

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS
DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINARIA



“Anestesia en conejos (*Oryctolagus cuniculus*) para procesos quirúrgicos”.

POR

ADRIANA NOELIA NAVES FUENTES

CIUDAD UNIVERSITARIA, ABRIL DE 2026

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR
FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS
DEPARTAMENTO DE MEDICINA VETERINARIA



“Anestesia en conejos (*Oryctolagus cuniculus*) para procesos quirúrgicos”.

POR

ADRIANA NOELIA NAVES FUENTES

**DOCUMENTO FINAL DEL CURSO DE ESPECIALIZACIÓN PRESENTADO COMO REQUISITO PARA
OPTAR AL TÍTULO DE LICENCIATURA EN MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA**

CIUDAD UNIVERSITARIA, ABRIL DE 2026

UNIVERSIDAD DE EL SALVADOR

RECTOR:

Ing. M. Sc. Juan Rosa Quintanilla

Secretario general:

Lic. Pedro Rosalío Escobar Castaneda

FACULTAD DE CIENCIAS AGRONÓMICAS

Decano:

Ing. Agr. MAECE. Nelson Bernabé Granados

Secretario:

Ing. Agr. M. Sc. Edgar Geovany Reyes Melara

Jefa del Departamento de Medicina Veterinaria

MVZ. MSP. María José Vargas

Asesor interno

MVZ. Manuel Alberto Cortez Martínez

Tribunal calificador

MVZ. Fernando Javier Flores Alvarenga

MVZ. Luis Alonso Guardado Henríquez

MVZ. Manuel Alberto Cortez Martínez

Coordinador de procesos de grado del Departamento Medicina Veterinaria

MVZ. Fernando Javier Flores Alvarenga

AGRADECIMIENTOS

Gracias a mi director de tesina, MVZ. Manuel Cortez, por su disposición y apoyo en todos estos 6 meses del curso, y guiarme de forma asertiva a la elaboración de este documento, mostrando su compromiso y profesionalismo en cada asesoría. A MVZ. Andrea Chinchilla, quien ha compartido su conocimiento durante el desarrollo del curso de especialización.

En cuanto al contenido del documento quiero agradecer a los autores citados en este trabajo, quienes han dedicado su tiempo en estudios sobre la anestesiología en conejos, y que hoy en día sirven como ejemplos para futuras investigaciones.

Adriana Noelia Naves Fuentes

DEDICATORIAS

A mi querido padre, Israel, ya que, sin su sacrificio y apoyo, jamás habría llegado tan lejos, motivándome siempre a seguir avanzando hacia mi superación.

A mi hermano, Sergio, quien a pesar de la distancia en la que actualmente nos encontramos, siempre ha sido un pilar de apoyo e inspiración a seguirme superando.

A mi novio, Kevin, quien se ha convertido en mi apoyo incondicional, motivándome siempre a mejorar, no solo en mi carrera profesional, sino también en la vida.

A mis amigos Julissa, Mónica, Jorge y Camila, por ayudarme durante los buenos y malos momentos, no solo de la carrera sino también en la vida.

Adriana Noelia Naves Fuentes

RESUMEN

En este trabajo se describe el abordaje anestésico del conejo (*Oryctolagus cuniculus*), que son intervenidos quirúrgicamente. Describiendo el manejo de la especie, método de intubación endotraqueal, y los anestésicos más importantes y comúnmente usados en la anestesia; así como también el monitoreo de aquellos parámetros fisiológicos importantes para evitar una descompensación sistémica.

Se incluyeron agentes sedativos, disociativos, analgésicos y anestésicos inhalatorios, de los cuales el Midazolam fue el más documentado como sedativo en conejos, dando mejores resultados produciendo una sedación eficaz y adecuada, siendo una ventaja su uso en conejos con disnea ya que aumenta el suministro de oxígeno hacia las vías respiratorias profundas.

Palabras claves: anestesia en conejos, monitoreo anestésico, intubación endotraqueal, analgesia en conejos, anestesia inhalada.

ABSTRACT

This study describes the anesthetic management of rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) undergoing surgical procedures. It details species handling, endotracheal intubation methods, and the most important and commonly used anesthetic agents, as well as the monitoring of physiological parameters essential to prevent systemic decompensation.

Sedative, dissociative, analgesic, and inhalation anesthetic agents were included, among which Midazolam was the most documented sedative for rabbits, with the advantage of being suitable for rabbits with dyspnea, as it enhances oxygen delivery to the lower airways.

Keywords: rabbit anesthesia, anesthetic monitoring, endotracheal intubation, rabbit analgesia, inhalation anesthesia.

ÍNDICE

RESUMEN	VII
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. OBJETIVOS.....	2
2.1 Objetivo general.....	2
2.2 Objetivos específicos	2
3. MARCO TEÓRICO.....	3
3.1 Anestesia	3
3.2 Anestesia en conejos	3
3.3 Agentes anestésicos y analgésicos usados en conejos	3
3.3.1 Acepromacina	3
3.3.2 Dexmedetomidina	4
3.3.3 Fentanilo.....	4
3.3.4 Morfina.....	4
3.3.5 Midazolam.....	5
3.3.6 Ketamina.	5
3.3.7 Propofol.....	6
3.3.8 Isoflurano (inhalada).....	6
3.3.9 Halotano (inhalada).....	7
3.4 Tipos de anestesia (inyectable, inhalatoria y local)	7
3.4.1 Anestesia inyectable	7
3.4.2 Anestesia inhalada	7
3.4.3 Anestesia local	8
3.5 Evaluación preanestésica.....	8
3.6 Preparación anestésica (intubación).....	8
3.7 Fluidoterapia	9
3.8 Premedicación.....	9

3.9	Sedación	10
3.10	Analgesia	10
3.11	Monitoreo (parámetros cardíacos, respiratorios y temperatura)	11
4.	METODOLOGÍA.....	13
4.1	Ubicación del trabajo	13
4.2	Recolección de datos	14
5.	ANÁLISIS DE RESULTADOS.....	15
6.	CONCLUSIONES	25
7.	RECOMENDACIONES	26
8.	BIBLIOGRAFÍA.....	27
9.	ANEXOS	33

ÍNDICE DE CUADROS

Tabla 1. Escala de la valoración ASA	36
Tabla 2. Vías de administración en conejos.....	36
Tabla 3. Cuadro de dosis usada en conejos para la sedación	37

ÍNDICE DE FIGURAS

A- 1 Aplicación subcutánea en región dorsal del cuello (Zeelan, 2014).....	33
A- 2 Aplicación intramuscular profunda en masa muscular del bíceps (Albarran, 1993)	33
A- 3 Aplicación endovenosa en vena marginal de la oreja (Albarran, 1993).	33
A- 4 Extensión del cuello del conejo para la colocación del tubo endotraqueal (Borkowski & Karas. 1999).	34
A- 5 Técnica a ciegas para intubación endotraqueal en conejos (Varga, 2017).	34
A- 6 Visualización de epiglotis con Otoscopio (Lichtenberger, 2004).....	34
A- 7 Colocación de catéter endovenoso en vena safena lateral del conejo (Cabrerero & Riera, 2008).....	35
A- 8 Escala de Grimace del conejo (Keating SCJ et al., 2012)	35

1. INTRODUCCIÓN

En la clínica de especies menores, se observa con más frecuencia animales de compañía no convencionales en consulta, como lo es el conejo (*Oryctolagus cuniculus*) (Bimonte, *et al.*, 2007), por lo que es importante conocer acerca de los métodos de contención, tranquilización y anestesia para diferentes procesos de diagnóstico, terapéuticos o cirugías. Esta especie es considerada compleja de anestésicar, por su anatomía y fisiología (Wenger, 2012).

La anestesia en estos animales es necesaria principalmente para el manejo y sujeción del paciente, con la finalidad de reducir el estrés en esta especie; para realizar procedimientos quirúrgicos mediante la pérdida de consciencia, analgesia y relajación muscular (Longley, 2008). Por lo cual, es importante utilizar protocolos anestésicos que nos brindan estas características y así, reducir riesgos y mitigar el dolor.

El conejo es un animal propenso a presentar complicaciones durante la anestesia general, es necesario conocer las reacciones asociadas a los anestésicos y tener un protocolo que permita el monitoreo anestésico del paciente (Soto, 2010).

Debido a esto, el presente trabajo tiene como objetivo analizar los anestésicos más usados en medicina veterinaria para el abordaje quirúrgico en conejos (*Oryctolagus cuniculus*). Recopilando información bibliográfica de diferentes autores y resumiéndola para su mayor comprensión.

2. OBJETIVOS

2.1 Objetivo general

Dar a conocer los protocolos anestésicos más usados en medicina veterinaria para el abordaje quirúrgico en conejos (*Oryctolagus cuniculus*).

2.2 Objetivos específicos

Definir los tipos de anestesia utilizados en procedimientos quirúrgicos del conejo (*Oryctolagus cuniculus*).

Mencionar aquellos parámetros que sean considerados los más importantes para el correcto monitoreo anestésico del conejo (*Oryctolagus cuniculus*).

Describir la eficacia y seguridad de distintos agentes anestésicos utilizados en las fases de sedación, inducción y mantenimiento anestésico en conejos (*Oryctolagus cuniculus*) sometidos a procedimientos quirúrgicos.

3. MARCO TEÓRICO

3.1 Anestesia

Es una rama de la medicina que mediante el uso de técnicas específicas y la administración de fármacos provoca analgesia, inmovilidad, amnesia e inconsciencia del paciente, para poder realizar procesos quirúrgicos o médicos, con fines diagnósticos, terapéuticos, de rehabilitación, paliativos o investigativo (Brunner, 2013).

El objetivo de la anestesia es reducir a lo más mínimo el dolor en los pacientes. Su definición es la pérdida de la conciencia y sensibilidad, tomando en cuenta la hipnosis, analgesia y relajación muscular, permitiendo abordajes quirúrgicos y otros tratamientos (Lozada, 2023).

3.2 Anestesia en conejos

Los conejos son conocidos por tener un alto riesgo de mortalidad bajo anestesia, esto se ve influenciado por el estado de salud del paciente, aquellos que presentan enfermedades sistémicas deben ser anestesiados de forma diferente a los sanos (Harcourt & Chitty, 2016).

Presentan variaciones dependiendo de la raza y sexo en las respuestas a anestésicos. En la mayor parte de las técnicas anestésicas se produce hipotensión marcada y de larga duración, sobre todo cuando la anestesia dura más de una hora (Vilcahuamán, 2018). Se ha reportado diferentes agentes sedativos y anestésicos para su uso en conejos, algunos de estos son: xilacina, ketamina, acepromacina, benzodiazepinas (diazepam y midazolam), opioides (butorfanol), propofol e isoflurano (Borkowski & Karas, 1999).

3.3 Agentes anestésicos y analgésicos usados en conejos

3.3.1 Acepromacina. Esta se aplica usualmente como tranquilizante. Es la encargada de disminuir la ansiedad, depresión del sistema nervioso central, la caída de la presión arterial y la frecuencia cardíaca (Ullah & Usman, 2022). Contiene propiedades antieméticas y

antiarrítmicas, interviene con la transmisión de dopamina en el sistema nervioso, provocando sedación sin analgesia (Lozada, 2023).

En conejos presenta como efecto adverso la hipotermia e hipotensión, por lo que se usa con moderación, se usa mayormente para proporcionar sedación o premedicación quirúrgica en combinación con un analgésico opioide (Dyson, *et al.*, 2023). La dosis utilizada en conejos como tranquilizante es de 1 mg/kg, vía intramuscular, tiene efecto a los 10 minutos luego de la administración. En caso de utilizarse como premedicación se aplica a dosis de 0.25 – 2 mg/kg vía intravenosa, intramuscular o subcutánea, 15 minutos antes de la inducción (Plumb, 2010).

3.3.2 Dexmedetomidina. Es un agonista de los receptores adrenérgicos α -2, descrito como un agente con efectos sedantes, ansiolíticos, simpaticolíticos e hipnóticos que permite mantener las funciones respiratorias (Duarte, 2020).

Puede disminuir en un 95% la concentración alveolar mínima (CAM) de halotano y del isoflurano, la dosis de propofol y ketamina. Produce un mínimo efecto en el sistema cardiovascular y respiratorio, pero puede causar efectos como hipotermia y una intensa bradicardia (Flores, *et al.*, 2008). La dosis usada en conejos como preanestésico en conjunto con ketamina es de 0.005 mg/kg vía intramuscular, puede usarse también a dosis de 0.035-0.05 mg/kg para inducción y mantenimiento, siempre en conjunto con ketamina (Portilla, 2020).

3.3.3 Fentanilo. Es un opioide sintético, interactúa principalmente con los receptores μ y es altamente lipofílico (Tepetate, 2011). Produce sedación y analgesia, ocasionalmente puede producir depresión respiratoria a dosis altas, la dosis recomendada es de 0.2-0.5ml/kg IM (Albarran, 1993).

3.3.4 Morfina. Es un analgésico opioide, empleado como preanestésico, tiene su actividad sobre los receptores μ , los principales efectos son analgesia, depresión respiratoria, sedación,

y a nivel cardiovascular bradicardia, puede provocar hipotermia en conejos (Plumb, 2010). La dosis es de 0.5 – 5 mg/kg subcutáneo o intramuscular cada dos a cuatro horas para analgesia. A dosis de 0.1 mg/kg diluido en solución salina se puede usar para anestesia epidural (Portilla, 2020). El uso de la morfina vía intravenosa puede causar depresión respiratoria, hipertensión, bradicardia e hiperglucemia en conejos (Wenger, 2012).

3.3.5 Midazolam. Es una benzodiazepina que se absorbe mejor y es menos irritante al administrarse de forma intramuscular (Borkowski & Karas, 1999). Produce una sedación eficaz y adecuada, con una duración de una hora aproximadamente. Cuando se aplica de forma intramuscular o intravenosa proporciona una sedación adecuada para procedimientos de diagnóstico. Se puede combinar con agentes opioides para proporcionar analgesia. En conejos la dosis es de 0.5 a 2 mg/kg intravenoso o intramuscular (Wenger, 2012). El uso en conejos disneicos puede ser beneficioso, ya que el fármaco ayuda al animal a relajarse, permite que respire más fácil y mejor, con menos esfuerzo, aumentando la eficacia del suministro de oxígeno hacia las vías respiratorias profundas (Zeeland & Schoemaker, 2014).

3.3.6 Ketamina. Es un compuesto perteneciente al grupo de las fenciclidinas, con propiedades anestésicas, sedativas y analgésicas. Se utiliza en combinación con agonistas α_2 o benzodiazepinas, es un agente disociativo (Cruz, *et al.*, 2009). Las vías que son más utilizadas en medicina veterinaria son la vía intramuscular y la vía intravenosa, mediante esta se puede inducir una depresión respiratoria si se administra rápidamente. También puede administrarse por vía subcutánea (Rodríguez, 1993).

La ketamina aumenta el flujo sanguíneo del cerebro causando un aumento de la presión intracraneana, en combinación de benzodiazepinas este aumento se ve reducido, produce una depresión cardiovascular mínima, pudiéndose administrar en pacientes con enfermedad cardiovascular (Portilla, 2020). Puede producir relajación muscular, depresión respiratoria y de la motilidad intestinal, hipotermia y bradicardia (Obando, 2006). La dosis recomendada en

conejos es de 20 – 60 mg/kg vía intramuscular, esta dosis varía según el agente anestésico con el que se combine (Mudarra, 2012).

3.3.7 Propofol. Es un derivado fenólico, empleado como un anestésico intravenoso, posee un corto periodo. Se puede utilizar en la inducción y en el mantenimiento, ya sea por dosis repetidas o por infusión, se utiliza mayormente luego de premedicar con otros sedantes (Redondo, 1998). Causa depresión del sistema nervioso central al potenciar los efectos del GABA, este inhibidor causa una inducción rápida y suave de la anestesia general. Este no produce ningún tipo de analgesia por lo que se deben adicionar agentes analgésicos en procedimientos dolorosos (Vilcahuaman, 2018).

A una dosis de 5 a 14 mg/kg vía intravenosa suele proporcionar una sedación suficiente para poder intubar al paciente. Una administración prolongada puede inducir hipoxia, hipotensión o una recuperación prolongada, por lo que es recomendable su uso para inducción o procedimientos poco invasivos y de corta duración. Cuando se administra en dosis más altas puede provocar apnea transitoria o un paro respiratorio (Zeeland & Schoemaker, 2014).

3.3.8 Isoflurano (inhalada). Es un agente anestésico potente y volátil, no causa irritación, de efecto rápido y de eliminación rápida, su sitio de acción es la membrana lipídica celular. La acción en la corteza cerebral y el hipocampo proporcionan anestesia general (hipnosis), mientras que la acción en la médula espinal suprime los movimientos involuntarios. No poseen efectos analgésicos, sin embargo, causa una pérdida de la conciencia que bloquea la percepción del dolor (Lozada, 2023).

El isoflurano causa broncodilatación, el cual puede llegar a ser beneficioso en el caso de pacientes con broncoespasmo. En conejos se recomienda una inducción con isoflurano 3-5%, estableciendo la anestesia de tres a cinco minutos y su mantenimiento con isoflurano al 2-3% (Portilla, 2020). Este produce una reducción dependiente de la dosis en la frecuencia

respiratoria y presión arterial media en conejos, sin embargo, esta no afecta a la frecuencia cardíaca (Longley, 2008).

3.3.9 Halotano (inhhalada). Es usado con un sistema cerrado ya que tiene un margen de seguridad muy estrecho. Se requiere de un tubo endotraqueal. Este puede proveer un excelente plano anestésico quirúrgico y un periodo de recuperación corto (Albarran, 1993). Se recomiendan dosis de halotano al 4% en inducción y 1% en mantenimiento (Bimonte, *et al.*, 2007). En cuanto a los efectos adversos se puede observar apnea e hipoxia en conejos conscientes, en un plano anestésico ligero. La apnea se suele asociar con la bradicardia, hipercapnia e hipoxia, por lo tanto, es importante la premedicación antes de usar agentes anestésicos inhalados (Longley, 2008).

3.4 Tipos de anestesia (inyectable, inhalatoria y local)

3.4.1 Anestesia inyectable. Es utilizada para procedimientos de corta duración, de 20 a 30 minutos, permite un grado de inmovilización y relajación importante (Bimonte, *et al.*, 2007). Su uso es comúnmente por vía intravenosa y muscular, deprimiendo el sistema nervioso central. La ventaja en este tipo de anestesia es que se observa más hemodinamia, estabilidad en el plano anestésico y la pronta recuperación del paciente (Lozada, 2023).

3.4.2 Anestesia inhalada. Es usada para procesos de larga duración, se usan fármacos los cuales son absorbidos desde los alvéolos a circulación sistémica, luego se distribuyen por el organismo y son eliminados por los pulmones y en menor parte por el hígado. La ventaja es que se puede controlar la profundidad de la anestesia, con precisión, la inducción y la recuperación es rápida (Lozada, 2023). Existen varios anestésicos inhalados útiles en el conejo, excepto el éter ya que causa irritación en la membrana mucosa y salivación. Es preferente usar

un anestésico inyectado para inducir al paciente y mantener la anestesia con agentes volátiles (Albarran, 1993).

3.4.3 Anestesia local. Los anestésicos locales, como la lidocaína, que bloquea los canales de sodio para inhibir la propagación y transmisión de impulsos nociceptivos. Estos anestésicos reducen considerablemente el uso de opioides para la antinocicepción intraoperatoria y la analgesia postoperatoria (Grubb & Lobprise, 2020). Estas son aplicadas ya sea por vía tópica, por infiltración directa en tejido con terminaciones nerviosas, vía intraarticular o epidural. La colocación de un anestésico local en la zona de la oreja proporciona anestesia para evitar que el conejo sacuda su oreja cuando se punciona o se coloca un catéter intravenoso (Zeeland & Schoemaker, 2014). La dosis recomendada de lidocaína como anestésico local es de 1 mg/kg (Yarto & Citaku, 2023).

3.5 Evaluación preanestésica

Se debe realizar un examen físico con el propósito de detectar enfermedades que compliquen la anestesia y que esta sea corregida previo a la anestesia y reducir los riesgos. Se debe auscultar tórax para detectar cambios en el patrón respiratorio, sonidos, estornudos y tos que sugieran alguna enfermedad respiratoria o cardíaca. Monitorear la temperatura, mucosas, cavidad oral, peso y el grado de hidratación del paciente (Vilcahuamán, 2018). En dependencia de los resultados del examen clínico los pacientes se clasifican en ASA-I hasta ASA-V, en relación al estado físico antes de la cirugía (Zeeland & Schoemaker, 2014) (ver tabla 1).

3.6 Preparación anestésica (intubación)

Los conejos poseen una cavidad oral reducida y profunda, presenta una lengua gruesa y los molares que limitan la visión de su laringe y la glotis para la intubación endotraqueal. Se debe tener cuidado ya que el tejido laríngeo es frágil y un traumatismo puede causar inflamación que dificulte más la intubación (Thompson, *et al.*, 2017).

Se puede colocar lidocaína al 2% en spray sobre la glotis y colocar lubricación de esta misma para que pase más fácil a través de la tráquea y ayude a insensibilizar la mucosa laringotraqueal. Los tubos endotraqueales son rígidos y sin manguito inflable (Bimonte, *et al.*, 2007). Se requiere un tubo endotraqueal sin curva, de 2.5 a 40 mm de diámetro interno, 0.1 ml de lidocaína al 2% y su verificación (ya sea visual o auditiva) (Borkowski & Karas, 1999).

Los sonidos respiratorios del conejo son un indicativo para ubicar la punta del tubo endotraqueal, avanza suavemente hasta que la punta entra en contacto con la glotis o se pierdan los sonidos respiratorios. El conejo suele toser cuando el tubo ingresa a la tráquea y se confirma escuchando los sonidos respiratorios. (Varga, 2017). Para fijar el tubo se puede colocar cinta, ya que con otros métodos se deslizan o crean un doblez y obstruir el tubo, se debe colocar el cuello en una posición extendida y recta. (Borkowski & Karas, 1999) (A-4, ver anexo).

3.7 Fluidoterapia

En los conejos la perfusión tisular se puede evaluar mediante el tiempo de llenado capilar, coloración de las membranas mucosas, frecuencia cardíaca, presión arterial sistólica y temperatura corporal. En cuanto al estado de hidratación, este puede valorarse por la humedad de las mucosas, aspecto de los ojos y la turgencia de la piel (Ardiaca, *et al.* 2010).

Los fluidos cristaloides usados en pacientes en estado de shock son: solución de lactato de Ringer y solución salina al 0.9%. Para la terapia de fluidos de mantenimiento se utiliza una administración de 3-4 ml/kg/hora o de 100-120ml/kg/día, es importante calentar el fluido utilizado a una temperatura de 39.0°C (Yarto & Citaku, 2023) (Ver Tabla 2)

3.8 Premedicación

La finalidad de la premedicación es calmar al paciente, proporcionar una inducción suave, dar analgesia preventiva, permitir una recuperación fluida y reducir la dosis de mantenimiento (Sibbald, 2018). De ser posible, se debe estabilizar al paciente previo a la anestesia, mediante

fluidoterapia a pacientes deshidratados o hipotensos, dar apoyo nutricional a pacientes con bajo peso corporal y realizar oxigenoterapia a pacientes disneicos (Zeeland & Schoemaker, 2014). Los conejos no pueden vomitar y no es necesario tener ayuno prolongado antes de la anestesia, se puede tener un ayuno de una hora antes de la inducción anestésica, para reducir la cantidad de alimento en la cavidad oral. Se recomienda premedicar al paciente con un agente sedante lo cual ayuda a una mejor inducción (Wenger, 2012).

3.9 Sedación

Permite que el paciente sea capaz de tolerar procesos dolorosos y mantener una función cardiovascular y respiratoria adecuada. También disminuye el estado de alerta del paciente mientras se mantienen los signos vitales estables (Portilla, 2020). Los sedantes inyectables son usados como efecto sedante leve, permitiendo calmar al conejo para la colocación de un catéter intravenoso. También facilita la administración de anestésicos inhalados con uso de mascarilla. Además, permite utilizar menos cantidad de anestésico, reduciendo algunos efectos secundarios de estos (Borkowski & Karas, 1999).

3.10 Analgesia

Uno de los principales objetivos de la anestesia es que el paciente no sienta dolor, durante y después de la cirugía. Los analgésicos pueden administrarse de forma preventiva, ayudando a un mejor manejo del dolor y ayudando a reducir la cantidad de anestésicos necesarios durante la cirugía (Zeeland & Schoemaker, 2014). Los agentes anestésicos se pueden dividir en diferentes grupos, estos en dependencia de su acción sobre los sistemas nerviosos periférico y central. Los analgésicos más usados son los locales, antiinflamatorios no esteroideos (AINES) y los opioides (Zeeland & Schoemaker, 2014).

3.11 Monitoreo (parámetros cardíacos, respiratorios y temperatura)

El objetivo del monitoreo es mantener la función cardíaca, respiratoria y temperatura corporal en rangos normales. Esta incluye evaluación rutinaria de la profundidad de la anestesia, funciones y condiciones fisiológicas, como temperatura, frecuencias y patrones cardíacos y respiratorios, presión arterial, los cuales se deben ir registrando. Los reflejos que se monitorean en conejos son el reflejo palpebral, reflejo del pabellón auricular (movimiento de la oreja al ejercer presión sobre esta), retirada del pie, corneal, , estos últimos tres son la medida más precisa de la profundidad anestésica, en ese respectivo orden (Dyson, *et al.*, 2023).

Según Portilla (2020), la monitorización cardiovascular se divide en monitorización básica y avanzada

Monitorización básica:

- **Coloración de las membranas mucosas:** se evalúa la perfusión sanguínea, tomando en cuenta la coloración de las membranas mucosas. El color debe ser rosado, podemos observar coloración azulado (indica hipoxia), rosado intenso (indica vasodilatación, hipertermia o sepsis) y pálidas (indica anemia y vasoconstricción) (Vilcahuaman, 2018).
- **Tiempo de llenado capilar:** se evalúa presionando la membrana mucosa a modo que se produzca un blanqueamiento, luego se libera la presión y se cuenta el tiempo que pasa hasta que recupere su color inicial. Se considera un tiempo normal menor a dos segundos (Vilcahuaman, 2018).
- **Palpitación del pulso periférico:** la arteria auricular central es ideal para monitoreo de la frecuencia y calidad del pulso, el pulso femoral también es fácil de palpar. (Longley, 2008).

- **Pulso yugular:** se mide en el tercio caudal de la vena yugular, un aumento de la presión en la aurícula derecha puede ocasionarse debido a una insuficiencia cardíaca congestiva derecha o un problema en la válvula tricúspide (Portilla, 2020).
- **Auscultación cardíaca:** los conejos suelen presentar frecuencia cardíaca entre 180 – 240 latidos por minuto (Yarto & Citaku, 2023).
- **Auscultación pulmonar:** se evalúan sonidos bronco alveolares, mediante el estetoscopio esofágico se logra auscultar la frecuencia respiratoria y profundidad respiratoria, su interpretación es subjetiva (Portilla, 2020). El rango normal va de 40-60 respiraciones por minuto (Rodríguez, 2013).

Monitorización avanzada

- **Electrocardiograma:** indica la frecuencia cardíaca a partir de las ondas del electrocardiograma, estos valores se miden y son actualizados de manera constante. Su mayor limitante es que solo presenta la actividad eléctrica cardíaca y no genera ningún dato sobre el gasto cardíaco o perfusión tisular (Vilcahuaman, 2018).
- **Presión sanguínea arterial:** se puede medir por oscilometría en la cual se coloca un manguito de presión en un miembro, se infla hasta que ocluye el flujo y luego libera de forma gradual el aire hasta que la sangre vuelve a la arteria, esta produce oscilaciones en tres presiones PAS, PAD y PAM (Portilla, 2020).

Otros

- **Temperatura:** el rango normal en conejos es de 38.5 a 39.5°C, se debe proteger de temperaturas ambientales menores a 4°C y se estresan a temperaturas mayores de 28°C. Sus orejas son de importancia para la termorregulación (Longley, 2008).

4. METODOLOGÍA

El presente trabajo fue realizado mediante la revisión bibliográfica de diversos autores que exponen sobre la anestesia en conejos (*Oryctolagus cuniculus*) y su aplicación en procedimientos quirúrgicos, incluyendo la preparación prequirúrgica del paciente. Identificando aquella información que sea de mayor importancia y relevancia para el trabajo, tomando en cuenta el cumplimiento del objetivo planteado al inicio de este documento.

4.1 Ubicación del trabajo

Se realizó en un periodo de siete meses, iniciando desde mayo y finalizando en noviembre, se desarrolló dentro de las instalaciones de la Universidad de El Salvador, ubicándose en San Salvador, final 25 avenida norte, en la Facultad de Ciencias Agronómicas.

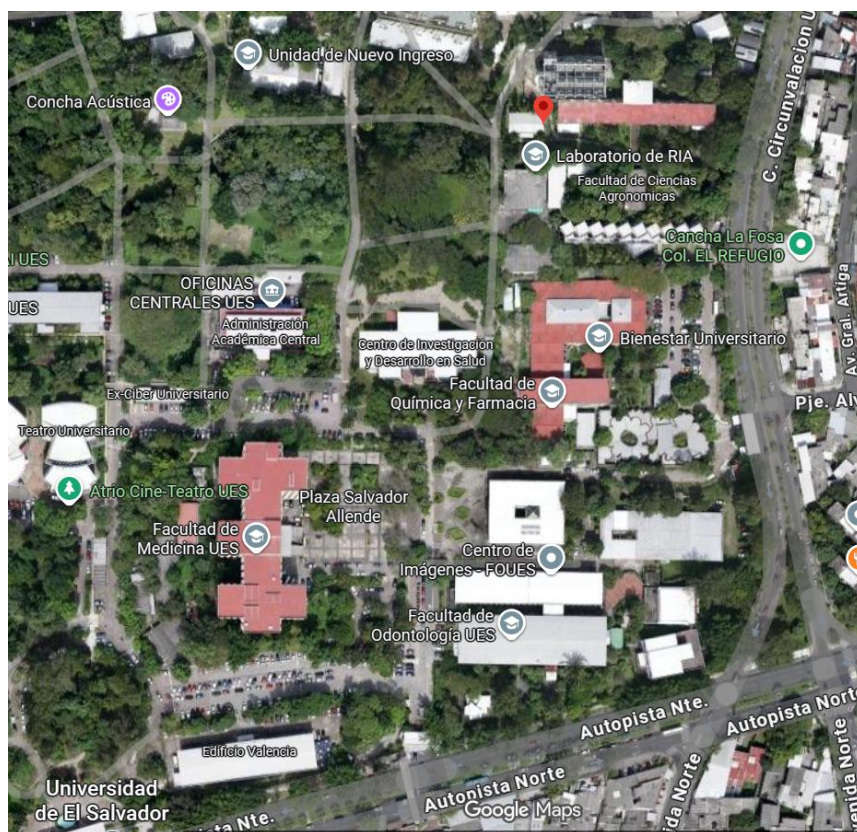


Imagen 1. Imagen tomada de Google maps.

4.2 Recolección de datos

Para la recopilación de la información utilizada se emplearon herramientas como libros virtuales, revistas web, tesis y trabajos de investigación, resumiendo y recopilando datos de importancia clínica. No se encontraron estudios de El Salvador, por lo que se tomaron de diferentes países, algunos de los estudios encontrados estaban en idioma inglés por lo que se hizo uso del traductor en línea para una mejor comprensión de la información. El equipo utilizado para recolectar la información fue mediante el uso de computadora, internet, biblioteca virtual gratuita, así como también asesorías de forma presencial, consultando a dos médicos especializados en el área de especies no convencionales.

5. ANÁLISIS DE RESULTADOS

En El Salvador, aún se logra ver al conejo como un animal para producción, lo cual deriva en que muchos de los estudios que se realizan en el país tienen como prioridad la producción, por lo que no se encontró información disponible acerca de los protocolos anestésicos para esta especie en cuanto a procedimientos quirúrgicos, lo cual, al consultar con un médicos veterinarios, con experiencia en cirugía de esta especie, acerca de si tiene el conocimiento de que exista información documentada en el país, según S. Valdizón (comunicación personal, 12 de noviembre de 2025), él aclara que algo desarrollado en el país no existe, en caso de que hubiese, en el área de anestesia se observa muy poca representación científica, por su parte ha buscado referencias bibliográficas de otros países para su aplicación en clínica, menciona que utiliza un protocolo anestésico con acepromacina, ketamina y su mantenimiento con isoflurano, esto en base a información y capacitación fuera del país.

El doctor J. Calderón (comunicación personal 06 de marzo de 2026), también afirma que en el país no hay hospitales ni clínicas donde se cuente con un plan anestésico, desconoce que existan estudios desarrollados en el país, y si los hubiese no son de fácil acceso, pero comenta que los anestesistas han podido hacer sus protocolos a lo largo del tiempo y con información de otros países. Su protocolo anestésico se basa en el uso de ketamina, xilacina y midazolam.

Al consultar con el doctor R. Josa (comunicación personal 08 de marzo de 2026), coincide en que en el país hace falta más información sobre los protocolos anestésicos para esta especie, para su preparación se basó en literaturas y congresos de otros colegas, el protocolo anestésico que más usa es ketamina y xilacina.

La doctora M. Díaz (comunicación personal 06 de marzo de 2026), concuerda en que en el país no hay información, sin embargo, ella considera que comienzan a mejorar esa parte, en cuanto a la preparación que ella tuvo, fue a través de cursos de otros países y a base de su experiencia a través del tiempo, el protocolo anestésico que ella maneja es a base de ketamina, midazolam y propofol en caso de procedimientos muy invasivos (amputaciones o esterilizaciones). El doctor K. Soreano (Comunicación personal 06 de marzo de 2026), coincide en la mayoría de agentes anestésicos utilizados por la doctora, sin embargo, el menciona que utiliza en conjunto

con meloxicam, tramadol o lidocaína, para un mejor manejo del dolor, en cuanto al uso de tramadol comenta que, aunque es un medicamento no muy utilizado para estas especies, menciona que al haber poca disponibilidad en el país de más fármacos se opta por utilizarse.

En la actualidad, el conejo, se pueden encontrar en mayor proporción como animales de compañía no convencional, dando el paso a que médicos veterinarios incluyan a esta especie como sujeto de estudio para crear protocolos anestésicos teniendo como prioridad la vida y el valor sentimental que tiene el propietario con su mascota. Debido a que no se encontró estudios en el país se utilizó información documentada en diferentes países, acerca de la anestesia en conejos para cirugía.

Según Bimonte, *et al.*, (2007), el conejo es un paciente difícil de anestésiar, esto se debe a que presenta una tasa metabólica elevada, lo que provoca que los tiempos de anestésicos sean cortos, también menciona que esta especie presenta una variabilidad en la desaparición de reflejos utilizados en el monitoreo anestésico, por lo que no se logra hacer una monitorización precisa. Sin embargo, sí existen medios por los cuales se puede monitorear los parámetros principales.

También, se debe tener en cuenta que esta especie es considerada difícil de anestésiar debido a que son animales que fácilmente se estresan y acumulan grandes concentraciones de catecolaminas en plasma (Vilcahuamán, 2018), como la dopamina, noradrenalina y adrenalina, las cuales se activan ante una respuesta del organismo a una situación de amenaza (Brandan, 2010). Por lo cual se debe tener cuidado desde su manipulación, ya que un nivel de estrés alto puede significar un riesgo fulminante del paciente.

Se debe tener cuidado del manejo del paciente desde su transporte a la clínica, ya que son animales presa, que se estresan con facilidad, causan niveles altos de estrés que podrían alterar los resultados de los anestésicos. Una mala sujeción puede provocar fracturas vertebrales debido a la potencia que tienen en sus patas traseras (Cabrero & Riera, 2008). El autor Albarran (1993), coincide con esto, y menciona que el conejo suele tener fracturas de columna vertebral cuando es sujetado por las orejas, cabeza y cuello. Por lo que recomienda que nunca debe levantarse o sujetarse de las orejas, ya que son sensibles y se lastiman con facilidad. En cuanto

a las formas correctas de sujetar a un conejo menciona tomándolo de la piel por detrás del cuello, las conejas están acostumbradas a este manejo; por la piel detrás del cuello y apoyando la otra mano en los muslos. Otro método es sujetando con un brazo por las dos patas traseras y apoyándolo la parte ventral del conejo en el antebrazo para colocar el cuello bajo el brazo.

A pesar de las dificultades que se presentan al anestesiarse esta especie, es necesario hacerlo para poder realizar cualquier proceso quirúrgico o inclusive de diagnóstico, es por esto que a través de los años se han realizado estudios los cuales ayudan a reducir estos riesgos y proporcionar un mejor abordaje anestésico de la especie.

Es importante realizar una correcta anamnesis para poder identificar alguna alteración que pueda complicar la cirugía, como por ejemplo enfermedades subyacentes de las cuales se requiera una estabilización previa del paciente. Entre estas enfermedades se puede observar una nutrición inapropiada del paciente, deshidratación, problemas respiratorios, problemas dentales, dolor, enfermedades de la raza, entre otras.

La administración de líquidos se considera importante durante el periodo perioperatorio, la rehidratación de fluidos depende de la tasa de pérdida de fluidos y el estado clínico del animal. En pacientes con signos de deshidratación, pero parámetros cardiovasculares estables, el déficit de los fluidos se puede reponer en un plazo de 12 – 24 horas, si se pierde de forma rápida puede reponerse en 1 – 4 horas. Los fluidos se administran según la deshidratación estimada del paciente, necesidades de mantenimiento y pérdidas continuas. Los líquidos de mantenimiento tienen concentraciones más bajas de sodio (40-60 mEq/L) y más de potasio (15 – 30 mEq/L). Los líquidos de reemplazo más utilizados son la solución salina al 0.9% y Ringer lactato (Lichtenberger, 2004).

Se debe tener en cuenta que los conejos tienen una respiración nasal obligada y requieren de ingerir alimento de forma constante (Yarto & Citaku, 2023). Por lo cual es importante que el paciente tenga una vía aérea (intubación endotraqueal) para evitar una hipoxia por la falta de oxigenación. Para esto se describen varias técnicas de intubación endotraqueal en conejos como la intubación endotraqueal guiada por endoscopia, la cual según Di Gioralmo y Scarabelli

(2020) se basan en la utilización de un endoscopio de 2,7mm a 30 o 0 grados y se coloca en el tubo endotraqueal para usarlo como guía y visualizar la glotis, pero en el país se cuenta con poco acceso a este tipo de instrumentos, por factores económicos o de disponibilidad, lo cual hace esta técnica más compleja de utilizar. Luego está la técnica a ciegas, en la cual se inserta el tubo en la boca del conejo y se utilizan los sonidos respiratorios o la presencia de condensación en este para guiar su inserción, es de las técnicas más implementada por la practicidad y accesibilidad que presenta (A-5, ver anexo).

Y la técnica por otoscopio, en la cual se hace una visualización de la epiglotis y la zona de la laringe, posteriormente se inserta el tubo, a veces el paladar blando cubre la glotis, por lo que se puede golpear levemente el tubo contra este para poder abrirlo, luego se comprueba la posición a través del empañamiento del vidrio y el movimiento de los pelos (Schillinger, 2021) (A-6, ver anexo).

Esta última técnica puede implementarse en el país ya que el otoscopio es de fácil acceso y económico. Se puede utilizar en conjunto con anestésico local aplicando lidocaína al 2% en spray, unos 2min antes de la intubación, se tira suavemente la lengua hacia afuera y se coloca el anestésico en la laringe, se eleva la cabeza del conejo para permitir que la anestesia fluya hacia abajo (Longley, 2008).

Debido a que son animales que necesitan ingerir alimento constantemente, muchos autores mencionan que no requieren de un ayuno prequirúrgico, ya que son animales que no vomitan; sin embargo, lo recomendable es un ayuno de 1-2 horas, para garantizar que la cavidad oral se encuentre vacía (Zeeland & Schoemaker, 2014), sobre todo si vamos a realizar algún procedimiento sobre esta.

Los parámetros fisiológicos son importantes para la monitorización del paciente, se debe cuidar que la temperatura corporal no descienda más de su rango normal, el cual según Longley (2008) va de 38.5 - 39.5°C, pudiendo llegar a 40°C (Portilla, 2020). Según estudio realizado por Di Girolamo, et al., (2016), menciona que los conejos que presentaban hipotermia al ingresar tenían un riesgo mayor de muerte que los que no presentaban hipotermia.

Otro parámetro importante es la frecuencia cardíaca, en el conejo una frecuencia normal va desde los 180 a 250 latidos por minuto (LPM) (Yarto & Citaku, 2023). La cual se verá alterada en presencia de dolor, agentes anestésicos usados, temperatura y la presión. Esta última se toma como valor normal de la presión sistólica de 120mmHg y diastólica de 80mmHg (Cárdenas, 2019).

Para comenzar con la anestesia de esta especie, se debe tener un acceso venoso del paciente, lo cual se recomienda utilizar las venas cefálica y safena lateral (Cabrero & Riera, 2008) (A-7, ver anexo). Varios autores mencionan la vena marginal de la oreja como un posible acceso venoso, sin embargo, según Yarto y Citaku (2023) recomiendan su uso en caso de urgencia, por su fácil acceso, pero se debe tener precaución ya que suele observarse necrosis luego de administrar sustancias irritantes que pueden extravasar la vena, como la glucosa.

Se debe colocar un sedante previo a la canalización del paciente, puesto que son especies que se estresan rápidamente y el proceso de canalización puede provocarles altos niveles de estrés. Entre los más utilizados están el midazolam, ketamina y acepromacina. Algunos autores mencionan el uso de xilacina, sin embargo, se deben de tener en cuenta que a pesar que este tiene buena sedación y relajación muscular, provoca una marcada vasodilatación, causando hipotensión e hipotermia (Zeeland & Schoemaker, 2014), lo cual, como anteriormente se menciona, es de alto riesgo en conejos. A pesar de sus efectos, puede utilizarse en conejos, y en el país por el momento no se cuenta con una amplia variedad de anestésicos, este agente se encuentra en disponibilidad para su uso en veterinaria, y se puede utilizar a dosis de 1 a 5 mg/kg IM (Borkowski & Karas, 1999) teniendo en cuenta sus efectos adversos y cómo contrarrestarlos.

Según un estudio realizado por Cárdenas (2019), en el cual evaluó la medición de la presión arterial en conejos con el uso de tres protocolos anestésicos, utilizando como protocolo control la acepromacina, xilacina y ketamina, como protocolo T1 acepromacina, midazolam y ketamina, y por último como T2 el uso de acepromacina, tramadol, propofol, este dio como resultado que el uso del protocolo control causa una mayor alteración sobre la frecuencia

cardíaca (descenso del 5 al 20%) y la presión (30%), dando mejores resultado el protocolo T1 y T2.

Otro estudio realizado por Lozada (2023), en el cual evalúa el uso de propofol en infusión continua, en que se utilizó xilacina a 5mg/kg, ketamina 50mg/kg, acepromacina 0.5mg/kg, tramadol 5mg/kg, con isoflurano a concentraciones de 1,52-3% y propofol con bolo inicial de 4mg/kg y con infusión continua de 0,7mg/kg/min, cumplido con las condiciones que son requeridas para lograr una anestesia general segura. En cuanto a los aumentos de la frecuencia cardíaca y respiratoria, este protocolo causó mayor inestabilidad en la frecuencia cardíaca y respiratoria debido a la depresión del centro respiratorio que ocasiona el propofol, causando también hipotermia marcada.

El autor Wenger (2012), menciona que una buena opción para la anestesia inyectable es utilizando fentanilo IM combinado a los 5 o 10 min con midazolam IV, la cual produce un plano anestésico quirúrgico que dura aproximadamente de 30 a 45min. El cual puede mantenerse con la administración de isoflurano o con dosis adicionales de fentanilo. Debido a que la combinación de estos anestésicos produce moderada depresión respiratoria e hipoxia, se recomienda suplementar con oxígeno al paciente.

El uso de midazolam como agente tranquilizante es muy frecuente, ya que este presenta efectos secundarios cardiorrespiratorios mínimos, por lo que es considerado relativamente seguro, llegando inclusive a utilizarse en pacientes en estado crítico. Este también puede combinarse y tener buen efecto con otros fármacos, como la ketamina y con opioides como el fentanilo (Zeeland & Schoemaker, 2014).

En su investigación Pérez y Méndez (2014), mencionan que una de las combinaciones anestésicas utilizadas en conejos es la ketamina en conjunto con la xilacina, su duración varía de 25-40 minutos y al aplicar acepromacina como complemento del protocolo, para prolongar su duración y mejorar la analgesia del paciente, la duración se incrementa a 45-79 minutos. Sin embargo, a pesar de utilizar tramadol como analgésico, la combinación de acepromacina, xilacina, ketamina y tramadol, producen depresión respiratoria fue de 48%, la cual fue menor

a la utilizada en otro estudio donde se reporta una depresión del 86%, utilizando solamente xilacina, acepromacina y ketamina. Las dosis utilizadas en su estudio fueron de ketamina a dosis de 50mg/kg, acepromacina de 0,5mg/kg, xilacina 5mg/kg y tramadol a 5mg/kg, el cual menciona que puede influir en la diferencia de porcentaje de depresión respiratoria. A pesar de mantener por más tiempo valores cardiorrespiratorios estables, menciona que es importante el adicionar un suplemento de oxígeno, el cual ayudaría a reducir los efectos adversos de esta combinación de anestésicos, sin embargo, aún no se reportan estudios evaluando este protocolo con suplemento de oxígeno.

En un estudio realizado por Vilcahuaman (2018), en el cual se evaluó el uso de un protocolo anestésico a base de acepromacina, propofol y tramadol, comparándolo con el uso de un protocolo con ketamina (30mg/kg) y xilacina (5mg/kg) y evaluar la profundidad anestésica y analgésica. Menciona que 8 de los conejos a los que se les aplicó este protocolo de xilacina y ketamina fallecieron en el postoperatorio debido a que el grado de sedación afectó más las constantes fisiológicas. En ambos protocolos se utilizó midazolam como agente sedativo. El autor hace énfasis en que las alteraciones en la frecuencia cardíaca y respiratoria basal se ven influenciadas por el manejo preanestésico del conejo, por el estrés que sufre durante la manipulación. El uso de un protocolo a base de acepromacina, propofol y tramadol, se logra una adecuada anestesia, manteniendo dentro de los rangos fisiológicos normales, aunque produjo una ligera disminución de la frecuencia cardíaca, luego del minuto 15 al 30 no hubo alteración significativa, en cuanto a la frecuencia respiratoria se observó un descenso, pero manteniéndose dentro del rango normal, en cuanto a la temperatura, en ambos protocolos se observó un descenso grande de esta, debido a la xilacina y la acepromacina que causan estos efectos, por lo que, menciona es indispensable el utilizar un soporte térmico externo, debido a la hipotermia que se produce, además el incluir una vía área permeable para brindar un soporte de oxígeno.

Según un estudio realizado por Rodríguez (2013), el cual utiliza el conejo como modelo biológico en la enseñanza quirúrgica, menciona que el uso de ketamina a una dosis inicial de 40mg/kg permite un buen manejo prequirúrgico. Antes de iniciar la cirugía debe administrarse

la primera redosificación de ketamina a 15mg/kg. Para poder disminuir el dolor transoperatorio, se agregó un analgésico, en este caso tramadol al 2% (2mg/kg), el cual dio resultados satisfactorios.

Toledo (2016), en su estudio sobre la cirugía experimental en conejos, utiliza el protocolo anestésico de acepromacina (0,75mg/kg), atropina (0,044mg/kg), xilacina (10mg/kg) y ketamina (50mg/kg). Logrando un periodo de anestesia de 40 minutos a una hora, este tiempo varía según el metabolismo del paciente. Como dosis de mantenimiento se aplicó una tercera parte de la dosis inicial de xilacina y ketamina, la cual brinda de 20-30 minutos más de anestesia. Las técnicas quirúrgicas aplicadas usando este protocolo anestésico fueron celiotomía exploratoria, apendicectomía, esplenectomía, nefrectomía y toracotomía exploratoria. Sin embargo, se debe tener en cuenta que a pesar de utilizar este protocolo anestésico se toma al conejo como modelo quirúrgico, por lo que no se da énfasis a los efectos adversos que sufre durante la anestesia, a pesar de tener un buen plano anestésico y lograr realizar las cirugías mencionadas anteriormente.

Algunos autores mencionan el uso de dexmedetomidina, como el autor Aroca (2025), quien, en su investigación, menciona que la dexmedetomidina mejora la relajación, profundidad anestésica, estabiliza la presión arterial y frecuencia cardíaca. Además, acorta el periodo de recuperación anestésica. Al utilizar este agente se ha comprobado que produce una reducción de los requerimientos de fármacos de tipo hipnóticos, opiáceos y anestésicos halogenados.

A pesar de reportar un buen resultado en la reducción del CAM del halotano, isoflurano, la dosis de propofol y ketamina, y producir un buen plano anestésico sin alterar demasiado los parámetros fisiológicos normales, en el país, la dexmedetomidina es un fármaco un poco reciente, del cual aún no se tiene accesibilidad para su uso en veterinaria, por el momento se encuentra a disposición de su uso en humanos. No se reportan estudios en el país acerca de su aplicación en medicina veterinaria. Sin embargo, estudios demuestran resultados favorables de su aplicación no solo en conejos sino también en diferentes especies, considerando estos beneficios documentados acerca de su uso, es pertinente promover la utilización de este agente en el país como una alternativa segura en los protocolos anestésicos, proporcionando

una anestesia estable y además de una rápida recuperación de los pacientes (Flores, *et al.*, 2008). Su aplicación en el ámbito veterinario contribuiría a una medicina más actualizada, ética y dirigida al bienestar animal.

Además de los anestésicos inyectables, los anestésicos inhalados son una buena alternativa no solo utilizada en especies menores sino también en conejos, ya que estos permiten un mejor control de la profundidad anestésica y una recuperación mucho más rápida. Según (Zeeland & Schoemaker, 2014), los anestésicos inhalatorios más utilizados son el isoflurano y sevoflurano, y en poco uso actualmente el halotano. Sin embargo, el isoflurano y el sevoflurano no sensibilizan el corazón a las catecolaminas, presentando menos riesgo de hipotensión o arritmias cardiacas, a diferencia del halotano.

El autor Di Girolamo y Scarabelli (2020), menciona que el isoflurano en conejos puede provocar una apnea durante la inducción y una depresión cardiovascular en concentraciones elevadas. Mientras que en otro estudio menciona que la mayoría de los animales expuestos a isoflurano como agente inductor, lucharon violentamente durante su inducción. Por lo que advierte que no debe utilizarse el isoflurano y sevoflurano para la inducción anestésica.

Además del uso de anestésicos, es importante el uso de analgésicos, el cual permite reducir el dolor y respuesta fisiológica al estrés, dando una estabilidad del paciente durante y después de la intervención. Varios autores mencionan la importancia de estos. De acuerdo a Sibbald (2018), quien menciona que una analgesia adecuada es imprescindible para la recuperación del paciente, además de aumentar las posibilidades de que coma. A pesar de ser una especie que difícilmente se logra identificar los signos de dolor, existe una escala en la cual podemos basarnos para identificar la intensidad del dolor que presenta mediante la escala de Grimace (A-8, ver anexo).

Los analgésicos más utilizados según Mudarra (2012) en conejos son morfina, el autor recomienda a dosis de 2-5 mg/kg y meloxicam a dosis de 0.2 mg/kg. Para un grado mínimo de dolor se recomienda el uso de meloxicam 30 minutos antes de la cirugía, cada 24 horas por 48

horas. En grados de dolor más agudo recomienda un protocolo analgésico de meloxicam 30 minutos antes de la cirugía, cada 24 horas por 5 días.

Albarran (1993), menciona el uso de fentanilo produce cierto grado de analgesia, dosis altas producen una analgesia suficiente para permitir la realización de ciertos procedimientos como lavado, limpieza y drenaje de abscesos subcutáneos.

En conjunto, la evidencia revisada demuestra que el manejo anestésico en conejos requiere de tener en consideración aspectos tanto como la eficacia del agente como sus efectos adversos, muchos autores mencionan el uso de midazolam como preanestésico, sedante, el cual proporciona mejores resultados en esta especie, siendo el agente más seguro de utilizar. Por lo que se considera uno de los principales en los protocolos anestésicos.

.

6. CONCLUSIONES

El tipo de anestesia utilizada en conejos se basa en la aplicación de agentes anestésicos inyectables y combinarlo con agentes inhalatorios, ayudando a tener un mejor plano anestésico, mayor control del grado de sedación, menor riesgo de mortalidad en el post operatorio y una pronta recuperación del paciente. Pocas veces se utiliza un anestésico local, sin embargo, este ayuda a tener un mayor manejo de la analgesia antes, durante y después de la cirugía.

Muchos de los parámetros fisiológicos son importantes para el monitoreo anestésico, van desde los más simples de medir hasta los más complejos, la poca accesibilidad a los instrumentos especializados para medir algunos parámetros pueden dificultar el monitoreo de estos durante una cirugía, sin embargo, no deben pasarse por alto parámetros tan importantes como la frecuencia cardíaca que van relacionada con la presión arterial, la cual nos ayuda a evaluar el plano anestésico que se encuentra el paciente, el manejo del estrés y dolor. Otro parámetro importante es la frecuencia respiratoria, ya que una hipoxia conlleva a un riesgo de muerte muy alto en el conejo. Por último, el monitoreo de la temperatura es también de importancia, ya que los conejos son muy propensos a sufrir hipotermia ya sea por reacción a los anestésicos o por temperatura del ambiente y una hipotermia durante la cirugía provoca una alta probabilidad de mortalidad en el post operatorio.

La mayoría de autores coinciden con el uso de midazolam como agente sedativo, provocando un buen grado de sedación y como tranquilizante, provoca una baja reacción de efectos secundarios cardiorrespiratorios, considerándose seguro inclusive en paciente en estado crítico. Mientras que en la inducción y mantenimiento del plano anestésico se mencionan varios agentes y protocolos, el uso de Ketamina, Propofol y anestésicos inhalados son con los que más concuerdan los autores, sin embargo, el más recomendado es la combinación de ambos, tomando en cuenta el contar siempre con una vía área permeable por el riesgo de hipoxia al ser respiradores nasales obligados y buscar métodos para reducir los efectos adversos de los anestésicos.

7. RECOMENDACIONES

Utilizar los tres tipos de anestesia en conejos, aplicando con más frecuencia un anestésico local en procedimientos no solo quirúrgicos, sino también en la cateterización de esta especie, para ayudar a reducir el estrés que este proceso puede provocar, en especial en áreas sensibles como la oreja.

Contar con equipo básico para la medición de los parámetros físicos del conejo, sobre todo aquellos más importantes que pueden llevar a la muerte del paciente, utilizar tensiómetro, oxímetro y proveer de soporte térmico externo, en especial si se van a realizar cirugías de larga duración.

En caso de realizar anestesia de tipo inhalatoria, disponer de una vía aérea permeable para reducir el riesgo de hipoxia, ya que son especies que respiran únicamente de forma nasal.

8. BIBLIOGRAFÍA

Albarran, M. J. (1993). Manual de anestesia en conejos. Universidad nacional autónoma de Mexico. Recuperado el 30 de agosto de 2025, de <https://ru.dgb.unam.mx/server/api/core/bitstreams/6ccbe265-9f0b-48d8-bef8-c86b0baa5fa0/content>

Ardiaca, M., Brotóns, N. J., Montesinos, A. Aproximación a las urgencias y cuidados intensivos en conejos, psitácidas y reptiles. https://ddd.uab.cat/pub/clivetpegani/clivetpegani_a2010v30n1/clivetpegani_a2010v30n1_p5.pdf

Aroca, O. A. (2025). Evaluación de un protocolo anestésico basado en ketamina y dexmedetomidina en conejos (*Oryctolagus cuniculus*). Universidad estatal de Bolívar. <https://dspace.ueb.edu.ec/server/api/core/bitstreams/c08e1c3a-6adf-4244-9755-3ddaf5cccc03/content>

Bimonte, D., Rodríguez, C., Casas, L., Vedovatti, E. (2007). Anestesia general en el conejo (General anaesthesia in rabbit). Revista electrónica de veterinaria <https://www.redalyc.org/pdf/636/63612662021.pdf>

Borkowski, R., & Karas, A. Z. (1999). Sedation and anesthesia of pet rabbits. *Clinical Techniques in Small Animal Practice*, 14(1), 44–49. [https://doi.org/10.1016/S1096-2867\(99\)80026-7](https://doi.org/10.1016/S1096-2867(99)80026-7)

Brandan, N. C. (2010). Hormonas catecolamínicas adrenales. Universidad Nacional del Nordeste. <https://es.scribd.com/document/681117862/catecolaminas#logout>

Brunner, G. A. (2013). Manual de anestesia en perros, gatos y conejos de compañía: artículo de revisión. Universidad Autónoma de México. <https://ru.dgb.unam.mx/server/api/core/bitstreams/8dd39037-f7d0-4785-9c82-0f0be89cc9cd/content>

Cabrero, M., & Riera, A. (2008). Animales exóticos. <https://www.berri.es/pdf/manual%20del%20atv/9788496344223>

Cárdenas, J. D. (2019). Medición de la presión arterial en conejos (*Oryctolagus cuniculus*) sometidos a tres protocolos anestésicos. Universidad Ricardo Palma. <https://repositorio.urp.edu.pe/server/api/core/bitstreams/ed488a7a-856b-4144-98c9-add5de4b3bea/content>

Cruz, J. M., Giraldo, C. E., Fernández, E. F., Tovar, O. E. (2009). Farmacología y uso clínico de la ketamina. <https://revistas.ces.edu.co/index.php/mvz/article/view/953/1896>

Di Girolamo, N., Toth, G., Selleri, P. (2016). Prognostic value of rectal temperatura at hospital admission in client-owned rabbits. <https://avmajournals.avma.org/view/journals/javma/248/3/javma.248.3.288.xml?tab=body=pdf>

Di Girolamo, N., & Scarabelli, S. (2020). Practical approach to rabbit anesthesia. Exotics Con Virtual. <https://www.vin.com/apputil/content/defaultadv1.aspx?pld=25844&catId=150705&id=9768916>

Duarte, G. (2020). Dexmedetomidina, tendencias y actuales aplicaciones. Revista chilena de anestesia. <https://www.google.com/url?sa=t&source=web&rct=j&opi=89978449&url=https://revistac>

hilenadeanestesia.cl/PII/revchilanestv5115031153.pdf&ved=2ahUKEwiH2N6QIPmPAxXERTABHeAVDGcQFnoECCoQAQ&usg=AOvVaw26qtFmOZN1C8pmaA57uhQu

Dyson, M. C., Jirkof, P., Lofgren, J., Nunamaker, E. A., Pang, D. (2023). Anesthesia and Analgesia in Laboratory Animals. Reino Unido. Elsevier. <https://www.sciencedirect.com/book/9780128222157/anesthesia-and-analgesia-in-laboratory-animals>

Flores, E., Rflufino, D., Bastías, A., Cattaneo, G., Morales, A. (2008). Descripción de un protocolo en base a dexmedetomidina y ketamina en conejo doméstico (*Oryctolagus cuniculus*). Universidad de Chile. <https://www.uchile.cl/dam/jcr:c2f3f5bc-e658-4749-be08-8ab7ab9b0542/3-descripcin-de-un-protocolo.pdf>

Grubb, T., & Lobprise, H. (2020). Local and regional anaesthesia in dogs and cats: Overview of concepts and drugs. <https://pmc.ncbi.nlm.nih.gov/articles/PMC7196681/>

Harcourt, F. & Chitty, J. (2016). Rabbit surgery, dentistry and imaging. BSAVA. <https://rexresearch1.com/SmallFarmAnimals/BSAVAManualRabbitSurgery.pdf>

Keating SCJ *et al.* (2012) Evaluation of EMLA cream for preventing pain during tattooing of rabbits: Changes in physiological, behavioural and facial expression responses. *PLOS ONE* 7(9): e44437. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0044437>

Lichtenberger, M. (2004). Principles of shock and fluid therapy in special species. <https://doi.org/10.1053/j.saep.2004.03.004>

Longley, L. A. (2008). Anaesthesia of exotic pets. China. ELSEVIER. Recuperado el 30 de agosto de 2025, de <https://www.sciencedirect.com/book/9780702028885/anaesthesia-of-exotic-pets>

Lozada, J. E. (2023). Protocolo anestésico a infusión continua con Propofol en conejos (*Oryctolagus cuniculus*). Universidad autónoma metropolitana unidad Xochimilco. Recuperado el 26 de julio de 2025, de <https://repositorio.xoc.uam.mx/jspui/retrieve/00763e6f-29bf-449b-a99e-d7f60d909e72/250911.pdf>

Mudarra, I. (2012). Guía anestesia y analgesia en conejos. Universidad Miguel Hernández. <https://studylib.es/doc/124153/gu%C3%ADa-anestesia-y-analgesia-conejo>

Obando, C. S. (2006). Utilización de dos dosis de tolazolina para revertir la anestesia con xilacina-ketamina en conejos domésticos. <http://www.repositorio.usac.edu.gt/4028/1/Tesis%20Med%20Vet%20Carlos%20Sergio%20Obando%20Hern%C3%A1ndez.pdf>

Perez, J. J., & Rendón, F. 2014. Evaluación cardiorrespiratoria de conejos (*Oryctolagus cuniculus*) anestesiados con una combinación de tramadol, acepromacina, xilazina y ketamina. <https://scielo.conicyt.cl/pdf/amv/v46n1/art20.pdf>

Plumb, D. C. (2010). Plumb, Manual de farmacología veterinaria.

Portilla, G. (2020). Protocolos anestésicos en conejos (*Oryctolagus cuniculus*): una revisión bibliográfica. Perú. Facultad de Ciencias Veterinarias y Biológicas Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia. <https://repositorio.cientifica.edu.pe/handle/20.500.12805/1230>

Rodríguez, J. M. (1993). Empleo de la ketamina en perros. Uso e interacciones: estudio recapitulativo. <https://tesunamdocumentos.dgb.unam.mx/pmig2016/0191262/0191262.pdf>

Rodríguez, R. (2013). Manual teórico practico para la utilización del conejo como modelo biológico en la enseñanza quirúrgica en la FMVZ UNAM. Universidad Nacional Autónoma de

México. <https://ru.dgb.unam.mx/server/api/core/bitstreams/22d30379-a8ce-4452-b49c-11557a0ade58/content>

Schillinger, V. (2021). Intubar conejos. Conesalud. <https://conesalud.com/intubar-conejos/>

Sibblad, R. (2018). Principles of rabbit anaesthesia for veterinary nurses. <http://dx.doi.org/10.12968/vetn.2018.9.4.202>

Soto, M. A. (2010). Descripción del comportamiento anestésico del conejo doméstico (*Oryctolagus cuniculus*) frente a la inducción y redosificación con ketamina intravenosa (IV). Universidad de Chile. <https://1library.co/document/ye1e234z-universidad-de-chile-mar%C3%ADa-alejandra-soto-cabrera.html>

Tepetate, E. (2011). Efecto de fentanilo a diferentes dosis en el esfínter de oddi del conejo. México. Universidad autónoma agraria Antonio Narro. <https://repositorio.uaaan.mx/xmlui/bitstream/handle/123456789/3229/EDWIN%20TEPETATE%20QUITERIO.pdf?sequence=1>

Thompson, K. L., Meier, T. R., Scholz, J. A. (2017). Endotracheal intubation of rabbits using a polypropylene guide catheter. Journal of Visualized Experiments: JoVE. <https://doi.org/10.3791/56369>

Toledo, C. A. (2016). Manual de cirugía experimental en conejos. Instituto de ciencias biomédicas. <https://es.scribd.com/document/320485716/Manual-de-Cirugia-en-Conejos>

Ullah, N. U. & Usman, T. (2022). Pharmacodynamics of xylazine, acepromazine and diazepam on various physiological parameter in experimental rabbits. Abdul Wali Khan University. [https://www.researchgate.net/publication/361052717 PHARMACODYNAMICS OF XYLAZI](https://www.researchgate.net/publication/361052717_PHARMACODYNAMICS_OF_XYLAZI)

NE ACEPROMAZINE AND DIAZEPAM ON VARIOUS PHYSIOLOGICAL PARAMETER IN EXPERIMENTAL RABBITS

Varga, M. (2017). Airway management in the rabbit. *Journal of exotic pet medicine*, 26, 29 - 35. <https://docsinnovent.com/wp-content/uploads/2017/06/Airway-Management-in-the-rabbit.pdf>

Vilcahuamán, G. (2018). Monitoreo anestésico en conejos (*Oryctolagus cuniculus*) con un protocolo de acepromazina, propofol y tramadol. Perú. Universidad Ricardo Palma. <https://es.scribd.com/document/647206261/Vilcahuaman-g>

Wenger, S. (2012). Anesthesia and analgesia in rabbits and rodents. *Journal of Exotic Pet Medicine*, 21(1), 7–16. <https://doi.org/10.1053/j.jepm.2011.11.010>

Yarto, E., & Citaku, I. (2023). Urgencias y cuidados intensivos en los conejos. https://antoniogoliveira.com/site/assets/files/2891/urgencias_y_cuidados_intensivos_en_nuevos_animales_de_compania.pdf

Zeeland, Y., & Schoemaker, N. (2014). Current anaesthetic considerations and techniques in rabbits Part I: Pre-anaesthetic considerations and commonly used analgesics and anaesthetics. Países Bajos. Utrecht University. <https://docsinnovent.com/wp-content/uploads/2017/06/Current-anaesthetic-considerations-and-techniques-in-rabbits-Part1.pdf>

9. ANEXOS

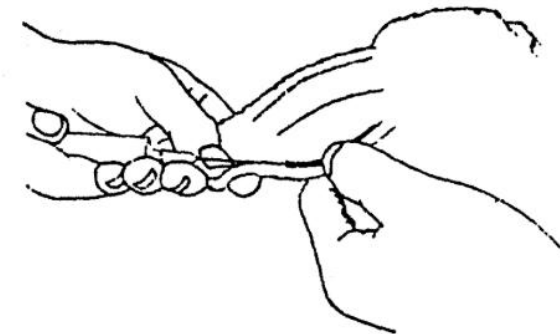
A- 1 Aplicación subcutánea en región dorsal del cuello (Zeelan, 2014)



A- 2 Aplicación intramuscular profunda en masa muscular del bíceps (Albarran, 1993)



A- 3 Aplicación endovenosa en vena marginal de la oreja (Albarran, 1993).



A- 4 Extensión del cuello del conejo para la colocación del tubo endotraqueal (Borkowski & Karas. 1999).



A- 5 Técnica a ciegas para intubación endotraqueal en conejos (Varga, 2017).



A- 6 Visualización de epiglotis con Otoscopio (Lichtenberger, 2004)



A- 7 Colocación de catéter endovenoso en vena safena lateral del conejo (Cabrero & Riera, 2008)



A- 8 Escala de Grimace del conejo (Keating SCJ et al., 2012)

	No presente "0"	Moderadamente presente "1"	Obviamente presente "2"
Ajuste orbital: Cierre del párpado, estrechamiento del área orbital (se observa una arruga alrededor del ojo) (1 y 2).			
Aplanamiento de mejillas: mejillas presentes (0). Mejillas tienen un aspecto hundido (1). La cara se vuelve más angular y menos redonda (2).			
Forma de la fosa nasal: las fosas nasales se dibujan verticalmente formando una v en lugar de una U (1). La punta de la nariz se mueve hacia debajo de la barbilla (2).			
Forma y posición de los bigotes: se alejan de la cara en posición de punta (0), se endurecen y pierden su forma natural (1) y los bigotes apuntan cada vez más en la misma dirección (2).			
Forma y posición de la oreja: orejas firmes y forma cilíndrica (0), orejas giran hacia la fuente de sonido orientada hacia los cuartos traseros (1) y orejas cerca de la parte posterior o lados del cuerpo (2)			

Tabla 1. Escala de la valoración ASA

ASA	Descripción
ASA I	Ausencia de alteraciones orgánicas, fisiológicas, bioquímicas, sistémicas o psicológicas, se ha programado un procedimiento que involucra un proceso patológico localizado.
ASA II	Enfermedad sistémica leve a moderada. Procesos patológicos compensados; pacientes que no muestran signos clínicos.
ASA III	Alteraciones sistémicas graves. Procesos patológicos no compensados.
ASA IV	Alteraciones sistémicas que ponen en peligro la vida.
ASA V	Paciente moribundo del que no se espera que sobreviva en un plazo de 24 horas.
ASA E	El paciente requiere una operación de emergencia (se agrega una E a cualquiera de las cinco clases precedentes, si la intervención a efectuar es una emergencia).

Adaptado de Vilcahuaman, 2018.

Tabla 2. Vías de administración en conejos

Vía	Descripción
Oral	Para hidratar y alimentación asistida, administración de medicamentos. Se realiza colocando la jeringa a un lado de la línea media en el espacio de los incisivos y premolares, se administra pequeñas cantidades para permitir su deglución.
Inyección subcutánea	se administra en la piel dorsal, en región escapular o el costado. Permite administrar gran cantidad de volumen. A-1.
Inyección intramuscular	se administra en los músculos lumbares o cuádriceps, grandes volúmenes se dividen en dos o más sitios para reducir el riesgo de necrosis muscular. A-2.
Intravenoso	las venas marginales de la oreja son las más accesibles para la cateterización y toma de muestra. Otros sitios son la vena yugular, vena safena lateral y vena cefálica, no se debe cateterizar la arteria auricular central ya que puede causar daños en el suministro sanguíneo auricular y la consiguiente descamación del pabellón auricular. Se utilizan catéteres de calibre 23-26. A-3.

Adaptado de Longley, 2008.

Tabla 3. Cuadro de dosis usada en conejos para la sedación

Droga	Dosis (mg/kg)	Vía de administración
Acepromacina	0.25-1.0	IM, SC, IV
Ketamina	25-50	IM, IV
Midazolam	0.5-2	IV, IM, IP
Xilacina	1-5	IM, IV

Adaptado de Longley, 2008.