



**UNIVERSIDAD DE LA REPÚBLICA
FACULTAD DE VETERINARIA**

**ACTUALIZACIÓN Y RECONOCIMIENTO DE FACTORES ASOCIADOS A LA
MORTALIDAD PERI-ANESTÉSICA EN CONEJOS (*ORYCTOLAGUS
CUNICULUS*) Y COBAYOS (*CAVIA PORCELLUS*)**

POR

TECHERA TECHERA, María Eugenia

TESIS DE GRADO presentada como uno de los requisitos para obtener el título de Doctor en Ciencias Veterinarias.

Orientación: Medicina Veterinaria.

Modalidad: Revisión Monográfica.

MONTEVIDEO
URUGUAY
2023

PÁGINA DE APROBACIÓN:

Presidente de mesa:



Dr. Alejandro Benech

Segundo miembro (Tutor):



Dra. Paula Machado

Tercer miembro:



Dra. Nadia Crosignani

Cuarto miembro (Co-Tutor):



Dra. Natasha Eliópulos

Fecha:

Autor:



Maria Eugenia Techera

AGRADECIMIENTOS:

Gracias a mi familia, amigos, compañeros de estudio, y todos aquellos que fueron parte de este largo y arduo camino, sin ustedes nada de esto sería posible.

Gracias, también a todo el equipo de biblioteca y a mis tutoras, Dra. Paula Machado y Dra. Natasha Eliopulos por su disponibilidad y dedicación.

A todos y a cada uno, gracias por hacer que este sueño se haga realidad.

TABLA DE CONTENIDO:

PÁGINA DE APROBACIÓN:	i
AGRADECIMIENTOS:	ii
TABLA DE CONTENIDO:	iii
LISTA DE TABLAS:	v
LISTA DE FIGURAS:	vi
1. RESUMEN:	1
1. SUMMARY:	2
2. OBJETIVOS:	3
2.1 Objetivo general:	3
2.2 Objetivos específicos:	3
3. INTRODUCCIÓN:	4
4. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA:	5
4.1 CARACTERÍSTICAS PROPIAS DE LAS ESPECIES:	5
4.1.1 Manejo y exploración clínica:	5
4.2 CONSIDERACIONES PRE-ANESTÉSICAS:	7
4.2.1 Ayuno:	7
4.2.2 Pre-oxigenación:	7
4.2.3 Control de fluidos:	8
4.3 CARACTERÍSTICAS ANATOMO-FISIOLÓGICAS:	8
4.3.1 Acceso vascular:	8
4.3.2 Manejo de vía aérea:	10
4.4 PARTICULARIDADES EN LA MONITORIZACIÓN ANESTÉSICA:	15
4.4.1 Valoración del paciente mediante exploración clínica:	15
4.4.1.1 Observación de mucosas:	15
4.4.1.2 Valoración de plano anestésico (reflejos y profundidad anestésica):	16
4.4.2 Valoración del paciente mediante el uso de equipamiento especializado:	16
4.4.2.1 Oximetría de pulso:	16
4.4.2.2 Capnometría y capnografía:	17
4.4.2.3 Electrocardiografía:	18
4.4.2.4 Control de presión arterial:	19
4.4.2.5 Temperatura:	19
4.5 MANEJO FARMACOLÓGICO:	20
4.5.1 Sedantes y Tranquilizantes:	21
4.5.1.1 Fenotiacínicos:	21
4.5.1.2 Benzodiazepinas:	21
4.5.1.3 Alfa-2 agonistas:	22
4.5.2 Anestésicos y analgésicos inyectables, y sedantes hipnóticos:	22
4.5.2.1 Ketamina:	22
4.5.2.2 Propofol:	23
4.5.2.3 Tiopental:	23
4.5.2.4 Alfaxalona:	23

4.5.3 Analgésicos Opioides:.....	24
4.5.4 Anestésicos inhalatorios:.....	26
4.6 PROTOCOLOS ANESTÉSICOS:	27
4.6.1 Protocolos para procedimientos menores:.....	28
4.6.2 Premedicación anestésica:	30
4.6.3 Inducción y mantenimiento anestésico (agentes de administración endovenosa e inhalatorios):	32
4.6.4. Manejo del dolor:	35
4.6.5. Bloqueos loco-regionales:	37
4.6.5.1 Bloqueos regionales para procedimientos dentales:	37
4.6.5.2 Bloqueo epidural:	38
4.7 VALORACION DEL DOLOR POST-OPERATORIO:.....	38
4.8 EMERGENCIAS Y COMPLICACIONES ANESTÉSICAS:	43
4.9 RECUPERACIÓN Y CUIDADOS POST-OPERATORIOS:	45
5. DISCUSIÓN:.....	47
6. CONCLUSIONES:.....	49
7. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS:.....	50

LISTA DE TABLAS:

Tabla 1: sedantes y anestésicos usados en conejos y cobayos.....	24
Tabla 2: fármacos opioides utilizados para manejo anestésicos.....	25
Tabla 3 clasificación de estado físico ASA.....	27
Tabla 4: protocolos de sedación para procedimientos menores.....	28
Tabla 5: protocolos para premedicación anestésica	30
Tabla 6: protocolos para procedimientos quirúrgicos.....	33
Tabla 7: anestésicos utilizados para infusiones continuas intravenosas (CRIs).....	33
Tabla 8: anestésicos inhalatorios más usados en conejos y cobayos.....	35
Tabla 9: opioides para el tratamiento del dolor en conejos y cobayos.....	36
Tabla 10: AINEs utilizados en conejos y cobayos.....	40
Tabla 11: drogas de emergencia.....	45

LISTA DE FIGURAS:

Figura 1: métodos de sujeción del conejo.....	6
Figura 2: cámara de inducción anestésica.....	7
Figura 3: oxigenación en conejo.....	8
Figura 4: acceso vascular en conejos.....	9
Figura 5: catéter intraóseo (20G) en cobayo colocado en cresta tibial.....	10
Figura 6: mascarilla facial en conejo.....	11
Figura 7: dispositivo supraglótico V-gel específico para conejo.....	12
Figura 8: guía de tamaños de dispositivos V-gel para conejo.....	12
Figura 9: apertura bucal de conejo y cobayo.....	13
Figura 10: utilización de otoscopio para intubación endotraqueal en conejo.....	13
Figura 11: técnica ciega para intubación endotraqueal en conejo y cobayo.....	14
Figura 12: catéter urinario colocado intranasal en cobayo.....	15
Figura 13: oxímetro de pulso en conejo.....	17
Figura 14: utilización de capnógrafo en conejo	18
Figura 15: Preparación y monitorización de paciente cobayo.....	18
Figura 16: utilización de dispositivo doppler.....	19
Figura 17: medición de temperatura corporal.....	20
Figura 18: sitios de bloqueos nerviosos para procedimientos dentales.....	38
Figura 19: signos de dolor en conejos y pequeños roedores.....	41
Figura 20: guía de muescas del conejo	42

1. RESUMEN:

Debido a su creciente popularidad como mascotas, Conejos (*Oryctolagus cuniculus*) y Cobayos (*Cavia porcellus*) han dejado de considerarse animales de consumo y han incrementado el porcentaje de estas especies que ingresan a la consulta veterinaria diaria como animales de estima. Requiriendo en ocasiones tratamientos quirúrgicos algunos de rutina como la esterilización y otros más complejos, necesarios para el tratamiento de patologías específicas. Estas mascotas no convencionales poseen características anatómicas y fisiológicas únicas, haciendo que se eleve el riesgo perioperatorio, siendo el mismo de ocho a quince veces más del que implica sedar o anestésiar un felino. Su naturaleza como animales de presa conlleva además que requieran consideraciones especiales en cuanto al entorno manejo y sujeción, para evitar la liberación de catecolaminas, las cuales podrán provocar serias complicaciones durante la etapa intraoperatoria. Por otro lado estos pequeños pacientes poseen venas de pequeño calibre que dificultan la cateterización, y particularidades anatómicas que impiden en ocasiones el acceso aéreo permeable, lo cual limita las maniobras de emergencia en caso de que estas ocurran. Si bien el porcentaje de óbito durante el mantenimiento anestésico está presente, éste es aún mayor durante el pos operatorio, ya que tanto conejos como cobayos tienen una alta probabilidad de sufrir cuadros de hipotermia asociado a una elevada relación del área corporal en función del peso. Además, debido a sus altas tasas metabólicas el riesgo de presentar cuadros de hipoglicemia es elevado. El propósito de este trabajo es, por lo tanto actualizar conocimientos sobre los factores asociados a la muerte perioperatoria de conejos y cobayos, además de establecer recomendaciones para disminuirlas.

1. SUMMARY:

Due to their growing popularity as pets, Rabbits (*Oryctolagus Cuniculus*) and Guinea Pigs (*Cavia Porcellus*) are no longer considered only as consumption animals and have increased the percentage of these species entering in the daily veterinary consultation. Occasionally they need routine surgical treatments such as sterilization but sometimes may require more complex procedures, necessary for the treatment of specific pathology. These unconventional pets have unique anatomical and physiological characteristics, causing increased perioperative risk from eight to fifteen times more than sedate or anesthetize a feline. Its nature as prey animals also involves considering the handling, restraint and support, to create a secure environment and avoid the release of catecholamines, which may be serious complications during the intraoperative period. On the other hand, these small patients have small-caliber veins that make catheterization difficult, and anatomical peculiarities that sometimes prevent patent air access, which limits emergency maneuvers in case they occur. Although the percentage of death during anesthetic maintenance is present, it is even higher during the postoperative period, since both rabbits and guinea pigs have a high probability of suffering from hypothermia associated with a high ratio of body area based on weight. In addition, due to its high metabolic rates, the risk of presenting hypoglycemia symptoms is high. The purpose of this work is, therefore, to update knowledge about the factors associated with perioperative death in rabbits and guinea pigs, in order to establish recommendations to reduce them.

2. OBJETIVOS:

2.1 Objetivo general:

Generar una revisión actualizada sobre los factores asociados a mortalidad peri-anestésica en Conejos (*Oryctolagus cuniculus*) y Cobayos (*Cavia porcellus*)

2.2 Objetivos específicos:

2.2.1 Identificar las causas más comunes de muerte peri-operatoria en Conejos (*Oryctolagus cuniculus*) y Cobayos (*Cavia porcellus*).

2.2.2 Recabar información que permita sugerir pautas para la disminución de la mortalidad peri-anestésica en Conejos (*Oryctolagus cuniculus*) y Cobayos (*Cavia porcellus*)

2.2.3 Realizar recomendaciones de manipulación y manejo del entorno para minimizar el estrés en estos animales.

2.2.4 Actualizar conocimientos sobre protocolos anestésicos y sus vías de administración para disminuir el riesgo de muerte en estas especies.

3. INTRODUCCIÓN:

Los conejos (*Oryctolagus cuniculus*) y los cobayos (*Cavia porcellus*) han sido domesticados y criados originalmente con fines productivos. Sin embargo, desde finales del SXVIII su popularidad como animales de compañía ha ido en aumento en Europa y América del Norte. Tanto así que gatos y perros ya no son considerados como las únicas mascotas en los hogares, y estas especies no convencionales representan actualmente un porcentaje creciente de los pacientes que llegan a la clínica veterinaria de animales de compañía, ganando una importancia similar a caninos y felinos a partir del siglo XX (de Mello, 2016).

Estas mascotas categorizadas como exóticas o no convencionales, comparten entre ellas características como su temperamento dócil, facilidad de crianza y requerimientos mínimos de instalaciones para su alojamiento, ganando así popularidad a nivel mundial como animales de compañía y exhibición (Avilés, Landi y Delgado, 2014). Datos demográficos recabados en diversos hospitales veterinarios de Gran Bretaña han posicionado a conejos como la tercera mascota más popular (Craven, Hedley, O'neill, Church, y Broodbelt, 2016), representando junto a cobayos el 2.0% del total de pacientes asistidos. Mientras que los perros y gatos constituyeron el 64.8% y 30.3% respectivamente (Sanchez-Vizcaíno y Jones, 2017). Así mismo, una encuesta realizada en el hospital veterinario de la Universidad de Santo Amaro en Sao Pablo, Brasil, ubica a los conejos encabezando la lista de mascotas no tradicionales constituyendo el 38% de esta población (relevamiento realizado entre agosto de 2012 y agosto de 2014), y a los cobayos en segundo lugar representando el 26% de pacientes no tradicionales asistidos (Rorato y Pinto, 2016).

Estos pacientes han comenzado a frecuentar la consulta veterinaria y recibir tratamientos quirúrgicos algunos de rutina como la esterilización y otros más complejos, requeridos para el tratamiento de patologías específicas. En este contexto los registros de salud electrónica recabados por la Red de Vigilancia de Pequeños Animales (SAVSNET) en diversas clínicas veterinarias de Gran Bretaña arrojaron que la frecuencia de esterilización fue de 45.8% de los conejos asistidos en clínicas veterinarias (Sanchez-Vizcaíno y Jones, 2017).

Por otro lado estos pequeños mamíferos tienen características propias que hacen que los procedimientos anestésicos necesiten consideraciones particulares. Un estudio realizado en Reino Unido que determinó el riesgo de óbito perianestésico de diferentes especies en pacientes clasificados con el mismo estado físico ASA (American Society of Anesthesiologists classification), posicionó a los conejos y cobayos entre los animales con mayor riesgo elevándose hasta quince veces por encima del riesgo de mortalidad en felinos domésticos. Los autores publicaron cifras de 0.17% de riesgo de muerte para perros, 0.24% para gatos, mientras que valores de 1.39% fueron propuestos para conejos y 3.80% para los cobayos (Brodbelt et al., 2008).

A continuación, en este trabajo se desarrollarán puntos clave para conseguir un abordaje anestésico seguro en estos pacientes considerando sus singularidades.

4. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA:

4.1 CARACTERÍSTICAS PROPIAS DE LAS ESPECIES:

4.1.1 Manejo y exploración clínica:

Los conejos (pertenecientes al Orden Lagomorpha) y cobayos (Orden Roedora) son naturalmente animales de presa por lo que es necesario considerar sus particularidades en cuanto al ambiente y al manejo que se emplee durante su revisión, con el objetivo de minimizar al máximo posibles estresores. Ambas especies son capaces de ocultar signos de enfermedad o malestar, incluso en estadios avanzados de diversas patologías y esta conducta se mantendrá también durante el examen clínico, haciendo que puedan presentarse enfermos por más tiempo del que indica su historia, por lo que una correcta anamnesis es indispensable (Bament y Goodman, 2016).

Se recomienda el ingreso del paciente al centro médico una hora antes de la cirugía, manteniéndolo en un ambiente oscuro y tranquilo para aclimatarlo, disminuyendo de esta forma la morbilidad (Bennett y Lewis, 2022). Su manipulación además deberá realizarse en ambiente exclusivamente destinado para ellos o al menos, aislado de posibles predadores como perros o gatos. Como medida adicional se les puede acondicionar jaulas o recintos con material orgánico de cama, agua y comida *ad libitum* aumentando de esta forma el confort y el bienestar de estos pacientes (Bament y Goodman, 2016; Clemons y Seeman, 2018).

Estos pequeños mamíferos cuyo peso adulto oscila entre 1.5 a 6.0 kg en conejos y 0.7 a 1.4 kg en cobayos, son animales asustadizos, ágiles y que tienden a huir si se sienten amenazados. La asociación de veterinarios españoles especialistas en pequeños animales aconseja el uso de materiales antideslizantes sobre la mesa para su correcto examen clínico y como medida extra, taparles los ojos también es una medida para disminuir el estrés y aportarles confort. En conejos debe cuidarse la manipulación, prestando especial atención a la zona lumbar, ya que, poseen un esqueleto liviano (menor al 8% del peso corporal en comparación del 12%-13% que posee un gato) y fuerte musculatura, por lo que son propensos a sufrir lesiones severas en miembros posteriores o columna vertebral debidas al forcejeo o a contracciones violentas (Richardson y Keeble, 2016).

A los conejos de temperamento nervioso se les deberá sostener el cuerpo con un brazo permitiendo al animal esconder la cabeza tras la zona del codo, mientras el otro brazo protege la zona lumbar y sostiene el pliegue de la nuca si es necesario (Fig. 1-a). Los animales que estén acostumbrados a la manipulación se tomarán con una mano debajo del tórax o sosteniendo el cuello y la otra tomando los miembros posteriores para evitar lesiones (Fig. 1-b). También se puede recurrir a la utilización de una toalla con la cual rodearlos para ser trasladados, examinar cabeza o incluso administrarles medicamentos (Fig. 1-c). Se deberá tener cuidado al momento de cubrir la cabeza puesto que al ser animales que respiran únicamente por la nariz, podrían asfixiarse si se excede en la presión utilizada. Para exploración y acceso de la zona ventral, el propietario o el ayudante puede sostener la zona torácica con una mano y las rodillas flexionadas o bien la zona pélvica con la otra, contra su propio cuerpo intentando mantener al animal lo más estirado posible. Otra posible maniobra es colocar el animal en decúbito dorsal lo cual lo puede tranquilizarlo y así tener acceso a la zona ventral. Otra técnica para tomar la temperatura y explorar la zona ventral es colocar al animal en decúbito dorsal sobre un brazo, en forma de C, o bien sostener el tórax con una mano y la zona lumbar con la otra (Karamichali, Ftergioti, y Kazakos, 2020; Morera, 2012).



Fig. 1: métodos de sujeción de conejo estresado protegiendo ojos y sosteniendo pliegue de la nuca (a), animal dócil sosteniendo tórax y pelvis (b) y conejo envuelto para facilitar la administración de medicamentos o revisión de la cavidad bucal (c). (Fuente: Graham y Mader, 2012)

Los cobayos, en cambio suelen ser animales más dóciles que los conejos y rara vez requieren restricciones en cuanto al manejo de sujeción durante el examen clínico (Karamichali et al., 2020). Generalmente estos animales tienden a permanecer quietos al ser examinados mientras el propietario o algún asistente les coloca su mano sobre la grupa para que no retrocedan. A su vez pueden ser posicionados sobre su dorso para poder auscultar el corazón o tener acceso a zona ventral y perineal (Quesenberry, Donnelly, y Mans., 2012). Sin embargo a pesar del temperamento dócil y tranquilo de esta especie siempre se debe estar atento porque si bien en su gran mayoría permite una exploración tranquila, algunos animales pueden imprevistamente correr pudiendo caer de la mesa de exploración. En cuanto al manejo para la revisión de la cavidad oral se puede utilizar una toalla o manta para rodear al cobayo, limitando de esta forma el movimiento del cuerpo y exponiendo solo la cabeza para el examen (Morera, 2012). En caso de animales que no estén acostumbrados al contacto con humanos y a la manipulación, se recomienda realizar el examen lo más corto posible evitar la manipulación excesiva y colocar inmediatamente los animales en el transportador para evitar estrés (Richardson y Keeble, 2016).

En conejos y cobayos debe tenerse presente que por su naturaleza y metabolismo es frecuente que ocurra liberación de catecolaminas (dopamina, epinefrina y norepinefrina) producto de situaciones estresantes, como ser el transporte o el mismo examen clínico, por lo tanto se pueden presentar cuadros de hiperglicemia, hipertensión, taquicardia e incluso arritmias cardíacas, cuando los niveles de estas hormonas se encuentran elevados (Bennett y Lewis, 2022; Harcourt-Brown, 2008; Wesche, 2016).

4.2 CONSIDERACIONES PRE-ANESTÉSICAS:

4.2.1 Ayuno:

Estos mamíferos poseen altas tasas metabólicas y reservas limitadas de glucógeno por lo que prolongados periodos de ayuno incrementan el balance energético negativo, pudiendo conducir a hipoglicemia (Hawkins y Pascoe, 2012). Además, estos pequeños herbívoros basan su metabolismo en la alimentación continua y producción cecal de ácidos grasos volátiles como principal fuente de energía (Wesche, 2016). Poseen un rápido tránsito gastrointestinal por lo que también ayunos prolongados podría provocar íleo (Karamichali et al., 2020). Lagomorfos y roedores como cobayos son animales incapaces de vomitar debido a sus características anatómicas por lo que se sugiere entonces evitar restricciones prolongas de alimentos y agua antes de la anestesia para mitigar los riesgos previamente mencionados (Hawkins y Pascoe, 2012; Wenger, 2012). Autores como van Zeeland y Schoemaker en 2021 y Bennett y Lewis en 2022, recomiendan ayunos de no más de una hora el cual evitará la regurgitación pasiva de alimento, disminuirá el volumen gastrointestinal (beneficioso en caso de cirugías abdominales) y la acumulación de material alimenticio en la cavidad bucal, el cual se plantea eliminar con hisopos húmedos una vez sedado el animal.

4.2.2 Pre-oxigenación:

Durante la anestesia general el consumo total de oxígeno por el cuerpo se verá afectado debido a que muchos de los agentes farmacológicos son depresores respiratorios y además se disminuye en promedio un 30% el metabolismo basal (Evers, Crowder, y Balser, 2006). Debido a esto, la exposición al paciente con altas concentraciones de oxígeno previa a la inducción anestésica debería ser de rutina, sobretodo en casos donde el riesgo de hipoxemia este presente, aportándole al paciente una buena reserva de oxígeno sanguínea y alveolar. Se sugiere pre oxigenar por un minuto a los animales sanos y por lo menos cinco minutos a los que padecen alguna patología respiratoria. Este manejo pre anestésico dependerá, entre otras, del temperamento del animal y puede realizarse tanto en las llamadas jaulas de inducción o por medio de mascarillas faciales (figura 4) o nasales (Hawkins y Pascoe, 2012; van Zeeland y Schoemaker, 2021). Ante la carencia de dicho equipamiento podrá exponerse al animal una vez sedado frente a un tubo de oxígeno el cual estará situado a no menos de 2 centímetros de la nariz (van Zeeland y Schoemaker, 2021).



Fig. 2: Cámara de inducción anestésica (Fuente: <https://www.bbraun-vetcare.es>)



Fig. 3: Oxigenación en cobayo sedado expuesto al flujo de oxígeno mediante tubo (Fuente: van Zeeland y Schoemaker, 2021).

4.2.3 Control de fluidos:

Es de vital importancia para el soporte de la circulación sanguínea corregir cualquier desbalance de fluidos, la hipovolemia deberá controlarse y tenerse en cuenta como una causa primaria de fallas cardiovasculares. Además un correcto estado de hidratación garantiza la correcta motilidad gastrointestinal evitando posibles complicaciones como íleos funcionales los cuales pueden ser fatales (Gardhouse y Sánchez, 2022).

La administración de fluidos debe tenerse en cuenta ya que debido al traumatismo de los tejidos durante procedimientos quirúrgicos podrán ocurrir pérdidas de sangre y plasma, así como las pérdidas de fluidos extracelulares causadas por la condensación del aire espirado. Este desbalance deberá reponerse mediante la administración de fluidos a razón de 10ml/kg/h con soluciones hidroelectrolíticas teniéndose en cuenta que el volumen máximo a administrar por vía endovenosa en conejos será de 20 ml/kg⁻¹ (Diehl et al., 2001; Flecknell, 2009). En pequeños mamíferos donde el acceso vascular no sea posible podrán administrarse fluidos isotónicos por vía intraperitoneal a razón de 5 ml/kg⁻¹ (Diehl et al., 2001). Esta vía será desestimada en casos de sepsis, cirugía abdominal y siempre y cuando se pueda disponer de otra alternativa para la reposición de fluidos (Varga, 2014). Además se podrán anticipar las pérdidas producidas durante el acto quirúrgico administrando en el pre-operatorio solución con cloruro de sodio y dextrosa a tasas de 10-15 ml/kg vía subcutánea (Flecknell, 2009). Esta última ruta de administración carece de valor si el paciente está hipotenso o sufre de fallas cardiovasculares puesto que son rutas de lenta absorción y dependen de la perfusión periférica, en ese caso se podrá optar por la vía intraósea (Flecknell, 2009; Varga, 2014).

4.3 CARACTERÍSTICAS ANATOMO-FISIOLOGICAS:

4.3.1 Acceso vascular:

Diversas prácticas médicas van a requerir tener un acceso vascular en estos pacientes por lo que la cateterización será clave. A modo de ejemplo es muy común que se presenten a consulta pacientes de estas especies con patologías asociadas a la cavidad bucal, lo cual incrementa el riesgo de deshidratación y la eventual necesidad de reposición de fluidos (Varga, 2014), así como también una vía vascular permeable permite el acceso rápido para la administración de anestésicos, analgésicos y medicación de rescate en caso de emergencias (Hawkins y Pascoe, 2012; van Zeeland y Schoemaker, 2021). Incluso en situaciones donde no se disponga del equipamiento para el uso de agentes anestésicos inhalatorios la vía

endovenosa será el único acceso para lograr una adecuada anestesia (Mohammed, Sayed, y Abdelnabi, 2011).

Los pequeños roedores como los cobayos por su tamaño y sus características en cuanto al comportamiento muchas veces van a requerir sedación previa para la correcta colocación de un catéter endovenoso. Los sitios más comunes para la cateterización en estos pacientes incluyen la vena cefálica, la safena lateral y la femoral siendo los calibres más utilizados los 22G a 27G (de la escala de Gauge) (Hawkins y Pascoe, 2012; Lichtenberger y Lennox, 2009a). Además de estos accesos, en conejos también puede utilizarse la vena marginal de la oreja, (Grint, 2016), aunque debe tenerse en cuenta que la utilización de vendajes muy ajustados pueden generar necrosis isquémica en dicha zona (Heard, 2007).

Para facilitar la cateterización la aplicación de anestésicos locales por medio de ungüentos en los alrededores del vaso, provocará además de la analgesia, un efecto vasodilatador, la cual también puede obtenerse masajeando la zona, principalmente cuando se canalicen los vasos auriculares (Heard, 2007).

Una vez recuperado el animal se recomienda la extracción de la vía puesto que se puede producir contaminación bacteriana, flebitis e incluso ocasionarle molestias por el propio peso del vendaje (Hawkins y Pascoe, 2012; Lichtenberger y Lennox, 2009a).

En pacientes muy pequeños o en aquellos con colapso vascular la colocación de un catéter intraóseo es una alternativa a considerar pudiendo utilizarse la fosa trocantérica del fémur o la cresta tibial para la colocación de los mismos. Para su inserción se requieren los mismos principios de asepsia que para cateterizar vasos sanguíneos y la cánula debe ser lo suficientemente larga para extenderse de un tercio hasta la mitad de la cavidad medular. Por lo general se recomiendan catéteres de 18G a 25G, o agujas espinales que variarán en el calibre dependiendo del tamaño del animal (Hawkins y Pascoe, 2012). La confirmación del correcto posicionamiento del catéter puede efectuarse midiendo la pérdida de resistencia al ingresar a la cavidad medular y la capacidad de que la aguja se mantenga erguida sin soporte. Además se puede muestrear sangre o médula ósea mediante aspiración con una jeringa y la administración de fluidos no repercutirá en el tejido subcutáneo (Petitpas et al., 2016). Sin embargo, la absoluta confirmación del posicionamiento requiere radiografías del catéter *in-situ* (Lichtenberger y Lennox, 2009a).



Fig. 4: Acceso vascular en conejos mediante vena cefálica (a), vena safena (b), y vena marginal de la oreja (c) (Fuente: Graham y Mader, 2012; Richardson y Keeble, 2016).



Fig. 5: Catéter intraóseo (20G) en cobayo colocado en la cresta tibial (Fuente: Quesenberry y Donnelly, 2012)

4.3.2 Manejo de vía aérea:

Es necesario reconocer que el acceso a las vías aéreas será de vital importancia durante diversos procedimientos quirúrgicos, además, es de relativa frecuencia la presentación de enfermedades respiratorias subclínicas en estos pacientes, lo que los convierte en propensos a la hipoventilación durante la anestesia, por lo que contar con una vía aérea permeable adquiere gran trascendencia (Engbers et al., 2017; Wenger et al., 2016). En la actualidad existen diversas alternativas para brindar soporte ventilatorio o administrar oxígeno en estos pacientes, ya sea mediante la utilización de mascarillas faciales, dispositivos supraglóticos, la intubación orotraqueal e incluso la intubación nasotraqueal (Comolli, et al., 2020; Engbers et al., 2017; Gardhouse, 2021)

Las mascarillas faciales o nasales se presentan como la herramienta de mayor practicidad al momento de plantear un protocolo de anestesia inhalatoria, puesto que son las menos invasivas, requieren menor destreza del operador y menor tiempo para colocarlas. Esto conlleva, por ejemplo, a la disminución en los requerimientos de fármacos para la preparación e inducción del paciente (Wenger et al., 2016). Además por su practicidad, son utilizadas de rutina para incrementar la fracción de oxígeno inspirado sobretodo en situaciones de emergencia (Gardhouse, 2021).

Sin embargo la mayor limitante que presentan las mascarillas faciales o nasales, es que no permiten un acceso seguro a las vías aéreas, ni la posibilidad de realizar ventilación mecánica controlada a presión positiva (CMV), debido a la falta de coaptación hermética entre el dispositivo y el paciente lo cual provoca que exista una importante fuga de gas. Esto a su vez implica contaminación ambiental con gases anestésicos en mayor grado que utilizando intubación orotraqueal o dispositivos supraglóticos (Wenger et al., 2016).

El uso de mascarillas faciales está asociado con una alta incidencia de obstrucciones de las vías respiratorias, Bateman, Ludders, Gleed, y Hollis en 2005 reportan que bajo condiciones de anestesia general la relajación de los tejidos de la orofaringe, incluyendo la lengua, pueden ser los responsables. También el uso de agentes inhalatorios, debido a sus características irritantes, pueden incrementar las secreciones de moco en las vías aéreas, lo cual puede concluir en dichas complicaciones (Bateman et al., 2005; Johnson, 2010). Si bien muchas veces esta situación ocurre en pacientes no intubados se resuelve re posicionando el animal o reacomodando la lengua con hisopos de algodón, otras, será necesario el uso mascarillas laríngeas como lo demuestra el estudio realizado por Bateman et al. en 2005.



Fig. 6: Mascarilla facial en conejo (Grint, 2016)

Los dispositivos supraglóticos (o mascarillas laríngeas) fueron diseñados para un rápido y simple acceso a la laringe. Fueron denominados de esta forma puesto que se colocan sobre la glotis al momento de ser posicionados, se presentan como una alternativa más sencilla y eficaz de obtener acceso a la vía aérea con beneficios comparables con la intubación endotraqueal (Engbers et al., 2017).

Las mascarillas laríngeas i-gel, las cuales son diseñadas para humanos, fueron utilizadas con éxito y reportadas por Wenger en 2012 en conejos con un peso mayor a los tres kilogramos, pero actualmente se dispone los dispositivos supraglóticos v-gel® los cuales presentan diseños que se adecuan mejor a las características anatómicas del animal al cual se destine. Para su uso en conejos existen seis tamaños, desde el más pequeño para pacientes desde 0.6 kilogramos hasta el más grande, destinado para aquellos que sobrepasen los 4.5 kilogramos (Docsinnovent Ltd).

Si bien Gardhouse en 2021 reporta el uso de v-gel® de conejos en tamaño R1 para asegurar la vía aérea en otras especies como en erizos, no está esclarecido su uso en cobayos por sus diferencias anatómicas. El diseño de dispositivos específicos para estas especies aún está en desarrollo (van Zeeland y Schoemaker, 2018).

En sus trabajos tanto Wenger et al. en 2016, como Engbers et al. en 2017 determinaron que el posicionamiento de las mascarillas laríngeas (V-gel) en conejos fue significativamente más rápida que la intubación endotraqueal, registrándose tiempos hasta cuatro veces menores para los pacientes que se les colocó mascarilla laríngea. También el número de intentos fue menor, acompañando a esto un menor registro de lesiones a nivel de la mucosa traqueal. Los autores reportaron que la intubación orotraqueal requirió mayor dosis de agentes inductores, mayor número de intentos y mayor duración de la maniobra, aún con personal entrenado (Engbers et al., 2017; Wenger et al., 2016)

En la actualidad aún no está esclarecido si el uso del dispositivo supraglótico es igualmente efectivo para mantener concentraciones de gases medidos en sangre arterial dentro de rangos de normalidad, en comparación al uso de intubación orotraqueal tradicional (Bateman et al., 2005). En este sentido Engbers et al., en 2017 no determinaron diferencias significativas en cuanto a la saturación de oxígeno en sangre (P_aO_2) ni de dióxido de carbono (P_aCO_2) en conejos con intubación endotraqueal versus a los que se colocó un dispositivo supraglótico, sin embargo Comolli et al., en 2020 si detectaron un incremento en la saturación de dióxido de carbono arterial (P_aCO_2) en el grupo ventilado con máscara laríngea frente al grupo intubado, lo que podría deberse al aumento del espacio muerto asociado al uso de este dispositivo laríngeo y por tanto a hipoventilación del paciente.

Con respecto al mantenimiento de la permeabilidad de la vía aérea y el mantenimiento del plano anestésico, los dispositivos supraglóticos han demostrado ser igualmente eficaces que la intubación endotraqueal, posibilitando el mantenimiento anestésico sin complicaciones, incluso usando sistemas de CMV en conejos (Bateman et al., 2005; van Zeeland y Schoemaker, 2018).

Algunos autores como Bateman et al., en 2005 y Eatwell en 2016 describen que una de las desventajas y complicación del uso de los dispositivos supraglóticos es la posibilidad de que se

presente edema y cianosis de la lengua. Richardson en 2015 afirma que esta complicación es causada por la compresión de la vena lingual ubicada en la base de la lengua, la cual puede resolverse reposicionando el animal. También Comolli et al., en 2020 han reportado que el uso de dispositivos V-gel® puede lesionar la mucosa de la epiglotis y la laringe. Otro inconveniente que se presenta es que estos dispositivos requieren ser reposicionados para lograr un sello perilaríngeo y así evitar fugas de agentes inhalables o proteger al paciente de posibles aspiraciones (Crotaz, 2013), lo cual será una limitante cuando los actos quirúrgicos se realicen en cabeza o cuello (Grint, 2016).

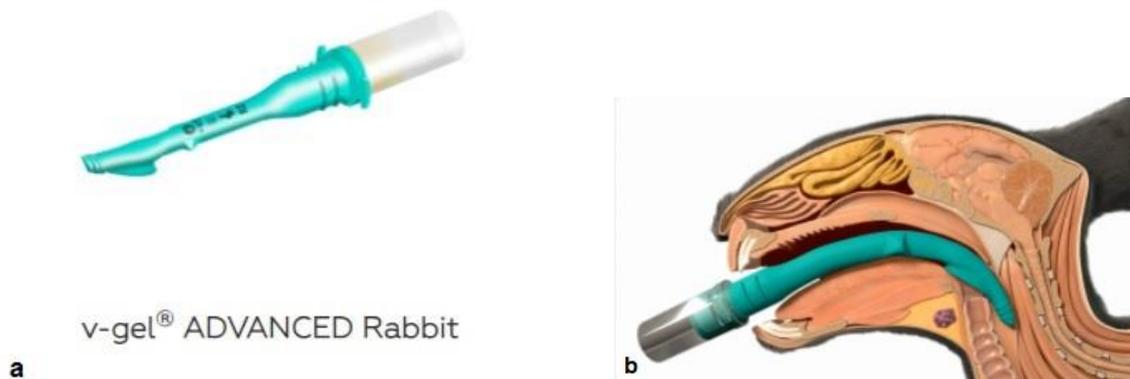


Fig. 7: Dispositivo supraglótico Vgel® específico para conejo (a) y dispositivo V-gel posicionado en la vía aera (b). (Fuente: v-gel ADVANCED for rabbits | Docsinnovent | FAQ's).

TABLA DE TALLAS

RABBIT v-gel® Sizing Guide		
Size	Ideal body weight of rabbit	Product code
R1	0.6 – 1.5kg (1.3 – 3.5lb)	D30001
R2	1 – 2kg (2 – 4.5lb)	D30002
R3	1.8 – 3.5kg (4 – 8lb)	D30003
R4	2.5 – 4kg (5 – 9lb)	D30004
R5	3.5 – 5kg (8 – 11lb)	D30005
R6	4.5kg+ (10lb+)	D30006

Fig. 8: Guía de tamaños de dispositivos Vgel® para conejos (Fuente: <https://docsinnovent.com/products/v-gel-rabbits>).

La intubación endotraqueal u orotraqueal provee acceso a una vía aérea permeable, reduciendo el espacio muerto y facilitando la ventilación (Wenger et al., 2016), especialmente indicada en procedimientos anestésicos prolongados. Aun así, las maniobras para la intubación en estas especies requieren destreza y experiencia por parte del operario puesto que es una maniobra difícil por las características anatómo-fisiológicas que presentan, como ser el gran tamaño de sus incisivos, el gran tamaño de la lengua, la estrechez de la cavidad oral, pequeña

glotis, un paladar blando que obstaculiza la visualización de la glotis y la apertura laríngea (van Zeeland y Shoemaker, 2021).

El uso de laringoscopios u otoscopios modificados para lograr la visualización de la glotis ha sido descrito por varios autores tanto en conejos como en cobayos, existiendo actualmente en el mercado laringoscopios aptos para su uso en conejos como el Flecknell o el Wisconsin hoja 0 o 1 (Eatwell, 2016; Johnson, 2010; Nambiar, Gordon, Morgan, Richards, y Sciuto, 2006). En cobayos, la apertura laríngea es tan pequeña que para visualizar las vías aéreas muchas veces requiere que se coloque un endoscopio directamente enfrente de la glotis, mejorando la eficiencia y seguridad de la maniobra de intubación (Johnson, 2010).

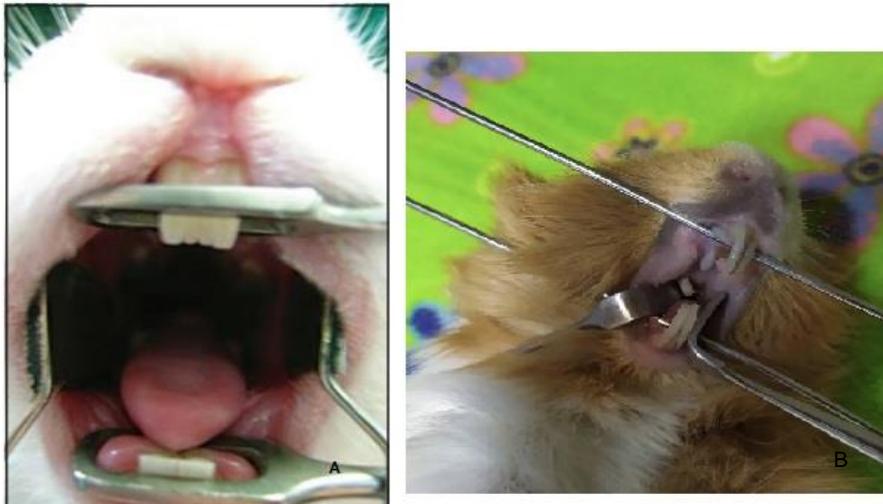


Fig. 9: Apertura bucal de conejo (a) y Cobayo (b). Fuente: Meredith, 2016 (a); cortesía de la Dra Patricia Infante (b).



Fig. 10: Utilización del otoscopio para lograr la visualización de la glotis y posterior administración de lidocaína (Fuente: Eatwell, 2016).

Con respecto a la maniobra, el correcto posicionamiento del animal es fundamental para lograr la intubación. El paciente se podrá colocar en decúbito ventral o dorsal, según preferencia del profesional, y la cabeza, muchas veces en hiperextensión, completamente alineada con el cuerpo (Grint, 2016). Por lo general un asistente coloca al paciente y mantiene la boca abierta ya sea con un abrebocas o con lazos de gasa colocados alrededor de los incisivos superiores e inferiores, mientras que el operador inserta el endoscopio o laringoscopio para deprimir la lengua y elevar el paladar blando. Debido a que los conejos respiran únicamente por las narinas el paladar blando tendrá que ser desenganchado de la epiglotis antes de la intubación (Eatwell, 2016). Una vez que las cuerdas vocales son visibles se inserta el tubo; sin embargo, la visualización de la glotis se pierde una vez insertado el tubo en la orofaringe (Johnson, 2010).

La técnica ciega de intubación, descrita por primera vez en 1972 por Freeman y reportada luego por Kruger, Zeller, y Schottmann en 1994, es comúnmente utilizada en la práctica diaria y puede funcionar siempre y cuando las habilidades del profesional lo permitan. Es una técnica en la cual la visualización de la apertura laríngea no es posible por lo que el tubo se coloca en la base de la lengua, detrás de los incisivos y se desliza suavemente hacia la laringe (Morgan y Glowaski, 2007). La técnica ciega consiste en oír los ruidos respiratorios en lugar de sonidos de deglución mientras se inserta el tubo, visualizar el gas condensado en el tubo y observar los movimientos toraco-abdominales de la respiración una vez conectado el animal al circuito respiratorio. Por tratarse de una técnica ciega ésta suele ser más traumática que la intubación visual ya que en ocasiones se requieren varios intentos para lograr el correcto posicionamiento del tubo (Eatwell y Mancinelli, 2013). Otra complicación es la probabilidad de sufrir laringoespasmos y estenosis traqueal por lo que el uso de anestésicos locales como lidocaína será de ayuda al momento de realizar estos procedimientos (Cruz, 2000; Wenger, 2012).



Fig. 11: Técnica ciega para intubación endotraqueal en conejo (a) y cobayo (b) (Fuente: Hawkins y Pascoe, 2014).

La elección de diámetro y largo del tubo es esencial, se estima que el diámetro será de dos tercios del lumen traqueal, el largo deberá ser tenido en cuenta para evitar que al introducirlo la punta se dirija hacia uno de los dos bronquios y exista la posibilidad de una inadecuada ventilación. Algunos autores aconsejan, en conejos el uso de tubos que tengan de 2.0 mm a 3.5 mm de diámetro interno del tipo Cole (siliconado) o Murphy sin balón. En cobayos se pueden utilizar diámetros de 2.0 mm a 2.5 mm o adaptar catéteres urinarios de goma 8F o catéteres endovenosos (Hawkins y Pascoe, 2012; Johnson, 2010). Tubos de diámetros iguales o menores a 1.5 mm generan mucha resistencia al pasaje de aire, se obstruyen con facilidad por secreciones mucosas y además son demasiado maleables pudiendo replegarse sobre si mismos (Johnson, 2010).

Se ha reportado que el uso de traqueotubos está relacionado a lesiones inflamatorias, edema y necrosis en mucosa traqueal y distal de laringe muchas veces evidentes días después de la cirugía (Eatwell, 2016; Phaneuf, Barker, Groleau, y Turner, 2006). Algunos autores determinaron que habría diferencias en cuanto a usar traqueotubos con o sin balón y que los primeros serían aún más perjudiciales reportándose lesiones a proximal del balón. Por lo que los traqueotubos sin el mismo serían indicados para las especies más pequeñas o ejemplares juveniles (Phaneuf et al., 2006).

Si bien la intubación endotraqueal protege las vías aéreas de aspiraciones de contenido gastrointestinal, saliva o sangre, el traqueotubo a veces puede ser un obstáculo al momento de trabajar en la cavidad oral debido a su pequeño tamaño, por lo que una alternativa es la intubación nasotraqueal que deja la vía oral libre al mismo tiempo que proporciona oxígeno y gases anestésicos (Gardhouse, 2021; Grint, 2016). Descrita y reportada por Stephens en 2009 se fundamenta en que los conejos respiran únicamente por la nariz y tienen la epiglotis atrapada sobre la superficie dorsal del paladar blando, así que un tubo colocado a través de la cavidad nasal atravesará naturalmente desde la nasofaringe hacia la laringe y tráquea. La intubación nasotraqueal trae como principal riesgo asociado la posibilidad de introducción de agentes patógenos a las vías respiratorias como ser *Pasteurella multocida* (Harcourt-Brown, 2002).



Fig. 12: Catéter urinario colocado vía intranasal en cobayo para administración de oxígeno y agentes anestésicos (Fuente: Flecknell, 2009).

4.4 PARTICULARIDADES EN LA MONITORIZACIÓN ANESTÉSICA:

La monitorización será fundamental durante todo procedimiento quirúrgico y dará noción del estado del paciente y plano anestésico, ésta no debe desestimarse durante ninguna etapa. La oxigenación, el soporte térmico y de fluidos, así también como la administración de colirios o lubricantes oculares debido a la ausencia del reflejo palpebral, deberá ser tenida en cuenta durante la anestesia (Eatwell, 2016; Karamichali et al., 2020). Algunos parámetros podrán ser tomados de manera clínica como ser:

4.4.1 Valoración del paciente mediante exploración clínica:

4.4.1.1 Observación de mucosas:

Debido a que todos los agentes anestésicos son depresores del sistema cardiovascular, la monitorización cardíaca y respiratoria es sumamente importante. Estas se relacionan directamente con la perfusión tisular, por lo que la valoración clínica tomada mediante la observación directa de las mucosas (nasal, labial o lingual) junto al tiempo de llenado capilar

(TLLC) y el pulso darán noción sobre su estado (Eatwell, 2016). En la mayoría de los conejos éste último puede ser palpado en la arteria central auricular. Así mismo los latidos y frecuencia cardíaca pueden evidenciarse mediante auscultación o posicionando un dedo sobre la parrilla costal en la zona de proyección cardíaca. El ritmo cardíaco normal para un conejo oscila entre los 240-280 latidos por minuto (lpm) (Harcourt Brown, 2002) y para los cobayos de 240-310 lpm (Quesenberry et al., 2012).

4.4.1.2 Valoración de plano anestésico (reflejos y profundidad anestésica):

Para la valoración del plano anestésico se deben de tener en cuenta ciertos parámetros que difieren mucho a los utilizados en perros y gatos e incluyen la relajación de la mandíbula, la ausencia de respuesta al estímulo doloroso de pinchar las orejas y la ausencia del reflejo de retirada de las extremidades al pellizcar la piel de entre los dedos (Eatwell, 2016; van Zeeland y Schoemaker, 2021). La pérdida de respuesta a un estímulo doloroso no se produce de manera uniforme en todas las zonas del cuerpo, por lo que generalmente la ausencia del reflejo de retirada de los miembros posteriores es suficiente como indicador confiable de la profundidad anestésica, sin embargo no tiene por qué desaparecer en miembros anteriores para poder efectuar la cirugía (Flecknell, 2009; van Zeeland y Schoemaker, 2021).

En estas pequeñas especies el reflejo palpebral (parpadeo cuando el borde del ojo es suavemente rozado) no es un parámetro fidedigno de valoración anestésica, debido a que la ausencia de este puede indicar un plano profundo y peligroso (Eatwell, 2016; Harcourt Brown, 2002; van Zeeland y Schoemaker, 2021), además se debe de tener en cuenta que en los pacientes que se use Ketamina puede dar respuestas impredecibles sobre dicho reflejo como la pérdida del mismo bajo niveles de anestesia leves (Eatwell, 2016; Flecknell, 2009).

4.4.2 Valoración del paciente mediante el uso de equipamiento especializado:

Mediante la exploración clínica del paciente ciertos parámetros como la presión arterial, temperatura, la calidad de la perfusión periférica o valoración de concentraciones de gases inhalados o exhalados no serán posibles, esto conlleva a la necesidad de equipos especializados para dicho fin, y de esta forma evaluar y monitorizar al paciente anestesiado.

4.4.2.1 Oximetría de pulso:

La oximetría de pulso o pulsioximetría es un método no invasivo que mide el porcentaje de saturación de oxígeno en la hemoglobina arterial (S_pO_2) (Eatwell, 2016). Este dispositivo posee un haz de luz infrarroja de un lado que se dispara sobre un fotodetector en el otro. La oxihemoglobina y la desoxihemoglobina absorben la luz de manera diferente por lo que la cantidad de luz transmitida a través del tejido dependerá de las concentraciones de estas moléculas en sangre. Los valores arrojados por el oxímetro se relacionan directamente con los valores de oxígeno arterial (P_aO_2). Un valor normal de S_pO_2 será de 96% o más (Grint, 2016; Bennett y Lewis, 2022).

La pulsioximetría también mide la frecuencia cardíaca y el pulso si la perfusión periférica lo permite (Grint, 2016). La lectura de la frecuencia cardíaca puede dar noción sobre la profundidad anestésica, debido a que estímulos dolorosos intraoperatorios a una profundidad anestésica inadecuada puede generar taquicardias (Flecknell, 2009). Por otro lado, el pulso, se muestra como un gráfico de barras o con forma de ondas (curva pletismográfica) y proporciona información sobre la perfusión tisular. Como la curva se construye a partir de la actividad pulsátil que genera el pasaje de sangre a través del tejido, ésta aporta datos sobre el

flujo tisular. Esto a menudo es más informativo que solo un valor de frecuencia cardiaca ya que refleja la acción mecánica del corazón (Flecknell, 2009; Otero, 2012)

Comúnmente el oxímetro de pulso se coloca en la lengua pero puede no ser accesible en todos los pacientes, por lo que el pabellón auricular o los dedos también son locaciones adecuadas (van Zeeland y Schoemaker, 2021), en caso de colocarlos en la lengua, no se recomienda que permanezcan por períodos prolongados debido al riesgo de lesiones en los músculos linguales (Vilata y García, 2019). Al tratarse de un dispositivo que depende de la coloración de las mucosas la pigmentación o cantidad de pelaje en ocasiones dará lugar a lecturas no precisas (Eatwell, 2016; Grint, 2016). Además debe tenerse en cuenta que en especies muy pequeñas el mecanismo de resorte de las pinzas, puede ocluir los capilares sanguíneos pudiendo generar lecturas erróneas (Bennett y Lewis, 2022).



Fig.13: Oxímetro de pulso colocado en la lengua de un conejo (Fuente: Eatwell, 2016).

La oximetría de pulso no sirve para determinar si el animal está ventilando adecuadamente, en ese caso se necesitará conectar el paciente a un capnógrafo que medirá la concentración de CO₂ espirado.

4.4.2.2 Capnometría y capnografía:

La Capnometría es la medición no invasiva de la presión parcial o concentración de CO₂ en los gases respiratorios. Mide en tiempo real y de manera continua las concentraciones de dióxido de carbono espirado (ETCO₂), expresados por lo general en mmHg o kPa y cuyo valor se correlaciona directamente con la saturación de dióxido de carbono arterial (P_aCO₂). El CO₂ espirado por el paciente pasará por un tubo conectado a un dispositivo que tomará dichos valores y los graficará en el monitor, por lo que la capnografía es la representación de los mismos (Grint, 2016). La evaluación de la curva incluye la frecuencia, el ritmo, la altura, la base y la forma. Los registros obtenidos podrán utilizarse para verificar la correcta intubación o adecuado posicionamiento de las mascarillas laringeas detectando variables en las concentraciones de CO₂ (Crotaz, 2013; Eatwell y Mancinelli, 2013). Franjas basales elevadas denotan reinhalaciones. La hipoventilación será detectada por descensos en la meseta. Si existen obstrucciones de las vías aéreas el CO₂ no podrá ser detectado por el dispositivo (Eatwell, 2016).

Por lo tanto un capnógrafo proporciona información sobre la producción de CO₂, la perfusión pulmonar, la ventilación alveolar, los patrones respiratorios y la eliminación de CO₂ del sistema respiratorio en tiempo real (Gint, 2016). La normocapnia en conejos y cobayos oscila entre valores de 35-45mmHg (Bennett y Lewis, 2022; Grint, 2016) pero en pacientes que se

encuentren bajo estado de sedación o anestesia profunda, estos valores pueden incrementarse incluso hasta los 55 mgHg (Bennett y Lewis, 2022).



Fig.14: utilización de capnógrafo para medir concentración de CO2 espirado en conejo (Grint, 2016).

4.4.2.3 Electrocardiografía:

La función cardiovascular podrá ser evaluada durante el examen clínico del paciente (mediante observación de mucosas, pulso o frecuencia cardíaca). Sin embargo la accesibilidad puede ser desafiante para un paciente que está preparado para una cirugía por lo que el uso de monitorización mediante electrocardiógrafo en ocasiones será de utilidad. Éste es un dispositivo que grafica la actividad eléctrica del corazón, pero esto no necesariamente refleja la función miocárdica ni la contractilidad (van Zeeland y Schoemaker, 2021), además como limitante agregada es la dificultad que se presenta para realizar lecturas en pacientes donde la frecuencia supere los 350 lpm (Bennett y Lewis, 2022).

Los electrodos del electrocardiógrafo deberán triangularse sobre el corazón, en pequeños animales se colocan dos en los miembros anteriores y uno en el miembro posterior izquierdo (Grint, 2016). En animales muy pequeños la superficie de las extremidades distales suele ser escasa para situar las almohadillas adhesivas, por lo que las pinzas de cocodrilo (preferentemente atraumáticas) serán de elección (Grint, 2016; van Zeeland y Schoemaker, 2021).



Fig. 15: Preparación y monitorización de paciente cobayo (a), monitor multiparámetros (b). Fuente: propia.

4.4.2.4 Control de presión arterial:

La medición de la presión arterial es uno de los métodos más útiles para medir la función cardiovascular (Harvey, Knowles, y Murrison, 2012; Imai, Steffey, Ilkiw, y Farver, 1999). Para ello existen métodos invasivos y no invasivos (Grint, 2016; van Zeeland y Schoemaker, 2021). En el primer grupo, se encuentra la medición de la presión arterial mediante el posicionamiento de un catéter canulado directamente en una arteria, este procedimiento es muchas veces doloroso y no siempre posible, aunque en pacientes hipotensos es la única técnica que arrojará valores precisos de presión arterial. En conejos se usa de preferencia la arteria auricular central, la cual corre por el medio de la oreja, aunque debe tenerse en cuenta que una de las complicaciones al canular este vaso podrá ser la trombosis y necrosis isquémica (Heard, 2007). En cobayos, canular una arteria es sumamente difícil debido a su pequeño tamaño, además la cánula puede provocar oclusión vascular y alterar el flujo sanguíneo sobre todo en las arterias de las extremidades, e incluso incrementa el riesgo de pérdidas de sangre y contaminación tisular (Bennett y Lewis, 2022). La cánula será conectada a un dispositivo mediante un transductor el cual convierte la presión pulsátil en un valor numérico (Grint, 2016).

Cuando el acceso arterial no es posible se optará por métodos no invasivos como ser la medición de la presión mediante Doppler (van Zeeland y Schoemaker, 2021). Éste consiste en la oclusión mecánica del flujo sanguíneo arterial (mediante el uso de manguitos unidos a esfigmomanómetro) a determinada presión la cual será igual a la que hay dentro de ella. (Flecknell, 2009). Esta técnica utiliza ondas sonoras emitidas por una sonda las cuales al hacer eco sobre estructuras producen eco acústico y se escuchan a la presión medida (Grint, 2016). La mayor desventaja de este método no invasivo es la naturaleza intermitente de la información obtenida y si la presión arterial cae, el dispositivo no podrá ofrecer una lectura confiable (Flecknell, 2009). Al igual que en el apartado anterior, frecuencias cardíacas muy altas pueden ser un complicación debido a que en este caso, el dispositivo no lee oscilaciones a frecuencias muy elevadas dificultando la precisión en las lecturas (Bennett y Lewis, 2022).

En general la presión arterial media (mean arterial pressure - MAP) en mamíferos exóticos oscila entre los 60–80 mmHg, mientras que la sistólica se mantiene por encima de los 90 hasta 130 mmHg (Comolli, d'Ovidio, Adami, y Schnellbacher, 2019).



Fig. 16: posicionamiento (a) y medición de presión arterial (b) mediante Doppler en conejo (Grint, 2016)

4.4.2.5 Temperatura:

La mayoría de los procedimientos anestésicos causan una depresión del mecanismo termorregulador hipotalámico predisponiendo a los animales a la hipotermia (Flecknell, 2009; Zarndt, 2015), la disminución en la temperatura corporal provoca que se active la vasoconstricción termorreguladora para defender al organismo de la pérdida calórica. La vasodilatación generada por los anestésicos generales supera a la vasoconstricción periférica

crioinducida y con ello se redistribuye el calor del compartimiento central al periférico del organismo, disminuyendo así la temperatura central (Evers, Crowder, y Balser, 2006). La caída de la temperatura además, genera alteraciones metabólicas y en la actividad enzimática como en la de los agentes farmacológicos, provocando un retraso en la recuperación haciendo que aumente el riesgo perianestésico (Rembert, Smith, y Hosgood, 2004; Zarndt et al., 2015).

La temperatura debe ser monitorizada desde el comienzo del procedimiento hasta la recuperación. Podrá ser medida con termómetros o preferentemente, mediante sondas (termopares) insertadas en recto o nasofaringe las cuales dan una lectura continua (van Zeeland y Schoemaker, 2021), la normotermia en estas especies, oscila entre 37.2 a 39.5°C (DeCubellis, 2016). Tanto los conejos como roedores suelen ser más propensos que otras especies a la hipotermia debido a una elevada relación del área corporal en función del peso (Wenger, 2012), pero aun así y particularmente los conejos, no están exentos de sufrir cuadros de hipertermia durante días calurosos de verano debido a su denso pelaje y a que la sudoración (bajo número de glándulas sudoríparas) y el jadeo no son efectivos para disipar el calor (van Zeeland y Schoemaker, 2021; Vilata y García, 2019).

La hipotermia puede adjudicarse a diversas causas de manejo perioperatorio, entre ellas la pérdida de calor por rasurados extensos, la aplicación de agentes antisépticos fríos sobre la piel, además de la exposición de cavidades corporales y viseras durante actos quirúrgicos. Errores en el manejo de la temperatura dentro del block y los fluidos administrados, así como el flujo de gases fríos durante anestésias inhalatorias (Evers et al., 2006; Flecknell, 2009; Grint, 2016). Autores como Zarndt et al., en 2015, recomiendan que para disminuir las pérdidas de calor corporal se utilicen mantas, lámparas infrarrojas y bolsas de agua caliente, además la temperatura del block deberá encontrarse por encima de los 22°C. Varga en 2014 recomienda que se administren las infusiones de fluidos tibios, y advierte que las administraciones de soluciones subcutáneas pueden ser un reservorio de fluidos fríos que incrementen el riesgo de hipotermia. Así mismo Flecknell en 2009 asegura que no hay diferencias en cuanto a las pérdidas de calor cuando estas soluciones se administren a 20°C o a 38°C, siendo otras las causas más importantes en cuanto a la pérdida de la temperatura corporal.



Fig. 17: medición de la temperatura rectal intraoperatorio en conejo mediante sonda intrarectal (Fuente: Grint, 2016).

4.5 MANEJO FARMACOLOGICO:

Diversas maniobras, que a veces pueden ser de rutina en la clínica veterinaria, como ecografías, radiografías o incluso el examen clínico, en estos pequeños pacientes y

especialmente en conejos, puede ser un desafío por el estrés que les genera, por lo que el uso de sedantes o tranquilizantes serán de ayuda (Graham y Mader, 2012). La dificultad del acceso venoso puede provocar que en ocasiones la administración de estos fármacos acepte como única vía la subcutánea o intramuscular, teniendo como principal limitante para la elección de la misma, el volumen a administrar. La guía de buenas prácticas de administración de sustancias sugiere que en conejos el volumen máximo a administrar en el subcutáneo sea de 1 a 2 ml kg⁻¹ y mientras que para la vía intramuscular se sitúa entre 0.25 ml kg⁻¹ y 0.5 ml kg⁻¹ (Diehl et al., 2001). Las inyecciones intramusculares de soluciones irritantes pueden provocar automutilación en conejos y cobayos (Cantwell, 2001; Heard, 2007; van Zeeland y Schoemaker, 2021).

4.5.1 Sedantes y Tranquilizantes:

4.5.1.1 Fenotiacinicos:

El representante de este grupo farmacológico es la acepromacina. Los efectos tranquilizantes de estos fármacos son consecuencia de su acción antagonista de la dopamina. La dopamina es un neurotransmisor de estructura catecolamínica con actividad principalmente inhibitoria en el cerebro (Caballero y Ahumada, 2002). En conejos no es utilizado con frecuencia debido a que puede generar estados variables de sedación, por lo que las dosis pueden variar ampliamente entre razas. El uso de fenotiacinicos puede generar una reducción en la dosis de los fármacos utilizados para producir un plano anestésico, debido a que potencian el efecto de sedantes, hipnóticos, anestésicos y analgésicos, (aunque no la genera por sí misma) (Eatwell, 2016; Flecknell, 2009). El pico de acción suele verse entre 30 a 40 minutos pos inyección independientemente de la vía administrada (Hawkins y Pascoe, 2012). Su efecto puede prolongarse hasta el periodo pos operatorio logrando una tranquila recuperación (Flecknell, 2009). Suele causar vasodilatación, por lo que estará contraindicado en animales anémicos, hipotensos y deshidratados (Hawkins y Pascoe, 2012), también se le ha relacionado a caídas en la temperatura corporal asociado a depresión de los centros termorreguladores (Flecknell, 2009).

Ghaffari, Moghaddassi, y Bokaie, en 2009 describen una disminución en la producción de lágrimas asociada al uso de acepromacina, pudiendo provocar lesiones oculares como conjuntivitis, queratitis superficial o incluso úlceras corneales. Independientemente al uso de este fármaco, es frecuente que los párpados se mantengan abiertos durante la anestesia por lo que es recomendado el uso de colirios lubricantes para prevenir complicaciones (Bennett y Lewis, 2022; Vilata y García, 2019).

4.5.1.2 Benzodiacepinas:

Dentro de esta familia las drogas más utilizadas en conejos y cobayos son el diazepam y el midazolam. Las benzodiacepinas estimulan la unión del ácido gamma-aminobutírico (GABA), el principal neurotransmisor inhibitorio a la subunidad GABA_A. Cuando se unen al sitio específico del complejo macromolecular GABA estimulan la apertura de los canales de cloro aumentando las corrientes iónicas a través de los mismos (Charney, Mihic, y Harris, 2006; Hawkins y Pascoe, 2012). Posen acción ansiolítica, sedante, tranquilizante y miorelajante sobre el musculo esquelético, además, potencian el efecto de la mayoría de los opioides y analgésicos (Flecknell, 2009). Estas drogas pueden utilizarse solas para procedimientos menores como la cateterización de venas periféricas. Al carecer de propiedades analgésicas suelen asociarse a opioides como protocolo peri-anestésico (Czabak-Garbacz y Chimicki, 2002).

Normalmente las benzodiacepinas pueden ser administradas por todas las vías, aunque el diazepam por su alta osmolaridad, la cual es incrementada por el pH alto encontrado en los tejidos del conejo, tiene absorción errática si es administrado por vía subcutánea o intramuscular. Los pacientes a los que se les administre Diazepam, deberán ser monitorizados

por posibles cuadros de hipotensión provocados por el propileno glicol que muchas formulaciones de esta droga poseen (Hawkins y Pascoe, 2012).

El Midazolam, en comparación con Diazepam, tiene un tiempo de acción más corto, acepta todas las rutas de administración puesto que es hidrosoluble y gracias a estas propiedades admite combinaciones con varios fármacos (Flecknell, 2009). También puede ser utilizado durante el preoperatorio, o a dosis más altas en procedimientos que no generen dolor (Hawkins y Pascoe, 2012).

4.5.1.3 Alfa-2 agonistas:

Este grupo lo integran drogas como la xilacina, detomidina, medetomidina y dexmedetomidina. Estos fármacos reciben su nombre debido a su capacidad de estimular el receptor alfa-2 adrenérgico. El sistema nervioso simpático posee 2 tipos de receptores, α y β , existiendo subtipos de cada uno de ellos. Los receptores α_2 tienen distintas ubicaciones en los aparatos cardiovasculares, respiratorio, renal, gastrointestinal, y en el Sistema Nervioso Central (SNC) (Caballero y Ahumada, 2002). Tienen efectos muy marcados sobre el sistema cardiopulmonar como depresión respiratoria, bloqueo cardíaco de segundo grado, bradiarritmias o arritmias causadas por sensibilización cardíaca a las catecolaminas, en especial en pacientes a los que se les administre xilacina, por lo que su uso será desestimado en aquellos animales con compromiso cardiopulmonar (Henke, et al., 2005). Particularmente, en conejos puede dificultar la cateterización debido a su acción vasoconstrictora (Flecknell, 2009). La oxigenación previa y el soporte ventilatorio durante los procedimientos quirúrgicos donde se utilicen estos fármacos serán de suma importancia (Hawkins y Pascoe, 2012).

4.5.2 Anestésicos y analgésicos inyectables, y sedantes hipnóticos:

4.5.2.1 Ketamina:

Es un derivado del psicomimético fenciclidina que se comporta como un anestésico de acción corta con efecto analgésico somático pero no visceral. Junto a la tiletamina forman parte del grupo de los anestésicos disociativos, poseen acción antagonista a nivel del receptor excitador N-metil-D-aspartato (NMDA). Permite la administración endovenosa, subcutánea e intramuscular (Evers et al., 2006). Grandes volúmenes administrados se relaciona con necrosis en el punto de inyección y las combinaciones de ketamina-xilacina están reportadas ser irritantes pudiendo conllevar a automutilación de los miembros incluso cuando son inyectados vía endovenosa mediante cateterización en la vena cefálica (Hawkins y Pascoe, 2012; Heard, 2007).

La ketamina estimula el Sistema Nervioso Autónomo Simpático produciendo el aumento de la frecuencia cardíaca, incremento en la contractibilidad de miocardio y resistencia vascular periférica. A pesar de ser drogas con tendencia al inotropismo positivo, los pacientes muy estresados pueden volverse hipotensos luego de la administración de ketamina, debido que han saturado las salidas simpáticas, lo que genera un desenmascaramiento de los efectos inotrópicos que esta droga ofrece (Hawkins y Pascoe, 2012).

Además, aumenta las secreciones mucosas de las glándulas traqueobronquiales, lo cual puede llevar a obstrucciones si no se tiene un acceso seguro a la vía aérea. No es recomendado su uso como único agente anestésico debido a la rigidez muscular que este fármaco provoca, lo cual hace que sea inaceptable para diversas maniobras, además los reflejos faríngeos y laríngeos permanecen activos, determinando un aumento de

laringoespasmos, broncoespasmos y tos por lo que su uso no será indicado en maniobras a nivel de tráquea y orofaringe (Cantwell, 2001; Hawkins y Pascoe, 2012).

Si bien la ketamina es tolerada en pacientes sanos, y la depresión cardiorrespiratoria es casi nula, pueden presentarse cuadros de apneas prolongadas luego de la fase inspiratoria (Hawkins y Pascoe, 2012).

El uso de tiletamina en conejos, ha demostrado que puede causar grave necrosis tubular renal asociada a la nefrotoxicidad que esta droga posee en dichos pacientes, como describió Doering, Brammer, Chrisp y Rush en 1992 en un estudio experimental donde expuso que a dosis de 7,5 mg/kg se evidenció lesión renal leve mientras que a dosis de 32 mg/kg los animales presentaron necrosis tubular severa. Demostrando que a dosis comúnmente utilizadas para la inducción o restricción anestésica pueden presentarse lesiones renales.

4.5.2.2 Propofol:

Este fármaco es un derivado alquil-fenólico altamente lipofílico que acepta como única vía de administración la endovenosa. Se caracteriza por un rápido inicio de acción y corta duración del efecto hipnótico (Evers et al., 2006). Usualmente es utilizado como agente inductor, debido a las características previamente nombradas, además, reprime el reflejo faríngeo lo cual podrá ser de ayuda al momento de intubar el paciente (Heard, 2007). Es utilizado también para mantenimiento anestésico en protocolos de infusión continua, debido a su moderado a alto efecto hipnótico, amplio margen terapéutico y bajo efecto acumulativo (Harcourt-Brown, 2002). Al igual que diversos agentes anestésicos el Propofol es depresor cardiovascular, reportándose un descenso de la presión arterial durante su uso. También, puede generar depresión respiratoria y apneas luego de la inducción (Flecknell, 2009). En este mismo sentido en 1993 Aeschbacher y Webb habían reportado que el uso de Propofol como monodroga para anestésias prolongadas en conejos no es seguro presentando una ventana terapéutica muy estrecha.

4.5.2.3 Tiopental:

El Tiopental es un barbitúrico de acción ultracorta, carente de analgesia categorizado como hipnótico capaz de producir en el paciente un sueño similar al fisiológico. Usualmente es utilizado como agente inductor, aunque debe tenerse en cuenta que puede provocar apneas transitorias luego de su administración que rara vez requieren la necesidad de la ventilación asistida (Flecknell, 2009). Los barbitúricos aumentan la acción del GABA potenciando su acción, disminuyen la velocidad de disociación de éste ácido y de su receptor y aumentan la duración de la apertura del canal del ion cloruro. Mediante el agonismo que ejercen sobre dichos receptores, provocan efectos sedantes que se manifiestan incluso con concentraciones bajas, en concentraciones ligeramente más elevadas, los barbitúricos actúan como agonistas directos del receptor del GABA, abriendo el canal incluso en ausencia de éste y produciendo la anestesia. (González y Pereira, 2002). Debido a su elevado pH suele ser muy irritante por lo que acepta como única vía de administración la intravenosa (Flecknell, 2009). Tiene efectos depresores sobre el sistema respiratorio pero puede observarse un incremento en la frecuencia cardiaca durante su uso en conejos (Mohammed et al., 2011).

4.5.2.4 Alfaxalona:

La Alfaxalona es un agente anestésico neuroesteroide sintético que acepta distintas vías de administración y es utilizado tanto en conejos como en cobayos (Bennett y Lewis, 2022; Gardhouse y Sánchez, 2022). Los neuroesteroides potencian los efectos del GABA (uniéndose específicamente con el receptor GABA_A), provocando una hiperpolarización de la membrana celular postsináptica, lo que provoca inhibición de las vías de la excitación y la conciencia (Posner, 2017).

Puede ocurrir depresión respiratoria particularmente si se administra rápidamente de manera endovenosa por lo que suelen preferirse las inyecciones subcutáneas o intramusculares. Puede ser utilizado para inducción, y emplearse para proporcionar anestesia total intravenosa. Ofrece sedación, anestesia e hipnosis adecuada en función de la dosis, pero carece de efecto analgésico (Hoppes, 2016, setiembre-octubre; van Zeeland y Schoemaker, 2021).

Fármaco	Dosis y vías de administración en conejos	Dosis y vías de administración en cobayo	Comentarios
Acepromacina	0.25-1 mg/kg SC, IM	0.5-1 mg/kg SC, IM	Provee sedación leve
Diazepam	0.5-2 mg/kg IV	0.5-3 mg/kg IV	
Midazolam	0.25-2 mg/kg SC, IM, IV	0.5-5 mg/kg SC	
Xilacina	2-5 mg/kg IM, IV	2-10 mg/kg IM, IV	
Medetomidina	0.1-0.2 mg/kg SC, IM 1-2 µg*/kg IM, IV	0.1 mg/kg	Sedación leve, rara vez es usada sola, reacciones variables en cobayo
Dexmedetomidina	0.05-0.125 mg/kg IM 0.05-1 µg*/kg IM, IV	0.05 mg/kg	
Ketamina	5-50 mg/kg SC, IM, IV	5-40 mg/kg SC, IM, IV	
Propofol	2-8 mg/kg IV		
Tiopental		37 mg/kg IV, IP	
Alfaxalona	1-4 mg/kg IV 9-12 mg/kg IM	40 mg/kg IV	Profunda sedación provee analgesia leve

Tabla 1: Fármacos anestésicos e hipnóticos más utilizados en conejos y cobayos. SC: subcutáneo; IM, intramuscular; IV, intravenoso; VO, vía oral, IP: intraperitoneal * Microdosis para protocolos de sedación que incluyan benzodiazepinas u opioides. (Fuente: Flecknell, 2009; Hawkins y Pascoe, 2012; Jhonson, 2005; Hoppes, 2016 setiembre-octubre).

4.5.3 Analgésicos Opioides:

Estos fármacos presentan actividad agonista o antagonista sobre los receptores opioides μ (Mu), κ (Kappa) o δ (Delta). Las diferencias en la selectividad por receptores les conceden propiedades exclusivas, y ayudará a predecir sus efectos; por ejemplo, los agonistas μ parecen ser efectivos mitigando el dolor térmico y visceral, mientras que los agonistas κ es posible que únicamente supriman las respuestas al dolor visceral. Además, pueden provocar, sedación, depresión respiratoria, anorexia y alteraciones en la motilidad gastrointestinal (Barter, 2011; Nolan, 2002).

El aparato digestivo es, después del SNC, el sitio con mayor concentración de receptores opioides, es por esto que según la droga empleada, y el agonismo o antagonismo que ejerzan sobre los receptores μ , K o δ podrían acarrear como consecuencia íleos severos posterior a su uso (Cosola et al., 2006; Harcourt-Brown, 2002). En conejos el uso de opioides está relacionado a estasis intestinal, pero la misma es de mayor relevancia cuando se produce por la anorexia inducida por el dolor (Johnson, 2005). Aunque hay autores que afirman que la producción de materia fecal usualmente se ve disminuida en el posoperatorio independientemente del método analgésico utilizado (Cooper, Metcalf-Pate, Barat, Cook, y Scorpio, 2009). Los efectos de estos fármacos sobre el animal no necesariamente empeoran la estasis gastrointestinal, debido a que además deben tenerse en cuenta otros factores como la dosis que se emplee y la dieta administrada al paciente (Goldschlager Gillespie, Palme, y Baxter, 2013; Martin-Flores et al., 2017). Estos efectos secundarios podrán compensarse mediante fluidoterapia, alimentación y según el caso, la administración de fármacos procinéticos, proporcionando al profesional la opción de seleccionar la droga que mejor se adecue a las necesidades del paciente (Johnson, 2005; Vilata y García, 2019).

Estas drogas son usadas como sedantes durante el pre anestésico resultando beneficiosos debido a que mejoran el manejo del paciente ya que disminuyen el estrés y ofrecen analgesia preoperatoria lo que reducirá el uso de anestésicos inhalatorios (Schroeder y Smith, 2011).

La buprenorfina es clasificada como un agonista μ parcial y K antagonista (Johnson, 2005), suele usarse para el tratamiento de dolor moderado a severo, tiene un prolongado efecto analgésico el cual puede mantenerse hasta por siete horas (Harcourt-Brown, 2002).

El butorfanol es un opioide sintético derivado de la morfina con características mixtas (agonistas y antagonistas), posee propiedades sedantes y acción muy corta en estas especies, desde 1.6 horas cuando es administrado por vía endovenosa, hasta 3.16 horas si se lo administra en el subcutáneo. Por lo tanto es una droga que requerirá re-dosificar en casos de cirugías largas (Lester, Moore, Shustery, y Myers, 2012).

El fentanilo es un potente agonista del receptor μ . Debido a la corta duración de su efecto (aproximadamente treinta minutos) suele asociarse a drogas como midazolam como premedicación anestésica, o usado en infusiones continuas endovenosas (Harcourt-Brown, 2002; Hawkins y Pascoe, 2012). Tanto en conejos como en cobayos también suele combinarse con fluanisona y se comercializa en el hemisferio norte desde 1995 como Hypnorm[®], el cual ofrece anestesia para procedimientos cortos y no dolorosos, aunque el uso de fentanilo puede verse relacionado a disminuciones marcadas de la frecuencia respiratoria, siendo necesaria en ocasiones asistir al paciente con ventilación mecánica (van Zeeland y Schoemaker, 2021; Barter, 2011).

El tramadol es un analgésico de acción central, principalmente agonista μ , aunque la afinidad a estos receptores es mucho menor que la morfina. Este mecanismo de acción no es el único, puesto que también inhibe la recaptación de norepinefrina y serotonina. El tramadol parece ser tan eficaz como otros opioides débiles, es tan útil como la morfina en el tratamiento de dolor moderado a leve, pero es menos eficaz en la terapéutica de dolor intenso o crónico (Gustein y Akil, 2006). Este opioide puede administrarse de manera quirúrgica para manejo perioperatorio del dolor, con ninguna repercusión a nivel sérico de algunos parámetros bioquímicos en conejos (Udegbum et al., 2014).

Fármaco	Dosis y vías de administración en conejos	Dosis y vías de administración en cobayos	Comentarios
Buprenorfina	0.05-1 mg/kg SC	0.01-0.05 mg/kg SC	
Butorfanol	0.1-0.5 mg/kg SC, IV	1-2 mg/kg SC	Vida media muy corta, administrar cada 2 o 4 horas

Morfina	2-5 mg/kg SC, IM	2-5 mg/kg SC, IM	
Hidromorfina	0.1-0.2 mg/kg	-----	No reportado en cobayo
Fentanilo	30-100 µg/kg/min IV		Puede ser usado en CRIs en conejos, aunque autores no lo recomiendan por su potencial efecto sobre la estasis gastrointestinal
Tramadol	10 mg/kg VO 4.4 mg/kg IV	5-10 mg/kg VO	

Tabla 2: Fármacos opioides empleados en conejos y cobayos para manejo anestésicos. (Fuente: Flecknell, 2009; Hawkins y Pascoe, 2012; Jhonson, 2005; Hoppes, 2016 setiembre-octubre)

4.5.4 Anestésicos inhalatorios:

Los agentes inhalatorios son gases o líquidos volátiles que se absorben por difusión pasiva y siguiendo un gradiente de concentración o presión parcial; por lo tanto cuanto mayor es la concentración de gas en el aire inspirado, mayor será su presión parcial, su difusión y por tanto su concentración en sangre (Gonzalez y Pereira, 2002). Se distribuyen rápidamente hacia los tejidos muy irrigados entre los que se encuentra el encéfalo gracias a su buena solubilidad en grasa, debido a esto, la presión parcial en el gas alveolar (y por lo tanto en la sangre) alcanza a igualar la presión parcial en encéfalo en el transcurso de algunos minutos. Por tanto, la anestesia se logra poco después que la presión parcial alveolar llega a la concentración alveolar mínima. En el caso de los anestésicos por inhalación, la potencia se mide en unidades CAM, es decir, cada unidad es la concentración alveolar mínima que impide el movimiento en reacción a estimulación quirúrgica en la mitad de los pacientes (Evers et al., 2006).

Ofrecen rápida inducción y recuperación lo que permite un manejo del plano anestésico con celeridad (Hoppes, 2016 setiembre-octubre), por si solos no ofrecen analgesia. Los anestésicos inhalatorios interrumpen la transmisión nerviosa y no actúan de forma selectiva sobre una región concreta. Aunque los anestésicos habitualmente deprimen la transmisión excitadora y prolongan la inhibidora (Evers, et al., 2006), en ocasiones puede invertirse la acción e incluso las concentraciones clínicas del anestésico no ejercen prácticamente ningún efecto (Gonzalez y Pereira, 2002). La principal vía de eliminación es la aérea con pasaje mínimo o nulo por hígado, aunque la cantidad de anestésico metabolizado depende del agente utilizado (Evers et al., 2006). Poseen un fuerte impacto sobre el gasto cardíaco debido a su acción vasodilatadora, la cual también puede ocasionar severa hipotensión, además tienen un efecto negativo sobre la frecuencia cardíaca y la contractibilidad miocárdica (Bennett y Lewis, 2022; Flecknell, 2009).

El éter etílico, actualmente en desuso, es un agente volátil descrito para su uso en conejos por Flecknell en 2009 como relativamente seguro para el mantenimiento anestésico en esta especie debido a la baja probabilidad de intoxicaciones, aun así, es muy irritante de las vías aéreas pudiendo causar laringitis o broncoespasmos.

Por muchos años el Halotano fue el agente volátil de elección en conejos, aunque debido a sus efectos negativos como la depresión respiratoria, la hipotensión o la sensibilización del miocardio a las catecolaminas fue reemplazado por éteres fluorados, por lo que en la actualidad rara vez es utilizado (Flecknell, 2009; Varga, 2014).

Dentro de los éteres fluorados, los descritos en medicina veterinaria son principalmente el isoflurano y sevoflurano, ambos con amplio margen terapéutico son capaces de lograr una rápida inducción y recuperación (Eatwell, 2016). La inducción con isoflurano es relativamente rápida y se pueden obtener cambios en la profundidad de la anestesia con rapidez. Éste agente es de elección en situaciones donde el paciente presente patologías hepáticas o renales debido a que más del 99% del agente inhalado se elimina sin cambios por los

pulmones y solo un 0.2% del isoflurano absorbido se metaboliza por vía oxidativa (Evers et al., 2002; Marano, Formigari, Grigioni, y Vergari, 1997), en comparación, el sevoflurano se biotransforma en un 3% y las concentraciones séricas de éste agente alcanza un máximo poco después de la cirugía para luego reducirse rápidamente (Evers et al., 2006).

El óxido nitroso es el gas anestésico más antiguo que se conoce. Logra una rápida inducción y buena analgesia con muy bajos efectos negativos sobre sistema cardiovascular y respiratorio, pero es imposible usarlo solo ya que para lograr un efecto anestésico deseado la concentración en el aire inspirado deberá ser del 90%, quedando solo el 10% restante para el oxígeno, lo que causa hipoxia. Su principal indicación es asociado a otros agentes volátiles como isoflurano o sevoflurano requiriendo dosis menores de estos últimos provocando menor depresión cardíaca y respiratoria (Tobias y Lader, 2011).

4.6 PROTOCOLOS ANESTÉSICOS:

Para la elección de cualquiera de los protocolos anestésicos deben tenerse en cuenta varios factores que determinarán la elección de las drogas y sus posibles combinaciones. Serán, por ejemplo, el tipo de procedimiento a realizar, la posibilidad al acceso vascular y aéreo, la especie del paciente, su estado físico (ASA) y riesgo anestésico. Éste último depende del anterior y comprende varios factores, algunos asociados al paciente, como por ejemplo la edad y otros que no dependen de él como la pericia del cirujano y/o anestesista. Es así como dos pacientes con un mismo estado físico (ASA) pueden tener diferente riesgo anestésico donde el mismo puede ser leve, moderado o severo (Otero, 2012). La Sociedad Norteamericana de Anestesiología (ASA) clasifica el estado físico del paciente de la siguiente forma:

ASA	Definición
I	Paciente sano
II	Paciente con enfermedad sistémica leve
III	Paciente con enfermedad sistémica grave
IV	Paciente con enfermedad sistémica grave con riesgo de muerte
V	Paciente moribundo que no sobrevivirá sin tratamiento
E	Emergencia, retraso en el tratamiento incrementa el riesgo vital del paciente

Tabla 3: Clasificación del estado físico ASA (Adaptado de: American Society of Anesthesiologist Physical Status – ASA PS; Protier e Ida, 2018).

Al igual que en otras especies en conejos el emplear una sola droga como protocolo anestésico requiere elevar la dosis de ésta aumentando la aparición de efectos secundarios, limitando el control de la profundidad anestésica y la duración de la misma (Santagelo et al., 2015). Aun así, el uso de alfaxalona como única droga a dosis de 20 mg/kg subcutánea en cobayos y 6 mg/kg intramuscular en conejos es capaz de proveer una sedación suficiente para procedimientos diagnósticos y aquellas maniobras que no generen dolor (Dang et al., 2008;

Doering, Bradley, Lester, y Nowland., 2018). Sixtus, Pacharinsak, Gray, Berry, y Dysonen, 2021 evaluaron el uso de diferentes drogas en cobayos utilizadas como único fármaco administrado por vía intramuscular: ketamina, alfaxalona, midazolam o diazepam y determinaron que el mejor efecto sedante se logró mediante el uso de ketamina con mínimas repercusiones a nivel cardiorrespiratorio. Por el contrario la administración de midazolam o diazepam generó estados de sedación inestables, con lapsos de hipersensibilidad a la manipulación.

Si bien el uso de ketamina como única droga a dosis de 10–15 mg/kg es capaz de provocar un efecto sedante y disociativo en conejos, la rigidez muscular que este fármaco provoca es inaceptable para diversas maniobras, por lo que suele combinarse con fenotiacinicos o benzodiacepinas para contrarrestar este estado cataléptico, los protocolos resultantes proveen buen estado de relajación y el posterior mantenimiento con anestésicos volátiles (Cantwell, 2001).

Es por ello que actualmente se emplea cada vez con más frecuencia el concepto de anestesia multimodal o balanceada, término introducido por Lundy en 1926. Quien sugiere que utilizar combinaciones de fármacos anestésicos provoca maximizar el efecto anestésico minimizando al mismo tiempo los efectos indeseados que cada droga por si sola posee (van Zeeland y Schoemaker 2021; Wixson, 1994).

4.6.1 Protocolos para procedimientos menores:

En este apartado se comentarán combinaciones farmacológicas usadas durante procedimientos de corta duración y donde se requiera sedación del paciente para procedimientos que infrinjan dolor leve o nulo. La elección de la combinación de drogas a utilizar dependerá de la especie, del procedimiento a efectuar, entre otros. Debido a la escasa bibliografía y el elevado riesgo anestésico que poseen estas mascotas es preferible usar fármacos reversibles, obtener así el control de la profundidad anestésica y lograr a su vez una rápida recuperación (Gardhouse y Sanchez, 2022).

Protocolo	Dosis	Especie de destino	Vía de administración	Autor/es
Ketamina + Acepromacina	30 mg/kg 0.5 mg/kg	conejo	IM	Cardoso et al., 2020
Ketamina + Dexmedetomidina	20mg/kg 50 µg/kg	conejo	IM	Yavuz et al., 2021; Cardoso et al., 2020
Ketamina + Midazolam	20 – 30 mg/kg 0.6 - 1 mg/kg	conejo	IM	Yavuz et al., 2021; Cardoso et al., 2020
Dexmedetomidina + Midazolam + Butorfanol	0.1 o 0.01-0.05 mg/kg 2 o 0.5-2 mg/kg 0.4 o 0.5-2 mg/kg	conejo	IN* o IM/SC	Santagelo et al., 2015; Garhouse y Sanchez, 2022
	0.5- 2 mg/kg			

Midazolam + Butorfanol + Ketamina	0.5-2 mg/kg 3-5 mg/kg	conejo	SC / IM	Gardhouse y Sanchez, 2022
Alfaxalona + Dexmedetomidina + Butorfanol	6 mg/kg 0.2 mg/kg 0.3 mg/kg	conejo	IM	Bradley et al., 2019
Alfaxalona + Dexmedetomidina + Buprenorfina	15-20 mg/kg 0.25 mg/kg 0.05 mg/kg	cobayo	SC	Doerning et al., 2018
Ketamina + Xilacina	30 mg/kg 2.5 mg/kg	cobayo	SC / IM / IP**	Schmitz et al., 2016; Dang et al., 2008
Medetomidina + Fentanilo + Midazolam	0.2 mg/kg 0.025 mg/kg 2 mg/kg	cobayo	IM	Schmitz et al., 2016

Tabla 4: Protocolos de sedación para procedimientos menores *IN intranasal **IP intraperitoneal

En roedores como cobayos la administración subcutánea, intramuscular o intraperitoneal de ketamina-xilacina resulta en un protocolo anestésico efectivo para maniobras como cateterización vascular o procedimientos quirúrgicos breves, con la desventaja de poseer un posoperatorio muy prolongado y una caída en la frecuencia cardíaca y respiratoria (Dang et al., 2008; Schmitz Tacke, Guth, y Henke, 2016). En conejos esta misma combinación farmacológica inyectada intramuscular ofrece un estado de sedación de 115 ± 26 minutos, con un grado aceptable de sedación para procedimientos no dolorosos, aun así se describe una caída en la presión arterial posterior a su administración y una disminución en la frecuencia cardíaca (Cardoso, Ayerb, Jorgea, Honshoa, y Mattos-Juniora, 2020).

La combinación ketamina-dexmedetomidina (K-DX) posee como principal limitante la depresión cardiorrespiratoria, lo cual conlleva a cambios hemodinámicos como moderada hipoxia, hipercapnia y acidosis (Cardoso et al., 2020; Yavuz et al., 2021), mientras que el protocolo de ketamina-midazolam, descrito por los mismos autores, se presenta como una alternativa apropiada para lograr un estado de sedación en conejos con mínimos cambios hemodinámicos al compararlo con la combinación K-DX.

El protocolo de medetomidina-fentanilo-midazolam es reportado por Schmitz et al., en 2016, quienes lo indican para procedimientos cortos donde se requiera la inmovilización de cobayos, pudiendo emplearse para situaciones como extracción de sangre. Es de preferencia frente a protocolos como ketamina-xilacina o isoflurano, debido a los bajos impactos que posee sobre la presión sanguínea, la temperatura corporal, el ritmo respiratorio, respuestas reflejas y el bajo estrés relacionado con la anestesia, siendo más beneficiosos para el paciente (Schmitz et al., 2016).

En conejos el uso de ketamina asociado a fenotiacínicos ofrece un estado de sedación comparable a los efectos logrados con combinaciones α -2 agonistas con mínimas repercusiones a nivel cardiorrespiratorio, pero que se prolonga por más de 140 minutos (Cardoso et al., 2020).

El protocolo dexmedetomidina-midazolam-butorfanol (DX-Mz-B) administrado por vía intranasal es presentado por Santagelo et al., en 2015 como una buena alternativa para lograr una sedación de por lo menos 45 minutos la cual permite el manejo de Lagomorfos para

procedimientos diagnósticos clínicos, imagenológicos o para la extracción sanguínea. Los componentes farmacológicos de este protocolo y principalmente la formulación soluble en agua, el poderoso efecto sedante y la alta liposolubilidad de la dexmedetomidina la hacen adecuada para la absorción por diferentes vías incluida la mucosa intranasal (Anttila Penttila, Helminen, Vuorilehto, y Scheinin, 2003; Schnellbacher et al., 2012).

Como principal consecuencia del uso de DX-Mz-B existe una severa disminución de la frecuencia respiratoria, caída de la presión arterial, y la necesidad de la suplementación con O₂ para evitar hipoxemia (Santagelo et al., 2015). Este mismo protocolo presentado por Gardhouse y Sanchez en 2022 destinado a la misma especie es recomendado por los autores para pacientes jóvenes y sanos. La sustitución de la dexmedetomidina por ketamina resulta en el protocolo de ketamina-midazolam-butorfanol, y es reportado por los mismos autores, presentándose como una opción excelente para alcanzar la sedación y realizar procedimientos no dolorosos como radiografías, ecografías y colocación de catéter endovenoso. Sin embargo se ha reportado que las combinaciones de butorfanol con midazolam dan lugar a hipoxemias y disminuciones estadísticamente significativas de la pO₂ (Schroeder y Smith, 2011).

Las diferentes combinaciones anestésicas que incluyan alfaxalona son una alternativa segura sobretodo en cobayos debido a su mínima a nula alteración de la frecuencia respiratoria y de los valores de gases sanguíneos registrados durante diversos ensayos experimentales (d'Ovidio et al., 2018; Doerning et al., 2018). Por el contrario en conejos se reportó una disminución de la frecuencia respiratoria y una caída el SpO₂ durante el uso de alfaxalona y sus combinaciones, a su vez la bradicardia y los valores de gases sanguíneos fueron significativamente menores al asociar dicha droga con dexmedetomidina (Bradley, Doerning, Nowland, y Lester, 2019). Doerning et al., en 2018, reportaron la ausencia de apneas posteriores a la administración de alfaxalona y descartaron la necesidad de suplementar con O₂ a los cobayos en los que se utilizó dicho neuroesteroide y sus combinaciones.

Finalmente el uso de alfaxalona sola es capaz de proveer un estado de sedación aceptable para procedimientos diagnósticos, maniobras indoloras y aquellas que no requieran de inmovilidad absoluta por parte del paciente. Al combinar alfaxalona con α -2 agonistas u opioides se obtiene un estado de sedación más profundo y duradero durante el cual se pueden realizar procedimientos más invasivos (Bradley et al., 2018; Doerning et al., 2018).

4.6.2 Premedicación anestésica:

En conejos y cobayos la premedicación anestésica es ideal para bajar los niveles de ansiedad y estrés, obteniendo la estabilidad del paciente y evitando de esta forma complicaciones durante el acto quirúrgico, además de provocar una disminución en cuanto al gasto de agentes volátiles en el intraoperatorio (Baías, Bodnariu, Nichita, y Cristina, 2012; Bennett y Lewis, 2022; Gardhouse y Sanchez, 2022; Grint y Murrison, 2008;). Cantwell en 2001 reporta el uso de fármacos como de benzodiazepinas (diazepam, midazolam) o α 2-agonistas (xilacina, medetomidina) en ambas especies y de opioides (butorfanol, buprenorfina, morfina) destinado solo para conejos como manejo farmacológico del preanestésico empleados como monodroga.

Protocolo / agente	Dosis	Especie de destino	Vía	Autor/es
Ketamina + Midazolam	15 mg/kg 3 mg/kg	conejo	IM	Grint y Murrison, 2008
Ketamina + Medetomidina	15 mg/kg 0.25 mg/kg	conejo	IM	Grint y Murrison, 2008
Butorfanol +	0.3 mg/kg	conejo	IM	Schroeder y

Midazolam	2 mg/kg			Smith, 2011
Buprenorfina + Midazolam	0.03 mg/kg 2 mg/kg	conejo	IM	Schroeder y Smith, 2011
Atropina	0.2 - 2 mg/kg	conejo y cobayo	IM, SC	Olson et al., 1994; Clemons y Seeman, 2018
Glicopirrolato	0.1 mg/kg	conejo	IM	Olson et al., 1994
Acepromacina	1 – 2 mg/kg	cobayo	IM	Clemons y Seeman, 2018
Acepromacina	0.1 – 1 mg/kg	conejo		Eatwell, 2016

Tabla 5: protocolos de premedicación anestésica.

La administración de anticolinérgicos principalmente en cobayos, puede incluirse como protocolo preanestésico para prevenir los efectos depresores que algunos anestésicos poseen sobre la frecuencia cardíaca (Clemons y Seemons, 2018). También reducen la hipersecreción de moco producto de la irritación que provoca el isoflurano en su paso por las vías aéreas, el cual puede contribuir a obstrucciones de las mismas en ambas especies, la administración de atropina, puede emplearse con la precaución que dichas secreciones se volverán más espesas (Bateman et al, 2005; Clemons y Seemons, 2018; Hawkins y Pascoe, 2012; Karamichali et al., 2020; Schmitz et al., 2016). Debido a que el 80% de los conejos poseen atropinasa sérica en esta especie, suele usarse el glicopirrolato con mejores resultados (Bateman et al., 2005; Eatwell, 2016; Olson, Vizzutti, Morck, y Cox, 1994).

Si bien los fenotiacínicos son utilizados con frecuencia en otras especies, en conejos no es de primera elección ya que su prolongado efecto puede generar periodos variables de sedación, además provoca hipotensión debido a sus características vasodilatadoras, aun así, dosis de 0.1 a 1 mg/kg reducirá la dosis de otros agentes anestésicos (Eatwell, 2016).

El uso de ketamina-midazolam o ketamina-medetomidina, ofrece en conejos un estado anestésico aceptable e inmovilidad apta para la intubación endotraqueal y posterior mantenimiento anestésico con agentes volátiles. Particularmente protocolos anestésicos a base de medetomidina son capaces de lograr que el paciente alcance dicho estado más rápido pero con la consecuencia de presentar una significativa disminución de la frecuencia cardíaca, además de que el paciente sea más propenso a sufrir laringoespasmos (Grint y Murrison, 2008).

El hecho de incluir un opioide en cualquier protocolo de premedicación anestésica no solo mejora la analgesia perioperatoria sino que además reduce el estrés del paciente y la manipulación de éste se realiza con menores complicaciones (Grint y Murrison, 2008). El uso de combinación de benzodiazepinas con buprenorfina o butorfanol para la premedicación en especies exóticas como conejos, es una práctica aceptada para proporcionar sedación y analgesia antes de la anestesia general. Debido al agonismo parcial que posee la buprenorfina y la actividad mixta (agonista-antagonista) que tiene el butorfanol, estos opioides inducen menos depresión respiratoria que otros según lo describen los autores Schroeder y Smith en 2011. No obstante más allá de estas afirmaciones en cuanto a la seguridad de estas combinaciones farmacológicas en conejos sanos, no debe desestimarse la monitorización durante la administración de buprenorfina, butorfanol y sus combinaciones, teniendo en cuenta además que pueden presentarse hipoxemia en animales con patologías pulmonares o sistémicas.

4.6.3 Inducción y mantenimiento anestésico (agentes de administración endovenosa e inhalatorios):

La inducción anestésica con agentes fijos o inhalatorios comprende cuatro etapas: en la primera y segunda se encuentran las fases excitatorias, las cuales usualmente están relacionadas a la liberación de catecolaminas especialmente en conejos, la tercera involucra el plano anestésico, y es requerido llegar a este punto para lograr la intubación, y por último el cuarto estadio comprende la parálisis cerebral con el subsecuente paro cardiorrespiratorio. Dados los dos períodos iniciales de excitación, es aconsejable pasar rápidamente a través de estas fases para evitar los aumentos repentinos de catecolaminas (Bennett y Lewis, 2022; Brodbelt et al., 2008).

El uso de agentes volátiles para la inducción anestésica es una práctica común en conejos y cobayos (Bennett y Lewis, 2022; Gardhouse y Sánchez, 2022;). Aun así, debido a las características irritantes que poseen estos agentes (especialmente en estas últimas especies), los pacientes pueden sostener la respiración para evitar el gas, pudiendo luego realizar una gran bocanada absorbiendo en ella altas concentraciones, lo cual es capaz de provocar paros respiratorios e incluso cardiacos, sobre todo cuando son empleadas las mascarillas faciales o nasales (Eatwell y Mancinelli, 2013; Gaertner, Hallman, Hankenson, y Batchelder, 2008). En su lugar se opta por las cámaras de inducción (figura 2) ya que con las mismas, se disminuye el estrés que involucra la sujeción y manipulación de estos pacientes y además, las fugas de los gases anestésicos son menores (Bennett y Lewis, 2022; Eatwell y Mancinelli, 2013; Wenger et al., 2016;).

Para el mantenimiento anestésico se deberá asegurar el acceso vascular o una vía aérea permeable (Gardhouse y Sánchez, 2022). En conejos, la administración endovenosa de propofol en bolo genera la relajación suficiente para maniobras de intubación y una vez asegurada esta vía el mantenimiento con isoflurano, sevoflurano o desflurano podrá efectuarse (Allweiler, Leach, y Flecknell, 2010; Eatwell, 2016).

La mayoría de los actos quirúrgicos a realizarse en estas especies requerirán de anestesia general. Ésta requiere de pérdida de la conciencia, analgesia, supresión de los reflejos y relajación muscular (Flecknell, 2009). A través de diferentes combinaciones farmacológicas (fijas e inhalatorias), éste puede lograrse en conejos y cobayos tomando como referencia para la profundidad anestésica la ausencia del reflejo de retirada de los miembros posteriores y la tolerancia a la intubación. La anestesia total endovenosa (TIVA), en ocasiones es empleada en estas pequeñas especies pero tiene como principal limitante la prolongada recuperación debido a la farmacocinética y el efecto acumulativo de los anestésicos fijos (Bennett y Lewis, 2022).

En cobayos el acceso vascular no siempre es posible, por lo que en la actualidad, se sigue empleando la vía intraperitoneal, para la administración de fármacos y lograr por este medio la sedación así como la anestesia quirúrgica (Flecknell, 2009; Shoyaib, Archie, y Karamyan, 2020). Autores como Flecknell en 2009, describe el uso de combinaciones como ketamina xilacina para procedimientos quirúrgicos, alcanzando planos anestésicos de hasta 40 minutos, también reporta el uso de agentes inhalatorios como isoflurano para el mantenimiento anestésico.

El uso de ketamina con un $\alpha 2$ -agonista es aceptada en administración intramuscular mediante una sola inyección para lograr anestesia quirúrgica (Henke, Astner, Brill, Eissner, Busch, y Erhardt 2005). Si bien la combinación ketamina-xilacina ha sido muy utilizada en el pasado en conejos como protocolo anestésico, las propiedades analgésicas que ofrece son insuficientes para procedimientos muy dolorosos, inclusive muchas veces genera hipotensión, lo cual puede contribuir a la mortalidad en estos pacientes. Además, el estado anestésico no siempre es posible y si se alcanza podrá ser solo por unos minutos (7.1 ± 11.6 min.). Debido a esto la dexmedetomidina y la medetomidina han reemplazado a la xilacina por tener mayor especificidad a los receptores $\alpha 2$ -adrenérgicos ofreciendo una tolerancia quirúrgica en el mayor

porcentaje de pacientes con una duración más prolongada (38.7 ± 30.0 min) (Henke et al., 2005).

Por otro lado la combinación de medetomidina, fentanilo y midazolam (M-F-Mz) provee un tiempo de sedación significativamente más corto en comparación a combinaciones de ketamina-medetomidina, pero capaz de generar un estado anestésico más profundo, con menor resistencia del animal a la maniobra de intubación (posiblemente debido al efecto del opioide, el cual reprime el reflejo tusígeno). Sin embargo, puede presentarse apnea después de la inyección, además, éste como otros protocolos reportados por Henke et al., en 2005 presentaron un descenso marcado de la frecuencia respiratoria con cambios significativos en las concentraciones de gases sanguíneos, siendo tal que los autores recomiendan la suplementación con oxígeno al usarlos.

Protocolo	Dosis	Especie de destino	Vía de administración	Autor/es
Ketamina-Xilacina	50 mg/kg 4 mg/kg	conejo	IM	Henke et al., 2005
Ketamina-Medetomidina	35 mg/kg 0.25mg/kg	conejo	IM	Henke et al., 2005
Medetomidina-Fentanilo-Midazolam	0.2 mg/kg 0.02 mg/kg 1 mg/kg	conejo	IM	Henke et al., 2005
Ketamina – Xilacina	40 mg/kg 5 mg/kg	cobayo	IP	Flecknell, 2009

Tabla 6: protocolos para procedimientos quirúrgicos.

Agente	Conejo	Cobayo
Isoflurano	2%	1.15 %
Sevoflurano	5.5%	2 %

Tabla 7: Concentración alveolar mínima (CAM) de agentes inhalatorios para mantenimiento anestésico (Fuente: adaptado de Flecknell, 2009; Bennett y Lewis, 2022; Lichtenberger y Lennox, 2009a)

Los sistemas de infusión continua endovenosa (CRIs, del inglés Constant Rate Infusion) han sido utilizados para proveer anestesia total intravenosa (TIVA) y pueden ser empleados siempre y cuando se disponga de acceso vascular o por medio de un catéter intraóseo (Gardhouse y Sanchez, 2022; Hawkins y Pascoe, 2012). Debido a que la administración de

anestésicos en forma de bolos intermitentes aumenta la morbilidad y mortalidad en pequeños roedores, los CRIs, son de elección para el mantenimiento anestésico (Bennett y Lewis, 2022). El uso de estos sistemas se ha convertido en un método para mejorar los resultados quirúrgicos y postoperatorios, lo que permite una mejor administración de anestesia multimodal y analgesia en pacientes exóticos (Schnellbacher y Comolli, 2020).

Dependiendo de la combinación farmacológica utilizada, éstos son capaces de proveer analgesia durante el peri o pos-operatorio y pueden ser complementarios para protocolos anestésicos con agentes inhalatorios (Gardhouse y Sanchez, 2022; Hawkins y Pascoe, 2012). Presentan como limitante el tiempo de administración necesario hasta conseguir una concentración terapéutica del o los fármacos administrados, por lo que en ocasiones puede emplearse una dosis de carga inicial antes de comenzar con la infusión continua (Lichtenberger y Ko, 2007). Usualmente se emplean drogas como ketamina, fentanilo, butorfanol, propofol o lidocaína, las cuales son capaces de reducir la concentración alveolar mínima (CAM) de isoflurano requerida para el mantenimiento anestésico (Gardhouse y Sanchez, 2022).

En 2013 Schnellbacher et al., reportaron que el uso de lidocaína a dosis de 50–100 µg/kg/min, provocó una disminución en la CAM de isoflurano para el mantenimiento anestésico en conejos, siendo un complemento útil para proporcionar una técnica anestésica equilibrada en dichas especies. En el mismo sentido Marques et al., en 2020 describen como una práctica segura sin ninguna repercusión a nivel cardíaco, la infusión continua de 50 µg/kg/min de lidocaína en conejos previamente sedados con midazolam (a dosis de 1mg/kg). No está claro si esta reducción fue atribuible a los efectos analgésicos o sedantes de la lidocaína. Sin embargo, los efectos analgésicos deben considerarse debido a que la administración sistémica de lidocaína se ha utilizado en medicina humana y veterinaria para reducir los requerimientos de anestésicos inhalatorios, reducir el dolor preoperatorio y postoperatorio, promover la motilidad gastrointestinal así como reducir la liberación de endotoxinas y mediadores inflamatorios (Schnellbacher et al., 2013).

Las infusiones continuas utilizando ketamina han demostrado ser útiles al momento de plantear protocolos anestésicos donde no se disponga de acceso seguro a la vía aérea ya que posee mínimas repercusiones en la función respiratoria. (Hawkins y Pascoe, 2012). Debido a su acción antagonista sobre los receptores NMDA la ketamina puede ser empleada también para controlar el dolor. Estos receptores actúan directamente en la sensibilización central, por lo que el uso de drogas que puedan inhibir dicho receptor genera mucho interés (Lichtenberger y Ko, 2007). Dosis menores de 1 mg/kg no provoca aumento de la actividad simpática y se utiliza con frecuencia para la analgesia mediante las infusiones continuas endovenosas (CRIs) combinadas con opioides como fentanilo o butorfanol, reduciendo la dosis de estos últimos (Lichtenberger y Ko, 2007; Schnellbacher y Comolli, 2020).

Martín-Cancho et al., en 2015, compararon el uso de infusiones continuas con propofol en conejos en dosis de 0.6 mg/kg/min con la administración de sevoflurano a concentración espirada final de 3.7%, no encontrando diferencias significativas en cuanto al estado de sedación hipnosis, velocidad en alcanzar el plano anestésico, ni el estado de recuperación de los animales. Reportando que ambas opciones son aceptables para anestésias de 85 minutos o más con mínimas alteraciones cardiorrespiratorias.

Fármaco inyectable	Dosis	Especie de destino	Reducción de la concentración alveolar mínima de isoflurano	Autor/es
butorfanol	0.2 – 0.4 mg/kg/h	Conejo y cobayo	2.3%	Hawkins y Pascoe,

				2012
fentanilo	10 – 30 µg/kg/h	Conejo y cobayo	63 %	Hawkins y Pascoe, 2012
ketamina	0.3 – 1.2 mg/kg/h	Conejo y cobayo	35 %	Hawkins y Pascoe, 2012
lidocaína	50 – 100 µg/kg/min	Conejo	10.5 a 21.7 %	Schnellbacher et al, 2013; Hawkins y Pascoe, 2012
Propofol	0.6 mg/kg/min	conejo	-----	Cancho et al., 2015
Ketamina + Fentanilo	0.3-0.4 mg/kg/h 0.05-0.1mg/kg/h	conejo	-----	Lichtenberger y Ko, 2007

Tabla 8: anestésicos y analgésicos utilizados para infusiones continuas intravenosas (CRIs)

4.6.4. Manejo del dolor:

Debido a que todo procedimiento anestésico tiene como finalidad evitar que los pacientes padezcan de dolor durante cualquier acto quirúrgico o procedimiento invasivo, la analgesia será una parte fundamental (National Institute of General Medical Science (NIGMS), 2021)

Para ambas especies, el manejo del dolor reduce los requerimientos anestésicos durante la cirugía, por lo que la administración de analgésicos debería ser parte del manejo anestésico (Cantwell, 2001; Jhonson, 2005). Además el dolor puede ocasionar una activación del Sistema Nervioso Simpático, resultando en taquicardias, arritmias, vasoconstricción, alteraciones en el gasto cardiaco y aumento de la demanda de oxígeno por parte del miocardio. El dolor puede alterar la frecuencia respiratoria lo cual puede intensificar cualquier compromiso respiratorio existente (Barter, 2011).

Al establecer un protocolo para el control de dolor se debe considerar el tipo de procedimiento al cual el paciente será sometido, la duración y el tipo de monitorización que podrá efectuarse (Barter, 2011). Por lo que existen distintas clases de fármacos usados para el manejo del dolor agudo: los opioides, los antiinflamatorios no esteroideos (AINEs), anestésicos locales, α 2-agonistas y los misceláneos como por ejemplo los antagonistas a los receptores N-metil D-aspartato (NMDA) como la ketamina, los inhibidores de la receptación de serotonina, como el tramadol y los antagonista de los canales de calcio, por ejemplo la lidocaína (Barter, 2011).

Los opioides usualmente son empleados para dolor moderado a severo, y el aumentar la dosis no necesariamente mejora la eficiencia analgésica, sino que por el contrario podría incrementar los efectos no analgésicos como la estasis gastrointestinal, la sedación y depresión respiratoria, por lo que durante su uso no deberá desestimarse la monitorización de estos pacientes (Barter, 2011; Ellen, Flecknell, y Leach., 2016; van Zeeland y Schoemaker, 2021). Tanto la buprenorfina como el butorfanol son ampliamente utilizados en conejos y cobayos (Jhonson 2005), y se reporta que ofrecen mejor estado analgésico durante el pos operatorio si es administrado de manera previa al acto quirúrgico (Cooper et al., 2009; Oliver et al., 2017).

La morfina y el fentanilo son opioides capaces de proveer una fuerte analgesia debido a que son drogas con potente afinidad agonista sobre los receptores μ . Aun así se sugiere que dosis elevadas de fentanilo pueden ocasionar severa depresión respiratoria siendo necesaria en ocasiones la ventilación a presión positiva (Barter, 2011).

El tramadol, es un opioide que ofrece buena analgesia a dosis de 10 a 20 mg/kg, a diferencia de drogas como la buprenorfina o butorfanol no posee efectos sedantes y se ha reportado que la administración prequirúrgica en conejos ha dado resultados satisfactorios para el control del dolor pos operatorio a dosis de 20 mg/kg sin repercusiones hepáticas ni renales (Udegbunam, 2014).

Los AINEs tienen acción antiinflamatoria, analgésica y antipirética. Están destinados al tratamiento del dolor leve a moderado, tanto agudo como crónico. Son fármacos que actúan inhibiendo las ciclooxigenasas (COX), por lo que se produce el bloqueo de la síntesis de prostaglandinas. Cabe recordar que la COX₁ (constitutiva o fisiológica) se encuentra en la mayoría de los tejidos y es la encargada de la homeostasis, mientras que la COX₂ (inducible) se produce en las células de tejidos inflamados como respuesta al estímulo de, entre otros mediadores, las citosinas (Barter, 2011).

Aunque teóricamente los AINEs parecen ser más beneficiosos cuando se administran antes de la lesión tisular (van Zeeland y Schoemaker, 2021), su uso preoperatorio sigue siendo controvertido debido a su potencial daño. Incluso los conejos sanos pueden estar hipotensos bajo anestesia general, lo cual puede aumentar el riesgo de desarrollar los efectos secundarios de estos medicamentos entre los que se encuentran: disfunción hepática y renal, ulceraciones gastrointestinales e inhibición de la función plaquetaria (Barter, 2011; Jimenez y Papich, 2002).

El meloxicam es un AINE que actúa de manera altamente selectiva sobre las ciclooxigenasas-2 (COX₂), aunque también posee acción sobre las COX₁, lo que ha incrementado su uso debido a su eficacia y relativa seguridad, teniendo bajos efectos a nivel gastrointestinal (Jhonson, 2005). Ésta droga, ofrece durante cirugías de tejidos blandos, una analgesia comparable a la de opioides pero sin los efectos indeseados de los mismos, no interfiriendo con la detección del dolor mediante observación comportamental (Cooper et al., 2009; Ellen et al., 2016). Si bien Cooper et al., en 2009 reportaron con éxito un manejo de dolor a dosis de 0.5 mg/kg/día de meloxicam en conejas sometidas a ovariectomía, Leach et al., en 2009, recomiendan emplear dosis superiores a ésta (con una dosis inicial de 1 mg/kg) o la combinación de este fármaco con un opioide, ya que este manejo puede ser necesario para proporcionar analgesia constante en el tratamiento del dolor posquirúrgico después de la cirugía de tejidos blandos.

El carprofeno es otro AINE ampliamente utilizado en conejos y cobayos, su efecto analgésico es potente y puede ser comparado con la analgesia que ofrece la buprenorfina. En cobayas sanas, sometidas a ovariectomía, el uso de buprenorfina como única droga para manejo de dolor generó una pérdida del 10% del peso corporal mientras que el carprofeno solo llegó a un 3%, demostrando que al igual que el meloxicam pueden ser empleados sobre conejos y cobayos no interfiriendo sobre su comportamiento (Oliver et al., 2017).

Si bien tanto opioides como AINEs, ofrecen buen control del dolor y pueden ser empleados solos como tratamiento analgésico perioperatorio, diversos autores recomiendan el manejo analgésico multimodal, el cual consiste en combinar más de un fármaco analgésico, minimizando al mismo tiempo los efectos secundarios derivados de cada droga empleada de manera independiente. Demostrando que tanto en conejos como en cobayos, al administrar un opioide como buprenorfina y combinarlo con un AINE como meloxicam o carprofeno, reduce a la mitad la dosis que cada droga individual requiere con iguales resultados analgésicos y efectos más prolongados en el tiempo (Goldschlager, Gillespie, Palme y Baxter, 2013; Oliver et al., 2016).

Droga	Conejo	Cobayo
Buprenorfina	0.02-0.1 mg/kg SC, IM, IV c/ 6-12 hs	0.2 mg/kg SC, IM, IV c/ 8-12 hs
Butorfanol	0.1-0.5 mg/kg SC, IM, IV	1-2 mg kg SC, IM,IV

	c/ 2 hs	c/ 4 hs
Morfina	2-5 mg/kg SC, IM c/ 3-4 hs	2-5 mg/kg SC, IM c/ 4 hs
Tramadol	>10 mg/kg VO c/12-24 hs	-----
Carprofeno	2-4 mg/kg SC, VO c/ 12-24 hs	4 mg/kg SC, VO c/12-24 hs
Meloxicam	0.3-1.5 mg/kg SC, VO c/24 hs	1-2 mg/kg c/24 hs

Tabla 9: opioides y AINEs para tratamiento de dolor en conejos y cobayos (Fuente: adaptado de van Zeeland y Schoemaker, 2021; Wenger, 2012; Barter, 2011).

4.6.5. Bloqueos loco-regionales:

Los anestésicos locales, detienen de forma reversible la transmisión de señales nociocéptivas desde las terminaciones nerviosas al SNC, mediante el bloqueo de los canales de sodio (Johnson, 2005). Las drogas más utilizadas son la lidocaína y la bupivacaína, presentando esta última una acción retardada en el tiempo pero un largo y potente efecto en comparación a la lidocaína. Empleándose la dosis adecuada, son una valiosa adición a cualquier protocolo anestésico multimodal ofreciendo resultados altamente predecibles y con mínimas repercusiones sistémicas sobre el paciente. Aun así, el excederse en la dosis máxima (1 a 2 mg/kg), puede generar severas complicaciones cardíacas incluyendo el paro cardíaco (van Zeeland y Schoemaker, 2021).

La lidocaína o bupivacaína puede emplearse de forma tópica, intraarticular o mediante la infiltración sobre la piel y subcutáneo de la línea insicional, reportándose efectiva como técnica adjunta para anestésias balanceadas, con la precaución de esperar por lo menos cinco minutos el efecto analgésico (Cooper et al., 2009; van Zeeland y Schoemaker, 2021). Si bien la analgesia local que ofrece la bupivacaína se puede considerar como de acción prolongada (alcanzando incluso hasta las ocho horas), no debería emplearse como manejo único del dolor durante procedimientos quirúrgicos (Cooper et al., 2009).

4.6.5.1 Bloqueos regionales para procedimientos dentales:

En conejos y roedores sometidos a procedimientos dentales, pueden resultar útiles los bloqueos de nervios específicos como el infraorbital, mental, mandibular, maxilar y nervio palatino (figura 18) (van Zeeland y Schoemaker, 2021). Autores como Lichtenberger y Ko en 2007, describen el bloqueo intratesticular para la orquiectomía, aun así recomiendan sedación previa del paciente antes de administrar cualquier sustancia al testículo. El uso de lidocaína o bupivacaína para el bloqueo de diversos nervios en conejos ha sido reportado como el causal de degeneración de los mismos, la bupivacaína se sugiere como el fármaco de elección para el bloqueo neural, ya que causó menos daño y una regeneración más rápida (Gözil et al., 2002).

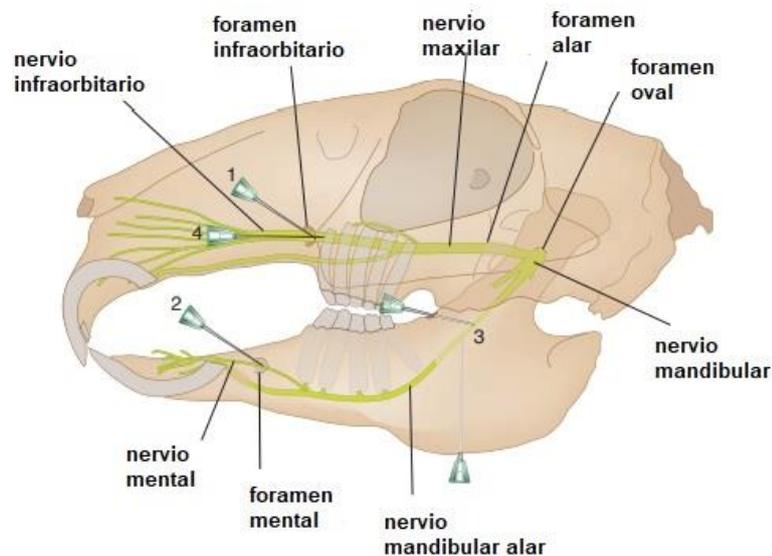


Fig. 18: sitios de inserción de agujas para los bloqueos de los nervios durante procedimientos dentales (Fuente: adaptado de Johnson-Delaney y Harcourt-Brown, 2016).

4.6.5.2 Bloqueo epidural:

La anestesia/analgesia epidural puede ser muy útil para sumar en los protocolos de anestesia balanceada, alcanzando a reducir considerablemente el CAM de agentes anestésicos para procedimientos quirúrgicos. La anestesia epidural de la zona lumbosacra es la más nombrada y la técnica de administración es similar a la usada en perros y gatos (Hawkins y Pascoe, 2012). Suele emplearse en mamíferos exóticos como conejos aunque autores también la describen para roedores pequeños como cobayos (Eisele, Kaaekuahiwi, Canfield, Golub, y Eisele., 1994; Lichtenberger y Lennox, 2009a). La morfina al proveer un efecto anestésico prolongado (de 18 a 24 horas), en ocasiones es de elección (Hawkins y Pascoe, 2012), mientras que los bloqueos epidurales lumbosacros con lidocaína (4mg/kg) o bupivacaína (1 mg/kg) puede considerarse en conejos para lograr un bloqueo sensorial y motor de los miembros traseros por hasta 40 minutos (Lichtenberger y Lennox, 2009a; van Zeeland y Schoemaker, 2021).

La morfina suele estar contraindicada en conejos debido a su potencial efecto negativo sobre la motilidad gastrointestinal, sin embargo puede emplearse como inyecciones epidurales en estas especies a dosis de 0.1 mg/kg sin los efectos sistémicos negativos (van Zeeland y Schoemaker, 2021).

4.7 VALORACION DEL DOLOR POST-OPERATORIO:

El dolor es una experiencia sensorial y emocional desagradable asociada o similar a la asociada con daño tisular real o potencial, (International Association for the Study of Pain (IASP), 2020). En cobayos, el dolor les provoca estrés e inapetencia lo cual puede culminar en cetosis metabólica (Cantwell, 2001), en conejos también puede verse perjudicada la ingesta de agua o comida, pudiendo provocar ésta última estasis gastrointestinal e incluso lipidosis hepática (Harcourt-Brown, 2002; Oliver et al., 2017; Wenger, 2012).

La presencia de dolor es difícil de detectar en conejos y cobayos debido a su comportamiento de presa ya que ellos ocultan su malestar para evitar ser depredados lo cual conlleva a que mantengan una conducta normal pese a estar adoloridos o incluso enfermos (Barter, 2011; van Zeeland y Schoemaker, 2021).

Si bien en la actualidad el manejo analgésico en las especies exóticas como conejos y pequeños roedores ha mejorado en comparación a los últimos años, es probable que el dolor sea subestimado debido a la incapacidad para reconocerlo (Benato, Rooney, y Murrell, 2019), una de las mayores limitantes ha sido la identificación del dolor en fase aguda debido a la ausencia de escalas multimodales específicas para dichas especies (Benato, 2020). A continuación, se describen distintas herramientas para determinar mediante una forma objetiva si un conejo presenta dolor:

The Grimace Scale (RbtGS), para conejos fue creada por Keating, Thomas, Flecknell, y Leach, en 2012 basándose en métodos desarrollados por Langford et al., en el 2009 quienes usaron ratones como modelos. Ésta escala fue desarrollada por medio de observación de los animales mientras se les realizaba un tatuaje de identificación en las orejas, por lo que no es válido para evaluar el dolor posoperatorio (Haddad et al., 2022). Aun así se presenta como una herramienta útil y práctica ya que la finalidad es el reconocimiento rápido de dolor agudo en estas especies mediante observación de ciertas gesticulaciones o muecas descritas en la figura 20 (Ellen et al., 2016). Esta escala se ha desarrollado basándose en una raza de conejos de orejas rectas (común en los laboratorios), lo cual puede ser un factor limitante cuando se usa en un entorno clínico, ya que los conejos de orejas caídas pueden dar lugar a confusión (Benato, Murrell, Knowles, y Rooney, 2021).

Benato et al., en 2021, han podido desarrollar una escala de dolor multidimensional específica para conejos denominada como Bristol Rabbit Pain Scale (BRPS). Ésta, fue desarrollada basándose en la escala validada de dolor de Glasgow (CMPS) para gatos y perros (Calvo et al., 2014; Holton, Pawson, Nolan, Reid, y Scott, 2001; Morton Reid, Scott, Holton, y Nolan, 2005) y mediante la observación en video de los animales para confirmar los descriptores más comúnmente exhibidos por animales con dolor durante el período perioperatorio. Se compone de seis categorías, cada una clasificada en una escala de 4 puntos que va de 0, (ausencia total de dolor), hasta 3 (dolor severo) con una puntuación máxima de 18 puntos (Benato et al., 2021).

Sin embargo, ninguna de las herramientas descritas anteriormente para evaluar el dolor en conejos ha determinado un punto de corte para el rescate analgésico. Ya que de una escala validada se pretende que no solo sea útil para reconocer signos de dolor en el paciente, sino que presente una puntuación para la toma de decisiones en la intervención analgésica, por lo que en 2022, Haddad et al., desarrollaron la Rabbit Pain Behaviour Scale (RPBS) para reconocer el dolor agudo postoperatorio en conejos. Ésta se basa en los mismos fundamentos que la BRPS, presenta una puntuación que varía de 0 a 12, e incluyó un punto de intervención, es decir, un valor que indica la necesidad de analgesia de rescate. Valores de 3 o menos, corresponde con un animal ausente de dolor y 4 o más indica dolor presente y necesidad de administrar analgesia.

Ítem	Puntuación
1) Postura	
A) Se mueve normalmente y/o da brincos	
B) Se exhibe en posición bípeda o cuadrúpeda (con las cuatro extremidades extendidas verticalmente)	
C) Camina a un paso muy lento	
D) No se mueve durante el tiempo de observación	
Presencia del estado A o B solamente*	0
Presencia de estados C, D o E	1
Presencia de dos o más estados C, D o E	2

* El puntaje será 0 solo cuando los comportamientos C, D o E no estén presentes

2) Actividad

A) Se mueve normalmente o cuando está en estación manifiesta una actividad normal*

B) Se mueve poco y no presenta una actividad normal

C) Se mantiene inmóvil y no presenta una actividad normal

*interactúa con objetos del enriquecimiento ambiental (juguetes), come, bebe, investiga, olfatea, manifiesta comportamiento de acicalamiento.

Presencia de estado A	0
Presencia de estado B	1
Presencia de estado C	2

3) Interacción y Apetito

A) Interactúa con los objetos del enriquecimiento ambiental*

B) Come**

C) Olfatea el ambiente

D) Exhibe auto-limpieza (acicalamiento) con excepción del área afectada

El conejo manifiesta más de uno de los comportamientos nombrados	0
El conejo presenta uno de estos comportamientos	1
El conejo no presenta ninguno de estos comportamientos	2

* Sustrato, juguetes

** Comida, vegetales, pasto, snacks

4) Expresión Facial

A) Mantiene los ojos abiertos y las orejas erectas todo el tiempo

B) Mantiene los ojos semi-cerrados o cerrados durante el periodo de observación*

C) Mantiene las orejas caídas durante todo el tiempo de observación

El conejo muestra la expresión del apartado A	0
El conejo muestra la expresión del apartado B	1
El conejo muestra la expresión del apartado C	2

* Parpadear no se considera tener los ojos semi-cerrados

5) Atención sobre el área afectada

A) Se lame el área afectada

B) Presiona el abdomen contra el suelo

C) Mantiene una pata suspendida en el aire

El conejo no manifiesta ninguno de estos comportamientos	0
El conejo manifiesta uno de estos comportamientos	1
El conejo manifiesta uno o más de estos comportamientos	2

6) Comportamiento Misceláneo

A) Hace intentos por pararse, pero se mantiene acostado

B) Movimientos rápidos de la zona dorsal del cuerpo (estremecimiento)

C) Retrae y cierra los ojos	
D) Tremores*	
El conejo no manifiesta ninguno de estos comportamientos	0
El conejo manifiesta uno de estos comportamientos	1
El conejo manifiesta uno o más de estos comportamientos	2
* sobre todo visibles en cabeza y orejas	

Tabla 10: Escala de comportamiento del dolor en conejo (RPBS) Válido para dolor agudo posoperatorio. (Haddad et al., 2022)

Hasta el momento no se maneja dicha escala para los cobayos, inclusive hay pocas recomendaciones objetivas basadas en la práctica para el reconocimiento del dolor, por lo que deben tenerse en cuenta factores como alteraciones comportamentales algunas descritas en la figura 19.

- Disminución o ausencia del apetito (en ocasiones puede asociarse también al uso de opioides)
- Disminución del peso corporal
- Agresión en animales normalmente dóciles
- Alteración del patrón respiratorio
- Alteración en la marcha o postura.
- Reducción de la actividad como cavar o explorar
- Disminución de actividad social, aislamiento de otros animales.
- Polifagia del material de cama
- Automutilación (en pequeños roedores)
- Disminución en la producción de heces
- Inmovilidad
- Presión del abdomen sobre el suelo
- Piloerección y pelo hirsuto

Fig. 19: signos de dolor en conejos y pequeños roedores (adaptado de: Wenger, 2012).

Si bien se recomienda la administración de fármacos analgésicos durante el pre o intraoperatorio (van Zeeland y Schoemaker, 2021), obteniendo alivio del dolor en la fase posoperatoria (Barter, 2011; Miller et al., 2022), también puede ser empleada la analgesia de rescate durante la fase de recuperación (Lipman, Marini, y Flecknell, 2008). La elección del protocolo analgésico dependerá de la intensidad del dolor, grado de injuria durante el acto quirúrgico y la condición del paciente (Barter, 2011).

Benato, Murrell, Blackwell, Saunders, y Rooney, en 2020, reportan que los fármacos más utilizados para lograr la analgesia son los AINEs, y como representante de este grupo se encuentra el meloxicam. Turner, Chen, y Taylor, en 2006, describen que el meloxicam administrado por vía oral en conejos podría alcanzar niveles plasmáticos hasta seis horas después de su ingesta y que estas especies metabolizan el fármaco mucho más rápido por lo que es recomendado el uso de dosis superiores de 0.3 mg/kg con una dosis máxima de 1.5 mg/kg para alcanzar buen efecto analgésico. También está descrito el uso de carprofeno (van Zeeland y Schoemaker, 2021), ácido acetilsalicílico y paracetamol (Flecknell, 2009; Varga, 2014) Aunque estos últimos dos suelen desestimarse debido a su pobre acción analgésica y

antiinflamatoria comparada con otros AINEs, por lo que rara vez son administrados (Benato et al., 2019).

Los opioides, son el segundo grupo farmacológico más utilizado para tratar el dolor pos operatorio donde la buprenorfina es el representante (Benato et al., 2020). El butorfanol también es ampliamente utilizado en conejos y cobayos (Jhonson 2005), sin embargo los fuertes efectos sedantes que pueden generar estas drogas en ocasiones interfieren con la detección del dolor mediante observación comportamental (Ellen et al., 2016).

En la actualidad, el uso de analgesia multimodal es una práctica recomendada y ampliamente utilizada, donde empleando combinaciones de AINEs y opioides se logra potenciar el efecto analgésico, proporcionando un alivio del dolor más adecuado en esta especie, e incluso prolongar el tiempo de acción (Benato et al., 2020; Oliver y et al., 2017).

Debido a sus características comportamentales, el miedo o la ansiedad incrementan la percepción nociceptiva en conejos y cobayos por lo tanto los analgésicos son solo una parte del manejo global del dolor, donde también debe tenerse en cuenta factores como el entorno y cuidados peri-operatorios (Barter, 2011).

	Unidades de acción		
	No presente "0"	Moderadamente presente "1"	Obviamente presente "2"
<p>Tensamiento orbital</p> <ul style="list-style-type: none"> - El párpado se cierra haciendo la zona orbital más estrecha. - Puede aparecer una arruga alrededor del ojo. 			
<p>Aplanamiento de mejillas</p> <ul style="list-style-type: none"> - Las mejillas se aplanan: en el grado 2 "obviamente presente", las mejillas aparecen hundidas. - La cara se vuelve más angulosa y menos redonda. 			
<p>Forma de las fosas nasales</p> <ul style="list-style-type: none"> - Las fosas nasales se vuelven más verticales formando una "V" en lugar de una "U". - La punta de la nariz se mueve abajo hacia la barbilla. 			
<p>Forma y posición de las vibrisas</p> <ul style="list-style-type: none"> - Las vibrisas se separan de la cara y se ponen "de punta". - Las vibrisas se ponen tiesas y pierden su forma curvada hacia abajo. - Las vibrisas apuntan en la misma dirección cada vez más. Cuando es "obviamente presente" se mueven hacia abajo. 			
<p>Forma y posición de las orejas</p> <ul style="list-style-type: none"> - Las orejas se cierran/ curvan. Se vuelven más cilíndricas. - Las orejas rotan de apuntar hacia la fuente de sonido a apuntar hacia los cuartos traseros - Las orejas puede que se mantengan más cerca de la espalda o de los flancos. 			

Fig. 20: Escala de muecas del conejo (Adaptado de Grimace Scale, National Centre for the Replacement & Reduction of Animals in Research, New Castle University, actualización 2022 ([Escala de muecas: | de conejo NC3R \(nc3rs.org.uk\)](https://nc3rs.org.uk)).

4.8 EMERGENCIAS Y COMPLICACIONES ANESTÉSICAS:

Las emergencias durante las anestесias deben anticiparse y además tener pre-establecido un protocolo de acción en caso que ocurran (Lichtenberger y Lennox, 2009). El 31% de las muertes relacionadas a la anestesia en conejos ocurren durante el mantenimiento anestésico, y de esta fracción un 35% son por causas cardiorespiratorias (Broodbelt, 2006). Muchas de estas fallas pueden evitarse monitorizando la frecuencia cardiaca, respiratoria, presión arterial y la temperatura corporal. El hecho de tener asegurada la vía aérea para la oxigenación y soporte ventilatorio así como el acceso vascular mediante la cateterización endovenosa para la administración de drogas de emergencia serán de suma importancia durante estas situaciones (Hawkins y Pascoe, 2012).

Las emergencias cardiopulmonares relacionadas a la anestesia incluyendo las apneas, son las complicaciones más tratables en medicina veterinaria. En pacientes donde se usen anestésicos inhalatorios la depresión respiratoria es común, y se reporta que una bradicardia marcada generalmente precede al paro respiratorio. En estos casos el doxapram, puede emplearse debido a su efecto estimulante del centro respiratorio y está descrito para ser administrado por vía endovenosa o sublingual a dosis de 1 a 10 mg/kg en conejos (Lichtenberger y Lennox, 2009b). En animales donde ocurra el cese de la respiración producto de la sobreexposición a los anestésicos inhalatorios, deberá discontinuarse el flujo del agente y comenzar a ventilar con oxígeno al 100%. Debido a la dificultad que se presenta frente a las maniobras de intubación en estas pequeñas especies, si no se dispone de acceso aéreo mediante traqueotubo, la colocación de un dispositivo supraglótico es una alternativa rápida para lograr la oxigenación y ventilación a presión positiva (Eatwell, 2016; Vilalta y García, 2019). También se reporta el uso de una mascarilla facial para el suplemento de oxígeno, debiendo colocarse ajustada al rostro del paciente cubriendo boca y nariz, para realizar la ventilación a un ritmo de 10 a 30 respiraciones por minuto. La desventaja de este método es la acumulación de gas a nivel del estómago y posterior hinchazón abdominal la cual puede limitar los movimientos diafragmáticos. También se reporta como maniobra de emergencia la traqueostomía (Lichtenberger y Lennox, 2009b; Vilalta y García, 2019).

Para las complicaciones cardiovasculares resultado de una sobredosis de anestésicos, se debe tener acceso vascular para administrar agentes que reviertan los efectos depresores de los fármacos, lo cual puede detener la caída del ritmo cardiaco (Eatwell, 2016). La presencia de bradicardias severas causadas por el aumento del tono parasimpático podrá tratarse con atropina excepto en conejos, debido a las atropinasas plasmáticas que estos pacientes poseen, por lo que en su lugar podrá utilizarse el glicopirrolato (Hawkins y Pascoe, 2012). El uso de Doppler permite detectar cualquier reducción en el ritmo cardiaco identificándolo como una caída en el pulso. Además si el paciente está siendo monitorizado con un electrocardiógrafo este podrán detectar variables en el ritmo cardiaco y usarse drogas de emergencia en caso que sea necesario (las mismas son descritas en la tabla 10) (Eatwell, 2016).

En el paro cardiaco hay ausencia de los latidos del corazón e involucra el cese de la circulación efectiva. Se pierde la percepción del pulso, las mucosas se vuelven pálidas o incluso cianóticas y las respiraciones comúnmente se detienen (paro cardiorrespiratorio). En caso de desencadenarse el paro se procede a realizar el masaje cardiaco posicionando ambas manos (o el pulgar e índice en especies muy pequeñas) a cada lado del tórax y realizar de 60 a 100 compresiones rítmicas por minuto, sin dejar de ventilar al paciente con oxígeno al 100% (Eatwell, 2016; Vilalta y García, 2019). La epinefrina puede emplearse como agente vasopresor, así mismo esta droga pierde su eficacia cuando el paciente esta hipóxico o en

estado de acidosis y se debe recordar que durante el paro y la resurrección la isquemia y la acidosis suelen estar presentes (Lichtenberger y Lennox, 2009b).

Las caídas en la presión arterial debido a la acción de los anestésicos inhalatorios, deberán tratarse reduciendo el flujo de dichos fármacos e incrementar el de agentes inyectables a través de las CRIs. También podrá presentarse cuadros de hipotensión en pacientes con pérdidas sanguíneas o de fluidos (Lichtenberger y Lennox, 2009), en este último caso, fluidoterapia incluyendo los coloides pueden ser empleados para mantener la presión arterial (Eatwell, 2016).

La resucitación del shock hipovolémico puede lograrse restableciendo la temperatura corporal mediante exposición al paciente a dispositivos de calentamiento, por medio de botellas con agua tibia o mediante mantas térmicas. También la administración endovenosa de coloides, como el hetalmidón, y soluciones cristaloides isotónicas entibiadas están indicadas. El hetalmidón deberá administrarse en intervalos de 5 a 10 minutos a tasas de 5 ml/kg, sumado a la administración de cristaloides en bolos de 10 a 15 ml/kg. Una vez establecida la temperatura corporal (por encima de los 36.5 °C) y la presión arterial se mantenga por encima de los 40 mm/Hg, se podrá mantener la infusión con cristaloides a tasas de 10 ml/kg (Lichtenberger y Lennox, 2009). Si la presión arterial no se mantiene aún fuera de del rango normales, y los latidos cardiacos, la coloración de las mucosas o el TLLC siguen sin obtenerse, deberán tenerse en cuenta otros factores (nonresponsive shock) causantes del shock como desordenes acido-base, disfunción cardiaca, desequilibrio electrolítico, hipoxemia, hipoglicemia o excesiva vasodilatación o vasoconstricción, en este último caso podrán emplearse soluciones salinas hipertónicas al 7.5% en bolos de 3 ml/kg. Vasopresores como la dopamina o norepinefrina también podrá administrarse (Lichtenberger y Lennox, 2009).

La hipotermia es una complicación común en estas especies debido a la elevada superficie corporal en comparación al peso (Vilata y García, 2019; Wenger, 2012). Como se describió en el apartado 4.3.7, son varias las causas que pueden provocar las caídas en la temperatura corporal del paciente. Autores como Zarndt et al., en 2015 en un estudio experimental obtuvieron un mejor control de la temperatura corporal durante el intraoperatorio en cobayos al usar sistemas de calentamiento por infrarrojo lejano (FIR) al compararlos con el grupo en los que no se utilizó ningún método para mantener la normotermia. En este mismo sentido Rembert et al., en 2004 describen el uso de mantas térmicas asociadas a sistemas de calentamiento como Bair Hugger™ para el mantenimiento de la normotermia durante el posoperatorio con excelentes resultados. Dicho dispositivo emite calor por aire forzado de manera constante y a la temperatura deseada.

Droga	Dosis	Ruta de administracion	Comentarios
Atropina	0.04-0.1 mg/kg	IV, SC, IM, IO, IT	Indicado en caso de bradicardia o bradiritmia, en conejos puede requerir dosis de hasta 0.2-1 mg/kg
Glicopirrolato	0.01-0.05 mg/kg	IV, SC, IO, IT	Efectos y usos similares a la atropina pero con efecto más retardado en el tiempo
Dobutamina	5 µg/kg/min	IV, CRI	Indicada para hipotensión no hipovolémica durante la cirugía

Epinefrina (1:1000)	0.01-0.1 mg/kg	IV, IM, IO, IT	Para administrar durante paro cardiaco diluir 1:10000
Adrenalina (1:10000)	0.1 ml/kg	IV	Indicado en asistolias
Vasopresina	0.8 UI/kg	IV	Indicado en hipotensión
Lidocaina	1-2 mg/kg	IV	Antiarrítico
Doxapram	1-10 mg/kg	IV, sublingual	Estimulante del centro respiratorio. Inefectivo durante paro cardiaco y severa hipoxia
Flumazenil	0.025 mg/kg	IV	Revierte los efectos de las benzodiazepinas
Atipamezol	Administrar 5 veces la dosis de la medetomidina que se empleó o 2.5 veces la dosis de dexmedetomidina	IV	Revierte efectos de $\alpha 2$ agonistas como medetomidina y dexmedetomidina
Yohimbina		IV	Revierte los efectos de la xilacina
Naloxona	10-100 μ g/kg	IV	Revierte efectos de opioides, tener la precaución que también se pierden los efectos analgésicos

Tabla 11: drogas de emergencia más utilizadas de pacientes exóticos, la dosis podrá variar dependiendo del autor, la administración para cada especie puede ser incierta (adaptado de Eatwell, 2016; Grint, 2016; Hawkins y Pascoe, 2012).

4.9 RECUPERACIÓN Y CUIDADOS POST-OPERATORIOS:

El tiempo de recuperación del paciente podrá ser ampliamente variable dependiendo del tipo de protocolo anestésico utilizado, el procedimiento al que fue sometido, y estado del paciente. Prolongados períodos de recuperación usualmente están asociados a riesgos de hipotermia, hipoperfusión así como hipotensión e hipoglicemia, además de una inadecuada eliminación de los anestésicos (Bennett y Lewis, 2022). Debido a que casi dos tercios (un 64%) de las muertes relacionadas a la anestesia ocurren durante el posoperatorio, una monitorización cercana al paciente en las horas siguientes a la anestesia es recomendada (Broodbelt, 2006; Lee, Machin, y Adami, 2018; van Zeeland y Schoemaker, 2021). Durante este periodo no debe desestimarse el control del ritmo respiratorio y cardiaco, como también la presión arterial y la temperatura corporal. Se recomienda chequear dichos parámetros cada 5 a 15 minutos o con la frecuencia que el paciente lo requiera (Eatwell, 2016).

Al discontinuar el flujo de agentes inhalatorios y una vez que el paciente se recupere lo suficiente se espera que se restablezca el tono mandibular y comience a realizar pequeños movimientos, alcanzado este punto se puede extubar. Debido a que la depresión respiratoria producto del uso de muchos de los agentes anestésicos, persiste incluso en el periodo

posoperatorio y puede no observarse de manera clínica, el paciente puede presentar hipercapnia o hipoxia, e incluso obstrucciones de las vías aéreas si el traqueotubo es retirado antes de tiempo (Flecknell, 2009; Gardhouse y Sanchez, 2022). Lo ideal es controlar la SpO₂ mediante el oxímetro de pulso durante el periodo de recuperación conectado a un dedo o pabellón auricular, aunque en pequeñas especies no siempre es posible. En casos donde la depresión respiratoria sea marcada podrá hacerse uso de drogas estimulantes de la respiración como el doxapram teniendo en cuenta que el efecto no se prolonga por más de 10 a 15 minutos (Flecknell, 2009).

Se aconseja que el posoperatorio se realice en un lugar tranquilo y aislado de sonidos de perros y otros predadores (Harcourt-Brown, 2002). No es recomendado que los conejos y pequeños roedores sean llevados a jaulas con fondos de rejilla o donde el aserrín o trozos de madera como se utilicen como cama, el polvo de ésta última puede irritar los ojos y las vías aéreas. Por el contrario se recomienda el uso de camas sintéticas de tela suave (Vet-Bed, Dry-Bed), que evitan la pérdida de calor corporal, absorban fluidos o la humedad y mantienen seco al paciente (Flecknell, 2009).

El periodo de recuperación deberá realizarse de preferencia en una incubadora o jaula acondicionada donde se provea de oxígeno, la temperatura sea controlada y que ésta oscile entre los 26 a 30°C. También altas tasas de humedad (40-60%) pueden ser beneficiosas, evitando el riesgo de deshidratación. Cuando el paciente comience a moverse y la normotermia se mantenga, la temperatura del soporte térmico puede ir descendiendo hasta ser retirado por completo (Bament y Goodman, 2016; Eatwell, 2016). Si bien la hipotermia es un problema potencialmente serio durante el posoperatorio, no debe olvidarse que la hipertermia también podría ser un problema sobretodo en conejos (Flecknell, 2009; Harcourt-Brown, 2002).

Los conejos y cobayos son propensos a sufrir cuadros de hipoglicemia debido a sus altas tasas metabólicas por lo que la glicemia deberá ser controlada (Hawkins y Pascoe, 2012), para ello pueden emplearse glucómetros de uso humano, el rango normal en conejos debe situarse entre los 75 a 155 mg/dl y en cobayos entre 89 a 287 mg/dl (Graham y Mader, 2012; Harcourt-Brown, 2011; Quesenberry et al., 2012). Para evitar caídas en la glicemia durante o después de procedimientos quirúrgicos que lleven más de 30 minutos podrá administrarse dextrosa al 5% en combinación con los cristaloides, ésta será administrada preferentemente por vía endovenosa para asegurar su rápida absorción (Cantwell, 2001).

Una vez que se recuperen lo suficiente como para comer y beber, los pacientes deberán tener acceso libre a comida y agua, y se recomienda alimento con buen porcentaje de fibra como heno, pasto o pellets con mezcla de cereales (Harcourt-Brown, 2002) ya que estos no solo preservan los requerimientos de energía sino también estimulan la motilidad gastrointestinal (Gardhouse y Sánchez, 2022).

La producción de heces debe ser registrada y la disminución de las mismas necesita ser resuelta. El íleo es una complicación común en conejos y cobayos sobre todo luego de laparotomías exploratorias donde se manipulen los intestinos, aunque también puede ser causado por factores como estrés y dolor (Flecknell, 2009). A los animales anoréxicos se les podrá administrar solución de dextrosa al 5% vía subcutánea o al 50% por vía oral (Lipman et al., 2008).

La hipovolemia puede llegar a ser una complicación posterior a la cirugía, monitorizar el peso durante el pre y posoperatorio puede dar noción sobre el adecuado estado de hidratación y consumo de agua, de ser inadecuado la reposición de fluidos con coloides o cristaloides puede emplearse (Flecknell, 2009; Lichtenberger y Lennox, 2009). Las tasas de mantenimiento de fluidos en conejos son de 4 ml/kg/hora o de 80-100 ml/kg cada 24 horas. En pacientes sometidos a procedimientos quirúrgicos se podrán emplear tasas mayores de hasta 10 ml/kg/h. Es aconsejable siempre entibiar los fluidos antes de administrarlos, debido a que ayuda a evitar las pérdidas de temperatura corporal, además evita molestias en el paciente al ser inyectadas (Bament y Goodman, 2016).

5. DISCUSIÓN:

Los conejos (*Oryctolagus cuniculus*) y cobayos (*Cavia porcellus*), han ganado popularidad como mascotas de compañía, para convertirse en la actualidad en un porcentaje creciente de animales de estima, siendo la tercer y cuarta especie anestesiada con más frecuencia respectivamente (Brodbelt et al., 2008; de Mello, 2016; Avilés et al., 2014). Estas especies poseen un riesgo de óbito relacionado a la anestesia que se eleva de seis a quince veces por encima del riesgo que implica sedar o anestesiarse un gato (Brodbelt et al., 2008).

Son especies que debido a su comportamiento de presa, ocultan su malestar o dolor pudiendo presentar patologías subclínicas, muchas veces respiratorias o asociadas a la cavidad oral (Wenger, 2012).

Además, requieren consideraciones particulares en cuanto a su manejo y entorno. Se recomienda disponer de instalaciones destinadas únicamente para estas especies o, al menos, mantenerlos alejados de potenciales predadores como perros y gatos. Esto disminuirá en gran medida el estrés y liberación de catecolaminas plasmáticas (dopamina, epinefrina y norepinefrina) potenciales desencadenantes de hiperglicemia, hipertensión, taquicardia e incluso arritmias cardíacas intraoperatorias (Bennett y Lewis, 2022; Harcourt-Brown, 2008; Wesche, 2016).

Estos pequeños herbívoros basan su metabolismo en la alimentación continua, poseen un rápido tránsito gastrointestinal y producción cecal de ácidos grasos volátiles como principal fuente de energía (Wesche, 2016). Sus altas tasas metabólicas y reservas limitadas de glucógeno condicionan los periodos de restricción alimenticia, los cuales deben limitarse a un periodo máximo de una hora previa al acto quirúrgico, ya que ayunos prolongados incrementan el balance energético negativo, hipoglicemia e íleo (Hawkins y Pascoe, 2012; Karmichiali et al., 2020; Wenger, 2012).

Por otra parte la cateterización de vasos sanguíneos en estos pacientes puede ser dificultosa, e incluso imposible debido al pequeño calibre de las estructuras vasculares por lo que en ocasiones podrá plantearse la colocación de un catéter intraóseo, además debido a su comportamiento podrán requerir sedación para dichas maniobras. (Hawkins y Pascoe, 2012; Lichtenberger y Lennox, 2009). La ausencia de acceso vascular condiciona la elección de los fármacos anestésicos, además limita la administración de drogas de emergencia (Hawkins y Pascoe, 2012; van Zeeland y Schoemaker, 2021).

Para el manejo de la vía aérea, se pueden utilizar mascarillas faciales, dispositivos supraglóticos (mascarillas laríngeas), o tubos endotraqueales. Teniendo presentes las características anatómicas de estas especies (gran tamaño de sus incisivos, la estrechez de la cavidad oral, el gran tamaño de la lengua y pequeña glotis) es importante resaltar la dificultad de intubación que presentan, siendo necesario en ocasiones el uso de laringoscopios e incluso endoscopios para lograr la visualización de la glotis y apertura laríngea y conseguir la intubación (Eatwell, 2016; Johnson, 2010; Nambiar et al., 2006; van Zeeland y Schoemaker, 2021).

Si bien la intubación endotraqueal asegura el manejo de la vía aérea (Wenger et al., 2016) no siempre es posible, debido al grado de dificultad que presenta y riesgos asociados como lesiones inflamatorias edema y necrosis en mucosa traqueal y distal de la (Eatwell, 2016; Phaneuf et al., 2006).

Por lo anteriormente expuesto es frecuente el uso de mascarillas faciales y máscaras laríngeas (dispositivos supraglóticos). Las primeras son una alternativa rápida y eficaz para la administración de oxígeno así como de anestésicos inhalatorios, aunque presentan como principal limitante la ausencia de coaptación hermética entre el paciente y el dispositivo, eso puede dar lugar a obstrucciones de las vías aéreas, y además provocar contaminación del block con los gases anestésicos (van Zeeland Schoemaker, 2021; Wenger et al., 2016). Los dispositivos supraglóticos, diseñados para un rápido y simple acceso a la laringe, proveen de acceso a la vía aérea con beneficios comparables con la intubación endotraqueal (Engbers et al., 2017). Actualmente existen en el mercado mascarillas laríngeas específicas para conejos y

si bien éstos han sido descritos para su uso en especies pequeñas como erizos, dichos dispositivos específicos para cobayos aún están en desarrollo (van Zeeland y Schoemaker 2018).

La monitorización anestésica, es fundamental durante todo procedimiento quirúrgico, permite conocer el estado del paciente y predecir posibles complicaciones. Tanto en conejos como en cobayos pueden presentarse dificultades para la monitorización debido a su pequeño tamaño, pigmentación de mucosas y altas frecuencias cardíacas que pueden dar lugar a lecturas imprecisas al usar dispositivos como el oxímetro de pulso, doppler o electrocardiógrafo (Benett y Lewis, 2022; Karmichali et al., 2020; Vilata y García, 2019;). El control de la temperatura corporal debe ser controlado y la disminución de la misma es una complicación frecuente en estos pacientes cuando son sometidos a anestesia general (Flecknell, 2009; Zarndt et al., 2015). Estas especies son más propensas que otras a la hipotermia debido a una elevada relación del área corporal en función del peso (Wenger, 2012), pero aun así y particularmente los conejos, no están exentos de sufrir cuadros de hipertermia debido a su denso pelaje y a que la sudoración (bajo número de glándulas sudoríparas) y el jadeo no son efectivos para disipar el calor (van Zeeland y Schoemaker, 2021; Vilata y García, 2019).

Existen diversas opciones farmacológicas para la sedación, anestesia y analgesia de conejos y cobayos. En este sentido, Gardhouse y Sanchez, 2022 sugieren el uso de fármacos con reversores pudiendo lograr un mejor control de la anestesia y rápida recuperación.

La combinación de ketamina (a dosis de 15 a 30 mg/kg) con un α 2-agonista es la más comúnmente encontrada en bibliografía para sedación y anestesia en conejos y cobayos mediante administración intramuscular conjunta. Tanto la xilacina (2.5 mg/kg) como la medetomidina (0.25 mg/kg) y dexmedetomidina (50 μ g/kg) ofrecen buena relajación muscular y analgesia (Henke et al., 2005), aun así provocan como complicaciones más frecuentes depresión cardiorrespiratoria e inestabilidad hemodinámica (Cardoso et al., 2020; Henke et al., 2005; Yavuz et al., 2021).

Para la inducción y mantenimiento anestésico, son comúnmente empleados los agentes volátiles como isoflurano y sevoflurano, aunque debido a su fuerte olor y sabor, principalmente el isoflurano, pueden provocar que los pacientes sostengan la respiración para evitar el gas cuando son administrados mediante mascarillas faciales o las cámaras de inducción. Es por esto que en ocasiones se emplea el sevoflurano con mejores resultados (Flecknell, 2009). Estos gases son irritantes y provocan hipersecreción de moco por parte de las glándulas en las vías aéreas (Eatwell y Mancinelli, 2013; Gaertner et al., 2008). Si bien está descrito el uso de anticolinérgicos como la atropina para contrarrestar este efecto, se debe tener la precaución de que dichas secreciones se volverán más espesas pudiendo contribuir a las obstrucciones (Bateman et al., 2005; Clemons y Seemons, 2018; Hawkins y Pascoe, 2012; Karmichali et al., 2020; Schmitz et al., 2016). En conejos, la atropina suele reemplazarse por glicopirrolato dado que el 80% de la población de lagomorfos posee atropinasas plasmáticas (Bateman et al., 2005; Eatwell, 2016; Olson et al., 1994).

También son ampliamente recomendadas las infusiones continuas endovenosas (CRI) para disminuir los requerimientos de agentes hipnóticos minimizando así sus efectos depresores sobre el sistema cardiovascular durante los procedimientos quirúrgicos. Para ello se describen drogas como lidocaína, ketamina o fentanilo. A modo de ejemplo una infusión continua de ketamina a una dosis de 0.3-1.2 mg/kg/h, alcanza a reducir hasta un 35% los requerimientos de agentes inhalatorios durante el mantenimiento anestésico (Hawkins y Pascoe, 2012). Aunque debido a las limitaciones que presentan estos pequeños pacientes para obtener el acceso vascular no siempre son posibles (Gardhouse y Sánchez, 2022; Hawkins y Pascoe, 2012).

Los analgésicos deben ser parte de todo protocolo anestésico ya que el dolor suele asociarse a complicaciones que incrementan el riesgo perianestésico. Se ha reportado tanto el uso de AINEs como de opioides para obtener analgesia perioperatoria. Autores como Cooper et al., en 2009 reportaron con éxito un manejo de dolor a dosis de 0.5 mg/kg/día de meloxicam en conejas sometidas a ovariectomía. La administración de opioides en conejos suele relacionarse a estasis intestinal (sobre todo el fentanilo y la morfina). Sin embargo el dolor por sí mismo es desencadenante de anorexia por lo que la elección del fármaco para su administración dependerá de cada caso en particular (Johnson, 2005). En la bibliografía se

describe el uso de opioides como buprenorfina (0.02 - 0.2 mg/kg) y butorfanol (0.1- 2 mg/kg) con excelentes resultados y con mínimas o nulas repercusiones en cuanto a la motilidad intestinal, además se reporta que ofrecen mejor estado analgésico durante el pos operatorio si es administrado de manera previa al acto quirúrgico (Cooper et al., 2009; Harcourt-Brown, 2002; Oliver et al., 2017).

El reconocimiento de dolor en agudo en conejos y cobayos ha sido siempre un desafío, y no fue sino hasta el 2022 que Haddad et al. publicaron una escala validada para el reconocimiento del mismo en conejos con un punto de corte para el rescate analgésico. Hasta la fecha no se dispone de dicha herramienta para cobayos.

Debido a que un 64% de las muertes relacionadas a los actos quirúrgicos ocurren en el postoperatorio, una correcta y cercana monitorización al paciente en esta etapa será crucial (Broodbelt, 2008). En estas pequeñas especies debido a sus características fisiológicas y a que no son capaces de realizar ayunos prolongados, se deberá disponer el acceso a agua y comida una vez recuperados para prevenir íleo y cuadros de hipoglicemia. El periodo de recuperación debe realizarse en un ambiente tranquilo, templado (22-26°C) y con altas tasas de humedad lo cual pueden ayudar a prevenir la deshidratación (Bament y Goodman, 2016; Eatwell, 2016).

6. CONCLUSIONES:

En conclusión, y en base a la bibliografía consultada el incremento del riesgo perianestésico en conejos y cobayos está directamente relacionado la dificultad de su manejo y sus particularidades anatómicas y fisiológicas, por lo que un constante estudio y actualización de conocimientos podrá mitigar la mortalidad peri-anestésica de estos pacientes.

7. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS:

- Aeschbacher, G., y Webb, A. (1993). Propofol in rabbits. 2. Long-term anesthesia. *Laboratory Animal Science*, 43(4):328-335.
- Allweiler, S., Leach, M. C., y Flecknell, P. A. (2010). The use of propofol and sevoflurano for surgical anesthesia in New Zealand White rabbits. *Laboratory Animals*, 44: 113-117.
- Anttila M., Penttila, J., Helminen, A., Vuorilehto, L., y Scheinin, H. (2003). Bioavailability of dexmedetomidine after extravascular doses in healthy subjects. *British Journal of Clinical Pharmacology*, 56 (6), 691-693. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2125.2003.01944.x>
- Avilés, D., Martínez, A., Landi, V., y Delgado, J. (2014). El cuy (*Cavia porcellus*): Un recurso andino de interés agroalimentario. *Recursos Genéticos Animales*, 55, 87-91. doi:10.1017/S2078633614000368.
- Baias, A., Bodnariu, A., Nichita, I., y Cristina, R. T. (2012). Stress in Laboratory Juvenile Rabbits: Physiological Indicators. *Scientific Papers: Animal Science and Biotechnologies*, 45 (2), 142-145.
- Bament, W., y Goodman, G. (2016). General nursing care and hospital management. En A. Meredith y B. Lord (Ed.), *BSAVA Manual of Rabbit Medicine*, (pp. 108-123). Quedgeley: British Small Animal Veterinary Association
- Barter, L. S. (2011). Rabbit Analgesia. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 14 (1), 93-104.
- Barter, L. S., y Kwiatkowski, A. (2013). Thermal Threshold Testing for Evaluation of Analgesics in New Zealand White Rabbits. *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*, 52 (1), 44-47. doi:10.1016/j.cvex.2010.09.003
- Bateman, L., Ludders, J., Gleed, R. D., y Hollis, N. E. (2005). Comparison between facemask and laryngeal mask airway in rabbits during isoflurane anesthesia. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 32, 280–288
- Benato, L., Murrell, J., Knowles, T. G., y Rooney, N. J. (2021). Development of the Bristol Rabbit Pain Scale (BRPS): A multidimensional composite pain scale specific to rabbits (*Oryctolagus cuniculus*). *PLOS ONE*, 16(6): e0252417.
- Benato, L., Murrell, J. C., Blackwell, E. J., Saunders, R., y Rooney, N. (2020). Analgesia in pet rabbits: a survey study on how pain is assessed and ameliorated by veterinary surgeons. *Veterinary Records*. doi: 10.1136/vr.105071
- Benato, L., Rooney, N. J., y Murrell, J. C. (2019). Pain and analgesia in pet rabbits within the veterinary environment: a review. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 46, 151-162
- Bennet, K., y Lewis, K. (2022). Sedation and Anesthesia in Rodents. *Veterinary Clinics: Exotic Animal Practice*. 25, 211-255. <https://doi.org/10.1016/j.cvex.2021.08.0131094-9194/22>
- Bradley, M. P., Doerning C. M., Nowland, M. H., y Lester, P. (2019) Intramuscular Administration of Alfaxalone Alone and in Combination for Sedation and Anesthesia of Rabbits (*Oryctolagus cuniculus*). *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*, 58 (2), 216-222.
- Broodbelt, D. C. (2006). The Confidential Enquiry into Perioperative Small Animal Fatalities. (Tesis de Doctorado). Royal Veterinary College, University of London And The Animal Health Trust.

- Broodbelt, D.C., Blissitt, K.J., Hammond, R.A., Neath, P.J., Young, L.E., Pfeiffer, D.U., y Wood, J.L.N (2008). The Risk of death: the Confidential Enquiry into Perioperative Small Animal Fatalities. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 35(5), 365-373
- Caballero, E., y Ahumada, F. (2002) Farmacos tranquilizantes. En L. M. Botana, M. F. Landoni, T. Martín-Jiménez, (Eds.), *Farmacología y Terapéutica Veterinaria* (pp. 158-168). Madrid : McGraw-Hill Interamericana.
- Calvo, G., Holden, E., Reid, J., Scott, E. M., Firth, A., Campana, A., ... y Nolan, A. M. (2014). Development of a behaviour-based measurement tool with defined intervention level for assessing acute pain in cats. *Journal of Small Animal Practice*, 55, 622–629.
- Cantwell, S. L. (2001). Ferret, Rabbit, and Rodent Anesthesia. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 4 (1), 169-191.
- Cardoso, C. G., Ayer, I. M., Jorge, A. T., Honshoa, C. S., y Mattos-Juniora E. (2020). A comparative study of the cardiopulmonary and sedative effects of a single intramuscular dose of ketamine anesthetic combinations in rabbits. *Research in Veterinary Science*, 128, 177-182.
- Charney, D. S., Mihic, S. J. y Harris, R. A. (2006). Hipnóticos y Sedantes. En, L. L. Burton, J. S. Lazo and K. L. Parker (Eds.), *Goodman & Gilman. Las Bases farmacológicas de la Terapéutica*. (11a ed., pp.401-427). Mexico: McGraw-Hill
- Clemons, D. J., y Seeman, L. (2018). *The Laboratory Guinea Pig* (2ª ed.). Boca Ratón, FL: CRC Press.
- Comolli, J., Schnellbacher, R., Beaufre, H., Blas-Machado, U., Quandt, J., Mayer, J., y Divers, J. D. (2020). Comparison of endoscopic endotracheal intubation and the v-gel supraglottic airway device for spontaneously ventilating New Zealand white rabbits undergoing ovariohysterectomy. *Veterinary Record*, 10.1136/vr.105746
- Comolli, J., d'Ovidio, D., Adami, C., y Schnellbacher, R. (2019). Technological Advances in Exotic Pet Anesthesia and Analgesia. *Veterinary Clinic Exotic Animal*, 22: 419-439
- Cooper, C. S., Metcalf-Pate, K. A., Barat, C. E., Cook, J. A., y Scorpio, D. G. (2009). Comparison of Side Effects between Buprenorphine and Meloxicam Used Postoperatively in Dutch Belted Rabbits (*Oryctolagus cuniculus*). *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*, 48 (3), 279-285.
- Cosola, C., Albrizio, M., Guaricci, A. C., De Salvia, M. A., Zarrilli, A., Scirsci, R. L., y Minoia, R. (2006). Opioid Agonist/Antagonist Effect of Naloxone in Modulating Rabbit Jejunum Contractility in Vitro. *Journal of Physiology and Pharmacology*, 57 (3), 439-449.
- Craven H., Hedley, J., O'neill, D., Church, D., y Broodbelt, D. (2016). Demography and health of rabbits attending primary-care in practices England. En British Small Animal Veterinary Association, *BSAVA Congress Proceedings* (pp 155). Birmingham, BSAVA.
- Crotaz, I. R. (2013). An observational clinical study in cats and rabbits of an anatomically designed supraglottic airway device for use in companion animal veterinary anaesthesia. *Veterinary Record*, doi: 10.1136/vr.100668.
- Cruz, T. S. (2000). Use of a Laryngeal Mask for Airway Maintenance During Inhalation Anesthesia in Rabbits. *Veterinary Anesthesia and Analgesia*, 27: 115-116.
- Czabak-Garbacz R., Cygan B., Chomiczki, M., y Khonicheva N.M. (2002). The influence of diazepam on the behaviour of rabbits in spontaneous conditions. *Annales Universitatis Mariae Curie-Skłodowska. Sectio D: Medicina*, 57(1), 264-270.
- d'Ovidio, D., Marino, F., Noviello, E., Lanaro, E., Monticelli, P., y Adami, Ch. (2018). Sedative effects of intramuscular alfaxalone in pet guinea pigs (*Cavia porcellus*). *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 45(2), 183-189. doi: 10.1016/j.vaa.2017.08.004.

- Dang, V., Bao, S., Ault, A., Murray, C., McFarlane-Mills, J., Chiedi, C., ... y Rao, S. (2008). Efficacy and Safety of Five Injectable Anesthetic Regimens for Chronic Blood Collection from the Anterior Vena Cava of Guinea Pigs. *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*, 47(6), 56-60.
- DeCubellis, J. (2016). Common Emergencies in Rabbits, Guinea Pigs, and Chinchillas. *Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice*, 19(2), 411-429.
- DeMello, M. (2016). Rabbits Multiplying Like Rabbits: The Rise in the Worldwide Popularity of Rabbits as Pets. En M. Pręgowski (Ed.) *Companion Animals in Everyday Life*, (pp. 97-101). New York: Palgrave Macmillan. https://doi.org/10.1057/978-1-137-59572-0_7
- Diehl, K. H., Hull, R., Morton, D., Pfister, R., Rabemampianina, Y., Smith, D., ... y van de Vorstenbosch, C. (2001). A Good Practice Guide to the Administration of Substances and Removal of Blood, Including Routes and Volumes. *Journal of Applied Toxicology*, 21, 15-23
- Doerning, C. M., Bradley, M. P., Lester, P. A., y Nowland M. H. (2018). Effects of subcutaneous alfaxalone alone and in combination with dexmedetomidine and buprenorphine in guinea pigs (*Cavia porcellus*). *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 45(5), 658-666. doi: 10.1016/j.vaa.2018.06.004.
- Doerning, B. J., Brammer, D. W., Chrisp, C. E., y Rush, H. G. (1992). Nephrotoxicity of tiletamina in New Zealand white rabbits. *Laboratory Animal Science*. 42(3), 267-269
- Eatwell, K. (2016). Analgesia, sedation and anaesthesia. En A. Meredith y B. Lord (Eds.), *BSAVA Manual of Rabbit Medicine* (pp.138-159). Quedgeley: British Small Animal Veterinary Association.
- Eatwell, K., y Mancinelli, E. (2013). Anesthesia Guidelines for Airway Management in Rabbits. *Vet Times*. Recuperado de <https://www.vettimes.co.uk/app/uploads/wp-post-to-pdf-enhanced-cache/1/anaesthesia-guidelines-for-airway-management-in-rabbits.pdf>
- Eisele, P. H., Kaaekuahiwi, M. A., Canfield, D.R., Golub, M.S., y Eisele J.H Jr. (1994). Epidural catheter placement for testing of obstetrical analgesics in female guinea pigs. *Laboratory Animal Science*. 44(5), 486-490.
- Ellen, Y., Flecknell, P., y Leach, M. (2016) Evaluation of Using Behavioural Changes to Assess Post-Operative Pain in the Guinea Pig (*Cavia porcellus*). *PLoS ONE*, 11(9). doi:10.1371/journal.pone.016194.
- Engbergs, S., Lakin, A., Rousset, N., Prebble, M., Jonnalagadda, M., Knight C. G., y Pang, D. S. J. (2017). Comparasion of a Supraglottic Air Device (v-gel®) with Blind Orotracheal Intubation in Rabbits. *Frontiers in Vet. Science* 4,49. doi: 10.3389/fvets.2017.00049
- Evers, A. S., Crowder, C. M., y Balser, J. R. (2006). Anestésicos generales. En, L. L. Burton, J. S. Lazo and K. L. Parker (Eds.), *Goodman & Gilman. Las Bases farmacológicas de la Terapéutica*. (11a ed., pp. 341-368). Mexico: McGraw-Hill
- Flecknell, P. (2009). *Laboratoy Animal Anesthesia*. (3ª ed.). San Diego: Elsevier.
- Gaertner, D. J., Hallman, T. M., Hankenson, F. C., y Batchelder, M. A. (2008). Anesthesia and Analgesia for Laboratoy Rodents. En R. E. Fish, M. J. Brown, P. J. Danneman y A. Z. Karas (Eds.). *Anesthesia and Analgesia in Laboratory Animals* (2ª ed., pp. 239-298). USA: Elsevier
- Gardhouse S. (2021). Oxygen Therapy. En J. E. Graham, G. A. Doss y H. Beaufrère (Eds.), *Exotic Animal Emergency and Critical Care Medicine*. (pp. 38-50). New Jersey: John Wiley & Sons.

- Gardhouse, S., y Sánchez, A. (2022). Rabbit Sedation and Anesthesia. *Veterinary Clinics: Exotics Animal Practice*, 25, 181-210. <https://doi.org/10.1016/j.cvex.2021.08.0121094-9194/22>
- Ghaffari, M. S., Moghaddassi, A. P., y Bokaie, S. (2009). Effects of intramuscular acepromazine and diazepam on tear production in rabbits. *Veterinary Record*, 164: 147-148.
- Goldschlager, G. B., Gillespie, V. L., Palme R., y Baxter, M. G. (2013). Effects of Multimodal Analgesia with LowDose Buprenorphine and Meloxicam on Fecal Glucocorticoid Metabolites after Surgery in New Zealand White Rabbits (*Oryctolagus cuniculus*). *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*, 52 (5), 571-576.
- González Gil, A., Illera, J. C., Silván, G., Lorenzo, P. L., yllera, M. (2002). Changes in Hepatic and Renal Enzyme Concentrations and Heart and Respiratory Rates in New Zealand White Rabbits after Anesthetic Treatments. *Contemporary Topics*, 41 (6), 30-32.
- Gözil, R., Kurt, I., Erdogan, D., Çalguñer, E., Keskil, S., Kurt, M. N., y Elmas, Ç. (2002). Long-Term Degeneration and Regeneration of the Rabbit Facial Nerve Blocked with Conventional Lidocaine and Bupivacaine Solutions. *Anatomy Histologia Embryologia*, 31, 293–299.
- Graham, J., y Mader, D. R. (2012). Basic Approach to Veterinary Care. En K. E. Quesenberry, J. W. Carpenter (Eds.), *Ferrets, Rabbits and Rodents. Clinical Medicine and Surgery* (3^a ed., 174-182). St. Louis: Elsevier Saunders
- Grint, N. (2016). Anesthesia. En F. Harcourt-Brown and J. Chitty (Eds.). *BSAVA Manual of Rabbit Surgery, Dentistry and Imaging*, (pp 1-25). Quedgeley: British Small Animal Veterinary Association.
- Grint, N. J., y Murrison, P. J. (2008). A comparison of ketamine–midazolam and ketamine–medetomidine combinations for induction of anaesthesia in rabbits. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 35, 113-121. doi:10.1111/j.1467-2995.2007.00362.x
- Gustein, H. B., y Akil, H. (2006). Anestésicos generales. En, L. L. Burton, J. S. Lazo and K. L. Parker (Ed.), *Goodman & Gilman. Las Bases de la Terapéutica*. (11a ed., pp. 547-590). México: McGraw Hill.
- Haddad, R., Luna, S. P. L., Esteves, P. H., Augusto, A., Santilli, D., Werneck, M., y Leach, M. C. (2022) Validation of the rabbit pain behaviour scale (RPBS) to assess acute postoperative pain in rabbits (*Oryctolagus cuniculus*). *PLOS ONE* 17(5), e0268973.
- Harcourt-Brown, F. (2011). Critical and emergency care of rabbits. *Veterinary Nursing Journal*. 26(12), 443-456.
- Harcourt-Brown, F. (2002). *Textbook of rabbit medicine*. Woburn: Butterworth–Heinemann
- Harvey, L., Knowles, T., y Murrison, P. J. (2012). Comparison of direct and Doppler arterial blood pressure measurements in rabbits during isoflurane anaesthesia. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 39, 174-184 doi:10.1111/j.1467-2995.2011.00685.x
- Hawkins M. G., y Pascoe, P. J. (2012). Anesthesia, Analgesia, and Sedation of Small Mammals. En K. E. Quesenberry y J. M. Carpenter (Eds.), *Ferrets, Rabbits, and Rodents. Clinical Medicine and Surgery*, (3era ed., pp. 429-451) St. Louis: Elsevier Saunders
- Heard, D. J. (2007). Lagomorphs (rabbits, hares, and pikas). En: West, G., Heard, D., Caulkett, N. (Eds): *Zoo animal & wildlife immobilization and anesthesia* (pp.647-654). Ames: Blackwell Publishing.
- Henke, J., Astner, S., Brill, T., Eissner, B., Busch, R., y Erhardt W. (2005). Comparative study of three intramuscular anaesthetic combinations (medetomidine/ketamine, medetomidine/

- fenentanyl/midazolam and xylazine/ketamine) in rabbits. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 32, 261-270
- Holton, L., Pawson, P., Nolan, A., Reid, J., y Scott, E. M. (2001). Development of a behaviour-based scale to measure acute pain in dogs. *Veterinary Record* 148(17): 525- 531
- Hoppes, S. (2016 setiembre-octubre). Analgesia and Anesthesia of Rabbits and Rodents. En Southwest Veterinary Symposium. SWVS, Dallas.
- International Association for the Study of Pain. (2020). *IASP Revises Its Definition of Pain for the First Time Since 1979*. Washington: IASP. Recuperado de https://www.iasp-pain.org/wp-content/uploads/2022/04/revised-definition-flysheet_R2.pdf
- Imai A., Steffey, E. P., Ilkiw, J. E., y Farver, T. B. (1999). Comparison of clinical signs and hemodynamic variables used to monitor rabbits during halothane- and isoflurane-induced anesthesia. *American Journal of Veterinary Research*. 60(10), 1189-1195. PMID: 10791928.
- Jiménez, T., y Papich, M.G. (2002). Prostaglandinas y antiinflamatorios no esteroideos. En L.M. *Botana, Farmacología y Terapéutica Veterinaria* (pp.350-374). Madrid: McGraw – Hill Interamericana.
- Johnson, M. S. (2005). Clinical Approaches to Analgesia in Ferrets and Rabbits. En *Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine* 14(4), 229-235.
- Johnson, D. H. (2010). Endoscopic Intubation of Exotic Companion Mammals. *Veterinary Clinics: Exotic Animals*, 13: 273-289
- Karamichali P., Ftergioti K., y Kazakos G. (2020). Perioperative management of rabbits and domestic rodents. Part one: sedation and anaesthesia. *Hellenic Journal of Companion Animal Medicine* 9 (1), 48-62
- Karamichali P., Ftergioti K., Kazakos G. (2020). Perioperative management of rabbits and domestic rodents. Part one: sedation and anaesthesia. *Hellenic Journal of Companion Animal Medicine* 9 (1), 48-62
- Keating, S. C. J., Thomas, A. A., Flecknell, P. A. y Leach, M. C. (2012). Evaluation of EMLA Cream for Preventing Pain during Tattooing of Rabbits: Changes in Physiological, Behavioural and Facial Expression Responses. *PLoS ONE*, 7(9). <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0044437>
- Kramer, K., Grimbergen, J. A., van Iperen, D. J., van Atenea, K., Voss, H. P. and Bast, A. (1998). Oran endotracheal intubation of guinea pigs. *Laboratory Animals*, 32: 162-164.
- Kruger, J., Zeller, W. y Schottmann, E. (1994). A simplified procedure for endotracheal intubation in rabbits. *Laboratory Animals*. 28, 176-177
- Langford, D. J., Bailey, A.L., Chanda, M. L., Clarke, S. E., Drummond, T. W., Echols, E., ... y Mogil, J. (2010) Coding of facial expressions of pain in the laboratory mouse. *Nature Methods*, 7: 447–449
- Leach, M. C., Allweiler, S., Richardson, C., Roughan, J. V., Narbe, R. y Flecknell, P. A. (2009). Behavioural effects of ovariohysterectomy and oral administration of meloxicam in laboratory housed rabbits. *Research in Veterinary Science*, 87: 336-347
- Lee, H. W., Machin, C., y Adami, C. (2018). Peri-anaesthetic mortality and non-fatal gastrointestinal complications in pet rabbits: a retrospective study on 210 cases. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. 45(4) 520-528 doi: 10.1016/j.vaa.2018.01.010.
- Lester, P. L., Moore, R. M., Shuster, K. A., y Myers D. D. (2012). Anesthesia and Analgesia. En M. A. Suckow, K. A. Stevens, and R. P. Wilson (Eds.). *The Laboratory Rabbit, Guinea Pig, Hamster and Other Rodents* (pp. 33-56), United States of America: Elsevier.

- Lichtenberger, M., y Ko, J. (2007). Anesthesia and Analgesia for Small Mammals and Birds. *Veterinary Clinics: Exotic Animals*, 10, 293-315.
- Lichtenberger, M. and Lennox, A. M. (2009a). Exotic Companion Mammal Emergency Medicine and Critical Care. En Association of Exotic Mammal Veterinarians. *Conference Proceedings*, Wisconsin
- Lichtenberger, M. and Lennox, A. M. (2009b). Exotic Companion Mammal Emergency Techniques. En Association of Exotic Mammal Veterinarians. *Conference Proceedings*, Wisconsin
- Lipman, N. S., Marini, R. P., y Flecknell, P. (2008) En Anesthesia and Analgesia in Rabbits. En R. E. Fish, M. J. Brown, P. J. Danneman, A. Z. Karas (Ed.). *Anesthesia and Analgesia in Laboratory Animals*, (2da ed., pp: 299-334) California: Elseiver.
- Lundy, J. S. (1926). Balanced anesthesia. *Minnesota Medicine*, 9, 399.
- Marano, G., Formigari, R., Grigioni, M., y Vergari, A., (1997). Effects of isoflurane versus halothane on myocardial contractility in rabbits: assessment with transthoracic two-dimensional echocardiography. *Laboratory Animals*, 31, 144-150
- Marqués, A., Marques, M., Silveira B., Oliveira, S., Ferraz, I.G; Ventricci, A., ... Santos, P. (2020) Lidocaine administered at a continuous rate infusion does not impair left ventricular systolic and diastolic function of healthy rabbits sedated with midazolam, *Veterinary and Animal Science*, 10. 100151, <https://doi.org/10.1016/j.vas.2020.100151>.
- Martin-Cancho, M. F., Lima, J. R., Luis, L., Crisótomo, V., Carraco-Jiménez, M. S., y Usón-Gargallo, J. (2005). Relationship of bispectral index values, haemodynamic changes and recovery times during sevoflurane or propofol anaesthesia in rabbits. *Laboratory Animals Ltd. Laboratory Animals*, 40, 28-42.
- Martin-Flores, M., Singh, B., Walsh, C. A., Brooks, E. P., Taylor, L. C., y Mitchell, L. M. (2017). Effects of Buprenorphine, Methylnaltrexone, and Their Combination on Gastrointestinal Transit in Healthy New Zealand White Rabbits. *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*, 56(2): 155-159
- Miller, A., Clarkson, J., Quigley, C., Neville, V., Krall, C., Geijer-Simpson, A., ... y Leach, C. (2022). Evaluating Pain and Analgesia Effectiveness Following Routine Castration in Rabbits Using Behavior and Facial Expressions. *Frontiers in Veterinary Science*. 9:782486. doi: 10.3389/fvets.2022.782486
- Mohammed, A. A., Sayed, M. A. M., y Abdelnabi, M. A. (2011). A New Protocol of Anesthesia Using Thiopental, Diazepam and Xylazine in White New Zealand Rabbits. *Australian Journal of Basic and Applied Sciences*, 5(9): 1296-1300.
- Morera, N. (2012). Manejo y técnicas clínicas en pequeños mamíferos. En *AVEPA Formación Continuada. La clínica imprescindible en pequeños mamíferos para veterinarios para veterinarios generalistas: exóticos* (pp. 4-13). Barcelona, AVEPA.
- Morgan, T. J., y Glowaski, M. M. (2007). Teaching a New Method of Rabbit Intubation. *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*. 46(3): 32-36
- Morton, C. M., Reid, J., Scott, E. M., Holton, L. L., y Nolan, A. M. (2005). Application of a scaling model to establish and validate an interval level pain scale for assessment of acute pain in dogs. *American Journal of Veterinary Research*, 66(12), 2154-2166
- Nambiar, M. P., Gordon, R. K., Morgan, T. S., Richards, S. M., y Sciuto, A. M. (2006). A Simple Method for Accurate Endotracheal Placement of an Intubation Tube in Guinea Pigs to Assess Lung Injury Following Chemical Exposure. *Toxicology Mechanisms and Methods*, 17, 385–392

- National Institute of General Medical Science, 2021. *Anesthesia*. Bethesda: NIGMS. Recuperado de <https://www.nigms.nih.gov/education/factsheets/Pages/anesthesia.aspx>
- Nolan, A. (2006). Opioides. . En L.M. *Botana, Farmacología y Terapéutica Veterinaria* (pp.169-182). Madrid: McGraw – Hill Interamericana.
- Oliver, V. L., Athavale, S., Simon, K. E., Kendall, L. V., Nemzek, J. A., y Lofgren, J. L. (2017). Evaluation of Pain Assessment Techniques and Analgesia Efficacy in a Female Guinea Pig (*Cavia porcellus*) Model of Surgical Pain. *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*, 56(4): 425-435.
- Olson, M. E., Vizzutti, D., Morck, D. W., y Cox, A. K. (1994). The Parasympatholytic Effects of Atropine Sulfate and Glycopyrrolate in Rats and Rabbits. *Canadian Journal of Veterinary Research*, 57: 254-258
- Otero, P.E. (2012). *Protocolos Anestésicos y Manejo del Dolor en Pequeños Animales. Reporte de Casos*. (2ª ed.) Buenos Aires: Inter-medica.
- Petitpas, F., Guenezan, J., Vendevre, T., Scepi, M., Oriot, D., y Mimos, O. (2016). Use of intraosseous access in adults: a systematic review. *Critical Care*, 20, 102
- Phaneuf, L. R., Barker, S., Groleau, M. A., y Turner, P. V. (2006). Tracheal Injury after Endotracheal Intubation and Anesthesia in Rabbits. *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*, 45(6): 67-72
- Portier, K., y Ida, K. K. (2018) The ASA Physical Status Classification: What Is the Evidence for Recommending Its Use in Veterinary Anesthesia? A Systematic Review. *Frontiers in Veterinary Science*, 5(204). doi: 10.3389/fvets.2018.00204
- Portier, K., y Ida, K.K. (2020). Anesthetic Risk and Complications in Veterinary Medicine. *Frontiers in Veterinary Science*, 7:397.doi: 10.3389/fvets.2020.00397
- Posner, L. P. (2017) Injectable Anesthetic Agents. En J. E. Riviere, y M. G. Papich (Eds.). *Veterinary Pharmacology & Therapeutics*, 10a ed. (pp. 247-280) Hoboken: Jhon Wiley & Sons.
- Quesenberry K. E., Donnelly, T. M., y Mans, C. (2012). Biology, Husbandry, and Clinical Techniques of Guinea Pigs and Chinchillas. En K. E. Quesenberry and J. M. Carpenter (Eds.), *Ferrets, Rabbits, and Rodents. Clinical Medicine and Surgery*, 3era ed. (pp 279-294) St. Louis: Elsevier Saunders.
- Rembert, M. S., Smith, J. A., y Hosgood, G. (2004). A comparison of a forced-air warming system to traditional thermal support for rodent microenvironments. *Laboratory Animals*. 38, 55-63.
- Richardson, D. (2015). A comparison of the v-gel® supraglottic airway device and non-cuffed endotracheal tube in the time to first capnograph trace during anaesthetic induction in rabbits. *The Veterinary Nurse*, 6(7): 426-432
- Richardson, J., y Keeble, E. (2016). Physical examination and clinical techniques. En A. Meredith, y B. Lord (Eds.). *BSAVA Manual of Rabbit Medicine*. (pp. 80-107) Quedgeley: British Small Animal Veterinary Association.
- Rorato, A. M., y Pinto, C. M. (2016). Levantamento dos atendimentos clínicos de mamíferos silvestres e exóticos no Setor de Clínica e Cirurgia de Animais Silvestres do Hospital Veterinário, Universidade de Santo Amaro, São Paulo, no período de Agosto de 2012 à Agosto de 2014. *Ciência Veterinária E Saúde Pública*, 3, 184-186. <https://doi.org/10.4025/revcivet.v3i0.33283>
- Sánchez-Vizcaíno, F., Noble, P-J. M., Jones, P.H., Menacere, T., Buchan, I., Reynolds, S., y Radford, A. D. (2017). Demographics of dogs, cats, and rabbits attending veterinary

practices in Great Britain as recorded in their electronic health records. *BMC Veterinary Research*, 13:218

- Santagelo, B., Micieli, F., Mozzillo†, J., Reynaud‡, F., Marino§, F., Auletta, L., y Vesce, G. (2015). Transnasal administration of a combination of dexmedetomidine, midazolam and butorphanol produces deep sedation in New Zealand White rabbits. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 43(2), 209-214
- Schmitz, S., Tacke, S., Guth, B., y Henke, J. (2016). Comparison of Physiological Parameters and Anaesthesia Specific Observations during Isoflurane, Ketamine-Xylazine or Medetomidine-Midazolam-Fentanyl Anaesthesia in Male Guinea Pigs. *PLoS ONE*, 1(9) DOI:10.1371/journal.pone.0161258
- Schnellbacher, R., y Comolli, J. (2020). Constant Rate Infusions in Exotic Animals. *Journal of Exotic Pet Medicine*, (35): 50-57
- Schnellbacher, R. W., Carpenter, J. W., Mason, D. E., KuKanich, B., Beaufrère, H., y Boysen, C. (2013). Effects of lidocaine administration via continuous rate infusion on the minimum alveolar concentration of isoflurane in New Zealand White rabbits (*Oryctolagus cuniculus*). *American Journal of Veterinary Research*, 74(11), (pp: 1377-1384)
- Schnellbacher R. W., Hernandez, S. M., Tuberville, T.D., Mayer, J., Alhamhoom, Y., y Arnold, R. D. (2012). The efficacy of intranasal administration of dexmedetomidine and ketamine to Yellow-Bellied Sliders (*Trachemys scripta scripta*). *Journal of Herpetological Medicine and Surgery*, 22, (3–4), 91-98. <https://doi.org/10.5818/1529-9651-22.3.91>
- Schroeder, C. A., y Smith, L. J. (2011). Respiratory Rates and Arterial Blood-Gas Tensions in Healthy Rabbits Given Buprenorphine, Butorphanol, Midazolam, or Their Combinations. *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*, 50(2): (pp: 205-211)
- Shoyaib, A. A., Archie, S. R., y Karamyan, V. T. (2020). Intraperitoneal Route of Drug Administration: Should it Be Used in Experimental Animal Studies?. *Pharmaceutical Research*, 37: 12
- Sixtus, R. P., Gray, C., Berry, M. J., y Dyson, R. M. (2021). Nitrous oxide improves cardiovascular, respiratory, and thermal stability during prolonged isoflurane anesthesia in juvenile guinea pigs. *Pharmacology Research and Perspectives*, 9:e00713. DOI: 10.1002/prp2.713
- Sixtus, R. P., Pacharinsak, C., Gray, C. L., Berry, C. L., y Dyson R. M. (2021). Differential effects of four intramuscular sedatives on cardiorespiratory stability in juvenile guinea pigs (*Cavia porcellus*). *PLoS ONE*, 16(11): e0259559
- Stephens J. M. (2009). Successful Management of Rabbit Anesthesia Through the Use of Nasotracheal Intubation. *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*, 48 (3). 166-170.
- Tobias, J. D., y Leder, M. (2011). Procedural sedation: A review of sedative agents, monitoring, and management of complications. *Saudi Journal of Anaesthesia*, 5(4): 395-410
- Turner, P. V., Chen, C. H., y Taylor, W. M. (2006). Pharmacokinetics of Meloxicam in Rabbits After Single and Repeat Oral Dosing. *Comparative Medicine*. 56(1), 63-67
- Udegbonam, R. I., Onuba, A. C., Okorie-Kanu, C., Udegbonam, S. O., Anyanwu, M. U., y Ifeanyi, O. L. (2014). Effects of two doses of tramadol on pain and some biochemical parameters in rabbits post-gastrotomy. *Comparative Clinical Pathology*, 24(4), 783-790 DOI 10.1007/s00580-014-1982-y

- Varga, M. (2014). *Textbook of Rabbit Medicine*. (2da Ed.). Ossing: ButterWorth Heinemann Elsevier
- van Zeeland Y. R. A. and Schoemaker, N. J. (2021). Analgesia, Anesthesia, and Monitoring. En J. E. Graham, G. A. Doss y H. Beaufrère (Eds.), *Exotic Animal Emergency and Critical Care Medicine*. (pp. 95-108). John Wiley & Sons.
- van Zeeland, Y., Schoemaker, N., y I. Crotaz, I. (2018) Development and use of a Supraglottic Airway Device in Guinea Pigs. En *Annual Conference and Expo of the Association of Avian Veterinarians: Held at ExoticsCon* (pp. 779-780). Atlanta, AAV.
- Vilata, L., y García, A. (2019). Anestesia en los pequeños mamíferos. En P. Muñoz, M. Granados, R. Navarrete (Eds.). *Anestesiología y cuidados intensivos*. (pp: 202 – 217) Madrid: Elsevier.
- Wenger, S. (2012). Anesthesia and Analgesia in Rabbits and Rodents. *Journal of Exotic Pet Medicine*, 21(1), 7-16.
- Wenger, S., Müllhaupt, D., Ohlerth, S., Prasse, S., Klein, K., da Silva Valente, B., y Mosing, M. (2016). Experimental evaluation of four airway devices in anaesthetized New Zealand White rabbits. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*, 44 (3) doi: 10.1016/j.vaa.2016.05.009.
- Wesche, P. (2016). Clinical pathology. En A. Meredith y B. Lord (Eds.), *BSAVA Manual of Rabbit Medicine* (pp.124-137). Quedgeley: British Small Animal Veterinary Association.
- Williams, W. R., Johnson, M. S., Higgins, S., Izzo, A. and Kendall, L. V. (2016). Blood profiles in unanesthetized and anesthetized guinea pigs (*Cavia porcellus*). *Laboratory Animals*. 45(1) 35-41
- Wixson, S. K. (1994) Anesthesia and Analgesia. En P. J. Manning, D. H. Ringler and C. E. Newcomer (Ed.), *The Biology of the Laboratory Rabbit* (2a ed. pp 87-109)
- Yavuz, Ü., Yener, K., Şahan, A., Polat Dincer, P.F. and Hayat, A. (2021). Evaluation of cardiopulmonary, blood gases and clinical effects of dexmedetomidine-ketamine and midazolam-ketamine anesthesia in New Zealand white rabbits. *Medycyna Weterynaryjna. Veterinary medicine Science and Practice*. 77(9) 446-451
- Zarndt, B. S., Buchta, J. N., Garver, L. S., Davidson, S. A., Rowton, E. D., Despain, K. E (2015). Use of a Far-Infrared Active Warming Device in Guinea Pigs (*Cavia porcellus*). *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science*. 54(6), 779-782