

UNIVERSIDAD POLITÉCNICA SALESIANA

SEDE CUENCA

CARRERA DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA.

TRABAJO DE TITULACIÓN PREVIO
A LA OBTENCIÓN DEL TÍTULO DE
MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA.

TRABAJO EXPERIMENTAL:

“EFECTOS DE DOS PROTOCOLOS ANESTÉSICOS EN EL TIEMPO DE
RECUPERACIÓN EN PERRAS SOMETIDAS A OVARIOHISTERECTOMÍA”

AUTOR:

GENRY GEOVANNY REINOSO MARÍN

TUTOR:

DR. FROILAN PATRICIO GARNICA MARQUINA

CUENCA - ECUADOR

2018

“EFECTOS DE DOS PROTOCOLOS ANESTÉSICOS EN EL TIEMPO DE
RECUPERACIÓN EN PERRAS SOMETIDAS A OVARIOHISTERECTOMÍA”

CESIÓN DE DERECHO DEL AUTOR

Yo, Genry Geovanny Reinoso Marín, con documento de identificación N° 1400538136, manifiesto mi voluntad y cedo a la Universidad Politécnica Salesiana la titulación sobre los derechos patrimoniales en virtud de que soy autor del trabajo de titulación: “EFECTOS DE DOS PROTOCOLOS ANESTÉSICOS EN EL TIEMPO DE RECUPERACIÓN EN PERRAS SOMETIDAS A OVARIOHISTERECTOMÍA”, mismo que ha sido desarrollado para optar por el título de Médico Veterinario Zootecnista, en la Universidad Politécnica Salesiana, quedando la Universidad facultada para ejercer plenamente los derechos cedidos anteriormente.

En aplicación a lo determinado en la Ley de Propiedad Intelectual, en mi condición de autor me reservo los derechos morales de la obra antes citada. En concordancia, suscribo este documento en el momento que hago entrega del trabajo final en formato impreso y digital a la Biblioteca de la Universidad Politécnica Salesiana.

Cuenca, febrero del 2018



Genry Geovanny Reinoso Marín

C.I. 140053813-6

AUTOR

CERTIFICACIÓN

Yo, Froilan Patricio Garnica Marquina, declaro que bajo mi tutoría fue desarrollado el trabajo de titulación: “EFECTOS DE DOS PROTOCOLOS ANESTÉSICOS EN EL TIEMPO DE RECUPERACIÓN EN PERRAS SOMETIDAS A OVARIOHISTERECTOMÍA”, realizado por Genry Geovanny Reinoso Marín, obteniendo el Trabajo Experimental que cumple con todos los requisitos estipulados por la Universidad Politécnica Salesiana.

Cuenca, febrero del 2018



Dr. Froilan Patricio Garnica Marquina

0101650299

TUTOR

DECLARATORIA DE RESPONSABILIDAD

Yo, Genry Geovanny Reinoso Marín con cédula número 140053813-6 autor del trabajo de titulación “EFECTOS DE DOS PROTOCOLOS ANESTÉSICOS EN EL TIEMPO DE RECUPERACIÓN EN PERRAS SOMETIDAS A OVARIOHISTERECTOMÍA”, certifico que el total contenido del Trabajo Experimental es de mi exclusiva responsabilidad y autoría.

Cuenca, febrero del 2018



Genry Geovanny Reinoso Marín

C.I. 140053813-6

AUTOR

DEDICATORIA

Este trabajo de investigación está dedicado principalmente a Dios porque siempre ha sido mi guía en mi vida, para cumplir con mis metas que me he propuesto.

El presente trabajo investigativo lo dedico a todos quienes de una u otra manera han estado apoyándome durante el transcurso de mi vida estudiantil, de manera especial a mis padres Olga Marín y Augusto Reinoso que desde el inicio me han brindado apoyo no solo en la parte económica, sino también con su apoyo incondicional para no desmayar en el camino de estudio.

Finalmente dedico a mis hermanos y familiares por ser siempre un apoyo incondicional en todo momento ya que estuvieron pendientes y siempre dispuestos a ayudar en todo a pesar de las dificultades que se dieron a lo largo del camino de estudio.

AGRADECIMIENTO

En primer lugar, doy gracias a Dios por darme la vida y poder cumplir con mis metas que me he propuesto, para así poder ser útil en la vida para mi familia y la sociedad.

Un agradecimiento sincero a mis padres, hermanos y demás familiares, por el apoyo desinteresado y constante, el cual fue de vital importancia para lograr cumplir mis metas y objetivos durante mi fase estudiantil.

Mi tutor, Dr. Patricio Garnica por guiarme en este proyecto y aceptar ser mi tutor de tesis, y así poder culminar con mis estudios universitarios.

A la Universidad Politécnica Salesiana, a los docentes de la carrera de Medicina Veterinaria, agradezco por su apoyo incondicional y conocimientos impartidos durante mi vida universitaria, que han dedicado su tiempo más allá de las aulas de clase.

RESUMEN

El trabajo de investigación se realizó en la clínica (POLIVET) de la Universidad Politécnica Salesiana y en campañas de esterilización en la provincia del Azuay, cantón Cuenca, el mismo que tuvo como objetivo determinar el efecto de dos protocolos anestésicos en el tiempo de recuperación en caninos hembras sometidas a ovariectomía. La investigación se realizó en sesenta animales, treinta animales por cada protocolo; P1 (ketamina más Acepromazina en dosis normales), P2 (ketamina, propofol al cincuenta por ciento, más atropina).

Las técnicas empleadas fueron la técnica medial y la técnica lateral, realizando las incisiones lo más pequeñas posible para una rápida cicatrización y recuperación del paciente, tomando en cuenta los patrones del estado de anestesia durante la cirugía, el periodo de recuperación posterior al término de la cirugía y evaluar el costo promedio de cada protocolo anestésico en ovariectomía. Una vez realizado la respectiva anamnesis del animal se procedió a tomar las constantes fisiológicas, para proceder a la aplicación de los protocolos anestésicos, protocolo uno (ketamina más Acepromazina en dosis normales), protocolo dos (ketamina, propofol al cincuenta por ciento, más atropina).

Durante el trabajo experimental se obtuvo que el protocolo dos (ketamina, propofol al cincuenta por ciento, más atropina) es el mejor, resultando tener un menor tiempo de duración y recuperación postoperatoria en los caninos hembras sometidas a ovariectomía.

Por otra parte, el protocolo uno (ketamina más Acepromazina en dosis normales) en cuanto a costos resultó ser el más económico, en comparación con el protocolo dos.

ABSTRACT

The research work was carried out in the clinic (POLIVET) of the Universidad Politécnica Salesiana and in sterilization campaigns in the province of Azuay, Cuenca canton, which aimed to determine the effect of two anesthetic protocols on recovery time in female canines subjected to ovariohysterectomy. The research was conducted on sixty animals, thirty animals per protocol; P1 (ketamine plus Acepromazine in normal doses), P2 (ketamine, fifty percent propofol, plus atropine).

The techniques used were the medial technique and the lateral technique, making the incisions as small as possible for rapid healing and recovery of the patient, taking into account the patterns of anesthesia during surgery, the recovery period after the end of the surgery. Surgery and evaluate the average cost of each anesthetic protocol in ovariohysterectomy. Once the respective anamnesis of the animal was carried out, physiological constants were taken to proceed with the application of the anesthetic protocols, protocol one (ketamine plus acepromazine in normal doses), protocol two (ketamine, fifty percent propofol, plus atropine).

During the experimental work it was obtained that protocol two (ketamine, fifty percent propofol, plus atropine) is the best, resulting in a shorter duration and postoperative recovery in the female canines subjected to ovariohysterectomy.

On the other hand, protocol one (ketamine plus Acepromazine in normal doses) in terms of costs turned out to be the most economical, in comparison with protocol two

ÍNDICE GENERAL

1. INTRODUCCIÓN.....	18
1.1 Problema.....	19
1.2 Delimitación.....	20
1.2.1 Espacial.....	20
1.2.2 Temporal.....	20
1.2.3 Académico.....	20
1.3 Explicación del problema.....	21
1.3.1 Hipótesis alternativa.....	21
1.3.2 Hipótesis nula.....	21
1.4 Objetivos.....	21
1.4.1 General.....	21
1.4.2 Específicos.....	21
1.5 Fundamentos teóricos.....	22
2.- REVISIÓN Y ANÁLISIS BIBLIOGRÁFICO.....	23
2.1 Origen del perro.....	23
2.2 Taxonomía del perro.....	23
2.3 Anatomía del aparato reproductor de la perra.....	24
2.3.1 Ovarios.....	25
2.3.2 Trompa uterina.....	25
2.3.3 Útero.....	26
2.3.4 Vagina.....	26

	11
2.3.5 Vestíbulo vaginal	26
2.3.6 Clítoris.	27
2.3.7 Vulva.	27
2.3.8 Ligamentos.	28
2.4 Ciclo estral de la perra.....	28
2.5 Evaluación del paciente preoperatorio.	30
2.5.1 Anamnesis del paciente.	30
2.5.2 Examen físico.	31
2.5.3 Estabilización del paciente.	32
2.5.4 Fluido terapia intraoperatorio.	32
2.5.4.1 Fluidoterapia preventiva.	33
2.5.4.2 Fluidoterapia para la deshidratación.....	33
2.5.5 Ayuno preoperatorio.....	34
2.6 Clasificación del paciente según el riesgo anestésico.	34
2.7 Introducción a los anestésicos.	35
2.7.1 Características de un anestésico ideal.....	36
2.7.2 Concepto de anestesia.....	37
2.7.3 Mecanismo de acción de los anestésicos.....	37
2.7.4 Lugar de acción de los anestésicos.	38
2.7.5 Indicaciones o fines de la anestesia.	38
2.8 Premedicación.	38

	12
2.8.1 Maleato de Acepromazina.....	39
2.8.1.1 Farmacodinámica.....	39
2.8.1.2 Farmacocinética.....	40
2.8.1.3 Indicaciones y dosis.....	40
2.8.1.4 Efectos secundarios e interacciones.....	41
2.8.2 Atropina.....	41
2.8.2.1 Farmacodinámica.....	42
2.8.2.2 Farmacocinética.....	42
2.8.2.3 Indicaciones y dosis.....	42
2.8.2.4 Efectos adversos.....	43
2.9 Anestesia disociativa.....	43
2.9.1 Ketamina.....	43
2.9.1.1 Farmacodinámica.....	44
2.9.1.2 Farmacocinética.....	44
2.9.1.3. Indicaciones dosis.....	44
2.9.1.4 Efectos adversos.....	45
2.10 Anestésico fijo.....	45
2.10.1 Propofol.....	45
2.10.1.1 Farmacodinámica.....	46
2.10.1.2 Farmacocinética.....	46
2.10.1.3 Indicaciones y dosis.....	46

	13
2.11 Ovariohisterectomía.	47
2.11.1 Técnica quirúrgica.	48
2.11.1.1 Abordaje.	48
2.11.1.2 Manipulación quirúrgica.....	48
2.11.2 Beneficios de la esterilización para las mascotas y sus dueños.....	58
3. MATERIALES Y MÉTODOS.	60
3.1 Materiales.	60
3.1.1 Materiales Físicos.	60
3.1.2. Materiales Químicos.....	61
3.1.3 Materiales Biológicos.....	61
3.2. Método.	61
3.3. Proceso.	62
3.4. Técnica.	62
3.5. Diseño.....	62
3.6. Población y Muestra.....	63
3.6.1. Población.	63
3.6.2. Muestra.	63
3.7. Consideraciones Éticas.....	63
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.	65
4.1 Variable: Tiempo de duración de cirugía en ovariohisterectomía.	65
4.1.1 Discusión.	66

4.2 Variable: Tiempo de recuperación de cirugía en ovariectomía.....	67
4.2.1 Discusión.	68
4.3 Costos totales de los protocolos anestésicos (Ketamina más acepromazina en dosis normales) y (Ketamina, propofol al cincuenta por ciento más atropina).	69
4.3.1 Discusión.	69
5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.	70
5.1 Conclusiones.	70
5.2 Recomendaciones.....	71
6. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	72
7. ANEXOS O APÉNDICE.....	76
7.1 Fotografías.....	84

ÍNDICE DE FIGURAS

<i>Figura 1:</i> Ubicación del cantón Cuenca	20
<i>Figura 2:</i> Aparato reproductor femenino	25
<i>Figura 3:</i> Manipulación de tejidos	48
<i>Figura 4:</i> Localización de los ovarios.	49
<i>Figura 5:</i> Arterias, venas y ligamento suspensorio del ovario.	49
<i>Figura 6:</i> Realización de una ventana en el mesoovario.	50
<i>Figura 7:</i> Ligadura del ovario.....	50
<i>Figura 8:</i> Ligadura del mesovario.	51
<i>Figura 9:</i> Anudar el ovario y el cuerno uterino.	51
<i>Figura 10:</i> Extracción del ovario y el cuerno.	52
<i>Figura 11:</i> Sujeción del pedículo para el corte.....	52
<i>Figura 12:</i> Corte del mesometrio o cauterizar.....	53
<i>Figura 13:</i> Corte del ligamento redondo	53
<i>Figura 14:</i> Ligadura del cuello uterino.....	54
<i>Figura 15:</i> Ligadura de cuello de útero y arterias.	54
<i>Figura 16:</i> Realizar la ligadura para evitar contaminación.	55
<i>Figura 17:</i> Pinzas hemostáticas para evitar la salida del contenido uterino.....	55
<i>Figura 18:</i> Colocar gasas debajo del útero para evitar contaminación abdominal.....	56
<i>Figura 19:</i> Cuerpo del útero.	56
<i>Figura 20:</i> Cierre hermético del cuello uterino con suturas.	57
<i>Figura 21:</i> Sutura del cuello.	57
<i>Figura 22:</i> Realización de un muñón en el cuello uterino.....	58
<i>Figura 23:</i> Realizar el muñón para evitar adherencias	58
<i>Figura 24:</i> Tiempo de duración de cirugía.	65

Figura 25: Tiempos de recuperación de cirugía con valores transformados a Raíz $x + 0,5$67

Figura 26: Costos promedios de los dos protocolos anestésicos en cirugía

ovariohisterectomía.....69

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: <i>Información Taxonómica</i>	24
Tabla 2: <i>Ciclo estral de la perra</i>	29
Tabla 3: <i>Clasificación del paciente según el riesgo anestésico</i>	35
Tabla 4: <i>Materiales físicos</i>	60
Tabla 5: <i>Materiales químicos</i>	61
Tabla 6: <i>Materiales biológicos</i>	61
Tabla 7: <i>ADEVA para un DCA</i>	63
Tabla 8: <i>ADEVA de tiempo de duración de cirugía</i>	65
Tabla 9: <i>ADEVA del tiempo de recuperación de cirugía con valores transformados a Raíz x +0,5</i>	67
Tabla 10: <i>Lista de animales intervenidos. Protocolo número uno (Ketamina más acepromazina en dosis normales)</i>	76
Tabla 11: <i>Lista de animales intervenidos. Protocolo número dos (Ketamina, propofol al cincuenta por ciento más atropina)</i>	78
Tabla 12: <i>Tiempo de duración de cirugía y tiempo de recuperación. Protocolo número uno (Ketamina más acepromazina en dosis normales)</i>	80
Tabla 13: <i>Tiempo de duración de cirugía y tiempo de recuperación. Protocolo número dos (Ketamina, propofol al cincuenta por ciento más atropina)</i>	82

1. INTRODUCCIÓN.

Hoy en día en la sociedad las mascotas son parte del entorno familiar, es así como los animales domésticos especialmente los caninos van adquiriendo mayor importancia por eso se está usando el método de esterilización, por la problemática de superpoblación el Médico Veterinario debe tener a su alcance todos los métodos terapéuticos disponibles para llegar a un diagnóstico, y para establecer un tratamiento adecuado. Desde la antigüedad, en los distintos sectores relacionados con los animales de compañía existe un marcado debate sobre la esterilización de nuestras mascotas; de hecho, las asociaciones protectoras, los Veterinarios han realizado campañas a favor de la misma. Quizá sería oportuno retomar este tema manejando de forma científica y razonada las ventajas y los posibles inconvenientes de estas técnicas, así como las distintas posibilidades que la medicina veterinaria nos ofrece. La esterilización tiene además múltiples connotaciones sociales, afectivas o directamente relacionadas con la “protección y el bienestar animal”.

El crecimiento descontrolado de caninos, causa un impacto negativo sobre la salud pública de los países en vías de desarrollo. Adicionalmente al problema de salud pública, se asocian problemas de tipo socioeconómico, político y de bienestar animal.

La esterilización de las mascotas es un procedimiento quirúrgico, rápido, indoloro, con un tiempo de recuperación rápida, que consiste en retirar los ovarios, oviductos y útero en las hembras. Actualmente la educación y concientización, así como el ritmo de vida de los propietarios ha hecho que esta cirugía sea la más común en la práctica veterinaria.

1.1 Problema.

La población canina y felina en nuestro país ha venido creciendo de manera acelerada en los últimos años, esto se debe principalmente a falta de conocimiento de los propietarios sobre las técnicas quirúrgicas que se pueden realizar en estas especies con la finalidad de evitar la reproducción de estos animales, como también a la deficiente intervención de las instituciones estatales encargadas del control y sanidad animal. Ya que en la actualidad no se desarrollan proyectos encaminados a controlar la natalidad y población de caninos y felinos; los cuales en muchas ocasiones son abandonados por sus propietarios. Este abandono es consecuencia de que resulta difícil mantener a estas mascotas dentro de las familias ecuatorianas, debido a que no disponen de espacio físico o de alimento necesario.

La sobrepoblación canina en la sociedad es preocupante tanto desde el punto de vista de salud pública, como desde el punto de vista humanitario, los problemas que generan los caninos abandonados en las calles pueden ser también focos de infección de enfermedades zoonóticas, Para evitar este problema en la sociedad es necesario realizar la ovariectomía, este es un método de control de natalidad.

“La implementación de programas sostenibles de esterilización y castración es el método más efectivo de abordar las poblaciones de caninos y felinos que han excedido la capacidad de la comunidad local de velar por ellas adecuadamente.” (Humane Society International, 2010, p.1).

Por tanto, en esta investigación se evaluarán dos protocolos anestésicos los cuales serán analizados y recomendados en base a su eficiencia antes durante y después del proceso quirúrgico.

1.2 Delimitación.

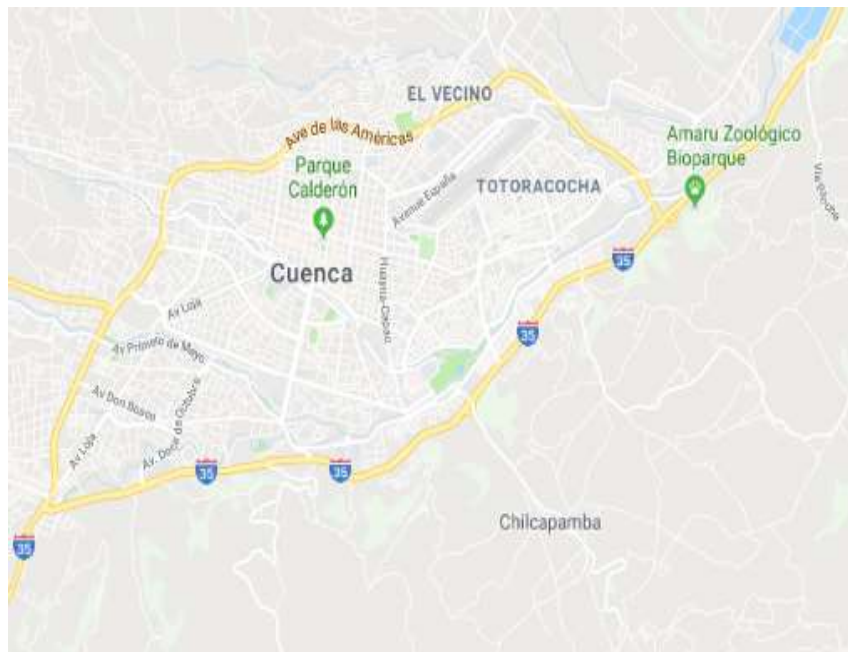
1.2.1 Espacial.

El trabajo de investigación se desarrolló en la Provincia del Azuay, cantón Cuenca, en la clínica de la Universidad Politécnica Salesiana (POLIVET) y en las campañas de esterilización en las parroquias de Cuenca.

Coordenadas. 2°54'08"S 79°00'19"O

Altitud. 2550 msnm.

Figura 1: Ubicación del cantón Cuenca



Fuente: (Google Maps)

1.2.2 Temporal.

Esta investigación tuvo un lapso de duración de cuatrocientas horas, distribuidos en el tiempo de cuatro meses.

1.2.3 Académico.

La presente investigación está dentro del área Pecuaria y cubre con cirugías de especies menores.

1.3 Explicación del problema.

Llevar a cabo la esterilización de las hembras de estas especies de compañía es un procedimiento quirúrgico muy habitual. Los beneficios potenciales que aporta incluyen el control de la población, la prevención de ciertas enfermedades del tracto reproductivo, la eliminación de los comportamientos reproductivos molestos para los propietarios y la reducción de los sacrificios de camadas no deseadas. (Ventura G, 2011, p.1).

1.3.1 Hipótesis alternativa.

Los protocolos anestésicos en ovariectomía influyen en el tiempo de recuperación de los pacientes.

1.3.2 Hipótesis nula.

Los protocolos anestésicos en ovariectomía no influyen en el tiempo de recuperación de los pacientes.

1.4 Objetivos.

1.4.1 General.

- Evaluar la eficacia y eficiencia de los agentes anestésicos, ketamina más acepromazina en dosis normales y ketamina, propofol al cincuenta por ciento, más atropina en ovariectomía durante los procesos quirúrgicos en animales de compañía.

1.4.2 Específicos.

- Controlar el tiempo de mantenimiento del estado de anestesia durante la cirugía, con los dos protocolos anestésicos.
- Valorar el periodo de recuperación posterior al término de la cirugía.
- Evaluar la relación costo por protocolo anestésico.

1.5 Fundamentos teóricos.

La investigación realizada tiene como finalidad establecer información clara y precisa del mecanismo de acción de los anestésicos usados en cirugías, para de esta manera generar información que sea útil para futuras investigaciones.

Con esta investigación también se genera información para el manejo adecuado en las distintas clínicas sobre los anestésicos, para garantizar el bienestar animal en distintos procesos quirúrgicos.

2.- REVISIÓN Y ANÁLISIS BIBLIOGRÁFICO.

2.1 Origen del perro.

“Los perros descienden de los lobos que deambulan salvajes por gran parte del mundo en la Antigüedad. La gente se ha relacionado con los perros durante miles de años, inicialmente domesticándolos como bestias y animales de carga o guardianes.” (Merck , 2013, p.2).

Durante miles y miles de años se llevó a cabo a lenta transformación del lobo al perro, el cual se adoptó como ningunas otras especies a las necesidades del ser humano. El largo proceso de su domesticación, la efectiva selección realizada por el hombre y la crianza orientada a satisfacer las más diversas necesidades llevaron a crear las diferentes razas caninas. Se adoptó a los más diversos climas con temperaturas extremas, precipitaciones, vientos, y diferentes geografías. Fue utilizado como carne, como perro de guerra, como guardia y protección, como perro de pelea, de tracción, en la caza, como rastreador, como pastor al cuidado de los rebaños, como perro de carrera, perro lazarillo, en niños con capacidades diferentes, en las más diversas tareas de las fuerzas de seguridad hasta llegar a ser una imprescindible compañía para el hombre. (Fariña, 2011, p.11).

2.2 Taxonomía del perro.

Caracterizado por un cuerpo relativamente alto, patas largas y cola cilíndrica y peluda. Las pupilas de los ojos son redondas ante la luz fuerte, poseen una glándula odorífera en la base de la cola; aunque no producen un olor muy fuerte. El cráneo tiene senos frontales grandes y crestas temporales bastante junta, comúnmente unidas para formar una cresta sagital. La región facial del cráneo es relativamente menor que en vulpes y pseudalopex.

“las hembras tienen 6 pares de mamas. Existen aproximadamente unas 400 razas de perros, desde el chihuahua hasta el wolfhound irlandés que varían mucho en tamaño, color, tipo de pelo, constitución física, etc.” (Alvarez, 2005, p.1).

Tabla 1: *Información Taxonómica*

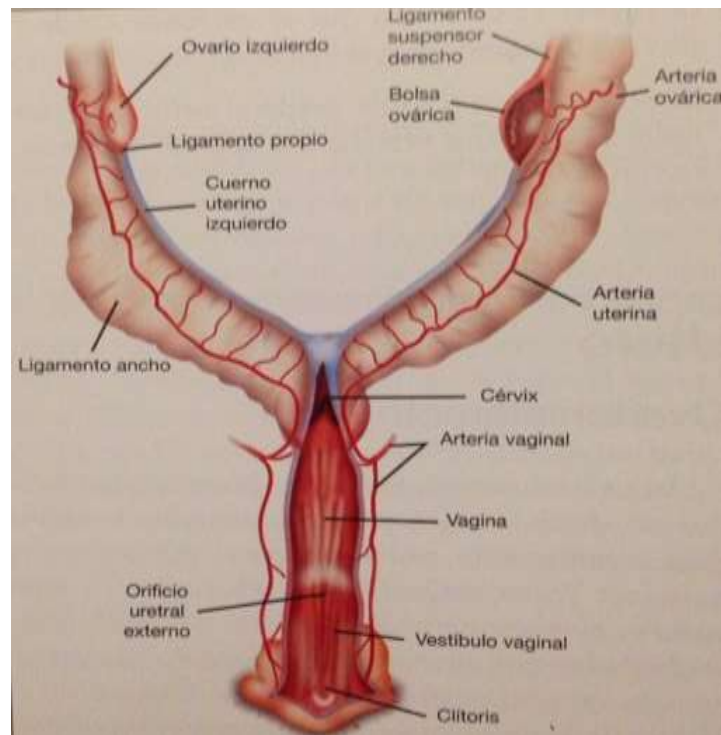
Reino:	ANIMALIA
Phylum:	CHORDATA
Clase:	MAMMALIA
Orden:	CARNIVORA
Familia:	CANIDAE
Nombre científico:	Canis lupus linnaeus, 1758

Fuente: (Alvarez, 2005, p.1).

2.3 Anatomía del aparato reproductor de la perra.

Los órganos reproductores comprenden el par de gónadas femeninas u ovarios, los cuales producen tanto gametos femeninos (óvulos) como hormonas; las tubas uterinas, en número par, que "capturan" los óvulos cuando se desprenden de los ovarios y los transportan al útero; el útero, en el cual los óvulos fecundados (fertilizados) son "retenidos y alimentados" hasta que finaliza el desarrollo prenatal; la vagina, que sirve tanto como órgano de la cópula como canal del parto; y el vestíbulo, que continúa la vagina para abrirse al exterior en la vulva, pero que también funciona como conducto urinario. (Dyce, Sack, Wensing, 2012, p.196).

Figura 2: Aparato reproductor femenino



Fuente: (Williams & Niles, 2015, p.385).

2.3.1 Ovarios.

Se encuentran alojados dentro de la bolsa ovárica, que se abre en la cavidad peritoneal a través de una hendidura en su lado interno. Los ovarios se hallan unidos por el ligamento propio del ovario al útero y por el ligamento suspensorio del ovario a la última costilla. Su forma es elipsoidal, su tamaño variable según la raza y el aspecto de su superficie cambia según el estado del ciclo estral en que se encuentre la hembra. Tiene dos funciones: la producción de óvulos y la secreción de hormonas. (Valera , 2009, p.3).

2.3.2 Trompa uterina.

Las trompas uterinas (falopianas) son pequeñas y tienen de unos 5 a 8 cm de longitud. Cada una, al principio, cursa cranealmente por la parte lateral de la bolsa ovárica y luego caudalmente por la parte medial de la bolsa; es ligeramente flexuosa. La bolsa, por tanto, tiene una parte del mesosalpinx. La extremidad fibrina asienta principalmente en la bolsa

ovárica, pero parte de ella hace protrusión a menudo a través de la abertura abdominal. El orificio uterino es muy pequeño. (Sisson. & Grossman, 1982, p.1737).

2.3.3 Útero.

De conformación tubular se divide en cuello, cuerpo y dos cuernos uterinos que se dirigen cranealmente hacia los polos caudales de los riñones. Los cuernos son largos y en ellos se albergan los fetos durante la gestación queda suspendido por los ligamentos anchos. (Manchado & Garcia, 2008, p.223).

El cuerpo tiene casi 1,5 cm de largo y 1 cm de ancho en las perras, y 2 cm de largo en las gatas. Está localizado, en parte, en la cavidad pélvica, pero en las multíparas puede estar completamente dentro de la cavidad abdominal. Reside entre el colon descendente y la vejiga urinaria. (Slatter, 2006, p.1709).

2.3.4 Vagina.

En la perra es larga, con las diferencias propias entre las razas. Se halla entre el cuello uterino (cérvix) y el vestíbulo vaginal. Función: aquí es donde se produce la cópula y es la parte final del canal del parto. (Valera , 2009, p.4).

La vagina es relativamente grande, estrecha cranealmente y no se distingue fórnix. La capa muscular es gruesa y formada, fundamentalmente, por fibras circulares. La mucosa forma pliegues longitudinales. Los conductos longitudinales de los epoóforos (canales de Gartner) no están presentes. (Sisson. & Grossman, 1982, p.1737).

2.3.5 Vestíbulo vaginal

“Es el espacio comprendido entre la vagina y la vulva. La uretra se abre en la cresta uretral en el suelo de la región craneal del vestíbulo vaginal. Función: para la cópula”. (Valera , 2009, p.4).

Conecta la vagina y la entrada de la uretra con la abertura genital externa. Se desarrolla a partir del seno urogenital embrionario y es homólogo con la uretra del macho. A la entrada de la uretra existe un tubérculo uretral en la pared ventral del vestíbulo.

Las glándulas vestibulares mayores no están presentes en la perra; en la gata son pequeñas y asientan en la pared lateral del vestíbulo, donde sus aberturas pequeñas son visibles. (Sisson. & Grossman, 1982, pp.1738-1739).

2.3.6 Clítoris.

“Es el homólogo en la hembra del pene, y está en el suelo del vestíbulo vaginal pero más cerca de la vulva. Su función es la estimulación sexual.” (Valera , 2009, p.4).

Según (Sisson. & Grossman, 1982). dice q el clítoris es pequeño, ancho y plano, tiene unos 3 a 4 cm de longitud en un animal de tamaño medio.

Está situado sobre la pared ventral del vestíbulo, en posición craneal a la comisura vulvar ventral suspendiendo en un pliegue transversal de la mucosa.

Está formado por el cuerpo y el glande. El cuerpo del clítoris no tiene estructuras eréctiles, está infiltrado de grasa, y su contenido es arterias grandes y numerosos nervios en su parte ventral. El glande está compuesto por tejido eréctil y está situado en una gran fosa. Un pliegue de mucosa se extiende caudalmente sobre el glande y la fosa.

2.3.7 Vulva.

Es el orificio urogenital externo de la perra. Tiene dos labios fusionados por arriba y dejan por debajo la hendidura vulvar o rima pudenda, constituyendo las comisuras dorsal y ventral de la vulva, respectivamente. Su función es urogenital, esto es, mixta: para la monta y como final del aparato urinario. (Valera , 2009, p.4).

2.3.8 Ligamentos.

Los ligamentos anchos, las principales sujeciones del tracto reproductor femenino, son láminas bilaterales que se extienden desde el origen del piso abdominal y las paredes pélvicas. La parte craneal de cada una pende verticalmente y sostiene el ovario, la tuba uterina y el cuerno del útero. La parte caudal pasa más horizontal-mente para fijarse a los lados del cuerpo del útero, el cuello y la parte craneal de la vagina; las partes caudales derecha e izquierda con su inclusión visceral dividen así la cavidad pélvica en dos espacios, uno dorsal y otro ventral. Las diferentes partes de los ligamentos anchos reciben designaciones específicas que ya han sido mencionadas. Estos ligamentos son distintos de la mayoría de los pliegues peritoneales, ya que las membranas serosas son mantenidas aparte por considerables cantidades de tejido, principalmente músculo liso; esto a veces hace difícil señalar la frontera exacta entre el útero y sus anexos. El músculo permite que los ligamentos tomen parte activa en el sostén y la disposición de los órganos reproductores, además de llevar los vasos y los nervios. (Dyce, Sack, Wensing, 2012, p.203).

2.4 Ciclo estral de la perra.

La hembra canina pasa por diferentes fases de actividad y descanso hormonal que se repiten cíclicamente. Es lo que denominamos ciclo estral y consta de 4 estadios: proestro, estro diestro y anestro. El primer celo aparece en las perras entre los 6 y los 10 meses de edad, y experimenta un nuevo ciclo ovárico cada 6 meses aproximadamente.

Entre los 2 y los 6 años de edad las hembras son relativamente constantes tanto en la duración de su ciclo como en el intervalo entre ellos. A partir de los 7 años, una vez pasada la edad reproductiva óptima, es probable que sucedan múltiples modificaciones como incremento progresivo del intervalo interestral, reducción del tamaño de las camadas en perras de cría, aumento de defectos congénitos y problemas durante el parto. (Valera , 2009, p.6).

Tabla 2: *Ciclo estral de la perra.*

Fases de ciclos	Duración	Cambios anatómicos	Cambios comportamiento	Cambios hormonales
Proestro	7 – 12 días	Desarrollo de folículos en los ovarios. Edema y sangre vulvar.	Atrae a los machos pero no se deja montar.	FSH: alta concentración. Estrógenos: alta concentración.
Estro	5 – 10 días	Ovulación, el folículo pasa a cuerpo lúteo. Desarrollo glándulas endometriales desaparece el sangrado vulvar	Se deja montar.	LH: pico 24 horas antes de la ovulación. Estrógenos decrecen. Progesterona: comienza a aumentar.
Metaestro	55 – 60 días	Desaparece edema vulvar.	Fecundación, nidación, gestación y lactación.	Progesterona: alta concentración. Prolactina: alta concentración los últimos días.

Anestro	3 – 9 meses	Ausencia de cambios.	Ausencia de cambios.	Niveles basales.
---------	-------------	----------------------	----------------------	------------------

Fuente: (Manchado & Garcia, 2008, p.226).

2.5 Evaluación del paciente preoperatorio.

La valoración preoperatoria consiste en el proceso de valoración clínica y paraclínica que precede a una cirugía.

Esta evaluación considera la información obtenida de múltiples maneras como la historia clínica, incluyendo la anamnesis y el examen físico entre otros. A partir de esta valoración se seleccionan además los diferentes exámenes complementarios, si correspondieren, así como las eventuales interconsultas con otros especialistas.

Si bien esta descrita como una tarea propia del anestesiólogo, es imprescindible que el especialista quirúrgico defina también, los diferentes exámenes, interconsultas y valoraciones preoperatorias. (Cossa & Fernández, 2010, p.1).

Es obligatorio el examen clínico llevando una historia completa en la cual se le adjunten los exámenes de laboratorio de rutina como son: el cuadro hemático, química sanguínea, examen de orina, material fecal, rayos x ect. (Fernández & Garcia, 2014, p.30).

2.5.1 Anamnesis del paciente.

- Hacer un exhaustivo relevamiento de los antecedentes del paciente.
- Realizar un cuestionario pautado al propietario.
- Ejemplo de preguntas para hacer al propietario.
- ¿Cuánto hace que tiene el perro?
- ¿Vive dentro de casa?
- ¿Sale solo?

- ¿Fue recientemente revisado por un veterinario? ¿Por qué motivo?
- ¿Vive con otros animales?
- ¿Modificaciones recientes de apetito?
- ¿Modificaciones recientes en el consumo de agua?
- ¿Deposiciones?
- ¿Aumento o disminución del peso?
- ¿Castrado/a? ¿Motivo?
- ¿Cirugías previas? ¿Motivo?
- ¿Anestias previas? ¿complicaciones?
- ¿Problemas en casa luego de la anestesia?
- ¿Cambios en el comportamiento?
- ¿Actividad física? ¿Se fatiga con el ejercicio?
- ¿Problemas diagnosticados previamente?
- ¿Problemas cardiacos?
- ¿Problemas respiratorios? ¿Tose? ¿Estornuda?
- ¿Convulsiones?
- ¿Accidentes/traumas previos?
- ¿Recibe alguna medicación?
- ¿Vacunaciones?
- ¿Otras consideraciones? (Otero, 2012, p.5).

2.5.2 Examen físico.

El animal se evaluará sistemáticamente durante la exploración física, que debe incluir todos los sistemas orgánicos. Debe observarse el estado general del animal, (condición física, actitud y estado mental). A los animales traumatizados hay que hacerles una exploración

neurológica y una exploración ortopédica, además de la evaluación de los sistemas respiratorio, gastrointestinal, cardiovascular y urinario. (Fossum, 2009, p.19).

Se debe llevar a cabo el examen físico completo de todos los animales q vayan a ser sometidos a una anestesia. Aunque el examen físico lo suele realizar el veterinario, el auxiliar debe estar familiarizado con el protocolo. En algunas jurisdicciones, los auxiliares veterinarios están autorizados a realizar exámenes básicos siempre que estén actuando bajo la supervisión de un veterinario. (Mckelvey & Hollingshead, 2003, p.5).

2.5.3 Estabilización del paciente.

Los pacientes deben estabilizarse todo lo posible antes de la cirugía. En ocasiones. Es imposible estabilizarlos y debe realizarse la cirugía rápidamente; sin embargo, generalmente está justificado reponer las deficiencias de líquido y corregir las anomalías ácido básicas y de los electrolitos antes de inducir la anestesia. Los líquidos intravenosos están indicados para todos los animales que vayan a someterse a una intervención quirúrgica con anestesia general, incluyendo los animales sanos en los que vaya a realizarse una intervención programada. (Fossum, 2009, p.25).

2.5.4 Fluido terapia intraoperatorio.

En el paciente quirúrgico confluyen varios factores que hacen obligado el uso de la fluidoterapia, incluso si se trata de animales sanos.

Para los pacientes que no presenten desequilibrio homeostático reseñable la fluidoterapia tiene una función preventiva que persigue los siguientes objetivos:

- Mantener una vía venosa permeable como medida de seguridad que permita actuar rápidamente sobre el paciente si se presentan problemas durante la anestesia.

- Mantener la perfusión renal, clave para el mantenimiento de la homeostasis he importante para la excreción de muchas drogas anestésicas, que se ve comprometida por la doble agresión anestésico-quirúrgica a que va a ser sometida el paciente.
- Cubrir el déficit hídrico producido por la restricción preanestésica de agua y alimento, y por las pérdidas quirúrgicas por evaporación y/o hemorragias. (Martínez , 2001, p.117).

2.5.4.1 Fluidoterapia preventiva.

Cuando el paciente está sano se administra de forma rutinaria un fluido de reemplazo por vía IV, a un ritmo entre 7 y 17 ml/kg/h dependiendo del tipo de intervención. En general, cuando se abre algunas de las grandes cavidades corporales o se expone amplias áreas tisulares, las pérdidas por evaporación van a ser mayores y la dosis de fluido se acercará más a los 17 ml/kg/h. a estas cantidades se debe añadir 3 ml por cada ml de sangre perdida. Para calcular dichas perdidas hemorrágicas se pueden pesar las gasas, contarlas u observar el aspirador quirúrgico si ha sido utilizado. A modo orientativo, una gasa de 40 x 40 mm y 1 gr de peso, absorben 5ml de sangre si se empapa por completo. El tratamiento de fluidoterapia se mantendrá, hasta que el paciente recure la conciencia. (Martínez , 2001, p.20).

2.5.4.2 Fluidoterapia para la deshidratación.

La deshidratación es el desequilibrio homeostático que con más frecuencia encontramos en nuestra clínica quirúrgica. La denominamos hipovolemia cuando nos referimos al espacio intravascular. Puede ser simple o coexistir con otro tipo de alteraciones del medio interno. En cualquier caso, tratarla es prioritario y, en muchas ocasiones, suficiente como para dar ocasión al organismo de corregir el resto de los desequilibrios. Si es grave, conduce al shock hipovolémico. (Martínez , 2001, p.121).

2.5.5 Ayuno preoperatorio.

Excepto en cirugías de emergencia, todos los animales que sean sometidos a una cirugía abdominal deberán haber realizado un ayuno previamente a la inducción de la anestesia. La finalidad del ayuno preoperatorio es disminuir el volumen del contenido gástrico, mientras se evita una deshidratación innecesaria. La disminución del contenido gástrico es importante para disminuir el riesgo de degluciones desviadas, vómito y reflujo gastro-esofágico (GOR) durante la inducción de la anestesia y durante el procedimiento quirúrgico. (Williams & Niles, 2015, p.11).

El tiempo durante el cual los animales deben de realizar ayuno antes de la cirugía es controvertido, aunque la recomendación de no administrar comida o agua a partir de las 6-9 pm del día anterior a la cirugía está obsoleta. Las recomendaciones actuales incluyen la retirada de alimento sólido de 6 a 12 horas antes de la cirugía y de agua antes de 2 a 3 horas del inicio de la cirugía o en el momento de la administración de la premedicación. El agua está permitida hasta ese momento debido a que esta pasa mucho más rápidamente a través del píloro en comparación a sólidos o líquidos como la leche. (Williams & Niles, 2015, p.12).

2.6 Clasificación del paciente según el riesgo anestésico.

Se puede realizar una clasificación de las categorías de riesgo con base en los datos obtenidos en la exploración preanestésica o por los exámenes complementarios. Según la sociedad Americana de Anestesiología (ASA). (Fernández & Garcia, 2014, p.29).

Tabla 3: *Clasificación del paciente según el riesgo anestésico.*

Categoría	Estado físico	Ejemplos
I	Paciente normalmente sano sin enfermedad apreciable.	Ooforohisterectomía, castración del macho, caudectomía.
II	Enfermedad preexistente sin síntomas sistémicos.	Tumor cutáneo, fractura sin choque, hernia no complicada, infección local, cardiopatía compensada.
III	Enfermedad preexistente con síntomas sistémicos leves.	Febrícula, deshidratación leve, anemia, caquexia e hipovolemia moderada.
IV	Enfermedad preexistente con síntomas sistémicos graves.	Fiebre, anemia, uremia toxemia, hipovolemia y deshidratación grave.
V	Incluye todos los animales moribundos, de los que no se espera supervivencia superior a 24 horas, con o sin cirugía.	

Fuente: (Botana , Landoni, & Jiménez , 2002, p.142).

2.7 Introducción a los anestésicos.

Por razones de ética y eficacia técnica, el veterinario debe utilizar con razonable maestría las diversas formas de tranquilizar y anestesiarse. Este conocimiento le dará mayor seguridad en el trabajo desde todos los puntos de vista, por ejemplo, al minimizar los riesgos

anestésicos para el paciente y los de inducción para el paciente y el veterinario. (Sumano L & Ocampo, 2006, p.600).

La anestesia forma parte de la medicina veterinaria y a menudo se requiere para inmovilizar al paciente, hacerlo perder la conciencia, eliminar la sensación de dolor durante procedimientos quirúrgicos y médicos, y controlar la actividad convulsiva. La seguridad y el uso eficaz de agentes anestésicos es el componente clave de administración de anestesia. Para ello es necesario tener nociones generales de la actividad farmacológica de diversos agentes y de la ejecución de algunos procedimientos.

La anestesia requiere una evaluación previa exhausta de cada paciente, la cual ayuda a formular el plan anestésico con base en las características del paciente, el procedimiento médico o quirúrgico por realizar, la disponibilidad del medicamento y la experiencia del anestesiólogo. Se requiere vigilancia cuidadosa durante todo el periodo de la anestesia. (Jack , Watson, & Donovan, 2004, p.9).

2.7.1 Características de un anestésico ideal.

Antes de proceder al estudio de los agentes anestésicos individualmente, conviene conocer las características más deseables de un anestésico, las cuales se mencionan a continuación.

1. Que no necesite biotransformación o no siga un metabolismo extenso.
2. Que no sea toxico, irritante, etcétera.
3. Que no deprima funciones vitales, como respiración, actividad cardiaca, etcétera.
4. Que induzca rápidamente y sin forcejeos la anestesia, para propiciar una rápida y segura recuperación.
5. Que tenga un antídoto específico, como la naloxona, que es un antídoto del fentanilo.
6. Que sea económico, estable, fácil de usar. No flamable o explosivo.

7. Que sea útil para la mayoría de especies.
8. Que propicie buena relajación, permita contener adecuadamente al paciente, inhiba sus reflejos durante la anestesia y produzca una adecuada pérdida de sensibilidad.
9. Que reduzca el sangrado capilar y no lo fomente. (Sumano L & Ocampo, 2006, p.602).

2.7.2 Concepto de anestesia.

La anestesia general es un estado de inconsciencia controlada y reversible caracterizada por una falta de sensación de dolor (analgesia), falta de memoria (amnesia) y una relativa depresión de los reflejos. El estado anestésico ideal es aquel que se alcanza sin afectar de forma significativa los sistemas vitales del paciente, en especial el circulatorio y el respiratorio.

Para llevar a cabo una anestesia general se sigue un Protocolo Anestésico, que es el conjunto de técnicas y fármacos seleccionados por el veterinario. La administración de un determinado anestésico general varía en función de diversos parámetros como el estado físico del paciente, naturaleza de la intervención, coste, disponibilidad de los diferentes fármacos y preferencia del veterinario.

Independientemente del protocolo elegido, cualquier técnica anestésica se puede dividir en las siguientes fases: preanestésica, inducción, mantenimiento y recuperación. (Mckelvey & Hollingshead, 2003, p.5).

2.7.3 Mecanismo de acción de los anestésicos.

Muchos fármacos actúan en el organismo a través de un sistema de receptores orgánicos, los cuales se logran identificar muy bien; cuando se conoce el sitio de acción del fármaco y el efecto que producirá se dice tiene un mecanismo de acción específico. Se sabe que el mecanismo de acción de los antibióticos, los anti metabólicos y las hormonas, por ejemplo, es

específico. En el caso de los anestésicos, la tarea de identificar su modo de acción resulta más difícil, ya que no ejerce su efecto por interacción como un receptor específico; por tanto, su mecanismo de acción es inespecífico. (Sumano L & Ocampo, 2006, p.606).

2.7.4 Lugar de acción de los anestésicos.

Los anestésicos generales inducen alteraciones, también reversibles, en la función neurológica deprimiendo la transmisión sináptica del impulso nervioso. Los dos fenómenos principales de dicha transmisión son la liberación del neurotransmisor correspondiente desde las vesículas de la terminal presináptica a la hendidura sináptica y la interacción del neurotransmisor con las proteínas receptoras de la membrana postsináptica. (Botana , Landoni, & Jiménez , 2002, p.138).

2.7.5 Indicaciones o fines de la anestesia.

Los principales fines que se pretenden con el uso de los anestésicos son el control del dolor, la pérdida de conciencia y la relajación muscular con fines quirúrgicos; la desconexión del paciente de su entorno (tranquilización) para evitar sus reacciones defensivas y facilitar y hacer más seguro su manejo en maniobras obstétricas, curas, exploraciones clínicas o transporte; la eutanasia y, a veces, el sacrificio de los animales de abasto. (Botana , Landoni, & Jiménez , 2002, p.139).

2.8 Premedicación.

El principal objetivo que persigue premedicar un paciente es prepararlo para recibir las drogas anestésicas. Se predispone al organismo a tolerar mejor el impacto de los distintos fármacos. A la hora de evaluar las ventajas que aportan los preanestésicos destacan las siguientes:

- Sedar al paciente y de ésta manera evitar lesiones en él mismo o en el operador antes y durante la inducción.

- Aportar analgesia. (Esta es quizá la función más importante ya que la mayoría de los analgésicos se incorporan al protocolo en esta etapa).
- Cuando se utilizan anestésicos locales para inmovilizar al paciente.
- Para reducir la dosis total de anestésicos generales. Esto se basa en el principio farmacodinámico de la interacción farmacológica, (sinergismo suma de y/o potenciación).
- Para disminuir las secreciones del aparato respiratorio, disminuir la motilidad a nivel gastrointestinal y prevenir las bradicardias de origen vagal.
- Promover un despertar “suave” y tranquilo.
- Es también durante esta fase que se tratan de corregir las eventuales alteraciones causadas por patologías preexistentes. (Otero, 2012, p.15).

2.8.1 Maleato de Acepromazina.

Antiguamente llamado acetilpromazina. Es un potente tranquilizante, antiemético y espasmolítico. Posee actividades antirrítmicas, especialmente para las arritmias provocadas por halotano y epinefrina. Tiene buena distribución tisular con una semivida de 3 h. en equinos. Se metaboliza en hígado y se elimina por orina. (Botana , Landoni, & Jiménez , 2002, p.162).

2.8.1.1 Farmacodinámica.

Es un agente neuroléptico perteneciente al grupo de las fenotiazinas. Su mecanismo de acción no está del todo claro, pero se menciona que bloquea los receptores dopaminérgicos postsinápticos que se encuentran en el SNC; además inhiben la liberación de este neurotransmisor y su reingreso en los receptores, en particular deprime el sistema reticular, el cual controla la temperatura corporal, el metabolismo basal, el tono vasomotor, el balance hormonal, el estado de alerta y sobre todo la integración del individuo en su entorno. (Sumano L & Ocampo, 2006, pp.712-713).

2.8.1.2 Farmacocinética.

Las características farmacocinéticas de la acepromazina se estudiaron en el caballo. El volumen de distribución es bastante elevado (6,6 L/kg) y la unión a proteínas es superior al 99%. El inicio de la acción es bastante lento, hasta 15 minutos tras la inyección IV, con efecto máximo a los 30-60 minutos. La vida media de eliminación se aproxima a las 3 horas en los caballos.

La acepromazina es metabolizada en el hígado y sus metabolitos conjugados y no conjugados se eliminan en la orina. Los metabolizada pueden hallarse en la orina equina hasta 96 horas después de su administración. (Plumb & Pharm, 2010, p.4).

2.8.1.3 Indicaciones y dosis.

La acepromazina produce tranquilización y actúa como antiemético y antiespasmódico. En cierto sentido estabiliza la membrana celular, y se cree que este efecto puede servir como antidiarreico. Se ha demostrado que ejerce un efecto protector contra las arritmias y la fibrilación ventricular.

No tiene efectos como analgésico. Produce hipotermia. El periodo de inducción de la tranquilización es más corto que con los demás derivados. Deprime al SNC, provoca relajación muscular y reduce la actividad espontanea. (Sumano L & Ocampo, 2006, p.713).

La acepromazina está indicada como agente preanestésico, para el control de animales intratables, como un agente antiemético para controlar vómitos debido a mareos por cinetosis en perros y gatos y como un tranquilizante en caballos. (Crowell & Murray , 2008, p.169).

CANINOS:

- Premedicación: 0.03-0.05 mg/kg IM o 1-3mg/kg por vía bucal no menos de una hora antes de la cirugía (no tan confiable).
- Sujeción/sedación:0.025-0.2 mg/kg IV; dosis máxima 3 mg o 0.1-0.25 mg/kg IM. Pre anestesia: 0.1-0.2 mg/kg Ivo IM; dosis máxima 3 mg; 0.05-1 mg/kg IV o IM o SC.
- Para reducir la ansiedad en el paciente con dolor (no sustituye a la analgesia): 0.05 mg/kg IV, IM o SC; no exceder una dosis total de 1 mg.
- 055-2.2 mg/kg bucal o 0.55-1.1 mg /kg IV, IM o SC (prospecto del envase)
- Como Premedicación con morfina: Acepromazina 0.05 mg/kg IM. (Plumb & Pharm, 2010, p.5).

2.8.1.4 Efectos secundarios e interacciones.

Los efectos secundarios más importantes es la hipotensión. Otro efecto secundario incluye el priapismo, con posible inflación y parálisis permanente del musculo retractor. Ocasionalmente se puede observar una exacerbación la agresividad.

La asociación con los órganos fosforados debe evitarse, ya que aumenta la potencia de la acepromazina; asimismo, se observa un efecto aditivo en la depresión cuando se asocian con otros depresores del SNC, como barbitúricos y analgésicos con narcóticos. (Botana , Landoni, & Jiménez , 2002, p.162).

2.8.2 Atropina.

Prevenir o corregir la bradicardia y bradiarritmia para dilatar las pupilas, para el tratamiento de la intoxicación por organofosforados y carbamatos, y en combinación con fármacos anticolinesterásicos durante antagonismo del bloque neuromuscular. No es necesario o no se recomienda la administración rutinaria antes de la anestesia como parte de

la premedicación; es mejor controlar la frecuencia cardíaca y administrar atropina si es necesario. (BSAVA, 2012, p.80).

2.8.2.1 Farmacodinámica.

“Receptores colinérgicos muscarínicos y al ocuparlo evita que la acetilcolina produzca su acción estimulante efectora. Con dosis altas bloquea los receptores nicotínicos en la unión neuromuscular.” (Sumano L & Ocampo, 2006, p.540).

2.8.2.2 Farmacocinética.

La atropina es bien absorbida después de la administración oral, IM, por inhalación o por intubación endotraqueal. Después de la administración IV, el efecto máximo sobre la frecuencia cardíaca ocurre en 3-4 minutos.

La atropina se distribuye bien en todo el cuerpo y cruza hacia el SNC, la placenta y también puede distribuirse en la leche alcanzando pequeñas cantidades.

Se metaboliza en el hígado y excretada por orina. Aproximadamente el 30-50% de una dosis se excreta sin cambios por orina. La vida media plasmática en las personas es de 2-3 horas. (Plumb & Pharm, 2010, pp.103-104).

2.8.2.3 Indicaciones y dosis.

La atropina se usa como antiespasmódico cuando hay hipermotilidad de las vías GI e hipertonicidad de la vejiga urinaria, también puede reducir el broncoespasmo.

Como antisecretor es útil para mantener las vías respiratorias libres antes y después de la anestesia. En caballos no se recomienda como preanestésicos debido a que produce excitación central, midriasis y decremento de la motilidad intestinal. (Sumano L & Ocampo, 2006, p.541).

CANINOS:

Como adyuvante preanestésico:

- 0,022-0,044 mg/kg IM o SC (Muir)
- 0,074 mg/kg IV, IM o SC (prospecto incluido en el envase; Atropine Injectable S.A. – Fort Dodge)
- 0,02-0,04 mg/kg SC, IM o IV (Morgan, 1988). (Plumb & Pharm, 2010, p.105).

2.8.2.4 Efectos adversos.

La atropina no se debe administrar cuando el paciente presente taquicardia, arritmias ventriculares e isquemia. La atropina y fármacos y fármacos similares pueden inducir un incremento de la presión intraocular y causar ceguera; por lo tanto, no se debe utilizar en casos de glaucoma. (Sumano L & Ocampo, 2006, p.141).

2.9 Anestesia disociativa.

La anestesia disociativa describe un estado en el que el paciente se encuentra disociado o indiferente respecto a su entorno; en algunos casos puede compararse esa condición con un estado cataléptico. En medicina veterinaria, son de uso común tres fármacos para inducir anestesia disociativa. (Sumano L & Ocampo, 2006, p.168).

2.9.1 Ketamina.

La Ketamina ha sido aprobada para su uso en personas, primates subhumanos y gatos, aunque ha sido usada en muchas otras especies. La Ketamina puede inhibir los receptores NMDA en el SNC y puede disminuir el efecto de “alerta”. Hay un mayor interés en su uso para prevenir el dolor exagerado asociado con cirugía a los estados de dolor crónico en animales. (Plumb & Pharm, 2010, p.128).

2.9.1.1 Farmacodinámica.

“Se ha demostrado que la respuesta presora de la ketamina es producida por un aumento de la actividad nerviosa adrenérgica alfa más que por el bloqueo del nervio vago.” (Sumano L & Ocampo, 2006, p.669).

2.9.1.2 Farmacocinética.

La ketamina se distribuye en todos los tejidos corporales con rapidez, y los niveles más altos se encontrarán en el cerebro, el hígado, los pulmones y la grasa. El porcentaje de droga circulante que va unida a las proteínas es, aproximadamente, 50% en el caballo, 53% en los perros y 37-53% en los gatos.

La droga se metaboliza en el hígado, principalmente por desmetilación hidroxilación, y estos metabolitos, juntos con la ketamina sin modificar, son eliminados por la orina. Aumenta la dosis, aumentara la duración de la anestesia, pero no su intensidad. (Plumb & Pharm, 2010, p.628).

La ketamina atraviesa con celeridad la barrera hematoencefálica para inducir anestesia; sin embargo, tarda más en producir efecto que el tiopental. Tras la inyección IM o SC, transcurren 10-15 min hasta que tiene lugar de sedación o la anestesia. La duración de la anestesia depende de la dosis y se mantiene alrededor de 5-15 minutos después de administrar una sola dosis IV. (Maddison , Page, & Church, 2004, p.84).

2.9.1.3. Indicaciones dosis.

Incrementa el gasto cardiaco y la presión arterial, sin alterar la resistencia periférica.

Es de acción ultracorta, aprobada para su uso en gatos y primates. Sin embargo, también se ha informado de resultados satisfactorios.

Es útil para procedimientos diagnósticos simples y cirugías breves, en virtud de que su duración varía entre 20 a 40 minutos.

Tiene actividad analgésica y es un depresor cardiopulmonar. (Sumano L & Ocampo, 2006, p.669).

La dosis de la ketamina varía con la dosis de tranquilizante/sedante administrada, la especie y la vía de administración elegida. En general, la dosis de ketamina oscila en el perro y gato entre 10- 20 mg/kg para administración IM y 3-8 mg/kg para la administración IV. (Botana , Landoni, & Jiménez , 2002, p.203).

2.9.1.4 Efectos adversos.

La ketamina causa alucinaciones, está contraindicada en los casos de cirugía abdominal, a menos que se utilice en combinación con un anestésico ordinario. La ketamina atraviesa la placenta y puede producir sedación al feto. No se considera inductora del aborto. Debido a que esta incrementa la presión intracraneal está contraindicada en pacientes con lesiones craneales. (Sumano L & Ocampo, 2006, p.670).

2.10 Anestésico fijo.

2.10.1 Propofol.

El propofol es un alquilfenol, 2,6-diisopropilfenol, con propiedades anestésicas de acción ultracorta y de inicio rápido, depresor del sistema nervioso central. Es un aceite muy poco hidrosoluble, presentado generalmente en forma de emulsión al 1 o 2 %. (Sández C & Cabezas S, 2014, p.163).

El propofol es un agente útil durante la cesárea porque causa depresión fetal mínima si transcurren más de 18 – 20 minutos entre la administración y el parto. La inducción de la anestesia seguida por la preparación del campo quirúrgico suele asegurar que ha pasado el

tiempo suficiente hasta el parto para el recién nacido sufra depresión mínima a causa de este agente. (Maddison , Page, & Church, 2004, p.80).

2.10.1.1 Farmacodinámica.

El propofol produce inconciencia y relajación muscular pero no posee efectos analgésicos, por lo que para procedimientos dolorosos se debe administrar conjuntamente con un fármaco analgésico. En el cerebro, el propofol disminuye el consumo de oxígeno, el flujo sanguíneo cerebral y la presión intracraneal, lo que lo hace un fármaco indicado para el mantenimiento anestésico en animales con hipertensión craneal. (Plumb & Pharm, 2010, p.915).

2.10.1.2 Farmacocinética.

Tiene inicio rápido de la acción, ya que produce inconciencia en menos de 30 segundos. El fármaco tiene elevada unión a proteínas; por lo tanto, los pacientes con hipoproteinemia pueden requerir una dosis más baja para la inducción de la anestesia. La recuperación es rápida debido a la combinación de procesos de redistribución y metabolización. La depuración del propofol también esta alterada en presencia de sedantes y otros anestésicos. (Maddison , Page, & Church, 2004, p.81).

2.10.1.3 Indicaciones y dosis.

Se puede considerar el propofol un anestésico seguro para su utilización en perfusión continua; como no tiene efecto analgésico se recomienda su combinación con opioides durante procesos anestésicos-quirúrgicos; además puede usarse con preanestésicos, bloqueadores neuromusculares o anestésicos inhalados. Está indicado para inducir y mantener la anestesia general en procedimientos quirúrgicos de corta y larga acción. (Restrepo S, 2016, p.56).

Dosis: perros

- 4-6 mg/kg, IV.
- 6.5 mg/kg, IV (sin medicación preanestésica).
- 4 mg/kg, IV (con medicación preanestésica).
- 0.4 mg/kg/min, infusión IV (mantenimiento). (González C, 2008, p.133).

2.11 Ovariohisterectomía.

La ovariohisterectomía voluntaria (“castración”) se realiza habitualmente para evitar la presentación de los ciclos estrales y las preñeces no deseadas. Otros beneficios incluyen evitar el desarrollo de una piómetra y neoplasias ováricas o uterinas. La incidencia de los tumores mamarios se reduce significativamente cuando los animales son castrados a corta edad.

La ovariohisterectomía se realiza con fines terapéuticos en animales con piómetra, distocia, cáncer uterino u ovárico, e hiperplasia o prolapso vaginal. La ovariohisterectomía también elimina los cambios hormonales que interfieren con el tratamiento médico para la diabetes mellitus o la epilepsia. (Tobias , 2011, p.203).

Tradicionalmente la edad para la castración canina y felina era alrededor de los 6 meses, antes o después del primer estro. En 1993, la EMVA (American Veterinary Medical Association) adoptó una resolución sustanciando el concepto de la Ovariohisterectomía y gonadectomía temprana (8 a 16 semanas de edad en perras y gatas. La castración temprana fue recomendada para reducir a eutanasia de animales no deseados, previniendo las camadas no buscadas mediante la cirugía prepuberal y fomentando la política de “castrar antes de la adopción” (Slatter , 2006, p.1719).

2.11.1 Técnica quirúrgica.

2.11.1.1 Abordaje.

Realizar una incisión en la piel por la línea media ventral, que se extiende desde justo cranealmente a la cicatriz umbilical hasta 3-4 cm caudal a ésta. Las hembras que están en estro, o que son maduras o de constitución de tórax profundo, pueden requerir incisiones más largas (generalmente extendidas en dirección craneal) para evitar una excesiva tracción de los pedículos ováricos. (Williams & Niles, 2015, p.397).

2.11.1.2 Manipulación quirúrgica.

(Rodríguez, Martínez, & Graus, 2007) Describe la siguiente técnica.

1. La obesidad es una dificultad asociada en hembras de gran tamaño porque dificulta la manipulación de tejidos, así como la visualización correcta de los vasos ováricos.

Figura 3: Manipulación de tejidos



Fuente: (Rodríguez, Martínez, & Graus, 2007, p.385).

2. Se comienza localizando los ovarios, ambos se encuentran posteriores al polo caudal de los riñones y están en el interior de la bolsa ovárica unidos al abdomen a través de los pedículos ováricos

Figura 4: Localización de los ovarios.



Fuente: (Rodríguez, Martínez, & Graus, 2007, p.385).

3. El pedículo ovárico contiene la arteria y vena ováricas, que tienen un recorrido tortuoso (flecha naranja), y el ligamento suspensorio del ovario (flecha gris), que se identifica por ser una estructura de color blanco nacarado y más tensa, que se ancla en el polo caudal del riñón.

Figura 5: Arterias, venas y ligamento suspensorio del ovario.



Fuente: (Rodríguez, Martínez, & Graus, 2007, p.386).

4. Con un disector, se hace una “ventana” en el mesoovario al lado del ligamento suspensorio del ovario. A través de este orificio se pasa una ligadura, de material monofilamentoso absorbible, que englobara al ligamento suspensorio del ovario.

Figura 6: Realización de una ventana en el mesoovario.



Fuente: (Rodríguez, Martínez, & Graus, 2007, p.386).

5. Tras anudar la ligadura sobre esta estructura, se realiza un corte entre la ligadura y el mosquito que se ha colocado distante a esta, para evitar el sangrado de vaso que acompaña al ligamento suspensor del ovario.

Figura 7: Ligadura del ovario.



Fuente: (Rodríguez, Martínez, & Graus, 2007, p.386).

6. A continuación, haciendo de nuevo otro orificio en el mesovario, lo más distalmente posible con respecto al ovario, se pasará, con ayuda de una pinza hemostática, otro hilo de sutura del mismo material que antes.

Figura 8: Ligadura del mesovario.



Fuente: (Rodríguez, MARTÍNEZ, & Graus, 2007, p.387).

7. Se anudará, entorno a los vasos ováricos, lo más proximalmente posible con respecto a los grandes vasos abdominales, de esta forma, se conseguirá espacio suficiente entre el ovario y la ligadura, lo que facilitará la liberación del mismo. Es recomendable realizar dos ligaduras con el fin de asegurar un cierre perfecto de los vasos ováricos.

Figura 9: Anudar el ovario y el cuerno uterino.



Fuente: (Rodríguez, MARTÍNEZ, & Graus, 2007, p.387).

8. Antes de realizar el corte de estos vasos para extraer el ovario, de debe colocar una pinza hemostática distalmente a las ligaduras, de esta forma se evita el sangrado procedente del útero.

Figura 10: Extracción del ovario y el cuerno.



Fuente: (Rodríguez, MARTínez, & Graus, 2007, p.387).

9. La sujeción, sin tensión, el pedículo con una pinza ayuda a tenerlo localizado en el momento del corte, de tal forma que, en caso de posibles hemorragias por una mala ligadura, se facilita la rapidez de exteriorización del mismo.

Figura 11: Sujeción del pedículo para el corte



Fuente: (Rodríguez, MARTínez, & Graus, 2007, p.388).

10. Se corta el mesometrio ancho a lo largo de todo el cuerno y cuerpo uterino, se recomienda ligar o cauterizar los vasos, aunque en general, solo son de gran calibre, en caso de perras gestantes, con excesiva grasa o en estro.

Figura 12: Corte del mesometrio o cauterizar.



Fuente: (Rodríguez, Martínez, & Graus, 2007, p.388).

11. El ligamento redondo del útero también se corta de esta maniobra. Los vasos uterinos discurren por el mesometrio muy próximos al útero (flechas rojas), pero hay que tener cuidado en no dañarlos cuando se seccione el ligamento cerca del cuerpo uterino.

Figura 13: Corte del ligamento redondo



Fuente: (Rodríguez, Martínez, & Graus, 2007, p.388).

12. Una vez realizada esta operación se pasa en ambos pedículos ováricos, se pasa a ligar el cuello uterino (flecha amarilla), que se identifica por ser la porción engrosada y de consistencia engrosada y de consistencia dura que se encuentra al final del cuerpo uterino (flecha verde).

Figura 14: Ligadura del cuello uterino.



Fuente: (Rodríguez, MARTÍNEZ, & Graus, 2007, p.389).

13. En la mitad del cuello uterino se realiza una ligadura transfisiante, con material monofilamento absorbible, englobando la arteria uterina y parte de la pared del útero.

Figura 15: Ligadura de cuello de útero y arterias.



Fuente: (Rodríguez, MARTÍNEZ, & Graus, 2007, p.389).

14. Se repite la misma operación en el lado contrario. Hay que evitar llegar a la luz del útero al realizar la ligadura, para evitar una posible contaminación abdominal.

Figura 16: Realizar la ligadura para evitar contaminación.



Fuente: (Rodríguez, Martínez, & Graus, 2007, p.389).

15. Se colocan dos pinzas de pean rectas por encima del cuello uterino para evitar la salida del contenido uterino en el momento del corte, especialmente en casos de piómetra.

Figura 17: Pinzas hemostáticas para evitar la salida del contenido uterino.



Fuente: (Rodríguez, Martínez, & Graus, 2007, p.390).

16. Colocando unas gasas por debajo de la zona a incidir se mantiene la asepsia en caso de que se produjese la salida de alguna secreción. Se incide con el bisturí entre ambas pinzas, y se extrae el útero.

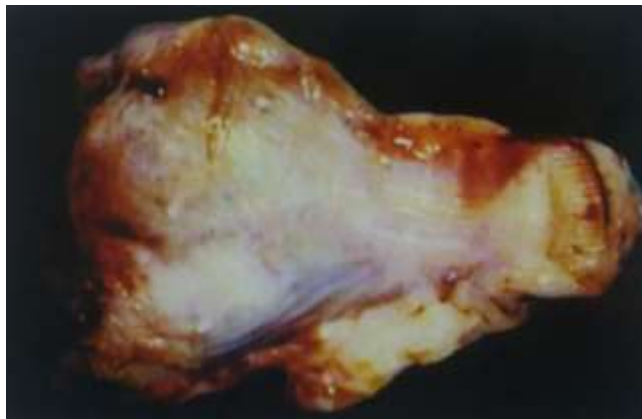
Figura 18: Colocar gasas debajo del útero para evitar contaminación abdominal.



Fuente: (Rodríguez, MARTÍNEZ, & Graus, 2007, p.390).

17. Cuerpo y parte de los cuernos uterinos que contienen material purulento de una paciente que anteriormente se le había realizado una ovariectomía de forma incorrecta.

Figura 19: Cuerpo del útero.



Fuente: (Rodríguez, MARTÍNEZ, & Graus, 2007, p.390).

18. El cierre hermético del cuello se puede realizar con una sutura de Parkerker sobre la pinza de hemostasia. Es una sutura continúa tomando parte del cuello del útero y dejando los extremos sueltos.

Figura 20: Cierre hermético del cuello uterino con suturas.



Fuente: (Rodríguez, MARTÍNEZ, & Graus, 2007, p.391).

19. En esta imagen se observa cómo queda el cuello uterino tras retirar la pinza hemostática que lo cerraba y traccionar de los extremos del hilo.

Figura 21: Sutura del cuello.



Fuente: (Rodríguez, MARTÍNEZ, & Graus, 2007, p.391).

20. Se anudan entre si los extremos del material monofilamento y se aprovecha esta misma sutura para colocar un segmento de omento sobre el muñón.

Figura 22: Realización de un muñón en el cuello uterino.



Fuente: (Rodríguez, MARTÍNEZ, & Graus, 2007, p.391).

21. Al fijar el omento al cuello se evitan adherencias de este a la vejiga urinaria, previniendo así problemas de incontinencia urinaria.

Figura 23: Realizar el muñón para evitar adherencias



Fuente: (Rodríguez, MARTÍNEZ, & Graus, 2007, p.391).

2.11.2 Beneficios de la esterilización para las mascotas y sus dueños.

- Elimina los períodos de celo.
- Elimina el aroma que atrae a perros y gatos machos extraños a su casa.
- Elimina el lloriqueo y los maullidos constantes durante el celo.
- Es más saludable para su mascota.
- Elimina los problemas y riesgos de la gestación y el parto.

- Elimina los problemas comunes de cáncer e infección en el útero (Piómetra).
- Disminuye la posibilidad de tumores en las glándulas mamarias.
- Reduce el grave problema de la superpoblación.
- Elimina las camadas de cachorritos(as) y gatitos(as) no planeadas.
- Elimina la frustración sexual.
- Disminuye el deseo de su mascota de vagabundear rutinariamente por los alrededores, reduciendo los riesgos que esta actividad implica (Intoxicaciones y comida para los leones en los circos que visitan las ciudades). (Cala C, 2014, p.2).

3. MATERIALES Y MÉTODOS.

3.1 Materiales.

3.1.1 Materiales Físicos.

Tabla 4: *Materiales físicos*

Descripción	Cantidad	Unidad de medidas
Quirófano	1	Unidad
Jeringas	3	Caja 100
Algodón	1	Paquete
Equipo de venoclisis	60	Unidad
Esparadrapo	1	CAJA
Porta sueros	1	Unidad
Cordones	4	Unidad
Equipo de disección	1	Unidad
Hilo de sutura # 1, 2-0 y 3-0	180	Unidad
Hojas de bisturí	60	Unidad
Mesa de cirugía	1	Unidad
Mesa mayo	1	Unidad
Cautín	1	Unidad
Lámpara	1	Unidad
Compresas	180	Unidad
Guantes	60	Unidad
Mascarillas	60	Unidad
Batas de cirugía	20	Unidad

3.1.2. Materiales Químicos.

Tabla 5: *Materiales químicos*

Descripción	Cantidad	Unidad de medidas
Propofol	15	Frasco
Ketamina	4	Frasco
Atropina	2	Frasco
Acepromazina	1	Frasco
Agua oxigenada	1	Litro
Alcohol	1	Litro
Yodo	1	Litro
Cloruro de Na.	10	Frasco
Antibióticos	2	Frasco
Analgésico	2	Frasco

3.1.3 Materiales Biológicos.

Tabla 6: *Materiales biológicos.*

Descripción	Cantidad	Unidad de medida
Perras	60	Animal

3.2. Método.

Se realizó las técnicas quirúrgicas: Medial y lateral derecha y su posterior comparación entre las mismas, dependiendo de la edad de la paciente, sin tomar en cuenta para los análisis estadísticos la raza del canino.

-Procedimiento de anestesia protocolo uno, (Ketamina más acepromazina en dosis normales).

Inducción del protocolo uno, es a base de ketamina mas acepromazina (mezcla) en dosis de 10 mg, vía intravenosa, la dosis varía de acuerdo al peso del animal.

-Procedimiento de anestesia protocolo dos, (Ketamina, propofol al cincuenta por ciento más atropina).

Inducción del protocolo dos, es a base de propofol en dosis de 3 mg, vía intravenosa, la dosis varía de acuerdo al peso del animal.

3.3. Proceso.

Planteamiento del problema.

Formulación de hipótesis.

Comprobación de hipótesis.

Presentación de resultados.

3.4. Técnica.

- Ovariohisterectomía Medial (Celiotomía)
- Ovariohisterectomía Lateral. (flancotomía)

3.5. Diseño.

Se utilizó el método para el diseño experimental inductivo partiendo de hechos.

Para el análisis estadístico se utilizó un DCA con un ADEVA consta de dos tratamientos y treinta repeticiones.

Tabla 7: ADEVA para un DCA

F de V	g.l
Total	59
Tratamientos	1
Error experimental	58

3.6. Población y Muestra.

3.6.1. Población.

Para la presente investigación se tomó como universo la población de caninos hembras sin importar la raza y el tamaño, pero que los pacientes sean mayores de cinco meses de edad.

3.6.2. Muestra.

Se tomó una muestra del 100 por ciento de la población de sesenta caninos hembras cuyas edades van desde los cinco meses de edad.

3.7. Consideraciones Éticas.

En el proceso de esta investigación se tomó en cuenta o se reconoce que en lo que se refiere a dichos aspectos, se debe ir más allá de no causarles daño físico innecesario, proporcionándoles un adecuado bienestar físico y psíquico, lo cual se logra cuando se cumplen los reglamentos establecidos en estas instituciones y hay un mayor desarrollo profesional del personal especializado.

Inspección de instalaciones.

Las instalaciones se inspeccionarán con regularidad, es decir al menos una vez al año.

Estas inspecciones incluirán los siguientes elementos:

- a) Los animales y sus registros, incluidas las identificaciones de las jaulas y los otros métodos de identificación animal;
- b) Las prácticas zootécnicas;
- c) El mantenimiento, la limpieza y la seguridad de la instalación;
- d) El tipo y la condición de las jaulas y otros equipos;
- e) Las condiciones ambientales de las jaulas y los locales de alojamiento;
- f) Los laboratorios, las salas generales y las especializadas en procedimientos tales como cirugía, autopsia y experimentación animal;
- g) Las cuestiones de salud y seguridad en el trabajo.

Las instalaciones destinadas para el alojamiento de los animales de experimentación deben estar diseñadas para cubrir las necesidades de los sujetos experimentales, de los usuarios y del personal que interviene en su cuidado diario. Deben existir espacios definidos de alojamiento animal, de experimentación y de apoyo a la operación.

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.

4.1 Variable: Tiempo de duración de cirugía en ovariectomía.

Figura 24: Tiempo de duración de cirugía.

A	B
43	30
38	20
32	29
35	30
29	30
25	29
23	39
24	29
25	28
30	45
33	30
29	32
27	40
35	38
25	45
42	30
38	30
33	38
37	35
37	40
43	35
37	35
35	28
40	30
35	25
35	30
40	28
32	33
35	30
35	27
1007	968
33,57	32,27

Tabla 8: ADEVA de tiempo de duración de cirugía.

ADEVA						
F de V	Gl	SC	CM	F. CAL	F. Tabular	
					5%	1%
Total	59	1914,58	'-----	'-----	'-----	'-----
Trata	1	25,35	25,35	0,78	3,89	6,44
E. Exp	58	1889,23	32,57			

CV: 17,34 %

4.1.1 Discusión.

Estadísticamente es no significativo, se acepta la hipótesis nula y se rechaza la hipótesis alternativa, es decir que ambos protocolos se comportan estadísticamente iguales, aunque matemáticamente el protocolo dos (Ketamina, propofol al cincuenta por ciento más atropina), resultó ser el mejor protocolo anestésico.

Según (Vanegas , 2015, p.50). Afirma que el uso de (ketamina mas acepromazina, en dosis de 10 mg/kg más propofol, en una dosis de 6 mg/kg), en la investigación resultó tener un menor tiempo de recuperación en comparación con el tratamiento número uno T1 (ketamina + acepromazina, en dosis de 10 mg/kg).

El coeficiente de variación calculado es del 17,34 por ciento indicando una confiabilidad del ensayo, resultando ser el protocolo dos (Ketamina, propofol al cincuenta por ciento más atropina), el mejor en el tiempo de duración de cirugía.

Los tiempos de duración de la cirugía por protocolo anestésico, P1. (Ketamina más acepromazina en dosis normales) con un tiempo promedio de “33 minutos 57 segundos”, P2. (Ketamina, propofol al cincuenta por ciento más atropina) con un tiempo promedio de “32 minutos 27 segundos”, obteniendo la diferencia de tiempo de duración de la cirugía de “1 minuto 30 segundos”.

4.2 Variable: Tiempo de recuperación de cirugía en ovariectomía.

Figura 25: Tiempos de recuperación de cirugía con valores transformados a Raíz $x + 0,5$.

A	B
5,05	3,24
4,53	2,35
4,53	2,12
3,24	2,92
4,64	2,35
4,18	1,87
5,52	1,87
4,18	2,12
4,3	0,71
5,05	2,35
5,24	2,35
4,85	1,58
4,85	2,35
4,53	2,74
5,34	1,58
5,34	2,74
5,05	1,87
5,05	2,92
4,85	1,87
5,7	2,92
5,15	0,71
5,05	3,24
5,43	2,74
5,05	2,35
4,53	1,87
4,53	2,12
5,96	2,35
3,24	2,35
4,74	2,55
3,94	2,74
143,64	67,84
4,79	2,26

Tabla 9: ADEVA del tiempo de recuperación de cirugía con valores transformados a Raíz $x + 0,5$.

ADEVA							
F de V	Gl	SC	CM	F. CAL		F. Tabular	
						5%	1%
Total	59	117,98	'-----	'-----	'-----	'-----	
Trata	1	95,76	95,76	250,02	**	3,89	6,44
E. Exp	58	22,21	0,38				

CV: 17,56 %

4.2.1 Discusión.

Aplicando el método estadístico DCA (Diseño Completamente al Azar), en el ADEVA con valores transformados a Raíz $x + 0,5$. De la variable tiempo de recuperación de cirugía en ovariectomía, se obtiene que $f_{cal} = 250,02$ es altamente significativo al 5 y 1 por ciento en los tratamientos, demostrando un comportamiento estadístico diferente entre los mismos; por lo tanto, se acepta la hipótesis alternativa y se rechaza la hipótesis nula.

El coeficiente de variación calculado de 17.56% indica la confiabilidad del ensayo, demostrando que el protocolo dos (Ketamina, propofol al cincuenta por ciento más atropina), resultó ser el mejor en el tiempo de recuperación de cirugía.

Como resultado de la ovariectomía, el protocolo 2 (Ketamina, propofol al cincuenta por ciento más atropina), aplicado a caninos hembras resultó tener un menor tiempo de recuperación postoperatorio con una media de tiempo de 2.26 minutos en comparación con el protocolo 1 (ketamina más acepromazina en dosis normales), con una media de de 4.79 minutos.

Menciona (Parra, 2017, p.49). que las medias mínimo cuadráticas demuestran como resultado que no existe diferencia en pacientes inducidos con Ketamina + Acepromacinao con Propofol en el tiempo de recuperación.

4.3 Costos totales de los protocolos anestésicos (Ketamina más acepromazina en dosis normales) y (Ketamina, propofol al cincuenta por ciento más atropina).

Figura 26: Costos promedios de los dos protocolos anestésicos en cirugía ovariectomía.

PROTOCOLO 1	TOTAL COSTO POR TRATAMIENTO USD.	PROTOCOLO 2	TOTAL COSTO POR TRATAMIENTO O USD.
Nena	20,58	S/N	23,41
Layka	20,44	S/N	23,64
Chiripa	21,60	Lassy	25,57
Morena	21,83	Morena	24,04
Gaby	20,67	Negra	28,09
Princesa	20,44	Nenita	24,59
Fiona	21,37	Hiena	27,25
Morena	20,90	Pinina	23,41
Luna	21,13	Muñeca	22,76
Candy	20,58	Tina	26,24
Lulu	21,13	Gabiota	24,43
Osa	22,19	Layla	26,17
Suka	25,31	S/N	31,09
Layla	20,67	Nena	27,31
Sofía	24,70	Moli	31,09
Coffe	23,69	Princesa	24,31
Puma	22,76	Shakira	25,15
S/N	20,68	Ramona	28,21
Blanca	22,84	Titina	28,08
Dolly	20,55	Cloy	32,41
Luna	20,98	Princesa	25,51
Nena	23,92	Princesa	29,82
Lula	25,34	Paloma	29,83
Fibi	21,03	Magui	29,00
Jaba	22,60	Suka	26,29
Chiripa	20,90	Luna	30,31
Coda	22,99	Chelsi	26,41
Nena	23,22	Afra	23,62
Cony	22,98	Niña	27,25
Suca	21,66	Princesa	30,69
Total	659,68	Total	805,97
Promedio	21,99	Promedio	26,87

4.3.1 Discusión.

En cuanto a costo por protocolo anestésicos en dólares se puede determinar que el protocolo uno (Ketamina más acepromazina en dosis normales) es el ideal con una media en dólares de USD. 21,99. Mientras que el protocolo dos (Ketamina, propofol al cincuenta por ciento más atropina), con una media en dólares de USD. 26,87 por cirugía en animales realizados.

5. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES.

5.1 Conclusiones.

- Como resultado de la ovariectomía, el protocolo dos (ketamina, propofol al cincuenta por ciento más atropina), aplicado a caninos hembras, resultó tener un menor tiempo de duración con una media de 32.27 minutos y tiempo de recuperación postoperatoria con una media de 2.26 minutos en comparación con el protocolo uno (ketamina más acepromazina en dosis normales), con una media de duración de 33.57 minutos y recuperación postoperatoria con una media de 4.79 minutos.
- En la investigación realizada, al utilizar el protocolo 2 (ketamina, propofol al cincuenta por ciento más atropina) para una ovariectomía resulta muy conveniente para una recuperación más rápida del paciente.
- En relación a los costos se determina que el protocolo uno (ketamina más acepromazina en dosis normales) resultó ser el más económico con un costo promedio de USD. 21,99. con relación al protocolo dos (ketamina, propofol al cincuenta por ciento más atropina), con un costo de USD. 26,87; sin embargo, el protocolo dos a pesar de tener un mayor costo, resultó ser el mejor en el tiempo de duración y recuperación postquirúrgico.

5.2 Recomendaciones.

De acuerdo a los resultados obtenidos en esta investigación se recomienda lo siguiente:

- Se recomienda el uso de propofol en la mayoría de intervenciones quirúrgicas debido a que su recuperación es rápida, y es ideal para pacientes con enfermedades renales y hepáticas severas.
- Continuar con esta investigación, pero realizando estudios de capnometría y pulsioximetría durante la anestesia.
- Para futuras investigaciones se recomienda continuar con este tema tomando en cuenta la edad, raza y temperamento de los animales.
- Realizar un hemograma y perfil preanestésico para evaluar en qué condiciones fisiológicas entran los pacientes a cirugía.

6. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.

- Álvarez, R. (07 de 02 de 2005). *Canis lupus Linnaeus*. Obtenido de <http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/exoticas/fichaexoticas/Canislupus00.pdf>
- Botana , L., Landoni, F., & Jiménez , T. (2002). *Farmacología y Terapéutica Veterinaria* . Madrid, España : McGRAW-HILL . INTERAMERICANA .
- BSAVA. (2012). *Vademécum Farmacológico de Pequeños Animales y Exóticos* (Vols. Manual de formulación, 7. edición). Barcelona , España: Ian Ramsey.
- Cala C, F. (3 de 03 de 2014). TÉCNICA LATERAL Ovariohisterectomía (OVH) lateral. *REDVET*, 2. Recuperado el 30 de 01 de 2018, de <http://www.redalyc.org/pdf/636/63632381001.pdf>
- Cossa, J., & Fernández, G. (2010). *Valoración Pre y Post operatio*. Recuperado el 24 de 01 de 2018, de <http://www.fmed.edu.uy/sites/www.dbc.fmed.edu.uy/files/1.%20Valoraci%C3%B3n%20pre%20y%20post%20operatoria%20-%20J.%20Cossa.pdf>
- Crowell , S. L., & Murray , D. T. (2008). *Psicofarmacología Veterinaria* . Zaragoza , España: ACRIBIA, S.AA .
- Dyce, Sack, Wensing. (2012). *Anatomía Veterinaria* (Vol. Cuarta edición). (E. J. Saavedra, Ed.) Mexico, D.F., Mexico : El manual Moderno.
- Fariña, J. (2011). *Origen del perro*. Recuperado el 24 de 01 de 2018, de http://www.magazinecanino.com/sgc/fotos/d2014-09-08_c638.pdf
- Fernández, M. L., & Garcia, G. A. (2014). *Atlas de Cirugía Veterinaria* (Segunda edición ed.). Colombia: Medical CELSUS.

- Fossum, T. W. (2009). *Cirugía en pequeños animales* (Vol. Tercera Edición). Barcelona, España: ELSEVIER.
- González C, M. Á. (2008). *Vademécum de Farmacología Veterinaria en Perros y Gatos* . México: Trillas.
- Humane Society International. (2010). *La Importancia de Esterilizar y Castrar a sus Animales de Compañía*. Recuperado el 25 de 01 de 2018, de http://www.hsi.org/assets/pdfs/why_spayneuter_is_important_spanish.pdf
- Jack , C. M., Watson, P. M., & Donovan, M. S. (2004). *Guia de Medicina Veterinaria canina y felina*. Mexico: McGraw-Hill Interamericana .
- Manchado, J., & Garcia, L. (2008). *Manual del ATV*. Barcelona, España : Multimédica Ediciones Veterinarias.
- Martínez , M. J. (2001). *Fluidoterapia y transfusión en el paciente quirúrgico*. Recuperado el 25 de 01 de 2018, de Consulta Difus. Vet.: http://cirugiaveterinaria.unizar.es/Inicio/Trabajos/Temas_anestesia/FLUIDOTE.PDF
- Mckelvey, D., & Hollingshead, W. (2003). *Manual de anestesia y analgesia*. Barcelona, España: Multimédica Ediciones Veterinarias .
- Merck . (2013). *Manual merck para la salud de las mascotas*. Barcelona: Editorial Paidotribo.
- Otero, P. (2012). *Protocolos anestésicos y manejo del dolor en pequeños animales*. Buenos Aires, Argentina: INTER-médica.
- Parra , M. (2017). *Comparación de dos tipos de protocolos anestésicos con relación al tiempo de recuperación postquirúrgico en mascotas*. Cuenca, Ecuador .

- Plumb, D. C., & Pharm, D. (2010). *Manual de Farmacología Veterinaria* (Vol. Sexta edición). Buenos Aires, Argentina.
- Restrepo S, J. G. (2016). *Terapéutica Veterinaria 2016- 2018*. Medellín , Colombia: CIB Fondo Editorial.
- Rodríguez, J., Martínez, M. J., & Graus, J. (2007). *Cirugía en la clínica de pequeños animales*. Navarra, España : SERVET.
- Sández C, I., & Cabezas S, M. A. (2014). *Manual clínico de farmacología y complicaciones en anestesia de pequeños animales*. Barcelona, España : Multimédica Ediciones Veterinarias.
- Sisson., & Grossman. (1982). *Anatomía de los animales Domésticos* (Vols. Quinta Edición, Tomo II). Barcelona, España : Elsevier Masson.
- Slatter , D. (2006). *Tratado de cirugía en pequeños animales* (Vol. 2). Buenos Aires, Argentina: INTER-médical.
- Sumano L, H. S., & Ocampo, L. (2006). *Farmacología Veterinaria*. Mexico: McGraw-Hill Interamericana.
- Tobias , K. M. (2011). *Manual de Cirugía de Tejidos Blandos en Pequeños Animales* . Buenos Aires , Argentina: INTER-médica.
- Valera , M. Á. (2009). *Reproducción Canina* . Recuperado el 24 de 01 de 2018, de Centauro Policlínica Veterinaria :
<http://old.centauroveterinarios.com/tenes/reproduccionCanina.pdf>
- Vanegas , B. (2015). Evaluación del tiempo de recuperación de dos protocolos anestésicos en la esterilización de caninos machos. 50.

Ventura G, J. (14 de 12 de 2011). *La ovariectomía minimiza los riesgos posoperatorios derivados de manipular el útero*. Recuperado el 5 de 12 de 2018, de <http://argos.portalveterinaria.com/noticia/7829/actualidad/esta-justificada-la-ovariohisterectomia-para-esterilizar-perras-y-gatas-o-es-suficiente-con-una-ovariectomia.html>.

Williams, J. M., & Niles, J. D. (2015). *Manual de cirugía abdominal en pequeños animales* .
Barcelona , España: Lexus .

7. ANEXOS O APÉNDICE.

Tabla 10: *Lista de animales intervenidos. Protocolo número uno (Ketamina más acepromazina en dosis normales)*

No.	Nombre Paciente	Tiempo 1		Tiempo 2	
		Tiempo de Cirugía		Tiempo de Recuperación	
		(Hora-Minuto)		(Hora-Minuto)	
		Inicio	Fin	Inicio	Fin
1	Nena	9:45	10:28	10:28	10:53
2	Laika	11:07	11:45	11:45	12:05
3	Chiripa	13:10	13:42	13:42	14:02
4	Morena	17:40	18:15	18:15	18:25
5	Gaby	14:08	14:37	14:37	14:58
6	Princesa	8:40	9:05	9:05	9:22
7	Fiona	10:07	10:30	10:30	11:00
8	Morena	12:46	13:10	13:10	13:27
9	Luna	14:45	15:10	15:10	15:28
10	Candy	15:10	15:40	15:40	16:05
11	Lulú	14:05	14:38	14:38	15:05
12	Osa	14:50	15:19	15:19	15:42
13	Suka	16:05	16:32	16:32	16:55

14	Layla	15:10	15:45	15:45	16:05
15	Soffa	16:15	16:40	16:40	17:08
16	Coffe	15:08	15:50	15:50	16:18
17	Puma	15:10	15:48	15:48	16:13
18	S/N	14:15	14:48	14:48	15:13
19	Blanca	15:05	15:42	15:42	16:05
20	Dolly	11:10	11:47	11:47	12:19
21	Luna	14:35	15:18	15:18	15:44
22	Nena	14:05	14:42	14:42	15:07
23	Lula	17:10	17:45	17:45	18:14
24	Fibi	10:00	10:40	10:40	11:05
25	Jaba	16:05	16:40	16:40	17:00
26	Chiripa	8:45	9:20	9:20	9:40
27	Coda	13:05	13:45	13:45	14:20
28	Nena	17:50	18:22	18:22	18:32
29	Cony	15:20	15:55	15:55	16:17
30	Suca	16:35	17:10	17:10	17:25

Tabla 11: *Lista de animales intervenidos. Protocolo número dos (Ketamina, propofol al cincuenta por ciento más atropina)*

No.	Nombre Paciente	Tiempo 1		Tiempo 2	
		Tiempo de Cirugía		Tiempo de Recuperación	
		(Hora-Minuto)		(Hora-Minuto)	
		Inicio	Fin	Inicio	Fin
1	S/N	11:25	11:55	11:55	12:05
2	S/N	12:30	13:00	13:00	13:05
3	Lassy	15:55	16:24	16:24	16:28
4	Morena	14:45	15:15	15:15	15:23
5	Negra	12:20	12:50	12:50	12:55
6	Nenita	13:40	14:09	14:09	14:12
7	Hiena	14:00	14:39	14:39	14:42
8	Pinina	12:50	13:19	13:19	13:23
9	Muñeca	11:40	12:08	12:08	12:08
10	Tina	17:15	18:00	18:00	18:05
11	Gabiota	9:05	9:35	9:35	9:40
12	Layla	15:08	15:40	15:40	15:42
13	S/N	11:20	12:00	12:00	12:05
14	Nena	14:30	15:08	15:08	15:15
15	Moli	15:00	15:45	15:45	15:47
16	Princesa	15:45	16:15	16:15	14:22
17	Shakira	10:50	11:20	11:20	11:23
18	Ramona	15:52	16:30	16:30	16:38

19	Titina	17:25	18:00	18:00	18:03
20	Cloy	10:40	11:20	11:20	11:28
21	Princesa	16:30	17:05	17:05	17:05
22	Princesa	15:35	16:10	16:10	14:20
23	Paloma	10:50	11:18	11:18	11:25
24	Magui	12:15	12:45	12:45	12:50
25	Suka	14:35	15:00	15:00	15:03
26	Luna	16:50	17:20	17:20	17:24
27	Chelsi	11:05	11:33	11:33	11:38
28	Afra	11:52	12:25	12:25	12:30
29	Niña	14:05	14:35	14:35	14:41
30	Princesa	9:48	10:15	10:15	10:22

Tabla 12: *Tiempo de duración de cirugía y tiempo de recuperación. Protocolo número uno*
(Ketamina más acepromazina en dosis normales)

No.	CIRUGÍA (Min)	RECUPERACIÓN (Min)
1	43	25
2	38	20
3	32	20
4	35	10
5	29	21
6	25	17
7	23	30
8	24	17
9	25	18
10	30	25
11	33	27
12	29	23
13	27	23
14	35	20
15	25	28
16	42	28
17	38	25
18	33	25
19	37	23
20	37	32

21	43	26
22	37	25
23	35	29
24	40	25
25	35	20
26	35	20
27	40	35
28	32	10
29	35	22
30	35	15

Tabla 13: *Tiempo de duración de cirugía y tiempo de recuperación. Protocolo número dos*
(Ketamina, propofol al cincuenta por ciento más atropina)

No.	CIRUGÍA (Min)	RECUPERACIÓN (Min)
1	30	10
2	20	5
3	29	4
4	30	8
5	30	5
6	29	3
7	39	3
8	29	4
9	28	0
10	45	5
11	30	5
12	32	2
13	40	5
14	38	7
15	45	2
16	30	7
17	30	3
18	38	8
19	35	3
20	40	8

21	35	0
22	35	10
23	28	7
24	30	5
25	25	3
26	30	4
27	28	5
28	33	5
29	30	6
30	27	7

7.1 Fotografías.

Foto 1: Anestésicos del protocolo uno (Ketamina más acepromazina en dosis normales)



Foto 2: Anestésicos del protocolo dos (Ketamina, propofol al cincuenta por ciento más atropina)

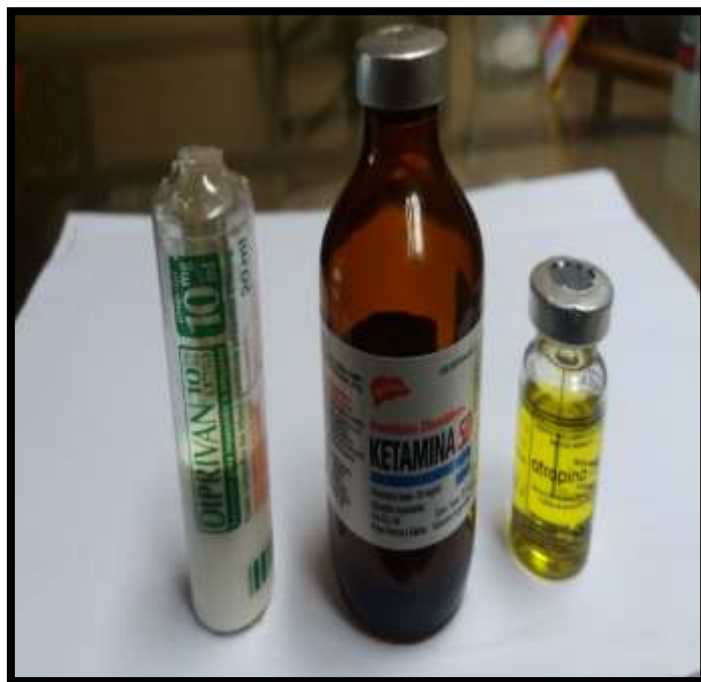


Foto 3: Preparación del paciente, previo a la intervención quirúrgica de ovariectomía



Foto 4: Incisión en la piel por la línea media ventral, que se extiende desde la cicatriz umbilical hasta 3-4 cm caudal a ésta.



Foto 5: Intervención quirúrgica del paciente, y localización de los cuernos uterinos.



Foto 6: Ligadura de los vasos y arterias para evitar el sangrado al momento del corte.



Foto 7: Exposición de los cuernos uterinos después de haber ligado los vasos y arterias ováricas.



Foto 8: Sutura de peritoneo, musculo y piel.



Foto 9: Fin de la cirugía.

