepucio y el pene y, en gatos, puede haber subdesarrollo o ausencia de espículas peneanas sin embargo, estas alteraciones no interfieren en la calidad de vida del animal (Azevedo y compañía, 2013)

- Síndrome del ovario remanente: ocasionalmente las gatas y las perras vuelven a tener ciclos o continúan mostrando signos físicos y comportamientos de estro y después de la ovariectomía. Esto puede ocurrir semanas o incluso hasta 5 días de la cirugía. Los signos pueden ser ciclos o pueden existir síntomas persistentes de hiperestrogenismo, incluido alopecia, hiperpigmentación y liquenificación⁸. La causa es tejido ovárico remanente que ha recuperado la posibilidad de generar folículos y producir estrógenos. Debe revisarse la anamnesis y descartar que el paciente este recibiendo estrógenos exógenos. Si se descarta esta posibilidad, encontrar signos clínicos típicos de celos, junto con una citología vaginal compatible con estro, confirma la presencia de tejido ovárico remanente y justifica la recomendación de una laparotomía exploratoria para hallar y extirpar dicho tejido (Couto, 2010)

⁸ Liquenificación: engrosamiento de la epidermis.

CAPITULO N° 8.

ANEXO I: REPORTE DE CASOS.

En las practicas tuvimos un paciente de unos 8 años de edad, con hematoma peneano, llevo a la consulta porque lo habían visto abotonado, unos días después observan que orina con sangra y no puede introducir el pene (parafimosis). Se procedió a la exploración física, se observó el glande y el pene aumentado de tamaño con una coloración rojiza. Se realizó una radiografía para observar el huso peneano, en la cual se observó un callo óseo sobre el hueso, lo cual nos llevó a pensar que sufrió algún tipo de trauma que provoco la fractura del hueso peneano y el hematoma. Al paciente se lo trato con dexametasona IM como dosis de ataque para disminuir la inflamación, para que el animal pueda introducir el pene y no se reseque la mucosa, infecte o lastime. Se le receto al propietario prednisolona, un comprimido de 10mg diario (dosis es de 0,5-1 mg/K) por 5 días y cefalexina un comprimido cada 12hs (dosis 20-25 mg/K).



Ilustración 46: exteriorización del pene. Se observa glande y la mucosa peneana rojiza e inflamada.

Fuente: Propia, 2018

Tuvimos un caso de hiperplasia/prolapso vaginal, se presentó a la consulta una perra cruzada con dogo argentino, de unos 2 años de edad, presentaba en el área vulvar una masa tumefacta, de coloración rojiza, con áreas de costras, con una secreción sanguinolenta.



Ilustración 47: hiperplasia/prolapso vaginal.

Fuente: propia, 2018

Se procedió a realizar lavados con solución fisiológica templada, se le dio dexametasona IM, enrofloxacin IM y luego oral. Los lavados se realizan diariamente luego se coloca crema Platsul-A (Soubeiran chobet) y pañal para evitar el contacto de la zona afectada con superficies sucias y que puedan lacerar la piel. Luego de una semana el prolapso había reducido bastante se probó reintroducir el tejido prolapsado pero no se pudo. Pasado dos semanas se realizó ovariectomía por línea media, la esterilización es el tratamiento indicado para este tipo de patologías, ya que se evitan la aparición de celos que es el causante de la hiperplasia/ prolapso vaginal.

Luego de realizada la cirugía se mantuvo al paciente con lavados, crema Platsul-A (Soubeiran chobet). Porque es marca comercial) y pañales para proteger el tejido prolapsado, después de 3 semanas de la cirugía el tejido se redujo y volvió a su tamaño normal.



CONCLUSIÓN

La esterilización realizada antes del primer celo a los 6-7 meses (dependiendo la raza del animal) trae muchos beneficios a la salud de las mascotas y contribuye a la disminución de camadas indeseadas, reduciendo la población canina callejera y contribuyendo al control de las diferentes zoonosis. Las consecuencias que puede traer la castración como el retraso del cierre fisiario, no trae problemas de relevancia, que impida al animal tener una vida saludable y normal.

Muchos propietarios de mascotas creen que si castran a sus animales, van a subir de peso excesivamente o ser menos afectivos o guardianas. Estas son creencias populares no basadas en hechos científicos. Con respecto a la obesidad es importante que los propietarios respeten los requerimientos nutricionales de los animales, que no los sobrealimenten, o las alimenten con restos de comida casera. Que se aseguren de proporcionarles una rutina de ejercicio adecuada para ellos, ya que estos dos factores influyen mucho en el sobrepeso del animal. En cuanto al cambio de comportamiento de los animales esterilizados se vuelven más “caseros” debido que se disminuye un 50% las espadas de sus hogares, volviéndose más guardianes (Colado y Pérez, 2010).

Castraciones pre-puberales: es interesante poder aplicarlo en los refugios de animales, para asegurar que los animales entregados en la adopción, no dejen descendencia no deseada.

En los refugios se entregan a los cachorros con el compromiso de castración, pero luego se dificulta que el propietario lleve a su mascota a esterilizar o se niegan en hacerlo, por no contar con el dinero o no tener como transportarlo o no tener tiempo para llevar al animal. Los problemas de dinero no debe ser una excusa ya que muchos municipios cuentan con campañas de castración gratuitas o bajo costo. Un factor que influye a la hora de adoptar es que muchas personas prefieren cachorros menores de los 6 meses, pasada esta edad se dificulta aún más dar los animales en adopción. Esa preferencia de las personas acentúa la problemática de dar en adopción animales adultos.

Teniendo en cuenta la preferencia de la sociedad, las castraciones pre-puberales en los refugios realizadas por profesionales, respetando los controles pre quirúrgicos y contemplando las complicaciones que trae una cirugía en un paciente pediátrico, realizando el ayuno correspondiente y los cuidados post operatorios adecuados, se puede llevar a cabo tranquilamente esta cirugía. De esta forma los refugios se aseguran de entregar a los animales esterilizados evitando las camadas indeseadas y el abandono de mascotas.



BIBLIOGRAFIA

1. Albertus, J. C. (2011). Manuales clínicos por especialidades. servet.
2. Cala Centeno, F. A. (2014). TÉCNICA LATERAL Ovariohisterectomía (OVH) lateral. REDVET - Revista electrónica de Veterinaria, 1-12.
3. Calvo, L. R. (2018). Cátedra de Análisis Clínicos. trabajo prácticos de análisis clínicos. Choele-Choel, Río Negro.
4. Cobos, D. E. (21 de noviembre de 2012). Título: "TÉCNICAS DE OVARIOHISTERECTOMÍA EN LA ESPECIE CANINA (Canis lupus familiaris)" tesis.pdf. Recuperado el 14 de enero de 2018, de UNIVERSIDAD DE CUENCA: <http://dspace.ucuenca.edu.ec/bitstream/123456789/409/1/Tesis.pdf>
5. Colado M^a L.P., Carballés Pérez, V. (2010). Enfermedades infecciosas felinas. Zaragoza: SERVET
6. Couto C. Guillermo, C. (2010). Medicina interna de pequeños animales. Barcelona: ELSEVIER.
7. Figueroa Ibacache, M. P. F. I. Marcela Paola. (1997, 10 diciembre). Evaluación de dos técnicas de abordaje quirúrgico utilizadas en la esterilización de hembras caninas. Recuperado 12 febrero, 2019, de <https://www.scribbr.es/detector-de-plagio/generador-apa/>
8. González, K. G. Kevin. (2017, 17 septiembre). Hiperplasia y prolapso vaginal en perras. Recuperado 25 enero, 2019, de <https://www.veterinariargentina.com/revista/2017/09/hiperplasia-y-prolapso-vaginal-en-perras/>
9. Gutiérrez, F. A. (2000) Tesis online. Título: Uso de abrazaderas de nylon como material de ligadura en esterilizaciones en perras Tesis de grado presentada como parte de los requisitos para optar al Grado de licenciado en Medicina Veterinaria.Valdivia-Chile <http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2000/fvc118u/doc/fvc118u.pdf>
10. Howe, L. M., & Olson, P. N. (2000, 25 abril). Gonadectomía prepuberal - castración de perros y gatos a edad temprana. Recuperado 17 enero, 2019, de https://www.liawaymalinois.com/app/download/19692496/castracion_prepuberal.pdf
11. Mora y colaboradores, Manual de enfermedades infecciosas. Bs. AS: UBA. clínico, c. d. (2018).



12. Reyes García, R. R. G. Raquel. (2007, enero). ovariohisterectomia en perras. Recuperado 23 enero, 2018.
http://www.uco.es/organiza/departamentos/anatomia-y-anat-patologica/peques/curso06_07/ovariorhisterec1..pdf
13. Romero, J.E Balaña... S. (2015). Manual para la realización de castraciones quirúrgicas masivas en caninos y felinos. Bs. As: presidencia de la nación.
14. Rubio, M. R. y Boggio, J: C: (s.f.). Farmacología veterinaria.
15. Voorwald, Fabiana Azevedo, Tiosso, Caio de Faria, & Toniollo, Gilson Hélio. (2013). Gonadectomía pré-puberal em cães e gatos. Ciência Rural, 43(6), 1082-1091. Epub May 10, 2013. <https://dx.doi.org/10.1590/S0103-84782013005000059>
16. Tobias, K. M. (2011). Manual de Cirugía de Tejidos Blandos en Pequeños Animales. Bs.AS: Inter-Médica.
17. Welch Fossum, T. (2009). Cirugías en pequeños animales. Barcelona: Elsevier España, S.L.