

UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA

ESCUELA DE POSGRADO



**UNIDAD DE POSGRADO DE LA FACULTAD DE CIENCIAS
VETERINARIAS**

PROGRAMA DE MAESTRÍA EN CIENCIAS

TESIS:

**EVALUACIÓN DE DOS PROTOCOLOS DE ANESTESIA GENERAL PARA
LA ORQUIECTOMÍA DE ALPACAS HUACAYA EN CONDICIONES DE
CAMPO EN SOROCHUCO CELENDÍN**

Para optar el Grado Académico de

MAESTRO EN CIENCIAS

MENCIÓN: SALUD ANIMAL

Presentada por:

LUIS ANTONIO VARGAS ROCHA

Asesor:

Mg. JIERSON EDGAR MENDOZA ESTELA

Cajamarca, Perú

2025



Universidad
Nacional de
Cajamarca
"Norte de la Universidad Peruana"



CONSTANCIA DE INFORME DE ORIGINALIDAD

1. Investigador:
Luis Antonio Vargas Rocha
DNI: 75392171
Escuela Profesional/Unidad de Posgrado de la Facultad de Ciencias Veterinarias.
Programa de Maestría en Ciencias. Mención: Salud Animal
2. Asesor: Mg. Jierson Edgar Mendoza Estela
3. Grado académico o título profesional
 Bachiller Título profesional Segunda especialidad
 Maestro Doctor
4. Tipo de Investigación:
 Tesis Trabajo de investigación Trabajo de suficiencia profesional
 Trabajo académico
5. Título de Trabajo de Investigación:

Evaluación de dos protocolos de anestesia general para la orquiectomía de alpacas huacaya en condiciones de campo en Sorochuco Celendín
6. Fecha de evaluación: **07/04/2025**
7. Software antiplagio: TURNITIN URKUND (OURIGINAL) (*)
8. Porcentaje de Informe de Similitud: **7%**
9. Código Documento: **3117:446714130**
10. Resultado de la Evaluación de Similitud:
 APROBADO PARA LEVANTAMIENTO DE OBSERVACIONES O DESAPROBADO

Fecha Emisión: **08/04/2025**

<i>Firma y/o Sello Emisor Constancia</i>

----- Mg. Jierson Edgar Mendoza Estela DNI: 26703097

* En caso se realizó la evaluación hasta setiembre de 2023

COPYRIGHT © 2025
LUIS ANTONIO VARGAS ROCHA
Todos los derechos reservados



Universidad Nacional de Cajamarca
 LICENCIADA CON RESOLUCIÓN DE CONSEJO DIRECTIVO N° 080-2018-SUNEDUCD
Escuela de Posgrado
 CAJAMARCA - PERU



PROGRAMA DE MAESTRIA EN CIENCIAS

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

Siendo las 11:00 a.m. horas, del día 24 de Marzo de dos mil veinticinco, reunidos en el Auditorio de la Escuela de Posgrado de la Universidad Nacional de Cajamarca, el Jurado Evaluador presidido por el **DR. JOSÉ ANTONIO NIÑO RAMOS**, **DR. RAÚL ALBERTO BARRANTES HEREDIA**, **MG. CRISANTO JUAN VILLANUEVA DE LA CRUZ**, y en calidad de Asesor el **MG. JIERSON EDGAR MENDOZA ESTELA**. Actuando de conformidad con el Reglamento Interno y el Reglamento de Tesis de Maestrías y Doctorados de la Escuela de Posgrado de la Universidad Nacional de Cajamarca, se inició la Sustentación de la Tesis titulada **“EVALUACIÓN DE DOS PROTOCOLOS DE ANESTESIA GENERAL PARA LA ORQUIECTOMÍA DE ALPACAS HUACAYA EN CONDICIONES DE CAMPO EN SOROCHUCO CELENDÍN”**, presentada por el bachiller en Medicina Veterinaria **LUIS ANTONIO VARGAS ROCHA**.

Realizada la exposición de la Tesis y absueltas las preguntas formuladas por el Jurado Evaluador, y luego de la deliberación, se acordó Absolvente con la calificación de Distinto la mencionada Tesis; en tal virtud, el bachiller en Medicina Veterinaria, **LUIS ANTONIO VARGAS ROCHA**, se encuentra apto para recibir en ceremonia especial el Diploma que lo acredita como **MAESTRO EN CIENCIAS**, de la Unidad de Posgrado de la Facultad de **CIENCIAS VETERINARIAS**, con mención en **CIENCIAS VETERINARIAS**.

Siendo las 1:00 p.m. horas del mismo día, se dio por concluido el acto.

.....
Mg. Jierson Edgar Mendoza Estela
 Asesor

.....
Dr. José Antonio Niño Ramos
 Jurado Evaluador

.....
Dr. Raúl Alberto Barrantes Heredia
 Jurado Evaluador

.....
Mg. Crisanto Juan Villanueva de la Cruz
 Jurado Evaluador

A:

Las personas que siempre y nunca están,
su presencia y ausencia alegran mis días.

AGRADECIMIENTOS

A la asociación Fondo de Crédito para el Desarrollo Agroforestal – FONCREAGRO, a su Director Ejecutivo Alex Villanueva Spelucín y a su personal profesional: Gerardo J. Briones Medina, Wilder Briones de La Cruz, José M. de La Cruz Quiliche y Wálter M. Díaz Chuquimango; por el financiamiento y facilidades del estudio.

A mi asesor, Jierson E. Mendoza Estela, por la confianza, las recomendaciones e interés durante el proceso del estudio.

Mi gratitud a Alex L. Raul Llanos Mendoza, por su apoyo constante en la toma de información y trabajo en campo.

Al personal encargado del cuidado de las alpacas por su apoyo y amabilidad al momento de la toma de información, muestras y manejo de las alpacas.

A Jhayra N. Mendoza Cabrales y Yaneli Hernández Flores, quienes también me brindaron su apoyo en la obtención de datos en campo.

A las autoridades de turno al momento del estudio, Dr. José F. Coronado León, Decano de la Facultad de Ciencias Veterinarias y Dr. José A. Niño Ramos, Director de la Unidad de Posgrado de la Facultad de Ciencias Veterinarias, por su asequibilidad y facilidad para los trámites para la solicitud de financiamiento ante FONCREAGRO.

A César Murga, Teófilo Torrel, Juan Rojas y Cristian Hobán por la cálida amistad y consideración sinigual brindada.

Quien supera la crisis, se supera a sí mismo sin quedar superado. Quien atribuye a la crisis sus fracasos y penurias, violenta su propio talento y respeta más a los problemas que las soluciones. La verdadera crisis, es la crisis de la incompetencia.

- A. Einstein

CONTENIDO

<i>Ítem</i>	<i>Página</i>
CAPÍTULO I	1
INTRODUCCIÓN	1
CAPÍTULO II	4
MARCO TEÓRICO	4
2.1. Antecedentes	4
2.2. Bases teóricas	9
CAPÍTULO III	57
DISEÑO DE CONTRASTACIÓN DE LA HIPÓTESIS	57
3.1. Localización	57
3.2. Metodología	58
3.3. Técnicas e instrumentos de recolección de datos	72
3.4. Técnicas de procesamiento y análisis de datos	72
3.5. Aspectos éticos de la investigación	74
CAPÍTULO IV	75
RESULTADOS	75
4.1. Datos generales de las alpacas antes de la administración de fármacos	75
4.2. Efecto de la sedación	75
4.3. Efecto de la anestesia general	79
4.4. Duración del período de latencia y recuperación anestésica	83
4.5. Correlaciones de la duración del período de latencia y recuperación anestésica	84
4.6. Evaluación de la calidad de la anestesia	86
4.7. Costo de cada protocolo de anestesia general	87
CAPÍTULO V	89
DISCUSIÓN	89
CAPÍTULO VI	102
CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	102
5.1. Conclusiones	102
5.2. Recomendaciones	103
LISTA DE REFERENCIAS	104
ANEXOS	129

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Protocolos de anestesia general evaluados en alpacas huacaya machos en condiciones de campo	59
Tabla 2. Escala de puntuación para evaluar la sedación de los tranquilizantes en la preanestesia en las alpacas.....	67
Tabla 3. Escala para evaluar la calidad de la anestesia en la fase de inducción y recuperación de las alpacas.....	68
Tabla 4. Comparación de los efectos de la xilacina y acepromazina con el control sobre los parámetros fisiológicos en alpacas huacaya machos en condiciones de campo	77
Tabla 5. Comparaciones pares de los parámetros fisiológicos entre grupos de alpacas huacaya machos con cada tipo de sedante en condiciones de campo	78
Tabla 6. Efecto de dos protocolos de anestesia general sobre parámetros fisiológicos en el período de latencia anestésica en alpacas huacaya machos en condiciones de campo	80
Tabla 7. Efecto de dos protocolos de anestesia general sobre parámetros fisiológicos en el período de recuperación anestésica en alpacas huacaya machos en condiciones de campo	81
Tabla 8. Tiempo de duración (min) del período de latencia y recuperación anestésica de dos protocolos de anestesia general en alpacas huacaya machos en condiciones de campo	84
Tabla 9. Correlaciones pares entre el tiempo (min) del período de latencia y recuperación anestésica con variables evaluadas en alpacas huacaya machos en condiciones de campo	85
Tabla 10. Costo por animal de cada protocolo de anestesia general evaluado en alpacas huacaya en condiciones de campo	87
Tabla 11. Costo por protocolo de anestesia general evaluado en alpacas huacaya en condiciones de campo.....	87
Tabla 12. Tiempo de cicatrización de las heridas quirúrgicas de las técnicas de orquiectomía en alpacas huacaya	88

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Ubicación del criadero Proyecto Alpacas FONCREAGRO en el departamento de Cajamarca, Perú.....	57
Figura 2. Proceso de cateterización para la administración de los anestésicos en las alpacas.....	60
Figura 3. Exposición del área de intervención quirúrgica durante y después de la orquiectomía en las alpacas.....	69
Figura 4. Dinámica de los parámetros fisiológicos de las alpacas sedadas con xilacina y acepromazina.....	76
Figura 5. Calidad de la sedación de xilacina y acepromazina en alpacas huacaya según el grado de sedación.....	79
Figura 6. Dispersión de los parámetros fisiológicos de las alpacas en los períodos de latencia y recuperación anestésica sometidas a dos protocolos de anestesia general.....	82
Figura 7. Dinámica de los parámetros fisiológicos de las alpacas sometidas a dos protocolos de anestesia general en los períodos de latencia y recuperación anestésica.....	83
Figura 8. Puntuación de la calidad de la inducción y recuperación anestésica de dos protocolos de anestesia general en alpacas.....	86

PREFACIO

El presente trabajo surgió ante la escasa información sobre protocolos de anestesia general específicos y adecuados para su aplicación en alpacas, una especie emblemática del Perú. Si bien se han realizado evaluaciones preliminares de algunos agentes anestésicos, estas se han efectuado en salas de cirugías equipadas, lo que dificulta su replicación en condiciones de campo, donde generalmente surge la necesidad de intervenciones quirúrgicas *in situ*.

La crianza de alpacas se desarrolla a gran altitud donde otras especies domésticas no prosperarían. Cajamarca, una región que presenta estas características, podría beneficiarse significativamente de la explotación de alpacas, generando ingresos económicos para las comunidades altoandinas a través de la producción de fibra y carne. Además, dado que su alimentación se basa en pastos naturales, no requieren mayores cuidados más allá de los básicos, como manejo y cuidado sanitario adecuados.

Las alpacas son animales con gran potencial económico y productivo, su distribución incluso se ha expandido a diferentes partes del mundo. No obstante, a diferencia de otras especies domésticas de mayor difusión, existe una notable escasez de investigaciones sobre diversos aspectos propios de la especie. Este estudio nace de la necesidad de identificar un protocolo de anestesia general seguro y efectivo que permita la realización de intervenciones quirúrgicas en campo, espacio en el que no se dispone de los equipos e instrumentos necesarios para la monitorización y cuidado del paciente, como ocurre en una sala de cirugía.

LISTA DE ABREVIACIONES

AINE	: antiinflamatorio no esteroideo
CHCM	: concentración de hemoglobina corpuscular media
CSA	: camélido sudamericano
FC	: frecuencia cardíaca
FR	: frecuencia respiratoria
GABA	: ácido gamma-aminobutírico o ácido γ -aminobutírico
Hb	: hemoglobina
HCM	: hemoglobina corpuscular media
Hct	: hematocrito
IM	: intramuscular
IV	: intravenosa
lpm	: latidos por minuto
PCC	: puntuación de condición corporal
rpm	: respiraciones por minuto
SNC	: sistema nervioso central
SpO ₂	: saturación de oxígeno en sangre
T°	: temperatura
VCM	: volumen corpuscular medio

GLOSARIO

Analgesia. Reducción de la percepción del dolor (Masson, 1956). Es decir, es la ausencia de sensibilidad al dolor o a estímulos nocivos en pacientes conscientes, particularmente en el contexto del control del dolor en la unidad de cuidados intensivos (Brett y Waheed, 2003). Para lograr el alivio del dolor se utilizan fármacos con variados mecanismos de acción sobre el SNC y SNP (Rokade y Jadhav, 2022).

Anestesia. Estado reversible de amnesia, analgesia, pérdida de capacidad de respuesta, pérdida de reflejos del músculo esquelético o disminución de la respuesta al estrés inducido farmacológicamente. Se crea mediante la administración de medicamentos para bloquear o eliminar temporalmente la sensación, lo que permite a los pacientes someterse a cirugía y otros procedimientos sin angustia ni dolor (Bischoff *et al.*, 2008; Ganzberg y Haas, 2017).

Bienestar animal. Alude a la calidad de vida de los animales, satisfaciendo sus necesidades (ten Have y Patrão, 2021). Se ve influenciado por diversos factores como la genética, la experiencia previa, el estado fisiológico y el estado psicológico (Hughes, 1992). El bienestar animal es un aspecto crucial del cuidado, la sostenibilidad y la calidad de los alimentos (Broom, 2010). Esta situación requiere proporcionar condiciones ambientales en las que los animales puedan mostrar todos sus comportamientos naturales en la naturaleza (Koknaroglu y Akunal, 2013).

Orquiectomía. También denominada castración, es la extirpación quirúrgica de uno o ambos testículos.

Protocolo anestésico. Se refiere a un conjunto de procedimientos y directrices médicas específicas que se siguen para administrar anestesia de manera segura y efectiva durante un procedimiento quirúrgico. Este protocolo describe las sustancias anestésicas que se utilizarán, la dosis apropiada, la forma de administración, la monitorización de las funciones vitales del paciente durante el procedimiento y cualquier otro aspecto relevante para garantizar la comodidad y la seguridad del paciente durante la intervención.

Sedación. Se puede definir como una disminución del rendimiento psicomotor y cognitivo (Bourin y Briley, 2004). Implica la reducción deliberada del nivel de conciencia del paciente mediante la administración de los fármacos adecuados con el fin de evitar el sufrimiento intenso provocado por uno o más síntomas refractarios (Morita *et al.*, 2003).

RESUMEN

En comparación con otras especies domésticas, los protocolos de anestesia y técnicas de orquiectomía no han sido documentados lo suficiente en alpacas. El objetivo de este estudio fue evaluar dos protocolos de anestesia general en alpacas huacaya en condiciones de campo, el tiempo del período de latencia y recuperación anestésica, la calidad de la inducción y recuperación anestésica, el costo, así como el tiempo de cicatrización de dos técnicas de orquiectomía. Se formaron dos grupos de 15 alpacas (P₁ y P₂), mayores de dos años y sanos. En el P₁ se administró xilacina (0,5 mg.kg⁻¹ IM) en la preanestesia, midazolam y ketamina como inductores de anestesia (0,25 mg.kg⁻¹ / 10 mg.kg⁻¹ IV). En el P₂, el preanestésico fue acepromazina (0,5 mg.kg⁻¹ IM) y la inducción se realizó con propofol y fentanilo (3 mg.kg⁻¹ / 0,005 mg.kg⁻¹ IV). La orquiectomía se realizó en 16 alpacas, ocho con la técnica escrotal y ocho con la preescrotal. En el P₁, la T° y el %SpO₂ disminuyeron durante la latencia anestésica frente al control ($p < 0,05$). En el P₂, la FC aumentó, mientras que la FR, la T° y el %SpO₂ disminuyeron. En el período de recuperación anestésica, únicamente la T° disminuyó en ambos grupos ($p < 0,05$) y los demás parámetros fueron estadísticamente iguales en relación con el control ($p > 0,05$). La duración total media de la anestesia en el P₁ fue de $48,55 \pm 14,36$ min y en el P₂, de $27,8 \pm 7,55$ min ($p = 0,000$). La inducción anestésica presentó una mejor calidad en el P₁ y la recuperación fue más favorable en el P₂. El P₁ fue 1,82 veces menos costoso que el P₂. La técnica de orquiectomía no influyó en el tiempo de cicatrización de la herida quirúrgica ($p = 0,438$). Se concluye que, para cirugías de mayor duración, el protocolo de anestesia general P₁ podría ser el más útil en alpacas huacaya y en cirugías cortas, el P₂ podría ser el más adecuado.

Palabras clave: anestesia, castración, farmacología, *Vicugna pacos*

ABSTRACT

Compared to other domestic species, anesthesia protocols and orchidectomy techniques in alpacas have not been sufficiently documented. This study aimed to evaluate two general anesthesia protocols in huacaya alpacas under field conditions, focusing on the latency and anesthetic recovery periods, the quality of induction and recovery, the cost, and the wound healing time associated with two orchidectomy techniques. Two groups of 15 alpacas (P_1 and P_2), older than two years and healthy, were formed. In P_1 , pre-anesthesia was induced with xylazine (0.5 mg.kg^{-1} IM), followed by midazolam and ketamine as anesthetic inducers ($0.25 \text{ mg.kg}^{-1} / 10 \text{ mg.kg}^{-1}$ IV). In P_2 , acepromazine (0.5 mg.kg^{-1} IM) was used as a preanesthetic, and induction was performed with propofol and fentanyl ($3 \text{ mg.kg}^{-1} / 0.005 \text{ mg.kg}^{-1}$ IV). Orchidectomy was performed on 16 alpacas, with eight undergoing the scrotal technique and eight the pre-scrotal technique. During the anesthetic latency period, T° and %SpO₂ decreased significantly in P_1 compared to baseline values ($p < 0.05$). In P_2 , HR increased, while RR, T° , and %SpO₂ decreased. During the anesthetic recovery period, only T° decreased in both groups ($p < 0.05$), whereas all other parameters remained statistically similar to baseline ($p > 0.05$). The mean total anesthesia duration was 48.55 ± 14.36 min in P_1 and 27.8 ± 7.55 min in P_2 ($p = 0.000$). Anesthetic induction quality was superior in P_1 , whereas recovery quality was better in P_2 . P_1 was 1.82 times less expensive than P_2 . The orchidectomy technique did not affect surgical wound healing time ($p = 0.438$). In conclusion, for extended surgical procedures, the P_1 general anesthesia protocol might be the most appropriate choice for huacaya alpacas, while P_2 may be more suitable for shorter surgeries.

Keywords: anesthesia, castration, pharmacology, *Vicugna pacos*

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

La alpaca (*Vicugna pacos*) es un camélido domesticado, autóctono y endémico de América del Sur que se ha difundido a diversos países alrededor del mundo. Este proceso se ha debido a sus excepcionales cualidades de su fibra, caracterizada por un diámetro fino, suave, sedosa, de alto brillo, liviana y cálida que se usa para la elaboración de prendas de alta calidad y lujo (Franklin, 2011). A pesar de su trascendencia económica y cultural en Perú, esta especie ha tenido una atención limitada por parte de la comunidad científica regional, lo que representa vacíos en diversos aspectos *sui generis*.

La cría de alpacas es una actividad de importancia económica y cultural en las regiones andinas, particularmente en Perú, país que alberga la mayor población de esta especie en el mundo. Aunque se han realizado avances notables en la crianza y explotación de esta especie, aún se adolece de protocolos de anestesia general específicos para diversas intervenciones quirúrgicas en condiciones de campo. Incluso no se reportan protocolos de anestesia local estandarizados para la orquiectomía, por ejemplo. Pese a que existen antecedentes de protocolos anestésicos basados en xilacina y ketamina sobre las constantes fisiológicas en alpacas sanas (Lopinta, 2019), estos no se han centrado en intervenciones quirúrgicas *per se*.

También se han realizado investigaciones sobre el efecto de la combinación de fentanilo, lidocaína y ketamina en parámetros fisiológicos y clínicos durante la anestesia disociativa y el mantenimiento en cirugía abdominal en alpacas (Trujillo, 2018). De manera similar, se han explorado protocolos de anestesia inhalatoria en alpacas sometidas a cirugía abdominal (Quisoccala, 2017). No obstante, este enfoque no es aplicable en condiciones de

campo debido a los requerimientos de equipos complejos que necesitan de conocimientos sobre su uso, instalaciones y energía eléctrica permanente.

Adicionalmente, se debe tener en cuenta la calidad de un protocolo de anestesia considerando diversos factores como su duración y los efectos sobre la fisiología normal del animal. En las etapas de latencia, mantenimiento y recuperación anestésica es fundamental que los fármacos no causen efectos adversos marcados; es decir, se busca una inducción y recuperación suave en el animal. Diversos estudios coinciden al evaluar la calidad de la anestesia mediante escalas, donde se categoriza desde excelente hasta de mala calidad, muy pobre o inaceptable en función de las alteraciones sobre los parámetros fisiológicos (Casoni *et al.*, 2015; Hubbell *et al.*, 2024; Kalchofner *et al.*, 2006; Ringer *et al.*, 2007).

Asimismo, se ha evaluado un protocolo TIVA (anestesia total intravenosa) a base de xilacina, ketamina y fentanilo para la canulación del primer compartimento estomacal, el cual evidenció una respuesta anestésica moderada y una analgesia aceptable en alpacas (Espezúa *et al.*, 2015). Sin embargo, esta intervención implica menor manipulación de tejidos en comparación a la orquiectomía. A la vez, se ha utilizado la lidocaína para la anestesia sacra paravertebral en alpacas, bloqueando una amplia región anatómica (Ventura, 2017). No obstante, este proceso conlleva mayores riesgos, más tiempo de aplicación y preparación del paciente, y no es práctico en condiciones de campo, donde se busca minimizar el estrés, el dolor y el sufrimiento de las alpacas a través de procedimientos más rápidos.

Si bien existen reportes de orquiectomía de alpacas empleando anestesia local mediante métodos empleados en otras especies domésticas, estas prácticas atentan contra el bienestar animal ya que las alpacas no están completamente acostumbradas al manipuleo por personas debido a las condiciones de crianza aisladas en zonas remotas por lo que se estresan

con la interacción cercana del humano. Según la Organización Mundial de Sanidad Animal, los animales sometidos a estudios deben padecer un mínimo de sufrimiento o en lo posible, no sufrir. A la vez, deben estar libre de hambre, sed y desnutrición; libre de temor y angustia; libre de molestias físicas y térmicas; libre de dolor, lesión y enfermedad y; libre de manifestar un comportamiento natural (OMSA, 2024). Además, se busca cumplir y respetar la Ley de Protección y Bienestar Animal del Estado Peruano, la cual aboga por el bienestar animal tal como su nombre lo indica (Ley N.º 30407).

Además de la orquiectomía, se pueden realizar otras intervenciones quirúrgicas en alpacas que requieran una anestesia general segura y de mayor duración. Por ejemplo, laparotomía exploratoria abdominal, enterectomía, esplenectomía, gastropexia, procesos de fracturas de las extremidades o cirugías de tejido blando ante traumas, etc. Protocolos seguros también podrían utilizarse en otras circunstancias como enucleación del globo ocular, correcciones palpebrales, correcciones mandibulares, etc.

Por lo tanto, el presente estudio se realizó con el objetivo de evaluar dos protocolos de anestesia general en alpacas en condiciones de campo, el tiempo del período de latencia y recuperación anestésica, la calidad de la inducción y recuperación anestésica, el costo, así como el tiempo de cicatrización de la herida quirúrgica de dos técnicas de orquiectomía.

CAPÍTULO II

MARCO TEÓRICO

2.1. Antecedentes

A la fecha, existen limitados estudios relacionados con las prácticas quirúrgicas y sus protocolos anestésicos en CSA. Aunque se reportan casos de cirugías exitosas en alpacas, los protocolos de anestesia empleados no se detallan. En su lugar, se ha encontrado estudios que describen los efectos de algunos fármacos anestésicos, analgésicos y sedantes sobre los parámetros fisiológicos de alpacas sanas no sometidas a cirugías; esto es, no han abordado explícitamente los efectos durante una intervención quirúrgica y tampoco se han realizado en condiciones de campo.

De este tipo de estudios, uno de ellos evaluó los efectos de la inducción de anestesia con alfaxalona en cinco alpacas sanas. Las alpacas se sometieron a anestesia en tres ocasiones con alfaxalona (2 mg.kg^{-1}), propofol (3 mg.kg^{-1}) o ketamina-diazepam ($4-0,2 \text{ mg.kg}^{-1}$) por vía IV. Los resultados mostraron que la dosis media de alfaxalona para permitir la intubación fue de $2,1 \text{ mg.kg}^{-1}$. La inducción fue excelente en todos los protocolos, pero la calidad de la recuperación fue peor con alfaxalona. Los efectos se tradujeron en alteraciones en la FC, presión arterial y concentración de lactato en sangre, así como episodios de hipercapnia e hipoxia transitoria. En conclusión, todos los protocolos fueron adecuados para la inducción de anestesia, pero no se recomendó el uso de alfaxalona sola en alpacas no premedicadas (del Álamo *et al.*, 2015).

En otro estudio se evaluó un protocolo de anestesia TIVA en seis alpacas clínicamente sanas. Cada alpaca fue sometida a tres protocolos de anestesia: el primero fue a base de ketamina (4 mg.kg^{-1}) y diazepam ($0,1 \text{ mg.kg}^{-1}$), el segundo con propofol (4 mg.kg^{-1}) y el tercero con ketamina (2 mg.kg^{-1}) y propofol (2 mg.kg^{-1}). Un día previo al estudio cada animal se sedó con butorfanol ($0,1 \text{ mg.kg}^{-1}$ IM) y se realizó la cateterización en la vena yugular derecha. Cada alpaca fue sedada con xilacina ($0,3 \text{ mg.kg}^{-1}$) y butorfanol ($0,1 \text{ mg.kg}^{-1}$) por vía IM en el músculo semimembranoso izquierdo y luego se anestesió con un protocolo anestésico intravenoso 15 min después de la sedación. Los resultados indicaron que no hubo diferencias significativas en la duración de la anestesia o las variables cardiopulmonares entre los tres protocolos de anestesia. La duración total de la anestesia fue de aproximadamente 20 minutos para cada protocolo. La hipoxemia y la hipercapnia leve fueron comunes en todos los protocolos. Además, las puntuaciones de inducción y recuperación fueron excelentes (Taylor *et al.*, 2017).

Similar investigación se realizó en Lima. El objetivo fue evaluar la respuesta clínica de alpacas sometidas a un protocolo de TIVA basado en una combinación de xilacina, ketamina y fentanilo para canulación del primer compartimento estomacal en cinco alpacas huacaya clínicamente sanas. Cada animal recibió $0,2 \text{ mg.kg}^{-1}$ de xilacina, seguida de bolos repetidos de 5 mg.kg^{-1} de ketamina y una infusión constante de fentanilo a $0,5 \text{ } \mu\text{g/kg/h}$. Se documentaron los tiempos de los períodos de inducción, latencia y recuperación. La observación evidenció un plano anestésico que varió de superficial a quirúrgico, con disminución de las respuestas motoras, cardiovasculares y respiratorias en función de la dosis. El tono muscular se mantuvo moderado y el reflejo palpebral se

conservó. En general, el protocolo demostró una respuesta anestésica moderada y una analgesia adecuada, mientras que la fistulación y canulación del primer compartimento estomacal fueron viables y biocompatibles (Espezúa *et al.*, 2015).

También se ha evaluado el efecto de la duración de los períodos anestésicos y variaciones de los signos vitales durante la anestesia general en alpacas huacaya, utilizando la combinación de ketamina y xilacina en condiciones de campo. Para este fin, se utilizaron 36 alpacas clínicamente sanas, asignadas aleatoriamente a tres grupos con diferentes dosis: T₁ (ketamina 12 mg y xilacina 0,5 mg.kg⁻¹), T₂ (ketamina 14 mg y xilacina 1 mg.kg⁻¹) y T₃ (ketamina 16 mg y xilacina 1,5 mg.kg⁻¹). La administración de los fármacos fue por vía IM en animales no premedicados. Los resultados indicaron que el período de inducción fue más corto en los grupos T₂ y T₃ en comparación con T₁. El período de mantenimiento fue más prolongado en los grupos T₂ y T₃. Incluso la recuperación fue más lenta en el grupo T₃. En cuanto a los signos vitales, se observaron diferencias en la FR, FC, frecuencia de pulso y T° rectal entre los grupos durante los períodos de inducción, mantenimiento y recuperación (Lopinta, 2019).

Asimismo, se evaluó una estrategia analgésica y anestésica utilizando xilacina (1 mg.kg⁻¹) y ketamina (5 mg.kg⁻¹) en alpacas con control de la analgesia intraoperatoria mediante infusión continua de FLK (fentanilo 0,15 mg, lidocaína 100 mg y ketamina 20 mg, en 100 mL de solución salina fisiológica). El objetivo era lograr una cirugía abdominal segura y efectiva, contrarrestando los efectos depresores cardiovasculares y respiratorios de los fármacos utilizados. Para lo cual, se utilizaron 10 alpacas hembras huacaya clínicamente sanas, de entre dos y tres años, las cuales se mantuvieron bajo condiciones adecuadas de bienestar

animal. Durante la cirugía, se administró ketamina IV y se conectó un equipo de infusión continua con la solución FLK. El ritmo de perfusión IV de la solución fue de 200 got/min durante 30 min, duración de la cirugía. Los resultados mostraron que la FC y FR se mantuvieron dentro de rangos aceptables durante la cirugía, con diferencias significativas entre los momentos evaluados. La SpO₂ también se mantuvo estable a lo largo del procedimiento. Sin embargo, la T° rectal entre el inicio y los momentos posteriores de la cirugía evidenció diferencia significativa. En cuanto a la relajación muscular, hubo un alto grado de relajación en la mayoría de las áreas evaluadas, excepto en la mandíbula inferior, donde se detectó resistencia en algunos animales. Además, se registró una buena respuesta en la sensibilidad de los interdígitos, con la mayoría de los animales sin mostrar dolor al estímulo (Trujillo, 2018).

De igual modo, se ha evaluado el efecto analgésico y sus constantes farmacocinéticas del fentanilo en tres dosis diferentes en alpacas. El proceso constó de tres fases experimentales. En la primera se evaluó la respuesta de la FC a estímulos dolorosos, en la segunda se investigaron los efectos de tres dosis IV diferentes de fentanilo (0,0025; 0,005 y 0,0075 $\mu\text{g}\cdot\text{kg}^{-1}$) y en la tercera fase se evaluó el uso de tres dosis de infusión continua de fentanilo durante 30 minutos (0,003; 0,006 y 0,009 $\mu\text{g}/\text{kg}/\text{h}$). Las principales medidas de resultados incluyeron la FC, FR, pulso, el grado de depresión, la elevación de la FC durante el estímulo doloroso. También se tomaron muestras sanguíneas para evaluar el comportamiento farmacocinético del fentanilo mediante cromatografía líquida de alta resolución. Los resultados revelaron que el fentanilo posee efectos analgésicos en las alpacas a una dosis de 0,0075 $\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$ ($p>0,05$), y estos efectos

pueden prolongarse durante 30 min con una infusión continua a una dosis de 0,009 mg.kg⁻¹ por hora. Además, se observó un comportamiento bicompartimental del fentanilo en alpacas, con t^{1/2} α (vida media de distribución de un fármaco en el cuerpo) de 4,71 min y t^{1/2} β (vida media de eliminación de un fármaco en el cuerpo) de 266,27 min (Chipayo, 2021).

Adicionalmente, se ha evaluado la lidocaína en alpacas, anestésico ampliamente utilizado para la insensibilización local o regional del tejido con el animal consciente. Un estudio observó el efecto de la lidocaína al 2% en la anestesia sacra paravertebral, para lo cual tuvo énfasis en los períodos de inducción, latencia y recuperación, el mapeo de la zona de analgesia y la medición de las constantes clínicas. Se utilizaron 20 alpacas huacaya adultas, machos y hembras clínicamente sanas. Los animales se dividieron en dos grupos (D₁ y D₂), que recibieron dos dosis de lidocaína (8 y 12 mg.kg⁻¹, respectivamente). Los resultados evidenciaron diferencias en los tiempos de latencia y recuperación en función de la dosis, siendo más prolongados en el grupo D₂. Sin embargo, no se encontraron diferencias significativas en el tiempo de inducción. En cuanto a las constantes clínicas, no se observaron diferencias significativas entre las dos dosis en la FC, FR, frecuencia de pulso y T° corporal durante los diferentes períodos anestésicos. El mapeo de la anestesia sacra paravertebral reveló que ambas dosis abarcaron una amplia zona que incluyó la región sacra, cola, ano, vulva, región perianal, grupa, nalga, muslos, piernas y corvejón. Con la dosis del D₂ estos efectos se extendieron hasta la caña y el dedo (Ventura, 2017).

2.2. Bases teóricas

2.2.1. La alpaca

La alpaca (*Vicugna pacos*), de la familia *Camelidae* -descendiente del guanaco (*Lama guanicoe*)- es un miembro del Orden *Artiodactyla* y habita principalmente en el “Altiplano”, una vasta meseta alta y árida en el Sur de Perú, además se extiende a Bolivia, Chile y Argentina, conocida como los Andes sudamericanos. Este territorio se ubica a altitudes de entre 4 000 y 5 000 m y la mayoría, cerca del 90%, se ubica en Perú (Hunter, 2020). Las alpacas también se encuentran en cantidades significativas en otros países, como Los Estados Unidos, Australia y países del continente europeo.

Las alpacas son pseudorumiante, criadas específicamente por su fibra. Estos animales son más pequeños que las llamas, pero más grandes que las vicuñas. Su alimentación se basa en ichu (*Stipa ichu*) y otros pastos naturales. Viven con normalidad en altitudes elevadas. Originalmente, la esquila (principalmente a mano) se realizaba cada dos años, pero en los últimos años se realiza anualmente durante la temporada de lluvias de verano, noviembre a abril, que es también el período de cría. En esta especie en particular, existe diferencia menos marcada entre el diámetro de la fibra de la capa externa y el de la capa interna (Hunter, 2020).

Las alpacas y los CSA en general están adaptados a duras condiciones ambientales, estas incluyen temperaturas extremas, intensa radiación solar, escasez de agua y pastos pobres nutricionalmente. En entornos tan duros, la mayoría de las demás especies de ganado no pueden prosperar o muestran una

disminución significativa de la producción. Por lo tanto, los camélidos constituyen una opción ganadera atractiva en un escenario de cambio climático, escasez de agua y reducción de las áreas agrícolas (Zarrin *et al.*, 2020).

2.2.2. Constantes fisiológicas de la alpaca

Existe escasa información sobre los parámetros normales de las constantes fisiológicas en alpacas. Un estudio reportó que la T° corporal normal de la alpaca oscila entre 37,8 a 38,9 °C, una FC de 70 a 100 lpm y la FR va desde 20 a 30 rpm (Clarke *et al.*, 2014).

Otro estudio realizado en alpacas en Chile indicó que la T° rectal media evaluada por las mañanas y tardes en hembras y machos fue de $38,31 \pm 0,4$ °C, la FC $65,0 \pm 8,6$ lpm, FR $23,5 \pm 6,1$ rpm y $4,5 \pm 1,2$ movimientos estomacales/3 min (Raggi *et al.*, 1996). Mediante electrocardiograma en 40 alpacas sanas en reposo se observó que la FC varió entre 50 y 110 lpm (promedio $80 \pm 17,8$), sin diferencias significativas entre machos y hembras, ni entre alpacas de edades diferentes (Ferasin *et al.*, 2005).

2.2.3. Orquiectomía en alpacas

Se ha señalado que la castración de llamas y alpacas machos se realiza con el propósito de permitir la mezcla de machos y hembras seleccionados para la reproducción, restringir la reserva genética disponible, reducir el comportamiento agresivo y crear machos castrados para vender como animales de compañía o de exposición (Anderson, 2004).

El momento adecuado para llevar a cabo la castración en llamas y alpacas es motivo de controversia. Una investigación advirtió que se han observado anomalías de conformación ósea en llamas castradas a una edad temprana; antes del año vida (Barrington *et al.*, 1993).

Las llamas siguen creciendo hasta que alcanzan una meseta de crecimiento, aproximadamente entre los 18 y 24 meses de edad (Smith *et al.*, 1992). Las hormonas masculinas influyen en el cierre de la fisis y la castración temprana puede alterar esta influencia. Por lo tanto, la castración temprana puede resultar en un período de crecimiento prolongado y dar lugar a una conformación “pospierna” (hiperextensión articular) que podría predisponer a la llama a desarrollar osteoartritis o luxación rotuliana en una etapa temprana. Por esta razón, ciertos autores recomendaron retrasar la castración hasta que el macho tenga entre 18 y 24 meses (Barrington *et al.*, 1993).

2.2.3.1. Técnicas de orquiectomía

La mayoría de los métodos de castración utilizados en animales domésticos como bovinos, caballos o animales de compañía (perros y gatos) pueden aplicarse en CSA. Sin embargo, dos métodos se han convertido en estándares de práctica para este fin: la castración escrotal y la castración preescrotal (Baird *et al.*, 1996).

La castración preescrotal consiste en una incisión en la piel anterior al escroto para acceder al cordón espermático y a través de este, a los testículos. Tiene dos variantes: abierta y cerrada. En la técnica abierta, se accede a los testículos abriendo la túnica vaginal. En la técnica cerrada, la

túnica vaginal se deja intacta. En ambos casos, se prepara el área iniciando por la asepsia o según casos, rasurado, se realiza la incisión, se exteriorizan los testículos, se ligan y seccionan los cordones espermáticos y vasos sanguíneos y, finalmente se sutura la piel (MacPhail y Fossum, 2018).

La castración escrotal implica realizar una incisión en el escroto para acceder a los testículos. Se realiza la asepsia de la zona y se administra anestesia, luego se hace una o dos incisiones en la piel del escroto. Los testículos se exteriorizan, se ligan y se seccionan los cordones espermáticos junto con los vasos sanguíneos. La herida puede dejarse abierta para drenar o también puede suturarse, según sea el criterio del médico veterinario. También tiene la variante abierta, donde se abre la túnica vaginal, y la cerrada, donde la túnica vaginal se deja intacta (MacPhail y Fossum, 2018).

2.2.4. Anestesia

La anestesia se define como un estado reversible e inducido farmacológicamente de hipnosis, analgesia, pérdida de capacidad de respuesta, pérdida de reflejos del músculo esquelético o disminución de la respuesta al estrés. Este estado se crea mediante la administración de medicamentos para bloquear o eliminar temporalmente la sensación, lo que permite a los pacientes someterse a cirugía y otros procedimientos sin generar angustia ni dolor mientras dure el efecto farmacológico (Bischoff *et al.*, 2008; Ganzberg y Haas, 2017).

2.2.4.1. Etapas de la anestesia general

Hay cuatro etapas de la anestesia general, a saber: analgesia - etapa I, delirio - etapa II, anestesia quirúrgica - etapa III y paro respiratorio - etapa IV. A medida que el paciente es progresivamente afectado por la anestesia, se considera que esta se vuelve “más profunda”, mientras que, durante la recuperación, se dice que se vuelve “más ligera”. Conforme la anestesia se profundiza, el paciente avanza desde la etapa I hasta la etapa IV; en contraste, durante la recuperación, la anestesia retrocede desde la etapa III (anestesia quirúrgica) hasta la etapa I, culminando en la recuperación de la conciencia (Wilson, 1981).

2.2.4.1.1. Etapa I. Analgesia, conciencia desordenada o amnesia

La percepción del dolor es la primera sensación que disminuye o desaparece (Wilson, 1981). La primera acción de un anestésico sobre la corteza cerebral es agudizar los sentidos, pero desequilibra sus funciones. Las sensaciones que experimenta el paciente dependen en gran medida de su temperamento. Si bien suele haber una sensación de bienestar, también pueden presentarse episodios de delirios (Hewer, 1937).

Los signos físicos de la primera etapa de la anestesia son muy variables, y dependerán casi por completo del grado de nerviosismo que muestre el paciente. Cabe señalar que la primera etapa se modifica profundamente con la medicación preliminar, y si se ha inducido la narcosis basal, las dos primeras etapas ya han ocurrido antes de la administración de la anestesia general superpuesta (Hewer, 1937).

2.2.4.1.2. Etapa II. Excitación o delirio

La conciencia se pierde al final de la primera etapa, y sigue un período en el que el paciente puede presentar signos de excitación como movimientos musculares, fonación, ojos fijos, respiración irregular, etc. Los reflejos suelen ser exacerbados y puede presentarse algún espasmo laríngeo que conduce a cianosis. La presión arterial suele aumentar y el pulso aumenta ligeramente (Hewer, 1937).

Muchos pacientes pasan por la etapa II sin causar ninguna perturbación. Sin embargo, el delirio ocurre con frecuencia y puede manifestarse de varias maneras. El paciente puede mover las extremidades, especialmente si intenta ponerse cómodo. Incluso puede volverse violento donde se requiere el uso de la fuerza para detener el movimiento de las extremidades. Las reacciones violentas ocurren espontáneamente y es necesario abandonar el anestésico o utilizar una restricción enérgica hasta que se establezca una anestesia más profunda (Wilson, 1981).

2.2.4.1.3. Etapa III. Anestesia quirúrgica

La anestesia en la etapa III se alcanza cuando el paciente pierde el conocimiento, no responde a la cirugía y respira con regularidad (Wilson, 1981). Una vez superadas las etapas I y II, el paciente entra en una fase tranquila de narcosis que se asemeja al sueño natural. La respiración se vuelve automática y la relajación muscular progresivamente mayor. El reflejo corneal desaparece hacia la mitad de esta etapa, pero tanto este reflejo como el tamaño y la reacción de la pupila se ven tan afectados por

los fármacos utilizados para la premedicación y la narcosis que resulta imposible establecer una generalización. La presión arterial suele mantenerse dentro de los límites normales, aunque tiende a aumentar con ciclopropano y éter, y a disminuir con cloroformo (Hewer, 1937).

A medida que los músculos de la lengua pierden su tono, este órgano puede retroceder y causar obstrucción respiratoria, una condición que generalmente se soluciona mediante la tracción de la mandíbula o mediante la introducción de una vía aérea artificial. El objetivo del anestesista es mantener el nivel de narcosis dentro de los límites de esta etapa, según exige la naturaleza de la operación (Hewer, 1937).

2.2.4.1.4. Etapa IV. Sobredosis, paro respiratorio o parálisis bulbar

Los signos de sobredosis varían algo según el agente, pero se parecen a los del shock. La depresión cerebral puede ser tan profunda que deprime el centro respiratorio lo suficiente como para provocar un paro respiratorio y la muerte (Hewer, 1937).

Así, en esta etapa la piel se enfría, se observa ausencia de reflejos, una pupila dilatada e inactiva, aumento del pulso, caída de la presión sanguínea (sistólica más que diastólica), respiración espaciada o suspirosa, que se vuelve superficial y finalmente cesa. En un momento variable después de esto, el pulso falla y sobreviene la muerte (Hewer, 1937).

2.2.4.2. Calidad de la anestesia

La calidad de la anestesia está estrechamente vinculada a la presencia de dolor, náuseas y vómitos, así como a la experiencia general del paciente durante el período de recuperación, posterior al procedimiento quirúrgico. La medición de tales atributos y parámetros requiere un respaldo basado en evidencia en forma de escalas objetivas junto con percepciones subjetivas probadas sobre la base de múltiples dimensiones por el examinador (Haller *et al.*, 2009).

En la medicina veterinaria se han utilizado diversas escalas de medición para evaluar o determinar la calidad de la anestesia en el período de inducción, el mantenimiento y la recuperación de la anestesia en algunas especies de animales, principalmente en perros y caballos. Por ejemplo, se han utilizado escalas que evalúan la altura de la cabeza sobre el suelo, escala de sedación multifactorial, escala de calificación numérica, escala descriptiva simple y escala analógica visual, entre otros (Brumund *et al.*, 2024; Hunt *et al.*, 2014; Reed *et al.*, 2019).

Así, un estudio empleó una escala en el que una puntuación de 1 se consideraba una anestesia excelente, una puntuación de 2 era aceptable y una puntuación de 3 se consideraba una anestesia inaceptable (Ko *et al.*, 1998). Otros autores han considerado una escala del 1 al 5 en equinos para evaluar la calidad de la anestesia, donde el 1 indica una calidad excelente y el 5 es de mala calidad o muy pobre (Casoni *et al.*, 2015; Hubbell *et al.*, 2024; Kalchofner *et al.*, 2006; Ringer *et al.*, 2007).

2.2.5. Analgesia

La analgesia es la reducción de la percepción del dolor (Masson, 1956); es decir, es la ausencia de sensibilidad al dolor o a estímulos nocivos en pacientes conscientes, particularmente en el contexto del control del dolor en la unidad de cuidados intensivos (Brett y Waheed, 2003). Para lograr el alivio del dolor se utilizan fármacos con variados mecanismos de acción sobre los sistemas nerviosos central y periférico, los cuales interfieren en el proceso normal de neurotransmisión (Rokade y Jadhav, 2022).

2.2.6. El dolor

El dolor contempla diversas definiciones. Equiparar el dolor de los animales al de los humanos es subjetivo. Se ha sugerido reconocer tres etapas de sufrimiento en los animales: malestar, estrés y dolor. El malestar puede caracterizarse por signos negativos como el mal estado, letargo y falta de apetito. El estrés se define como un estado de tensión o ansiedad predecible o fácilmente explicable por causas ambientales o por causas físicas. Por último, el dolor propiamente dicho se reconoce por signos más fácilmente identificables, como forcejeos, gritos o chillidos, convulsiones o palpitaciones intensas (Stoskopf, 2015).

El dolor generalmente implica un estímulo o evento nocivo que activa nociceptores (terminaciones nerviosas sensoriales especializadas) en los tejidos del cuerpo que transmiten señales al SNC, sistema donde se procesan y generan múltiples respuestas, incluida la experiencia sensorial y emocional desagradable (NRC, 2009).

Los estímulos nocivos son eventos que dañan o amenazan con dañar los tejidos (p. ej., estímulos cortantes, aplastantes o ardientes) y que activan nociceptores. Estos también se encuentran en músculos, articulaciones y vísceras. La nocicepción representa el procesamiento del SNP y SNC de información sobre el entorno interno o externo generado por la activación de los nociceptores. Esta información se procesa en los niveles espinal y supraespinal del SNC, proporcionando detalles sobre la naturaleza, intensidad, ubicación y duración de los eventos nocivos (NRC, 2009).

La generación de dolor a partir de señales nociceptivas se produce en el SNC. Ciertas regiones del cerebro anterior son responsables de la experiencia tanto de los aspectos sensoriales del dolor (o sea, propiedades cualitativas como la ubicación, la duración y si es agudo o sordo) como de los aspectos afectivos desagradables asociados a este; es decir, la forma en que el dolor se percibe como doloroso (Baliki *et al.*, 2006).

2.2.6.1. Manejo del dolor

El dolor, uno de los indicadores del bienestar animal, causa cambios conductuales, autonómicos y neuroendocrinos en los animales de granja. En estos mamíferos existen prácticas rutinarias que causan dolor (Steagall *et al.*, 2021), cuyo manejo requiere especial consideración durante los procedimientos quirúrgicos. Para este propósito, se emplean analgésicos destinados a controlar tanto el dolor posoperatorio como otros tipos de dolor agudo (Flecknell y Waterman-Pearson, 2000).

El conocimiento de los agentes anestésicos y analgésicos desde la premedicación hasta el tratamiento del dolor posoperatorio desempeña un papel igualmente importante en la seguridad del paciente (Beckman, 2013). Existen analgésicos comúnmente utilizados en el ganado, incluidos los anestésicos locales, los fármacos antiinflamatorios no esteroides, los opioides, los agonistas α_2 , los antagonistas del receptor de N-metil-D-aspartato y la gabapentina (Stock y Coetzee, 2015).

El mayor desafío para el uso de agentes analgésicos en animales es la determinación de la eficacia debido a que los animales no tienen comunicación verbal a diferencia de los seres humanos. Como los animales poseen las mismas vías neuronales y receptores de neurotransmisores que los humanos, parece razonable esperar que sus percepciones de los estímulos dolorosos sean similares, y esto es una base para el uso de animales de laboratorio para la detección de analgésicos para uso humano. Sin embargo, como la evaluación en las pruebas con animales de laboratorio se basa principalmente en respuestas conductuales y, aunque se producen algunas respuestas fisiológicas, a menudo es difícil separarlas de las respuestas al estrés (Livingston, 2010).

Como la mayoría de los animales poseen mecanismos neuronales similares a los humanos para la percepción del dolor, no es sorprendente que las estrategias humanas estándar de control del dolor puedan aplicarse a los animales. Por ejemplo, los anestésicos locales, los opioides, los fármacos antiinflamatorios no esteroides y otros analgésicos utilizados en humanos resultan eficaces para su uso en animales (Livingston, 2010).

2.2.7. Anestésicos generales

Los anestésicos generales inducen una neurodepresión generalizada del SNC al potenciar la actividad de los neurotransmisores inhibidores y disminuir la de los excitadores. No obstante, sus mecanismos de acción aún no se comprenden completamente. Además, el estado anestésico general comprende múltiples componentes, como la amnesia, inconsciencia, analgesia e inmovilidad, cada uno de los cuales está mediado por distintos receptores y vías neuronales diferentes (Son, 2010).

Sin embargo, no existe una definición objetivamente consensuada de anestesia general. Las respuestas conductuales varían en función de la concentración del anestésico y pueden incluir, a bajas concentraciones, amnesia, excitación, analgesia, hipnosis e hiperreflexia; mientras que a concentraciones más altas se observan sedación profunda, relajación muscular y una disminución de las respuestas motoras y autónomas frente a estímulos nocivos (Campagna *et al.*, 2003).

Los anestésicos tienen acción en diferentes regiones del SNC. La función de inmovilización de los anestésicos inhalatorios por estímulos nocivos actúa principalmente sobre la médula espinal, sin estar conectada con el cerebro (Sonner *et al.*, 2003). El efecto amnésico de los anestésicos generales está estrechamente relacionado con el hipocampo (Cheng *et al.*, 2006). La sedación está relacionada con el neocórtex (McKernan y Whiting, 1996) y el tálamo (Krogsgaard-Larsen *et al.*, 2004), y el hipotálamo es presumiblemente la parte de acción hipnótica (Son, 2010).

Los objetivos moleculares de los anestésicos generales son los neurotransmisores químicos, los cuales se liberan en la sinapsis en respuesta a señales eléctricas. Estos se clasifican en excitadores e inhibidores. Los neurotransmisores excitadores, como el glutamato y la acetilcolina, provocan despolarización, mientras que los neurotransmisores inhibidores, como el ácido γ -aminobutírico (GABA) y la glicina, reducen la actividad postsináptica. Los neurotransmisores libres se unen a los receptores de los canales iónicos, regulando así el flujo de iones (Son, 2010).

El control de la actividad eléctrica celular por los canales iónicos está estrechamente relacionado con la acción fisiológica de los anestésicos y los diversos patrones de respuesta conductual a ellos (Pearce, 2003). Entre los canales iónicos, los receptores GABA_A, glicina, acetilcolina nicotínica y N-metil-D-aspartato (NMDA) muestran sensibilidad a los anestésicos generales (Franks, 2006; Hemmings *et al.*, 2005; Orser *et al.*, 2002). Algunos de los anestésicos volátiles también actúan sobre los canales de potasio y los canales dependientes de voltaje (Na, Ca) (Franks y Honoré, 2004; Kamatchi *et al.*, 1999; Ouyang *et al.*, 2003). Normalmente, los anestésicos generales potencian la activación de los canales postsinápticos inhibidores o inhiben la activación de los canales sinápticos excitadores (Pearce, 2003).

Los anestésicos generales mejoran la acción del neurotransmisor GABA sobre el receptor GABA_A. Potencian las células con corrientes postsinápticas inhibitoras rápidas y transitorias generadas por el receptor GABA_A sináptico (Campagna *et al.*, 2003; Hemmings *et al.*, 2005; Orser *et al.*, 1998). Además, se ha demostrado que varios anestésicos reducen la

desensibilización de los receptores GABA_A (Orser *et al.*, 1998, 1994). En concentraciones más altas, los anestésicos activan directamente los receptores GABA_A sin la ayuda del GABA (Orser *et al.*, 1998). Las corrientes tónicas generadas por los receptores GABA_A extrasinápticos también se potencian con anestésicos generales (Bai *et al.*, 1999; Cheng *et al.*, 2006; Yeung *et al.*, 2003).

Los anestésicos generales de igual modo actúan sobre otros canales iónicos. El receptor de glicina es conocido como un objetivo importante de los anestésicos inhalatorios en la médula espinal (Sonner *et al.*, 2003). Este receptor, compuesto de cuatro subunidades α y una sola subunidad β , muestra la función inhibitoria al mejorar la entrada de iones de cloruro en las células, al igual que los receptores GABA_A. Se ha sabido que el receptor de glicina es particularmente fuerte para la pérdida de respuesta a un estímulo doloroso, que parece estar determinado predominantemente por acciones en la médula espinal (Ouyang y Hemmings, 2005; Sonner *et al.*, 2003).

Los receptores nicotínicos de acetilcolina también participan en la regulación de la conducción sináptica en el SNC. Su activación genera corrientes postsinápticas excitatorias (EPSC) al facilitar la entrada de cationes en la célula. Los anestésicos generales muestran una función represiva al bloquear las EPSC a baja concentración (Flood *et al.*, 1997). Los receptores de glutamato ionotrópicos igualmente generan EPSC mediante la permeación de cationes. Los anestésicos inhalatorios bloquean la neurotransmisión excitatoria al inhibir no solo los receptores de glutamato postsinápticos sino también la liberación de glutamato desde la presinapsis (MacIver *et al.*, 1996; Lin *et al.*, 1993).

Los anestésicos volátiles activan los canales de potasio de los dominios porosos, que desempeñan un papel importante en la formación del potencial de membrana en reposo (Hemmings, 2009; Patel *et al.*, 1999). La activación de este canal provoca la inhibición de la actividad neuronal y la hiperpolarización al aumentar la conductancia de los iones de potasio (Son, 2010).

El canal de Na dependiente de voltaje desempeña un papel importante en la conducción axonal, la integración sináptica y la excitación neuronal (Hemmings, 2009). Los anestésicos generales, en particular, inhiben los canales de Na dependientes de voltaje presinápticos en la sinapsis glutamatérgica, lo que inhibe la excitación de la neurona al bloquear la liberación de neurotransmisores presinápticos (Hemmings, 2009; Ouyang *et al.*, 2003).

2.2.7.1. Ketamina

La ketamina es un anestésico disociativo de uso frecuente en diversas especies domésticas en la medicina veterinaria. Es un derivado soluble en agua de la fenciclidina. La molécula de ketamina contiene un átomo de carbono asimétrico con dos enantiómeros: el isómero S⁽⁺⁾ y el isómero R⁽⁻⁾ (Goyal y Agrawal, 2013). Su mecanismo de acción se basa principalmente en el antagonismo no competitivo del receptor del NMDA (N-metil-D-aspartato), lo que inhibe la neurotransmisión excitatoria mediada por glutamato. También interactúa con los receptores opioides, monoaminérgicos, colinérgicos, purinérgicos y adrenérgicos, además de tener efectos anestésicos locales (Persson, 2010).

La ketamina presenta una alta solubilidad en lípidos, lo que facilita su rápida degradación y redistribución hacia los tejidos periféricos. Se metaboliza ampliamente en el hígado por vías de N-desmetilación e hidroxilación del anillo (Dundee y Wyant, 1974; Vuyk *et al.*, 2014). La norketamina, el principal metabolito de la ketamina, posee entre un tercio y un quinto de la potencia anestésica de la ketamina. La ketamina se excreta principalmente en la orina y las heces en forma de norketamina y derivados hidroxilados, y presenta un efecto acumulativo. La resistencia gradual se acumula con la administración repetida (Dundee y Wyant, 1974).

La ketamina tiene diversas acciones sobre diferentes órganos y sistemas biológicos. Estimula el sistema cardiovascular, lo que produce un aumento de la FC, la presión arterial y el gasto cardíaco, mediado principalmente por el sistema nervioso simpático (Kolawole, 2001). Tiene efectos mínimos sobre el impulso respiratorio central y produce relajación de las vías respiratorias al actuar sobre varios receptores y cascadas inflamatorias y músculos lisos bronquiales (Goyal y Agrawal, 2013; Vuyk *et al.*, 2014). Aumenta la salivación y el tono muscular (Kolawole, 2001). Tiene acciones catalépticas, amnésicas, analgésicas profundas y anestésicas dependientes de la dosis (Dundee y Wyant, 1974; Kolawole, 2001). El estado cataléptico es un estado acinético con pérdida de los reflejos ortostáticos, pero sin deterioro de la conciencia (Annetta *et al.*, 2005; Dundee y Wyant, 1974). El estado disociativo producido por la ketamina es único en el que el paciente parece despierto, pero está separado de los alrededores con los ojos abiertos (Kolawole, 2001).

La ketamina ha demostrado tener diversas propiedades adicionales. La interacción del receptor NMDA con la ketamina desempeña un papel crucial en sus efectos antihiperalgésicos inducidos por opioides, potenciando la analgesia opioide a través de dosis subanestésicas mediante el bloqueo del receptor NMDA (Hirota y Lambert, 2011; Persson, 2010). Además, la ketamina ejerce un efecto antiinflamatorio protector contra la sepsis al suprimir la inducción de la actividad de la NO-sintasa y la expresión de proteínas inducidas por endotoxinas (Yoon, 2012). Los efectos hipnóticos de la ketamina se deben a una combinación del bloqueo inmediato del canal NMDA y de los canales catiónicos activados por hiperpolarización (Sleigh *et al.*, 2014). También inhibe la expresión de los genes del TNF- α y de la IL-6 en los macrófagos (Persson, 2010). Sus efectos analgésicos inmediatos están mediados predominantemente por la sensibilización del sistema opioide y la antinocicepción (Sleigh *et al.*, 2014). El bloqueo del receptor NMDA por la ketamina inhibe la vía de la quinasa regulada por señales extracelulares y la proliferación de células cancerígenas mediante el arresto del ciclo celular (Hirota y Lambert, 2011). Los efectos prolongados “post fármaco”, como el aumento inducido por la actividad en la conectividad sináptica estructural, contribuyen a los efectos antidepresivos prolongados de la ketamina (Sleigh *et al.*, 2014).

La ketamina en combinación con un sedante o tranquilizante es un fármaco relativamente seguro y eficaz para la inducción intravenosa de la anestesia. Si se dosifica adecuadamente, la combinación se puede utilizar para inducir la anestesia con efectos cardiovasculares adversos mínimos y

es un método razonable para la inducción anestésica en pacientes con enfermedades cardíacas. Si la dosis se mantiene baja, la recuperación es aceptable y algunos de los fármacos comúnmente utilizados junto con ketamina son reversibles con los antagonistas apropiados (Hartsfield, 1992).

Existen diversos reportes del uso de la ketamina en alpacas. Frecuentemente es administrado junto a xilacina por vía IM. En dosis altas ha demostrado efectos más consistentes, con una duración de anestesia de al menos 30 minutos en la mayoría de las alpacas. Sin embargo, se destaca que la dosis alta causa depresión respiratoria e hipoxemia durante los primeros 10 minutos (Prado *et al.*, 2008).

2.2.7.2. Propofol

El propofol puede utilizarse de forma segura y eficaz tanto para la inducción como para el mantenimiento de la anestesia en animales, principalmente en perros sanos. Además, es un agente anestésico confiable y seguro cuando se utiliza en condiciones cardiovasculares y pulmonares alteradas, incluso sin cirugía (Short y Bufalari, 1999). Aunque el propofol ha demostrado ser un adyuvante valioso en procedimientos ambulatorios de corta duración, su uso para el mantenimiento de la anestesia general ha sido cuestionado en cirugías que duran más de una hora, debido al mayor costo y a las diferencias marginales en los tiempos de recuperación en comparación con los anestésicos inhalatorios estándar o balanceados (Short y Bufalari, 1999).

El propofol actúa principalmente modulando el receptor GABA_A, potenciando la actividad del GABA, el neurotransmisor inhibitorio principal del SNC. Al unirse a este receptor, el propofol aumenta la apertura de los canales de Cl, lo que provoca una hiperpolarización de las membranas neuronales y disminuye su excitabilidad, lo que resulta en efectos sedantes e hipnóticos. Además, inhibe la liberación de neurotransmisores excitatorios como el glutamato y modula otros canales iónicos, incluidos los de Na y Ca. Clínicamente, induce sedación, hipnosis y relajación muscular (Trapani *et al.*, 2012).

Cuando se utiliza propofol en combinación con un sedante o analgésico para el mantenimiento de la anestesia, se mejora tanto la calidad de la anestesia como la capacidad del médico para ajustar la dosis de propofol de manera más precisa. Esta combinación facilita la titulación del fármaco y permite a los profesionales emplear técnicas de anestesia intravenosa de manera más efectiva en sus prácticas clínicas, brindando un control más exacto sobre el estado anestésico del paciente. Cuando se utiliza propofol como único agente anestésico, se necesita administrar una dosis más alta para lograr un nivel comparable de depresión del SNC en comparación con los casos en los que los perros son premedicados con otros fármacos. La dosis de propofol siempre debe ajustarse cuidadosamente según las necesidades y respuestas de cada paciente individual ya que existe una variabilidad considerable en los requisitos anestésicos entre los pacientes (Short y Bufalari, 1999).

La inyección de propofol aumenta la C e induce una hipoxemia moderada y acidemia metabólica asociada con la ventilación suprimida en cabras preñadas, con menor efecto sobre la hemodinámica fetal (Setoyama *et al.*, 2003).

El propofol puede inducir una depresión significativa de la función respiratoria, caracterizada por una reducción de la FR. Los sedantes/analgésicos α_2 potentes (p. ej., xilacina, medetomidina) u opioides (p. ej., oximorfona, butorfanol) aumentan la probabilidad de depresión respiratoria durante la anestesia. La reducción adecuada de la dosis y la velocidad de administración de propofol puede disminuir el grado de depresión del SNC, lo que ayuda a mitigar los efectos adversos. En cuanto a los cambios inducidos por la administración de propofol, se observa una ligera disminución de la presión arterial en sus tres componentes (sistólica, media y diastólica). Sin embargo, esta disminución no va acompañada de un aumento compensatorio de la FC, implica que la respuesta cardiovascular a la administración de propofol puede ser relativamente estable a pesar de la caída de la presión arterial. Los premedicamentos selectivos modifican notablemente esta respuesta característica (Short y Bufalari, 1999).

Debido a que el propofol no tiene efectos analgésicos marcados y su metabolismo es rápido, el uso de anestésicos locales, agentes antiinflamatorios no esteroides y opioides para proporcionar analgesia posoperatoria mejora la calidad de la recuperación después de la anestesia con propofol (Morgan y Legge, 1989).

2.2.8. Sedantes

Ciertos autores definieron a los sedantes como cualquier preparado farmacéutico que induce el sueño (Al-Sayed *et al.*, 2014). La sedación se refiere a un nivel disminuido de excitación, como lo indican tiempos de respuesta más largos, actividad motora disminuida y habla arrastrada. En modelos animales, la sedación se evalúa por los niveles de actividad motora reducida y excitación (Rudolph y Antkowiak, 2004).

Se cree que los receptores GABA_A que contienen subunidades α_1 y β_2 en el neocórtex contribuyen a las acciones sedantes de varios anestésicos inhalados (McKernan y Whiting, 1996). La corriente tónica en las neuronas ventronasal talámicas puede contribuir a la acción sedante (Krogsgaard-Larsen *et al.*, 2004).

2.2.8.1. Xilacina

La xilacina es un fármaco utilizado en medicina veterinaria por sus propiedades tranquilizantes, analgésicas y relajantes musculares. La xilacina (N-(2,6-dimetilfenil)-5,6-dihidro-4H-1,3-tiazin-2-amina) es un sedante y analgésico eficaz que tiene potencial para usarse durante intervenciones quirúrgicas para aliviar el dolor y reducir molestias y estrés en el paciente (Doran y Bradbury, 2015).

La xilacina actúa como un potente agonista de los receptores α_2 -adrenérgicos y sus efectos se deben a la estimulación de estos receptores en el SNC. La activación de los receptores α_2 reduce la liberación de

norepinefrina y dopamina, lo que resulta en sedación, relajación muscular y una disminución en la percepción del dolor. Además, sus acciones también pueden estar implicadas en mecanismos colinérgicos, serotoninérgicos, dopaminérgicos, α_1 -adrenérgicos, histaminérgicos u opiáceos (Hoffmann *et al.*, 2001).

La xilacina se absorbe, metaboliza y elimina rápidamente. Se difunde ampliamente y penetra la barrera hematoencefálica, como se esperaba debido a la naturaleza lipófila y sin carga del compuesto. Cuando se administran xilacina y otros agonistas de los receptores adrenérgicos α_2 , se distribuyen por todo el cuerpo en 30 a 40 min. Como agonista, la xilacina conduce a una disminución de la neurotransmisión de norepinefrina y dopamina (Ruiz-Colón *et al.*, 2014).

De manera general, los agonistas de los receptores adrenérgicos α_2 presentan diversas ventajas, ya que inducen sedación de manera dosis-dependiente, logrando una sedación profunda en dosis elevadas. Además, poseen efectos analgésicos, reducen los requerimientos anestésicos de forma proporcional a la dosis y tienen un impacto mínimo sobre el aparato respiratorio. No obstante, sus desventajas incluyen la inducción de bradicardia y disminución del gasto cardíaco, así como efectos adversos como vasoconstricción, hiperglucemia, diuresis e hipotermia (Pypendop y Ilkiw, 2012).

2.2.8.2. Acepromazina

La acepromazina es el prototipo de tranquilizante y es el único fármaco que se utiliza frecuentemente en la práctica clínica porque produce sedación, puede prevenir los efectos conductuales producidos por los opioides, disminuye los requerimientos de anestesia y tiene un impacto mínimo en la ventilación. También tiene algunas desventajas como vasodilatación e hipotensión, interfiere con la termorregulación, provocando hipotermia en la mayoría de las situaciones (Pypendop y Ilkiw, 2012).

La acepromazina es un compuesto fenotiazínico. Antagoniza las acciones de la dopamina como neurotransmisor central. También bloquea los efectos de la dopamina en los receptores periféricos D₁ y D₂. Su inicio de acción es prolongado (15 min después de la administración IV, 30 a 45 min después de la administración IM) y tiene una duración prolongada (3 a 6 horas) (Pypendop y Ilkiw, 2012). La acepromazina a veces se administra por vía oral, pero su biodisponibilidad parece ser baja (Hashem *et al.*, 1992).

La sedación depende de la dosis, aunque en algunos animales puede observarse un efecto techo, lo que significa que, después de cierta dosis, el aumento de la cantidad del fármaco no produce un incremento adicional en el efecto deseado. Cuando la acepromazina se utiliza sola, los efectos sedantes no son completamente fiables, aunque estos pueden potenciarse con la adición de un opioide (Davis y Musk, 2023).

Otras características de la acepromazina incluyen un efecto antiemético leve y propiedades antiarrítmicas. El principal efecto adverso es la vasodilatación, lo que puede provocar hipotensión, reducción del hematocrito e hipotermia. La acepromazina no proporciona analgesia y los efectos sedantes no pueden antagonizarse (Davis y Musk, 2023).

En perros se ha demostrado que la acepromazina disminuye significativamente el índice de apoplejía, la presión arterial media y el contenido de oxígeno arterial. Incluso puede causar sedación leve y moderada (Rangel *et al.*, 2020).

2.2.8.3. Midazolam

El midazolam, una benzodiazepina, se usa comúnmente como agente preanestésico para proporcionar sedación y relajación muscular (Dretchen *et al.*, 1971). Algunos anestesiólogos prefieren el uso de este agente con un opioide u otro agente de premedicación porque no causa cambios cardiorrespiratorios significativos, previene la actividad convulsiva y se absorbe bien después de la administración intramuscular (Dyson, 2008).

El midazolam actúa como agonista del receptor GABA_A. Al igual que otros agonistas de las benzodiazepinas, induce efectos anticonvulsivos, ansiolíticos, sedantes/hipnóticos, amnésicos y relajantes musculares de mediación central (Posner y Burns, 2009). Sus efectos ansiolíticos y relajantes musculares se deben al aumento del neurotransmisor inhibitorio glicina dentro de la médula espinal y en los sitios supraespinales (Schallek *et al.*, 1972).

El midazolam actúa sobre sitios receptores de benzodiazepinas específicos dentro del complejo ubicado en las terminaciones nerviosas postsinápticas. La mayor concentración de estos receptores se localiza en la corteza cerebral con densidad decreciente en el hipotálamo, cerebelo, mesencéfalo, hipocampo, médula y médula espinal (Möhler y Okada, 1977).

2.2.9. Opioide

Los opioides son una clase de compuestos que se unen a los receptores opioides en el SNC y SNP, generando efectos analgésicos y euforizantes. Los opiáceos son productos naturales derivados de la amapola, e incluyen también péptidos endógenos como las endorfinas. En cambio, los opioides abarcan tanto los opiáceos como los compuestos sintéticos o semisintéticos que no se encuentran en la naturaleza. Además, es importante recordar que no todos los opioides utilizados en la clínica son iguales en términos de potencia, eficacia y perfil farmacocinético (Drewes *et al.*, 2013). Los opioides constituyen un pilar fundamental en el tratamiento del dolor durante el período perioperatorio de un paciente (Srivastava *et al.*, 2021).

En concentraciones terapéuticas, la gran mayoría de los opioides muestra selectividad para el receptor μ (mu, MOP). Sin embargo, existe un agonista del receptor κ (kappa, KOP), la difelikefalina, un péptido sintético aprobado que se utiliza como tratamiento para el prurito asociado con la enfermedad renal crónica (Deeks, 2021).

Existen marcadas diferencias en los ligandos clínicos del receptor MOP en cuanto a su potencia (p. ej., el fentanilo es aproximadamente 80 veces más potente que la morfina), su eficacia (como en el caso de la buprenorfina, que actúa como un agonista parcial) y su farmacocinética (p. ej., remifentanilo presenta un metabolismo rápido) (Servin y Billard, 2008; Trescot *et al.*, 2008).

Además de las acciones analgésicas beneficiosas (antinocicepción en animales), los opioides producen un conjunto problemático de efectos adversos, entre ellos depresión ventilatoria, estreñimiento, supresión inmunitaria, tolerancia y trastorno (Paul *et al.*, 2021). La hiperalgesia inducida por opioides también es un problema clínico importante (Colvin y Fallon, 2010). La tolerancia suele considerarse el centro de un círculo de efectos adversos en el que se requiere una dosis mayor, pero esto produce más tolerancia (y otros efectos adversos) (Lambert, 2023).

Todos los receptores opioides se acoplan a proteínas G inhibitoras heterotriméricas (compuestas por subunidades α y β/γ), específicamente del tipo G_i . La unión del ligando opioide al sitio ortostérico facilita la interacción de la proteína G e induce el intercambio de nucleótidos de guanina, sustituyendo la guanosina difosfato (GDP) por guanosina trifosfato (GTP) en la subunidad α , la cual se disocia del dímero β/γ . Tanto la subunidad α -GTP como el dímero β/γ , de forma variable, continúan inhibiendo el adenilato ciclasa, lo que reduce los niveles de adenosín monofosfato cíclico (cAMP); además, abren canales de K^+ rectificadores hacia adentro para inducir hiperpolarizar, cierran canales de Ca^{2+} dependientes de voltaje y activan las proteínas quinasas activadas por mitógeno. La señal opioide finaliza con la

conversión de GTP a GDP (la subunidad α posee actividad GTPasa) y, después, mediante la fosforilación del receptor por la quinasa del receptor acoplado a proteína G, el reclutamiento de arrestinas y la endocitosis del receptor (Al-Hasani y Bruchas, 2011; James y Williams, 2020; Lambert, 2008).

Los opioides modulan tanto la parte aferente como la eferente de la vía del dolor (Brooks y Tracey, 2005). Al reducir la liberación de neurotransmisores, inhiben la transmisión del dolor desde las neuronas aferentes primarias de primer orden a las neuronas ascendentes de segundo orden. Estas acciones se producen predominantemente en los canales de K^+ y Ca^{2+} , donde la activación del primero mejora el eflujo de K^+ , lo que conduce a la hiperpolarización, mientras que la inhibición del segundo reduce la entrada de Ca^{2+} ; ambos efectos dan como resultado una reducción de la liberación de transmisores (Al-Hasani y Bruchas, 2011). También afectan la transmisión de segundo a tercer orden y mejoran la actividad de control inhibitorio descendente; este último a través de la reducción de la transmisión inhibitoria GABAérgica (Fields, 2004). Con respecto al receptor NOP y el procesamiento del dolor existe una plasticidad significativa (Schröder *et al.*, 2014).

2.2.9.1. Fentanilo

El fentanilo es un agonista opioide μ (MOP) que a menudo se utiliza como componente analgésico para una anestesia equilibrada tanto en pacientes humanos como en animales (Carlson *et al.*, 2016). El fentanilo es similar a la morfina, pero produce analgesia en mayor medida. Suele ser entre 50 y 100 veces más potente que la morfina. Su uso clínico más habitual

incluye la sedación de pacientes intubados y el manejo del dolor intenso, especialmente en pacientes con insuficiencia renal, ya que su eliminación se realiza principalmente por vía hepática (Glick *et al.*, 2019).

El mecanismo de acción del fentanilo involucra su unión a los receptores opioides μ en el SNC y en otros tejidos, como el tracto gastrointestinal y el aparato respiratorio. Esta interacción resulta en la inhibición de la transmisión de señales nociceptivas a nivel medular, alterando la percepción del dolor y generando efectos analgésicos potentes. Además, el fentanilo puede causar bradicardia y depresión respiratoria debido a su impacto en los centros reguladores del ritmo cardíaco y respiratorio en el tronco encefálico. Estos efectos son dependientes de la dosis y tienen implicaciones clínicas significativas, especialmente en contextos anestésicos y manejo del dolor severo (Han *et al.*, 2019).

2.2.10. Agonista adrenérgico

Los fármacos adrenérgicos son una amplia clase de medicamentos que se unen a los receptores adrenérgicos en todo el cuerpo. Estos receptores incluyen α -1, α -2, β -1, β -2 y β -3. Los fármacos adrenérgicos se unen directamente a uno o más de estos receptores para inducir diversos efectos fisiológicos. Todos estos son receptores acoplados a la proteína G. Los receptores α -1 están acoplados a Gq, mientras que los receptores α -2 están acoplados a Gi. Los receptores β -2 y β -3 también están acoplados a Gi. Todos los receptores beta también están acoplados a Gs (Farzam *et al.*, 2023).

Los fármacos adrenérgicos se clasifican en función de los receptores específicos a los que se unen. Los fármacos de acción directa, incluyen vasopresores, broncodilatadores y otros fármacos (Giovannitti *et al.*, 2015).

Los principales efectos de la unión de los agonistas dependen de sus receptores adrenérgicos. De manera general, los efectos en los receptores α -1 se traducen en contracción del músculo liso y midriasis, en los receptores α -2 existe efectos mixtos sobre el músculo liso, en los receptores β -1 se da un aumento de los efectos cronotrópicos e inotrópicos cardíacos, en los receptores β -2 hay broncodilatación y en los receptores ocasiona un aumento de la lipólisis (Madden *et al.*, 2013; Piascik y Perez, 2001; Wachter y Gilbert, 2012).

2.2.10.1. Adrenalina

La adrenalina (epinefrina) es una catecolamina simpaticomimética que ejerce sus efectos sobre los receptores α y β -adrenérgicos a través de proteínas G como segundos mensajeros. A bajas dosis tiene mayor afinidad por los receptores β y a dosis elevadas predomina su acción sobre los receptores α . A través de la estimulación de los receptores α -1, la epinefrina induce contracción del músculo liso vascular, del músculo dilatador pupilar y del esfínter intestinal. Además, la activación de los receptores β -1 produce un aumento de la FC, de la contractilidad miocárdica y de la liberación de renina. Por su parte, los efectos mediados por los receptores β -2 incluyen broncodilatación (útil como tratamiento adyuvante en las exacerbaciones asmáticas), vasodilatación periférica, relajación uterina (tocólisis) y aumento en la producción de humor acuoso (Dalal y Grujic, 2023).

La epinefrina estimula las contracciones cardíacas espontáneas, aumenta la resistencia vascular sistémica, lo que resulta en un aumento de la presión de perfusión diastólica aórtica, y mejora el flujo sanguíneo coronario. Es importante destacar que, la epinefrina contrae los vasos periféricos, pero preserva el flujo a los órganos vitales, lo que provoca la dilatación de la arteria coronaria (Khan, 2006).

Se recomienda una dosis de 1 mg por vía IV cada 3 a 5 min (0,01 mg.kg⁻¹), seguida de un lavado con 20 mL de solución para asegurar su llegada al sistema central. Alternativamente, puede administrarse 1 mg diluido en 10 mL de una solución 1:10 000 a través del tubo traqueobronquial. Aunque se han probado dosis más altas, de 3 y 5 mg, no han demostrado beneficios significativos adicionales (Khan, 2006).

2.2.11. Antiinflamatorio no esteroideo

Los medicamentos antiinflamatorios no esteroides (AINE) son una clase de medicamentos que son utilizados como agentes antipiréticos, antiinflamatorios y analgésicos (William y Bradford, 2004). Los AINE generalmente se dividen en grupos según su estructura química y selectividad: salicilatos acetilados (aspirina), salicilatos no acetilados (diflunisal, salsalato), ácidos propiónicos (naproxeno, ibuprofeno), ácidos acéticos (diclofenaco, indometacina), ácidos enólicos (meloxicam, piroxicam), ácidos antranílicos (meclofenamato, ácido mefenámico), naftilalanina (nabumetona) e inhibidores selectivos de la COX-2 (celecoxib, etoricoxib) (Ghlichloo y Gerriets, 2023).

El principal mecanismo de acción de un AINE es la inhibición de la COX (enzima ciclooxigenasa). La ciclooxigenasa es necesaria para convertir el ácido araquidónico en tromboxanos, prostaglandinas y prostaciclina (Vane, 1971). Los efectos terapéuticos de los AINE se atribuyen a la falta de estos eicosanoides. En concreto, los tromboxanos desempeñan un papel en la adhesión plaquetaria, las prostaglandinas provocan vasodilatación, aumentan el punto de ajuste de la temperatura en el hipotálamo y desempeñan un papel en la antinocicepción (Ghlichloo y Gerriets, 2023).

Existen dos isoenzimas de la ciclooxigenasa ampliamente documentadas: COX-1 y COX-2. La COX-1 se expresa de forma constitutiva en el organismo y juega un papel fundamental en el mantenimiento del revestimiento de la mucosa gastrointestinal, la función renal y la agregación plaquetaria. En cambio, la COX-2 no se expresa de forma constitutiva, sino que se induce durante una respuesta inflamatoria (Chaiamnuay *et al.*, 2006).

La mayoría de los AINE no son selectivos e inhiben tanto la COX-1 como la COX-2. Sin embargo, los AINE selectivos de la COX-2 (p. ej., celecoxib) solo actúan exclusivamente sobre la COX-2, lo que les otorga un perfil de efectos secundarios diferente. Es importante destacar que, dado que la COX-1 es el principal mediador para garantizar la integridad de la mucosa gástrica y la COX-2 está principalmente implicada en la inflamación, los AINE selectivos de la COX-2 deberían proporcionar alivio antiinflamatorio sin comprometer la mucosa gástrica (Chaiamnuay *et al.*, 2006).

Los AINE son bien conocidos por sus efectos adversos, que afectan la mucosa gástrica, el sistema renal, el sistema cardiovascular, el sistema hepático y el sistema hematológico. Los efectos adversos gástricos se deben probablemente a la inhibición de la COX-1, lo que impide la formación de prostaglandinas que protegen la mucosa gástrica. El daño es más probable en pacientes con antecedentes de úlcera péptica. Dado que la inhibición de la COX-1 es específica, el uso de AINE selectivos de la COX-2 representa una alternativa de menor riesgo (Sostres *et al.*, 2010).

Los efectos adversos renales se deben a que la COX-1 y la COX-2 facilitan la producción de prostaglandinas que desempeñan un papel en la hemodinámica renal. En un paciente con función renal normal, la inhibición de la síntesis de prostaglandinas no plantea un gran problema; sin embargo, en un paciente con disfunción renal, estas prostaglandinas desempeñan un papel mayor y pueden ser la fuente de problemas cuando se reducen mediante AINE. Las complicaciones que pueden ocurrir incluyen disfunción renal aguda, trastornos de líquidos y electrolitos, necrosis papilar renal y síndrome nefrótico/nefritis intersticial (Whelton, 1999).

Los efectos adversos cardiovasculares también pueden aumentar con el uso de AINE; estos incluyen infarto de miocardio, eventos tromboembólicos y fibrilación auricular. El diclofenaco parece ser el AINE con el mayor aumento informado de eventos cardiovasculares adversos (Harirforoosh *et al.*, 2013).

Los efectos adversos hepáticos son menos frecuentes; el riesgo de hepatotoxicidad asociado a los AINE (niveles elevados de aminotransferasas) no es muy frecuente y la hospitalización relacionada con el hígado es muy rara. Entre los diversos AINE, el diclofenaco tiene una tasa más alta de efectos hepatotóxicos (Sriuttha *et al.*, 2018).

Es posible que se presenten efectos adversos hematológicos, especialmente con los AINE no selectivos, debido a su actividad antiplaquetaria. Este efecto antiplaquetario normalmente solo plantea un problema si el paciente tiene antecedentes de úlceras gastrointestinales, enfermedades que alteran la actividad plaquetaria (hemofilia, trombocitopenia, von Willebrand, etc.) y en algunos casos perioperatorios (Schafer, 1999).

Otros efectos adversos menores incluyen reacciones anafilactoides que afectan la piel y los sistemas pulmonares, como urticaria y enfermedad respiratoria exacerbada por aspirina (Berkes, 2003; Szczeklik, 1987).

2.2.11.1. Meloxicam

Oxicam o meloxicam, es un derivado del ácido enólico que tiene una selectividad relativa de COX-2. El meloxicam tiene una alta unión a las proteínas plasmáticas (99%) y un volumen de distribución estimado de 0,1–0,2 L/kg (Davies y Skjodt, 1999). Su semivida de eliminación terminal es de aproximadamente 20 horas, lo que lo hace adecuado para una dosificación una vez al día. Sus concentraciones plasmáticas del fármaco en estado estacionario se alcanzan en 3 a 5 días (Meineke y Türck, 2003). El meloxicam ha demostrado eficacia en el tratamiento de la osteoartritis

(Yocum *et al.*, 2000). Además, se ha desarrollado una formulación oral de meloxicam, destinada a disminuir el riesgo relacionado con la dosis de eventos adversos gastrointestinales, cardiovasculares y renales graves asociados con los AINE no selectivos (Altman *et al.*, 2015).

2.2.12. Antibiótico betalactámico

Un antibiótico es una sustancia química producida por microorganismos que, en bajas concentraciones, tiene la capacidad de inhibir el crecimiento o destruir bacterias y otros microorganismos. Un antimicrobiano es cualquier agente que destruye microorganismos o suprime su multiplicación o crecimiento (NRC, 1980).

La farmacología que sustenta los antibióticos incluye la destrucción de la célula bacteriana, ya sea impidiendo la reproducción celular o alterando una función o un proceso celular esencial dentro de la célula. Los agentes antimicrobianos se agrupan clásicamente en dos categorías principales según su efecto *in vitro* sobre las bacterias: bactericidas y bacteriostáticos. La doctrina común suele explicar que los antibióticos bactericidas “matan” las bacterias y los antibióticos bacteriostáticos “impiden el crecimiento” de las mismas. La verdadera definición no es tan sencilla. Para definir con precisión cada categoría, se deben entender la concentración mínima inhibitoria (CMI) y la concentración mínima bactericida (CMB) (Patel *et al.*, 2023). La concentración más baja que inhibe el crecimiento bacteriano visible a las 24 horas es la CMI. La CMB es la concentración de un antibiótico que reduce la densidad bacteriana 1 000 veces a las 24 horas (Pankey y Sabath, 2004).

La actividad bacteriostática se define además por una relación CMB/CMI mayor de 4, mientras que una relación CMB/CMI menor o igual a 4 es bactericida (Pankey y Sabath, 2004). Las implicaciones clínicas de la eficacia de los antibióticos dependen en gran medida de diversos factores, que incluye, pero no se limitan a: los principios farmacocinéticos y farmacodinámicos, las bacterias específicas, la carga bacteriana y el sitio de la infección. Esto se complica incluso más por la capacidad de algunos antibióticos bacteriostáticos de exhibir actividad bactericida contra bacterias particulares (Nemeth *et al.*, 2015). Por lo tanto, los antibióticos bacteriostáticos también pueden matar bacterias, aunque la definición de laboratorio puede parecer que no lo hacen. Este concepto funciona de manera inversa, ya que los antimicrobianos bactericidas también pueden ser bacteriostáticos contra ciertas cepas y en determinadas condiciones bacterianas. Existen datos contradictorios en cuanto a si es necesario el uso de antibióticos bactericidas para pacientes gravemente enfermos o inmunodeprimidos (Nemeth *et al.*, 2015).

Los antibióticos betalactámicos son un grupo diverso de agentes antimicrobianos utilizados para el tratamiento de infecciones en humanos y animales, tanto adquiridas en la comunidad como en la atención médica (Bush y Bradford, 2016). Los β -lactámicos son bien tolerados, eficaces y ampliamente prescritos. Su principal toxicidad está relacionada con una respuesta alérgica en un pequeño porcentaje de pacientes que reaccionan a determinantes de cadena lateral relacionados; en particular, estas reacciones son más comunes con penicilinas y cefalosporinas con una reactividad mínima causada por monobactámicos (Moss *et al.*, 1991; Saxon *et al.*, 1984).

Los antibióticos β -lactámicos son agentes bactericidas que interrumpen la formación de la pared celular bacteriana como resultado de la unión covalente a las proteínas de unión a la penicilina esenciales, enzimas que participan en los pasos terminales de la reticulación del peptidoglicano tanto en bacterias Gram-negativas como Gram-positivas (Bush y Bradford, 2016).

2.2.12.1. Penicilina

El uso de antibióticos profilácticos en cirugía veterinaria reduce la aparición de complicaciones postoperatorias. Los veterinarios utilizan predominantemente la penicilina como primer fármaco de elección, mientras que una minoría utiliza fármacos considerados de segunda o tercera elección, como la amoxicilina, la oxitetraciclina o la lincomicina-espectinomicina (Djebala *et al.*, 2019).

Se ha documentado que la terapia antimicrobiana perioperatoria con penicilina reduce la respuesta postoperatoria de la proteína amiloide A sérica, lo que sugiere que en cirugías donde las bacterias están presentes en la herida quirúrgica y contribuyen a la inflamación después de la castración reduce la inflamación (Busk *et al.*, 2010).

Sin embargo, el uso inadecuado de antimicrobianos perioperatorios en cirugía se traduce en un exceso de prescripción, con porcentajes altos de uso en cirugías limpias, contaminadas y sucias, y se asocia con la falta de formación quirúrgica en la formación profesional. Además, su mal uso puede conducir a resistencia antibacteriana (Otero *et al.*, 2023).

Años atrás, la sustancia más utilizada por número de aplicaciones en CSA era un medicamento que contenía tanto penicilina como aminoglucósido (bencilpenicilina y dihidroestreptomicina). Se utilizaba con mayor frecuencia en pacientes como profilaxis perioperatoria para la castración y en casos ortopédicos (Hund *et al.*, 2023).

2.2.13. Fases de una intervención quirúrgica

Una intervención quirúrgica se define como un proceso que implica cambiar físicamente los tejidos y órganos del cuerpo a través de una operación manual como cortar, suturar, raspar o el uso de láseres (Cook, 2009).

Las intervenciones quirúrgicas pueden ser la intervención principal bajo investigación o ser una intervención concomitante. Un ejemplo de lo primero podría ser la evaluación de la cirugía abierta *versus* la laparoscópica para el tratamiento de la apendicitis. Por el contrario, un ensayo que compare dos tipos diferentes de alivio del dolor posoperatorio después de la cirugía para la apendicitis representaría un ejemplo de cirugía como una intervención concomitante (porque la comparación principal es entre los métodos de alivio del dolor en lugar de la cirugía) (Blencowe *et al.*, 2015).

2.2.13.1. Preparación preoperatoria

La preparación preoperatoria es fundamental para garantizar la seguridad del paciente. Una preparación cuidadosa puede minimizar la ansiedad y, por lo tanto, los efectos físicos, y garantizar que los pacientes lleguen listos para la cirugía (Liddle, 2012).

La preparación debe comenzar con la contemplación de la cirugía, con una evaluación universal de los factores de riesgo establecidos, la aptitud física, el estado nutricional, la salud psicológica y, cuando corresponda, la fragilidad y la función cognitiva (Bates *et al.*, 2024). Además, en esta etapa se debe tener listo los materiales quirúrgicos, los fármacos y los diferentes materiales a utilizar en la intervención quirúrgica.

2.2.13.2. Premedicación

La premedicación se refiere a la administración de sedantes y ansiolíticos antes de los procedimientos quirúrgicos para aliviar el miedo y la ansiedad de los pacientes. Facilita la separación de los cuidadores, la preparación para la anestesia y el manejo operatorio y posoperatorio, e implica comúnmente el uso de fármacos como benzodiazepinas, opioides y agentes hipnóticos (Miller-Hance, 2019).

Estos medicamentos no son parte del régimen médico habitual ni de la anestesia del paciente quirúrgico. Se administran con el objetivo de reducir la ansiedad, controlar el dolor, disminuir el riesgo de neumonitis por aspiración y reducir la incidencia de náuseas y vómitos posoperatorios. Los betabloqueantes perioperatorios y los suplementos de glucocorticoides también se consideran premedicación. Sin duda, existen otros tipos de medicamentos que se pueden administrar antes de la operación, como la eritropoyetina para la anemia, pero no son comunes o no se consideran en la práctica estándar (Sharp, 2014).

2.2.13.3. Inducción anestésica

La inducción de la anestesia se refiere a la transición de la conciencia a la inconsciencia al inicio de la anestesia general. Aunque los fármacos de inducción pueden administrarse por diversas vías, la administración IV es la más común. Algunos fármacos desarrollados específicamente para la inducción IV, como tiopental, ketamina, etomidato y propofol, suelen denominarse “fármacos de inducción”. Sin embargo, esta clasificación es limitada, ya que algunos de estos también se emplean para el mantenimiento de la anestesia (p. ej., la infusión de propofol), mientras que los anestésicos inhalados, comúnmente utilizados para el mantenimiento, también pueden emplearse en la inducción. Además, ciertos fármacos adyuvantes, que no se consideran anestésicos primarios, como los opioides y las benzodiazepinas, pueden utilizarse en la inducción anestésica (Bowdle, 2011).

2.2.13.4. Mantenimiento anestésico

Inmediatamente después de la inducción de la anestesia general, se requieren agentes adicionales para mantener el estado anestésico, ya que la mayoría de los agentes de inducción tienen una duración de acción breve. Los objetivos generales de la fase de mantenimiento de la anestesia general son asegurar la anestesia quirúrgica de etapa III; es decir, inconsciencia, amnesia, inmovilidad y falta de respuesta a la estimulación quirúrgica, manteniendo una profundidad anestésica segura, al mismo tiempo que se preserva la estabilidad respiratoria y hemodinámica (Khorsand, 2023).

2.2.13.5. Recuperación anestésica posoperatoria

El posoperatorio es el período de recuperación inmediatamente posterior al procedimiento, es el momento en que la anestesia ha terminado, pero el animal no ha recuperado la conciencia. Los animales deben ser observados atentamente durante este período para evitar complicaciones (Dripps, 1957; Redden y Jeske, 1999).

Los procedimientos quirúrgicos exitosos requieren una planificación prequirúrgica adecuada. Una planificación deficiente o técnicas y de seguimiento inadecuadas pueden provocar complicaciones durante un procedimiento de cirugía, lo que puede afectar el resultado quirúrgico y los datos producidos, y generar posibles problemas de bienestar animal (Clevenger *et al.*, 2018).

Los resultados quirúrgicos a menudo se ven influenciados por las acciones tomadas antes y durante el procedimiento, como el uso de antibióticos preoperatorios. Los antibióticos profilácticos pueden ayudar a reducir las infecciones posoperatorias y comúnmente se administran para cirugías importantes de supervivencia, especialmente cuando se penetran cavidades corporales (Clevenger *et al.*, 2018).

El tiempo de recuperación posoperatoria es fundamental y una evaluación adecuada durante este período puede tener un impacto positivo en el resultado general del procedimiento. El dolor puede afectar el bienestar del animal tanto físico como mental y el alivio adecuado del dolor y la angustia es crucial para un resultado quirúrgico positivo. La administración

de analgésicos multimodales preventivos no solo puede ayudar a reducir el dolor posoperatorio, también puede reducir la cantidad de anestesia necesaria, acortar el tiempo total de anestesia y acelerar la duración de la recuperación (Corletto, 2007).

La evaluación del dolor para la continuación de los analgésicos debe extenderse durante todo el período postoperatorio, ya que el dolor puede variar entre pacientes individuales. Variables como el tipo de procedimiento, la duración del procedimiento, el nivel de habilidad del cirujano, la especie e incluso el estoicismo individual pueden afectar la necesidad de analgésicos y sedantes para garantizar una recuperación quirúrgica cómoda (Clevenger *et al.*, 2018).

Algunas complicaciones que pueden ocurrir incluyen depresión respiratoria inducida por opioides, náuseas o íleo, toxicidades por AINE en ciertas especies (ibuprofeno en perros y gatos) y anestésicos locales, como lidocaína y bupivacaína, que inducen efectos tóxicos en especies más pequeñas. Independientemente de estas variables y complicaciones, cuando se realizan procedimientos quirúrgicos, se debe evaluar el dolor de todos los animales y se deben administrar analgésicos según sea necesario (Clevenger *et al.*, 2018). El seguimiento, la documentación y el mantenimiento de registros postoperatorios proporcionan verificación de que el animal se está recuperando adecuadamente y permiten la intervención si la recuperación no es la esperada.

2.2.13.6. Seguimiento del paciente posoperatorio

Cada vez es más claro que el cuidado postoperatorio puede mejorar o lamentablemente, comprometer los resultados de una cirugía técnicamente exitosa. Para reducir las tasas de mortalidad y morbilidad en el período postoperatorio es crucial identificar los factores de riesgo, prevenir y tratar lo antes posible cualquier desviación del estado del paciente con respecto al curso normal de rehabilitación. Las intervenciones oportunas reducen el impacto de los eventos negativos en la recuperación del paciente (Mogoanta *et al.*, 2021).

El reconocimiento temprano de los signos y síntomas mediante una vigilancia estrecha es la clave y el punto de partida para la vigilancia activa. Esto permite realizar pruebas de laboratorio o imágenes específicas (si es necesario) para identificar rápidamente cualquier evento no deseado en la recuperación del paciente y permitir una acción específica y adecuada (Mogoanta *et al.*, 2021).

El cuidado posoperatorio es el que se brinda al paciente después de un procedimiento quirúrgico. El tipo de cuidado posoperatorio depende tanto del tipo de cirugía realizada como del historial médico del paciente. Generalmente, incluye el manejo del dolor y el cuidado de las heridas. Los cuidados posoperatorios comienzan inmediatamente después de la cirugía. Los pacientes deben ser monitoreados y evaluados de cerca para detectar cualquier deterioro en su condición, y se debe implementar el plan o la vía de atención posoperatoria correspondiente (Liddle, 2013).

Al evaluar al paciente postoperatorio es fundamental observar al paciente para detectar signos de hemorragia, shock, sepsis y los efectos de la analgesia y la anestesia. En esta etapa es imperativo la observación mínima de los signos vitales como la FC, SpO₂, T°, presión arterial sistólica, frecuencia de pulso y el nivel de conciencia (Liddle, 2013).

La herida postoperatoria debe ser monitoreada de manera rigurosa a diario. En el período posoperatorio inmediato, un sangrado puede considerarse normal; sin embargo, si esta condición persiste, podría indicar hemorragia y poner al paciente en riesgo (Mogoanta *et al.*, 2021).

En la mayoría de los casos, un sangrado de bajo flujo originado en un vaso dérmico puede ser controlado mediante técnicas simples, como la aplicación de un vendaje de presión local, una malla con peróxido de hidrógeno, pegamento de fibrina o un punto complementario bajo analgesia local. En algunos casos, puede ser necesario drenar la acumulación de fluidos. Asimismo, en situaciones de infección y acumulación de pus, el tratamiento con antibióticos o antiinflamatorios debe ser administrado de manera oportuna (Mogoanta *et al.*, 2021).

2.2.14. Hematología

El hemograma completo es el análisis de sangre más realizado. Esta prueba incluye la medición de la hemoglobina, el recuento de glóbulos blancos, el recuento de plaquetas y los índices detallados de glóbulos rojos. El hemograma completo automatizado también ofrece información sobre el “diferencial” que proporciona datos sobre los porcentajes y los números

absolutos de los distintos subgrupos de glóbulos blancos. Esta prueba es esencial para diagnosticar condiciones como anemia, cánceres hematológicos, infecciones, estados hemorrágicos agudos, alergias e inmunodeficiencias. También se utiliza para monitorear los efectos secundarios de ciertos medicamentos (Celkan, 2020).

La sangre está formada por elementos celulares suspendidos en un medio líquido denominado plasma. Los elementos sanguíneos incluyen glóbulos rojos, glóbulos blancos y plaquetas. El plasma constituye el 55 y el 66% del volumen sanguíneo total y se obtiene mediante centrifugación de la sangre a la que se le impide coagular. Si la sangre se coloca en un tubo y se deja coagular, se separa el suero. A diferencia del plasma, el suero sanguíneo carece de factores de coagulación como el fibrinógeno y los factores V y VIII (Bennett *et al.*, 2015; Lanzkowsky, 2005; Mazza, 2002).

Con el hemograma completo se pueden evaluar hematocrito (Hct, también denominado PCV, por sus siglas en inglés, *packed cell volume*), hemoglobina (Hb), cantidad de glóbulos rojos, volumen corpuscular medio (VCM), hemoglobina eritrocitaria media (MCH), concentración de hemoglobina corpuscular media (MCHC), ancho de distribución de glóbulos rojos, que muestra la discrepancia en los diámetros de los glóbulos rojos (anisocitosis), recuento de glóbulos blancos, números y porcentajes de diferentes tipos de leucocitos (linfocitos, segmentos, monocitos, eosinófilos, basófilos), recuento de plaquetas y volumen plaquetario medio (Buttarelli y Plebani, 2008; Jakubik *et al.*, 2003).

2.2.14.1. Hematología de las alpacas

Los glóbulos rojos de los CSA son pequeños, tienen forma elíptica, sin biconcavidad y normalmente no presentan palidez central a diferencia de los de otros mamíferos. Varias características estructurales y fisiológicas de los glóbulos rojos de los camélidos contribuyen a su alta resistencia a la lisis osmótica, menor deformabilidad y alta afinidad por el oxígeno (Foster *et al.*, 2009; Tornquist, 2020; Wagener *et al.*, 2024b). Los linfocitos de los camélidos varían de tamaño como en los rumiantes. Las plaquetas de los camélidos son redondas o irregulares y contienen gránulos azurófilos. Las plaquetas de los camélidos son generalmente de volumen pequeño y los recuentos de plaquetas son más altos que en muchas otras especies. Las pruebas de coagulación se pueden realizar en camélidos utilizando instrumentos y reactivos que se utilizan en otras especies de mamíferos. No se han informado características únicas de la morfología o maduración de los glóbulos blancos en muestras de médula ósea de camélidos (Tornquist, 2020).

Los recuentos de eritrocitos son relativamente altos en comparación con otras especies domésticas. Los valores medios de MCHC para los camélidos son >400 g/L, que es superior a los observados habitualmente en otras especies de cría. El VCM en los camélidos es inferior al de las especies domesticadas, lo que proporciona una gran relación superficie-volumen más eficiente para el intercambio gaseoso (Foster *et al.*, 2009).

A la fecha, se han realizado estudios en diferentes partes del mundo sobre hematología en alpacas. En alpacas machos sobre los seis meses de edad de Europa Central, se identificó que el Hct osciló entre 31 a 32%, los eritrocitos de 13,80 a 14,50 ($\times 10^6/\text{dL}$); Hb de 13,2 a 14 g/dL; VCM de 22,80 a 22,50 ft; HCM de 9,70 a 9,80 pg; MCHC de 43 a 43,9 g/dL; leucocitos de 14,30 a 12,10 $\times 10^3/\text{dL}$; neutrófilos de 9,10 a 6,10 $\times 10^3/\text{dL}$; eosinófilos de 0,74 a 0,31 $\times 10^3/\text{dL}$; monocitos de 0,15 a 0,02 $\times 10^3/\text{dL}$; linfocitos de 4,90 a 4,60 $\times 10^3/\text{dL}$ y los basófilos fueron 0,00 $\times 10^3/\text{dL}$ (Husakova *et al.*, 2015). Sin embargo, otro estudio reportó que los valores de basófilos oscilan entre 0,0 a 0,3 $\times 10^3/\text{dL}$ y de 0,0 a 2% (Burri *et al.*, 2005). Otra investigación indicó que el basófilo osciló de 0,0 a 0,4 $\times 10^3/\text{dL}$ (Dawson *et al.*, 2011).

En otro estudio se obtuvieron resultados más amplios donde el 55% de las alpacas presentaron anemia. El Hct más bajo fue de 4% y el máximo 43%, la Hb tuvo un rango de 2 a 19,8 g/dL, los leucocitos de 0,03 a 7,5 g/dL, los linfocitos de 1 a 90%, neutrófilos segmentados de 3 a 98%, eosinófilos de 0 a 30%, basófilos de 0 a 4% y monocitos de 0 a 21% (Wagener *et al.*, 2021).

La identificación clínica de animales anémicos se puede realizar evaluando la puntuación FAMACHA© y la PCC, ya que la anemia en alpacas y llamas se correlaciona con membranas mucosas pálidas y una PCC reducida. El examen hematológico de una muestra de sangre puede proporcionar un diagnóstico más diferenciado de anemia. Un hallazgo común es la anemia regenerativa con un mayor número de reticulocitos que a menudo es causada por la pérdida de sangre debido a *Haemonchus*

contortus. Los cambios en un frotis de sangre de una alpaca o llama con anemia regenerativa pueden incluir normoblastos (glóbulos rojos nucleados), anisocitosis, poiquilocitosis, policromasia, cuerpos de Howell-Jolly o punteado basófilo. Además, también puede producirse anemia no regenerativa, a menudo causada por deficiencia de oligoelementos o caquexia (Wagener *et al.*, 2023a).

La distinción se basa en la respuesta eritropoyética a la anemia. Si la respuesta eritropoyética es insuficiente, la anemia se considera no regenerativa (Tyler y Cowell, 1996). La anemia en los CSA se le ha clasificado en diferentes grados de gravedad: Hct entre 25 y 20% indica anemia leve; Hct entre 20 y 15% indica anemia moderada; Hct entre 15 y 10% indica anemia grave y; Hct <10% indica anemia mortal (Wittek y Franz, 2023). Los CSA son capaces de tolerar la anemia crónica grave y pueden continuar pareciendo sanos con un Hct <10% (Foster *et al.*, 2009).

2.2.15. Puntuación de condición corporal en alpacas

La evaluación de la escala o puntuación de la condición corporal (PCC) es una herramienta importante para determinar el estado nutricional de un animal. Por lo tanto, puede proporcionar información valiosa tanto para el manejo del rebaño como para el examen veterinario de animales individuales. Es un parámetro que ha adquirido mayor importancia en alpacas y llamas, cuyo denso pelaje fibroso puede ocultar un mal estado nutricional durante mucho tiempo (Wagener *et al.*, 2024a). Sin embargo, se debe tener en cuenta que una inspección puramente visual de las alpacas no es un método adecuado para

evaluar el estado nutricional de estos animales. Además, se debe tener en consideración la experiencia de los examinadores con respecto a la evaluación de la PCC en los CSA (Buchallik-Schregel *et al.*, 2024).

Existen diferentes sistemas de puntuación corporal para alpacas y llamas que utilizan escalas de 1 a 5 y de 1 a 10 (ambas desde emaciado hasta obeso) que incluyen un examen visual y táctil de la columna lumbar, la cruz, los hombros, las costillas, las patas o la pelvis. Actualmente, la PCC más utilizada es una escala de 1 a 5 (1 = emaciado; 2 = delgado; 3 = óptimo; 4 = sobrepeso; 5 = obeso) (Buchallik-Schregel *et al.*, 2024; Wagener *et al.*, 2024a, 2023b). Una PCC óptima (3) se caracterizaría por una línea recta entre los procesos espinosos dorsales y los procesos transversales de la columna lumbar, mientras que una línea más cóncava se interpretaría como una PCC más baja y una línea más convexa como una PCC más alta (Wagener *et al.*, 2021).

La evaluación de PCC en CSA mediante palpación de las vértebras lumbares puede considerarse como un método simple, rápido y reproducible. Con mayor frecuencia se palpan las apófisis espinosas y transversas de las vértebras lumbares, así como la cobertura muscular y grasa entre ellas (Wagener *et al.*, 2023b).

CAPÍTULO III

DISEÑO DE CONTRASTACIÓN DE LA HIPÓTESIS

3.1. Localización

El estudio tuvo lugar en el sector Tragadero Grande, caserío Chugurmayo, en el distrito Sorochuco, provincia Celendín, departamento Cajamarca, Perú (Figura 1). El proceso anestésico y quirúrgico se realizó en las instalaciones del criadero de alpacas “Proyecto Alpacas FONCREAGRO” donde se crían alpacas de la raza huacaya. Este criadero se ubica a una altitud de 3897 m (Latitud Sur - 6,908889; Longitud Oeste -78,356944). El sector Tragadero Grande cuenta con una temperatura media anual de 14,40 °C, precipitación pluvial anual 623,58 mm y una humedad relativa anual de 71,94% (NASA POWER, 2024).

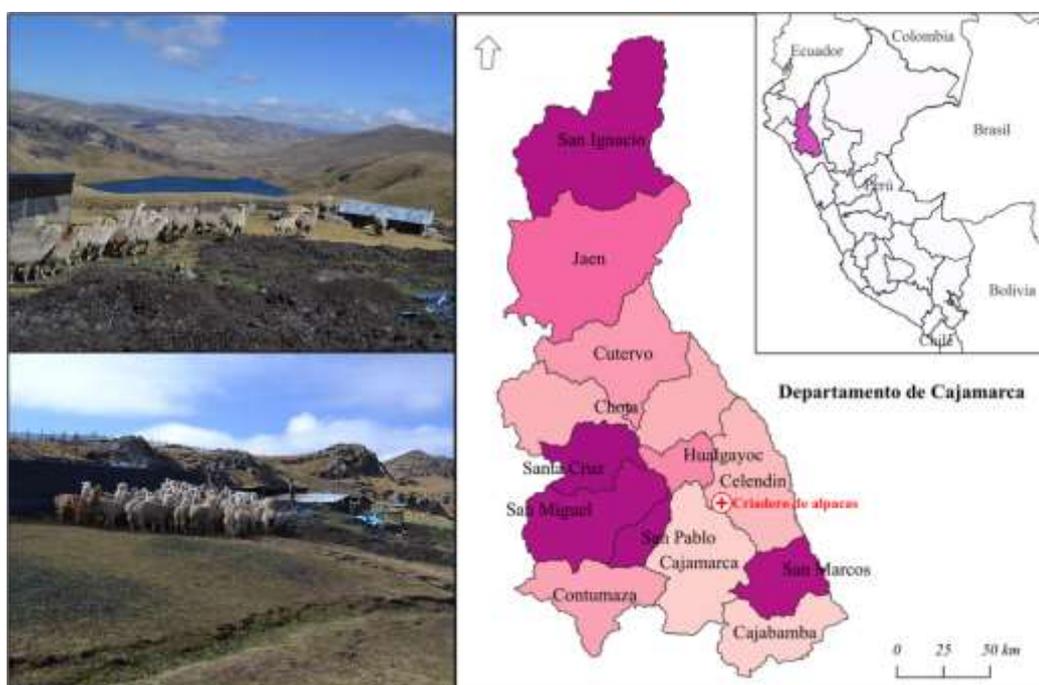


Figura 1. Ubicación del criadero Proyecto Alpacas FONCREAGRO en el departamento de Cajamarca, Perú

3.2. Metodología

3.4.1. El tipo y diseño

El estudio se ajusta a un diseño descriptivo con un muestreo por conveniencia y asignación aleatoria de los integrantes de cada grupo. Se seleccionaron 30 alpacas machos clínicamente sanos mayores de dos años de edad, de los cuales, aleatoriamente se formaron dos grupos de 15 individuos. Las 30 alpacas se seleccionaron del grupo de machos que tenían un manejo aislado al grupo de las hembras y crías.

Debido a la distancia al criadero de alpacas (4 a 5 h ida y vuelta), por día se evaluaron de entre 2 a 3 alpacas. Dado que las alpacas descansaban en corrales, por las mañanas el personal encargado del cuidado de los animales aislaba las alpacas hacia otro corral donde se pesaba y se anotaban los datos en una hoja de registro, así como la edad, condición corporal y la identificación que se visualizaban en los aretes.

3.4.2. Condiciones de crianza y manejo de las alpacas

Las alpacas se manejaban bajo un sistema de crianza semi-extensivo. Dormían en corrales y por las mañanas (7 h) se trasladaban a las zonas de pastoreo donde se alimentaban de pastos naturales de la zona y bebían agua de lagunas formadas de manera natural. Por las tardes (17 h) se regresaban a los corrales donde se alojaban hasta el día siguiente.

El calendario de desparasitación estaba esquematizado trimestralmente, donde se administraban fármacos para el control de parásitos trematodos, nematodos, cestodos y protozoarios (coccidios). Luego de la desparasitación, las alpacas recibían golpes vitamínicos y minerales.

La población de alpacas (cerca de 200) estaba dividida en grupos de machos y grupo de hembras (incluido sus crías), las cuales se pastaban de manera separada. El proceso de esquila se realiza un vez cada dos años.

3.4.3. Protocolos de anestesia

En las primeras 15 alpacas se evaluó un protocolo de anestesia ($P_1 = P_{XKM}$) y, en las 15 restantes se evaluó el segundo protocolo ($P_2 = P_{APF}$) (Tabla 1). Las inyecciones intramusculares se realizaron en la tabla del cuello y los fármacos intravenosos en la vena safena (Figura 2). La información de los productos utilizados se muestra en el Anexo 1.

Tabla 1. Protocolos de anestesia general evaluados en alpacas huacaya machos en condiciones de campo

Protocolo	Preanestesia	Inducción
P_{XKM}	Xilacina (0,5 mg.kg ⁻¹ PV) - IM	Midazolam + Ketamina (0,25 mg.kg ⁻¹ + 10 mg.kg ⁻¹ PV) - IV
P_{APF}	Acepromazina (0,5 mg.kg ⁻¹ PV) - IM	Propofol + Fentanilo (3 mg.kg ⁻¹ + 0,005 mg.kg ⁻¹ PV) - IV

PV: Peso vivo; IM: Intramuscular; IV: Intravenosa



Figura 2. Proceso de cateterización para la administración de los anestésicos en las alpacas

Leyenda: a. Ubicación de la alpaca en posición decúbito lateral izquierda, b. Ubicación de la vena safena en parte medial del miembro posterior y, c. Cateterización intravenosa

3.4.3.1. Procedimiento

Dentro de un corral, cada alpaca se sujetó con una soga corta y se pesó por suspensión mediante arnés realizado con una soga de mayor longitud en una balanza romana, conocida comúnmente como romanilla. La romanilla se aseguró (suspendido) en una estructura metálica desde el techo. El valor obtenido se anotó en una ficha individual codificada con la identificación de la alpaca que figuraba en el arete.

3.4.3.1.1. Cálculo de las dosis

Con los pesos obtenidos se calcularon los volúmenes de cada fármaco. Para lo cual, se multiplicó la dosis terapéutica del principio activo ($\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$) por el peso de cada alpaca (kg) y el producto se dividió entre la concentración del producto ($\text{mg}\cdot\text{kg}^{-1}$). Se utilizaron jeringas de diferentes capacidades en función del volumen calculado para cada fármaco.

3.4.3.1.2. Preanestesia e inducción

En la preanestesia se administró la dosis calculada de cada fármaco correspondiente al protocolo establecido (Tabla 1). Seguido, se controló el tiempo y se observó el comportamiento de cada alpaca durante 15 min.

Cumplido los 15 min, cada alpaca se derribó en el piso sobre una manta de plástico en posición latero lateral izquierdo. Con el apoyo del personal, se sujetó al animal y con una hoja de afeitar se rasuró la zona medial del muslo en el tercio inferior para visibilizar y acceder a la vena satélite de la arteria safena (Angulo *et al.*, 2013). En algunas alpacas se empleó la vena cefálica. Para este fin, la zona se humedeció con agua limpia y se restregó con jabón. Luego, se realizó la asepsia con gasa y alcohol 70°.

Luego, se fijó un catéter intravenoso de calibre 18 G×1 ¼" por el que se administró el medicamento para dar paso a la inducción anestésica. Se empleó este calibre por el diámetro la vena en las extremidades, para menor resistencia al momento de la administración de los anestésicos y también para evitar una rápida obstrucción por coagulación sanguínea.

La primera mitad se administró de manera rápida y la segunda mitad fue pausada. El catéter se mantuvo dentro de la vena por un aproximado de dos minutos. Se tuvo al alcance adrenalina en caso el animal presentara bradicardia exagerada. Luego, se retiró el catéter, se realizó leve presión con gasa para la hemostasia, verificada la ausencia de efusión de sangre se retiró la gasa, se volvió a limpiar el área y se observó al animal durante la duración del efecto del anestésico (período de latencia).

Inmediatamente después de culminada la administración de los anestésicos, se evaluó la respuesta fisiológica de la flexión de las extremidades (relajación muscular), así como el reflejo palpebral y pupilar como indicador del plano quirúrgico.

No se evaluó período de mantenimiento debido a que esto varía o depende de la duración de las intervenciones quirúrgicas. En el presente estudio no se administró infusión continua o bolos de anestesia.

3.4.3.1.3. Recuperación anestésica

Este período constituyó el tiempo transcurrido desde los signos evidentes del despertar hasta la recuperación completa de la conciencia del animal. El fin de este período se consideró cuando la alpaca manifestó intentos de incorporarse. Sin embargo, debido al efecto residual de la anestesia, no podía mantener el equilibrio, por lo que un miembro del personal de apoyo permaneció al lado para evitar golpes o caídas. El animal fue liberado cuando pudo pararse y caminar con normalidad sin apoyo.

3.4.3.2. Parámetros medidos

3.4.3.2.1. Constantes fisiológicas

Las constantes fisiológicas son los parámetros más importantes para determinar la seguridad de la anestesia. De estas depende la elección de uno u otro protocolo de anestesia general, el cual genere la menor alteración de las mismas.

Las constantes fisiológicas se tomaron durante todo el proceso, desde la sujeción inicial de las alpacas, hasta la liberación de las mismas. Después de la captura de las alpacas, se les dio un tiempo prudente para que se familiaricen con la sujeción y lograr la calma. La primera medida de las constantes fisiológicas se tomó antes de la administración de ningún fármaco (tiempo 0), con la alpaca en calma.

Durante la preanestesia, en ambos protocolos, las constantes fisiológicas de T° (temperatura), FC (frecuencia cardíaca), FR (frecuencia respiratoria) y %SpO₂ (porcentaje de saturación de oxígeno en sangre) se tomaron cada cinco minutos. La T° se tomó en el recto, la FR mediante el conteo de cada ciclo respiratorio y la FC y el %SpO₂ con el uso de un oxímetro veterinario digital.

En el período de anestesia profunda, así como en el período de recuperación las constantes fisiológicas de las alpacas sometidas al P_{XKM} se continuaron evaluando cada cinco minutos. Sin embargo, en el protocolo P_{APF} se evaluó cada tres minutos debido al corto tiempo de acción de este protocolo.

3.4.3.2.2. Tiempo

Con el uso de un cronómetro digital, se tuvieron en cuenta los inicios y finales de cada etapa de anestesia profunda después de la inducción anestésica, así como el tiempo de recuperación en cada protocolo anestésico.

3.4.4. Puntuación de la condición corporal

Antes de la medición del peso, con las alpacas en pie, siguiendo las instrucciones de estudios publicados mediante palpación de las vértebras lumbares se le asignó una puntuación en escala de 1 al 5 a cada animal. Donde, 1 = emaciado; 2 = delgado; 3 = óptimo; 4 = sobrepeso; 5 = obeso (Buchallik-Schregel *et al.*, 2024; Wagener *et al.*, 2024a, 2023b) (Anexo 2).

3.4.5. Toma de la información de la edad

Dado que el criadero contaba con registros, al término de la toma de datos, de estos se obtuvo la fecha de nacimiento de cada alpaca, en base a lo cual se calculó la edad a la fecha de la evaluación del protocolo de anestesia.

3.4.6. Toma y procesamiento de las muestras de sangre

Los análisis hematológicos deben realizarse con ácido etilendiaminotetraacético (EDTA) (Milne y Scott, 2006; Otter, 2013). Por lo tanto, se emplearon tubos con este aditivo. El EDTA es el anticoagulante recomendado debido a su efecto duradero, en comparación con la heparina, que tiene efecto más breve. Dada la distancia entre la toma de muestra en campo y su análisis, el EDTA fue el anticoagulante más adecuado.

Con las alpacas derribadas y sujetadas, inmediatamente después de la cateterización en la vena safena y, en algunos casos, de la vena cefálica, se colectó sangre directamente en tubos al vacío con K₂ EDTA 5,4 mg y capacidad de 3 mL (BD Vacutainer®)- Se extrajeron aproximadamente de 2 a 3 mL de sangre. La muestra se sometió a un movimiento rotatorio leve para asegurar la mezcla del anticoagulante con la sangre. Cada tubo se rotuló con el número de identificación del arete de la alpaca y se colocaron en gradillas dentro de una caja de cartón pequeña para su transporte al laboratorio.

El análisis de la sangre se realizó mediante métodos convencionales, ampliamente descritos en estudios previos (Bauer *et al.*, 2021; Blumenreich, 1990; Wagener *et al.*, 2021, 2018). Para más detalles sobre estos métodos, se consultará el libro “*Hematology Techniques and Concepts for Veterinary Technicians*” de Voigt y Swist (2011). A continuación, se ofrece una breve descripción de los procedimientos utilizados.

Los análisis incluyeron: recuento de glóbulos rojos ($10^6/\mu\text{L}$) y blancos ($10^3/\mu\text{L}$), determinado microscópicamente en una cámara Neubauer, luego de 5 min de lisis de 100 μL de sangre en 900 μL de solución de ácido acético al 3%; hematocrito (Hct) [%], determinado después de la centrifugación de la sangre en un capilar de microhematocrito (15 000 rpm/ 5 min); hemoglobina (Hb) [g/dL], medida por el método de cianometahemoglobina y leída a 540 nm; volumen corpuscular medio (VCM) [fL], calculado dividiendo el Hct entre el número de eritrocitos; concentración media de hemoglobina celular (MCHC) [g/dL], obtenida al dividir Hb entre Hct y; hemoglobina corpuscular media (HCM) [pg], calculada dividiendo Hb entre el número de eritrocitos.

La diferenciación microscópica de glóbulos blancos se realizó en frotis de sangre mediante la tinción T15 o Diff Quick y observado a 1 000 aumento (linfocitos, neutrófilos segmentados, neutrófilos en banda, eosinófilos, basófilos y monocitos y luego se calculó fórmula leucocitaria relativa en porcentaje (100%).

Para este fin, se homogeneizó la sangre y luego se colocó 5 μ L en portaobjeto limpio, se realizó el frotis con otra lámina portaobjetos. Luego, se fijó en metanol 85° durante 10" y se dejó secar a temperatura ambiente. Seguido, los frotis se colocaron en eosina durante 20", otros 20" en azul de metileno y finalmente se estabilizaron en Buffer PBS pH 7,2 por 10"; se dejó secar al ambiente y luego se observaron en microscopio óptico. Los productos empleados fueron de Mircoscopy Hemacolor®.

3.4.7. Escala de la evaluación de la sedación en las alpacas

Dado que la sedación se realizó con las alpacas en pie, se utilizó la puntuación para evaluar la sedación evaluada en caballos (Casoni *et al.*, 2015; Kerr *et al.*, 1996; Schauvliege *et al.*, 2019; Thakur *et al.*, 2011), los cuales se adecuaron a las alpacas con algunas modificaciones. Esta escala y sus adaptaciones se muestran en la Tabla 2.

Tabla 2. Escala de puntuación para evaluar la sedación de los tranquilizantes en la preanestesia en las alpacas

Sedación	Escala	Indicador
Grado	0	Sin sedación. La alpaca está alerta, con una postura normal y responde al entorno y al contacto con el evaluador. Las orejas responden al entorno (movimiento).
	1	Sedación leve. Respuesta reducida a la actividad del ambiente. Oídos parcialmente sensibles al entorno. Ptosis leve o nula en las orejas.
	2	Buena sedación. Se coloca en posición decúbito ventral. No responde a la actividad del ambiente. Ptosis auricular visible.
	3	Sedación marcada. El apoyo es firme sobre sus miembros en posición decúbito ventral. No responde a la actividad de fondo. Labio inferior colgante y ptosis auricular pronunciada, movimiento mínimo o nulo de las orejas.

3.4.8. Evaluación de la calidad de la anestesia

En la literatura veterinaria actual no existe una escala completamente probada y validada para medir la calidad de la inducción y la recuperación anestésica. Existe un gran desacuerdo entre los estudios sobre el uso de escalas de inducción y recuperación, y muchos han informado resultados inconsistentes con los instrumentos actuales (Wolfe y Hofmeister, 2021). Sin embargo, tomando en cuenta escalas evaluadas en otras especies de animales como caballos (Brumund *et al.*, 2024; Casoni *et al.*, 2015; Hubbell *et al.*, 2024; Kalchofner *et al.*, 2006; Ringer *et al.*, 2007), se adaptó una escala de 1 al 5 para evaluar la calidad de la inducción y recuperación de las alpacas (Tabla 3).

Tabla 3. Escala para evaluar la calidad de la anestesia en la fase de inducción y recuperación de las alpacas

Fase	Criterio	Escala	Indicador
Inducción	Excelente	1	Suave sin excitación
	Muy buena	2	Suave con mínima excitación
	Buena	3	Excitación leve
	Pobre	4	Moderada excitación
	Muy pobre	5	Excitación severa o muerte
Recuperación	Excelente	1	Suave y coordinada, la alpaca se levanta al primer intento
	Muy buena	2	Suave, la alpaca permanece tranquila y se levanta al segundo intento
	Buena	3	Ataxia leve, la alpaca se mantiene en calma, pero se levanta después de más de dos intentos
	Pobre	4	Ataxia moderada, la alpaca se levanta después de repetidos intentos y con peligro de lesión
	Muy pobre	5	Ataxia severa, la alpaca se levanta con dificultad y con alta probabilidad de lesión o no se levanta

3.4.9. Orquiectomía

La orquiectomía se realizó en 16 alpacas. En ocho alpacas se efectuó la técnica de castración escrotal con dos cortes a cielo abierto y en las ocho siguientes mediante la técnica preescrotal. En cada protocolo de anestesia general la castración se realizó con las dos técnicas.

Para este fin, mientras las alpacas estuvieron en anestesia profunda, utilizando una torunda se desinfectó la zona testicular con yodo elemental diluido en agua 4:250. Luego se procedió con los procedimientos propios de cada técnica (Figura 3). El escroto/testículos de las alpacas son del tipo no pendular y están ubicados entre la zona inguinal media y la zona inguinal posterior (Figura 3a).



Figura 3. Exposición del área de intervención quirúrgica durante y después de la orquiectomía en las alpacas

Leyenda: a. Visibilidad y asepsia de la zona testicular, b. Rocío de un repelente en la herida quirúrgica, c y d. Proceso de cicatrización de la herida

3.4.9.1. Técnica preescrotal

Cada alpaca en posición decúbito lateral izquierdo y un personal de apoyo sujetó la extremidad derecha para la visualización del área testicular. Con una mano se direccionó el testículo hacia la línea media en la zona preescrotal, una vez sujetado, se incidió la piel con bisturí (N.º 10 y mango N.º 3) sobre el testículo (entre 3 a 4 cm), luego se aplicó ligera presión con la finalidad de exteriorizar el testículo. Una vez exteriorizada, con el uso de una gasa se separó el tejido conectivo y se expuso el cordón espermático.

Luego, se colocaron dos clamps con pinzas Rochester Pean Curvas de 16 cm, un cm entre cada uno. Se retiró la pinza más proximal al cuerpo de la alpaca y en el mismo lugar se realizó la ligadura de Miller modificada con ácido poliglicólico 0. El cordón espermático se cortó sobre la segunda pinza. Para verificar la ausencia de sangrado y la seguridad de la ligadura, se sujetó la porción del cordón con una pinza quirúrgica (diente de ratón) y se observó por unos segundos. Una vez confirmada la ausencia de sangrado arterial se liberó la parte del cordón adherido al cuerpo. El segundo testículo se extirpó siguiendo el mismo procedimiento. La sangre presente en la incisión se limpió con torundas estériles.

Después de la extirpación de los dos testículos, con el uso de un portaagujas Mayo (12 cm) y con ácido poliglicólico 0, se cerró la incisión con una sutura interdérmica en patrón "X" o cruzado. Se limpió la sangre de la herida con gasa y luego se roció un antimiasmico-cicatrizante-repelente-desinfectante. Finalmente, se esperó la recuperación anestésica residual de la alpaca para su posterior liberación.

3.4.9.2. Técnica escrotal

Con cada alpaca en la misma posición utilizada para la técnica preescrotal. Se realizó un corte longitudinal por cada testículo con una extensión en relación al tamaño del testículo (3 a 4 cm). Se siguió con la técnica de cielo cerrado, por lo que se incidió las capas del escroto (piel y dartos) para la exposición de los testículos aplicando una leve fuerza. Luego, se utilizaron los mismos materiales, técnica de ligadura y demás procedimientos hasta la liberación del animal.

En ambas técnicas, al finalizar la castración se aplicó una dosis única de penicilina G procaínica más dihidroestreptomicina sulfato a razón de 2 a 3 mg.kg⁻¹ PV, IM en el paquete muscular de los glúteos. También se administró meloxicam a dosis única de 0,2 a 0,3 mg.kg⁻¹ PV, IM. Se optó por estas medidas debido a la ubicación remota del lugar y evitar complicaciones que requieran atenciones inmediatas/diarias.

3.4.9.3. Seguimiento de la cicatrización de la herida

Cada alpaca castrada estuvo en observación posintervención con el fin de cuantificar la cantidad de días que tardaba en cicatrizar la herida de la incisión u observar complicaciones posquirúrgicas. Este proceso se realizó por las tardes dentro de los corrales y estuvo a cargo por el personal del cuidado de las alpacas, en coordinación con el administrador del criadero, así como con el tesista.

3.3. Técnicas e instrumentos de recolección de datos

La información se recolectó mediante observación de los datos que los instrumentos empleados brindaron. Se anotaron los tiempos de duración en cada fase anestésica (min), así como el tiempo de cicatrización de la herida (días). Para este fin se utilizaron diversos instrumentos como romanilla de 100 kg de capacidad (Vintage Fish, Alemania), termómetro digital, pulsioxímetro digital (CONTECTM, Contec Medical Systems Co., Ltd., China), cronómetros y hojas de campo.

El recuento de los valores sanguíneos se realizó mediante microscopio, cuyos resultados se ordenaron en hojas de MS Excel 2021. A la vez, en estas fichas se colocaron la PCC y edad de cada alpaca.

3.4. Técnicas de procesamiento y análisis de datos

Los datos en las hojas de campo se trasladaron a hojas de Google donde se ordenaron y consolidaron. Cada variable (parámetros fisiológicos, valores sanguíneos, duración de la latencia y recuperación anestésica) se sometió a la prueba de normalidad y en base al resultado se analizaron con pruebas paramétricas o no paramétricas. Los análisis de normalidad se muestran en los Anexos 3 al 9. Dado el tamaño de los datos (<50), se consideraron los valores de la prueba Shapiro-Wilk.

Los pares de grupos con variables independientes y con una distribución normal (paramétricos) se compararon con t de Student. En este caso, si la prueba de Levene indicó igualdad de varianzas entre los grupos, se consideró t de Student

con varianzas iguales ($p>0,05$), por el contrario, si mostró diferencias en la varianza ($p<0,05$) se tomó el valor de t de Student con corrección de Welch. Los pares de grupos con variables independientes y que no siguieron una distribución normal (no paramétricos) se compararon con U de Mann Whitney.

Los pares de grupos con variables dependientes y paramétricos se compararon con t de Student pareada. Los pares de grupos con variables dependientes y no paramétricos se compararon con la prueba de rangos de Wilcoxon.

La comparación de más de dos grupos con variables dependientes y con datos paramétricos se realizó con ANOVA de medidas repetidas (*post hoc* Bonferroni) cuando los datos cumplieron con la esfericidad y se utilizó la corrección de Greenhouse-Geisser cuando no se cumplió este supuesto. La esfericidad de los datos se verificó con la prueba de Mauchly.

La comparación de más de dos grupos con variables dependientes y con datos no paramétricos se empleó la prueba de Friedman, *post hoc* Wilcoxon pareado. Las comparaciones de más de dos grupos con variables independientes y que siguieron una distribución normal se realizó con ANOVA de una vía. Es necesario resaltar que en datos paramétricos se comparan las medias y en datos no paramétricos se comparan las medianas.

Los datos de peso, edad, PCC y parámetros fisiológicos se procesaron mediante estadística descriptiva (media, error estándar, desviación estándar, mediana, rango intercuartílico, moda y rango).

Los parámetros fisiológicos en la etapa de sedación y anestesia se compararon con el control (medidas del minuto 0 [parámetros de alpacas libres de cualquier tipo de fármaco]). Además, se construyeron gráficos para mostrar la dinámica de los parámetros fisiológicos bajo los dos protocolos de anestesia, así como para mostrar la calidad de la sedación y de la anestesia.

El peso, la edad, la PCC y parámetros sanguíneos se correlacionaron con el tiempo de latencia de la anestesia y la recuperación dentro de cada protocolo mediante Rho de Spearman.

Los análisis estadísticos se realizaron en el software IBM SPSS versión 27 (IBM Corporation, EUA). Para tal fin, se consideró un nivel de significancia de $p < 0,05$ para todas las pruebas.

3.5. Aspectos éticos de la investigación

Dado que las alpacas fueron sometidas a intervención quirúrgica, se procuró evitar causar el mínimo sufrimiento en todo momento del proceso del estudio. Asimismo, se tuvo en cuenta la Ley de Protección y Bienestar Animal del Estado Peruano (Ley N.º 30407).

El estudio fue aprobado mediante Resolución Directoral T° 006-2024, Escuela de Posgrado, Universidad Nacional de Cajamarca (Cajamarca – Perú).

CAPÍTULO IV

RESULTADOS

4.1. Datos generales de las alpacas antes de la administración de fármacos

Las alpacas de este estudio tuvieron pesos desde 36 a 65 kg, los mismos que estaban entre 27 a 102 meses de edad, con una condición corporal de 1,5 a 3,5. La mayoría de las alpacas tenían una condición corporal no deseable (Anexo 10). Por su parte, los valores normales de la FC oscilaron entre 36 a 90 lpm, la FR de 22 a 48 rpm, la T° de 37,2 a 38,7 °C y la SpO₂ de 83 a 99% (Anexo 11).

Por otro lado, los componentes sanguíneos tuvieron valores variados dentro de cada tipo. Por ejemplo, el número de eritrocitos, hematocrito, hemoglobina, volumen corpuscular medio, concentración de hemoglobina corpuscular media, hemoglobina corpuscular y el número de leucocitos tuvieron un coeficiente de variación inferior al 30%. El porcentaje de hematocrito fue el que presentó una mayor desviación estándar (Anexo 12).

4.2. Efecto de la sedación

Ambos sedantes generaron evidentes en la FC y FR, parámetros donde se observó una mayor variación, con un coeficiente de variación del 18,81 y 23,53%, respectivamente con xilacina, y 25,05 y 17,39%, respectivamente con acepromazina (Figura 4).

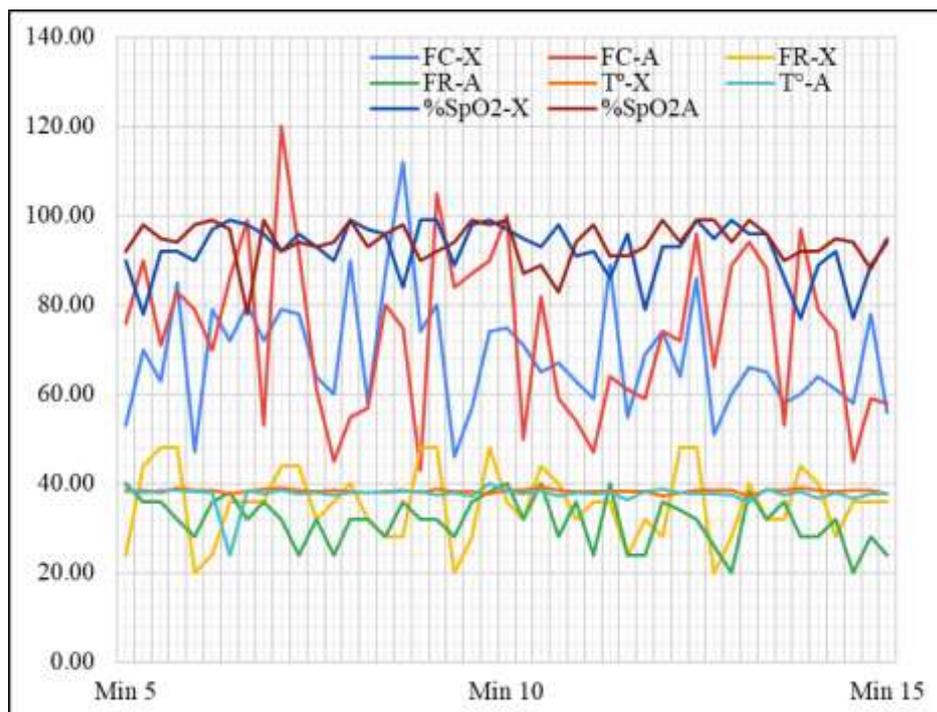


Figura 4. Dinámica de los parámetros fisiológicos de las alpacas sedadas con xilacina y acepromazina

Leyenda: X: xilacina, A: acepromazina, FC: frecuencia cardíaca, FR: frecuencia respiratoria, T°: temperatura, %SpO₂: porcentaje de saturación de oxígeno en sangre

Ninguno de los sedantes mostró efectos marcados sobre los parámetros fisiológicos en comparación con el control (Tabla 4). Ambos sedantes no evidenciaron diferencias en la FC o el %SpO₂ entre sí ($p > 0,05$). Sin embargo, los valores de la T° fueron diferentes en todos los tiempos evaluados, con menores valores en el grupo de alpacas que recibieron acepromazina (Tabla 5).

Tabla 4. Comparación de los efectos de la xilacina y acepromazina con el control sobre los parámetros fisiológicos en alpacas huacaya machos en condiciones de campo

Sedante	Tiempo	FC (lpm)		FR (rpm)		T° (°C)		%SpO ₂	
		Media ± DE	Valor p	Media ± DE	Valor p	Mediana (RI)	Valor p	Mediana (RI)	Valor p
Xilacina	Control	68,60 ± 15,69		34,07 ± 8,30		38,40 (37,9 - 38,5)		92 (90 - 98)	
	Min 5	70,00 ± 12,26	0,396 ^c	36,27 ± 8,75	0,465	38,40 (38,2 - 38,6)	0,863	93 (90 - 97)	0,388
	Min 10	71,60 ± 16,27		35,20 ± 8,97		38,30 (38,2 - 38,4)		96 (91 - 98)	
	Min 15	64,67 ± 9,06		35,20 ± 7,88		38,50 (38,1 - 38,6)		93 (86 - 96)	
Control	65,47 ± 10,99			34,27 ± 6,27				37,88 (37,5 - 38,1)	
Acepromazina	Min 5	75,80 ± 20,09	0,075	32,67 ± 4,64	0,054	38,00 (37,7 - 38,4)	0,214	94 (93 - 98)	0,523
	Min 10	72,07 ± 19,58		32,95 ± 5,61		37,90 (37,4 - 38,2)		94 (90 - 98)	
	Min 15	73,53 ± 16,72		29,21 ± 5,72		37,80 (37,4 - 38,3)		94 (92 - 99)	

Nivel de significancia $p < 0,05$. Las medias se compararon con ANOVA de medidas repetidas cuando los datos cumplieron con la esfericidad y se utilizó la corrección de Greenhouse-Geisser (c) cuando no se cumplió la esfericidad. Las medianas se compararon con la prueba de Friedman para grupos no paramétricos

DE: desviación estándar; RI: rango intercuartílico

FC: frecuencia cardíaca; FR: frecuencia respiratoria; T°: temperatura; %SpO₂: porcentaje de la saturación de oxígeno en sangre

Tabla 5. Comparaciones pares de los parámetros fisiológicos entre grupos de alpacas huacaya machos con cada tipo de sedante en condiciones de campo

Tiempo	Grupo	FC (lpm)		FR (rpm)			T° (°C)		%SpO ₂		
		Media ± DE	Valor p	Media ± DE	Mediana (RI)	Valor p	Mediana (RI)	Valor p	Media ± DE	Mediana (RI)	Valor p
Control	Xilacina	68,60 ± 15,69	0,531 ^t	34,07 ± 8,30	36 (24 - 40)	0,941 ^t	38,40 (37,9 - 38,5)	0,008 ^{t*}	93,00 ± 5,08	92 (90 - 98)	0,736 ^t
	Acepromazina	65,47 ± 10,99		34,27 ± 6,27	36 (32 - 38)		38,0 (37,5 - 38,1)		92,40 ± 4,53	94 (88 - 96)	
Min 5	Xilacina	70,00 ± 12,26	0,348 ^t	36,27 ± 8,75	36 (32 - 44)	0,173 ^w	38,4 (38,2 - 38,6)	0,037 ^{u*}	93,27 ± 5,35	93 (90 - 97)	0,316 ^u
	Acepromazina	75,80 ± 20,09		32,67 ± 4,64	32 (32 - 36)		38,0 (37,7 - 38,4)		94,33 ± 5,22	94 (93 - 98)	
Min 10	Xilacina	71,60 ± 16,27	0,944 ^t	35,20 ± 8,97	36 (28 - 44)	0,416 ^t	38,3 (38,2 - 38,4)	0,006 ^{u*}	94,13 ± 4,84	96 (91 - 98)	0,627 ^t
	Acepromazina	72,07 ± 19,58		32,95 ± 5,61	32 (28 - 38,2)		37,9 (37,4 - 38,2)		93,27 ± 4,83	94 (90 - 98)	
Min 15	Xilacina	64,67 ± 9,06	0,085 ^w	35,2 ± 7,88	36 (28 - 40)	0,024 ^{t*}	38,5 (38,1 - 38,6)	0,019 ^{t*}	90,27 ± 7,43	93 (86 - 96)	0,054 ^w
	Acepromazina	73,53 ± 16,72		29,21 ± 5,72	28 (24 - 34)		37,8 (37,4 - 38,3)		94,60 ± 3,40	94 (92 - 99)	
Acumulado	Control	67,03 ± 13,40 ^a		34,17 ± 7,23	36 (28 - 40) ^a		38,1 (37,8 - 38,5) ^{ab}		92,70 ± 4,74	93,5 (88,75 - 96,5) ^a	
	Xilacina	68,76 ± 12,93 ^a		35,56 ± 8,37	36 (28 - 44) ^a		38,4 (38,2 - 38,5) ^c		92,56 ± 6,08	93 (90 - 97) ^a	
	Acepromazina	73,80 ± 18,49 ^a		31,61 ± 5,5	32 (28 - 36) ^a		37,9 (37,6 - 38,3) ^a		94,07 ± 4,48	94 (92 - 98) ^a	

*Significativo ($p < 0,05$). Comparaciones de pares: t de Student (t), t de Student con corrección de Welch (w) y U de Mann Whitney (u).

^{abc}Letras diferentes dentro de una misma columna indican diferencia estadística. Las medias se compararon con ANOVA de medidas repetidas y las medianas con la prueba de Friedman, *post hoc* Wilcoxon pareado

DE: desviación estándar; RI: rango intercuartílico

FC: frecuencia cardíaca; FR: frecuencia respiratoria; T°: temperatura; %SpO₂: porcentaje de la saturación de oxígeno en sangre

En cuanto a la calidad de la sedación, la mayor cantidad de alpacas a las que se les administró xilacina no mostraron signos evidentes de sedación, a excepción de dos de ellas. Por el contrario, la acepromazina ($0,5 \text{ mg.kg}^{-1}$) causó una buena sedación en la mayoría y cuatro alpacas mostraron signos de una sedación marcada (Figura 5).

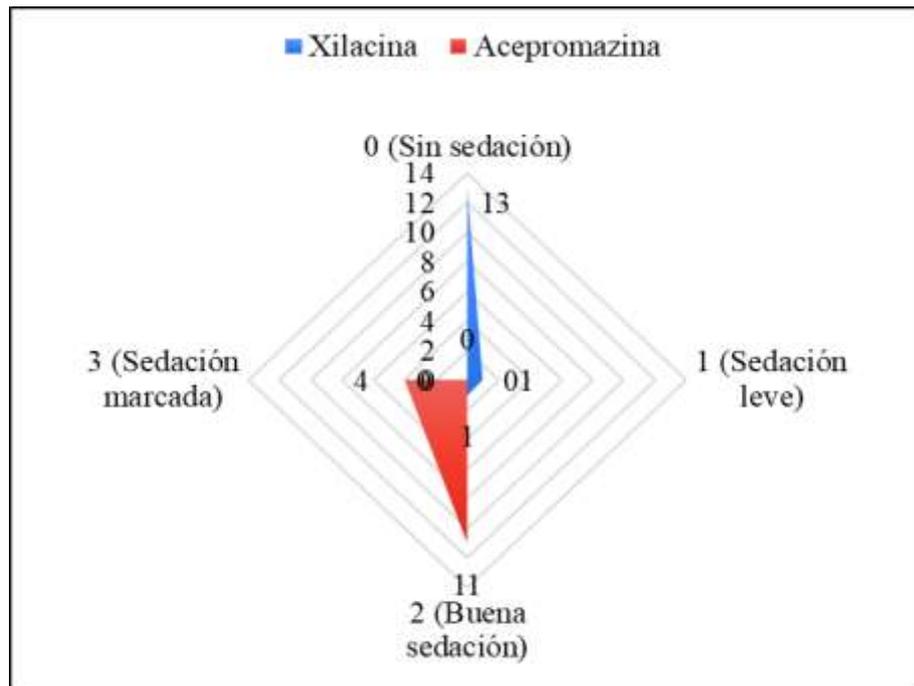


Figura 5. Calidad de la sedación de xilacina y acepromazina en alpacas huacaya según el grado de sedación

4.3. Efecto de la anestesia general

En el período de latencia anestésica se observó que el protocolo P_{APF} aumentó la FC y disminuyó la FR. La T° disminuyó en ambos protocolos y $\%SpO_2$ únicamente disminuyó significativamente en el protocolo P_{XKM} (Tabla 6). En el período de recuperación anestésica, únicamente la T° mostró diferencia significativa con el control. Los demás parámetros fisiológicos no evidenciaron diferencia estadística con el control (Tabla 7).

Tabla 6. Efecto de dos protocolos de anestesia general sobre parámetros fisiológicos en el período de latencia anestésica en alpacas huacaya machos en condiciones de campo

Parámetro	Medida	Latencia anestésica					
		Control	P _{XKM}	Valor p	Control	P _{APF}	Valor p
FC (lpm)	Media ± DE	68,60 ± 15,69	67,6 ± 17,70	0,733 ^W	65,47 ± 10,99	70,43 ± 16,69	0,003 ^{t*}
	Mediana (RI)	72 (53 - 79)	62,5 (55 - 75)		68 (55 - 76)	72,50 (59,75 - 82,25)	
FR (rpm)	Media ± DE	34,07 ± 8,30	34,4 ± 7,60	0,688 ^W	34,27 ± 6,27	26,49 ± 4,73	0,011 ^{W*}
	Mediana (RI)	36 (24 - 40)	36 (28 - 40)		36 (32 - 38)	26,50 (24 - 28)	
T° (°C)	Media ± DE	38,26 ± 0,36	37,6 ± 0,70	0,005 ^{t*}	37,88 ± 0,37	36,91 ± 2,06	0,009 ^{W*}
	Mediana (RI)	38,40 (37,90 - 38,50)	37,70 (37 - 38)		38 (37,50 - 38,10)	36,95 (36,70 - 37,50)	
%SpO ₂	Media ± DE	93,00 ± 5,08	87,29 ± 8,36	0,002 ^{t*}	92,40 ± 4,53	89,13 ± 6,32	0,393 ^W
	Mediana (RI)	92 (90 - 98)	89,50 (81 - 93)		94 (88 - 96)	90 (86,75 - 94)	

*Significativo ($p < 0,05$). Las medias se compararon con t de Student pareada (t) [datos paramétricos] y las medianas con la prueba de rangos con signo de Wilcoxon [datos no paramétricos]

DE: desviación estándar; RI: rango intercuartílico

FC: frecuencia cardíaca; FR: frecuencia respiratoria; T°: temperatura; %SpO₂: porcentaje de la saturación de oxígeno en sangre

Tabla 7. Efecto de dos protocolos de anestesia general sobre parámetros fisiológicos en el período de recuperación anestésica en alpacas huacaya machos en condiciones de campo

Parámetro	Medida	Recuperación anestésica					
		Control	P _{XKM}	Valor p	Control	P _{APF}	Valor p
FC (lpm)	Media ± DE	68,60 ± 15,69	69,43 ± 15,02	0,756 ^t	65,47 ± 10,99	70,30 ± 22,76	0,416 ^t
	Mediana (RI)	72 (53 - 79)	68,50 (57,25 - 80)		68 (55 - 76)	67 (55 - 87)	
FR (rpm)	Media ± DE	34,07 ± 8,30	32,31 ± 7,24	0,881 ^t	34,27 ± 6,27	31,96 ± 10,09	0,053 ^w
	Mediana (RI)	36 (24 - 40)	32 (28 - 36)		36 (32 - 38)	32 (28 - 36)	
T° (°C)	Media ± DE	38,26 ± 0,36	37,17 ± 0,55	0,000 ^{w*}	37,88 ± 0,37	36,93 ± 0,57	0,003 ^{w*}
	Mediana (RI)	38,40 (37,9 - 38,5)	37,30 (36,8 - 37,6)		38 (37,5 - 38,1)	36,8 (36,5 - 37,2)	
%SpO ₂	Media ± DE	93,00 ± 5,08	93,15 ± 5,82	0,801 ^w	92,40 ± 4,53	92,96 ± 4,73	0,813 ^w
	Mediana (RI)	92 (90 - 98)	94,5 (91 - 98)		94 (88 - 96)	94 (90 - 96)	

*Significativo ($p < 0,05$). Las medias se compararon con t de Student pareada (t) [datos paramétricos] y las medianas con la prueba de rangos con signo de Wilcoxon [datos no paramétricos]

DE: desviación estándar; RI: rango intercuartílico

FC: frecuencia cardíaca; FR: frecuencia respiratoria; T°: temperatura; %SpO₂: porcentaje de la saturación de oxígeno en sangre

En ambos protocolos de anestesia general evaluadas, la mayor dispersión de los valores se observó en la FC, seguido de la FR. En el período de latencia el CV en el protocolo P_{XKM} de la FC fue 26,17% y de la FR 22,25%. Por el contrario, en el protocolo P_{APF} el CV de la FC fue 23,69% y la FR 17,85%. En el período de recuperación, la dispersión de los datos disminuyó; sin embargo, en el protocolo P_{APF} el CV de la FC aumentó a 32,38% y la FR a 31,58% (Figura 6 y 7).

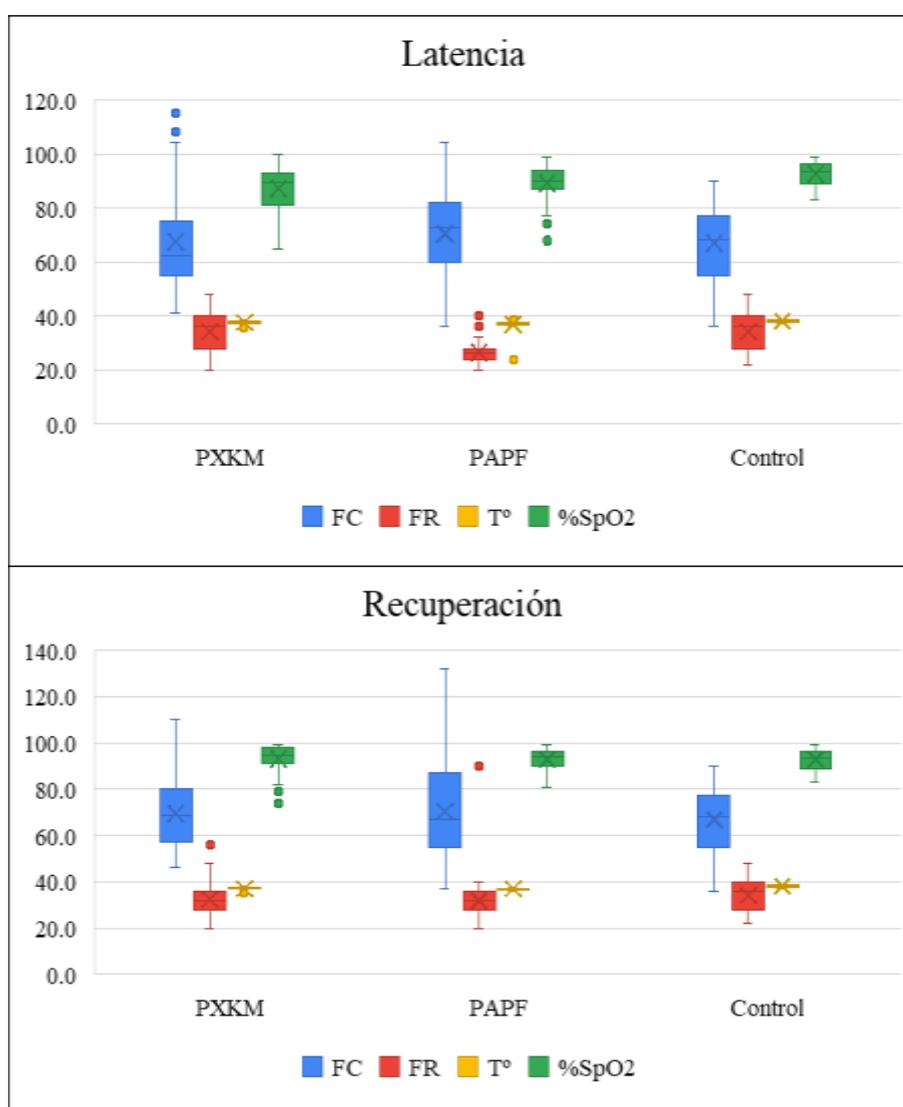


Figura 6. Dispersión de los parámetros fisiológicos de las alpacas en los períodos de latencia y recuperación anestésica sometidas a dos protocolos de anestesia general

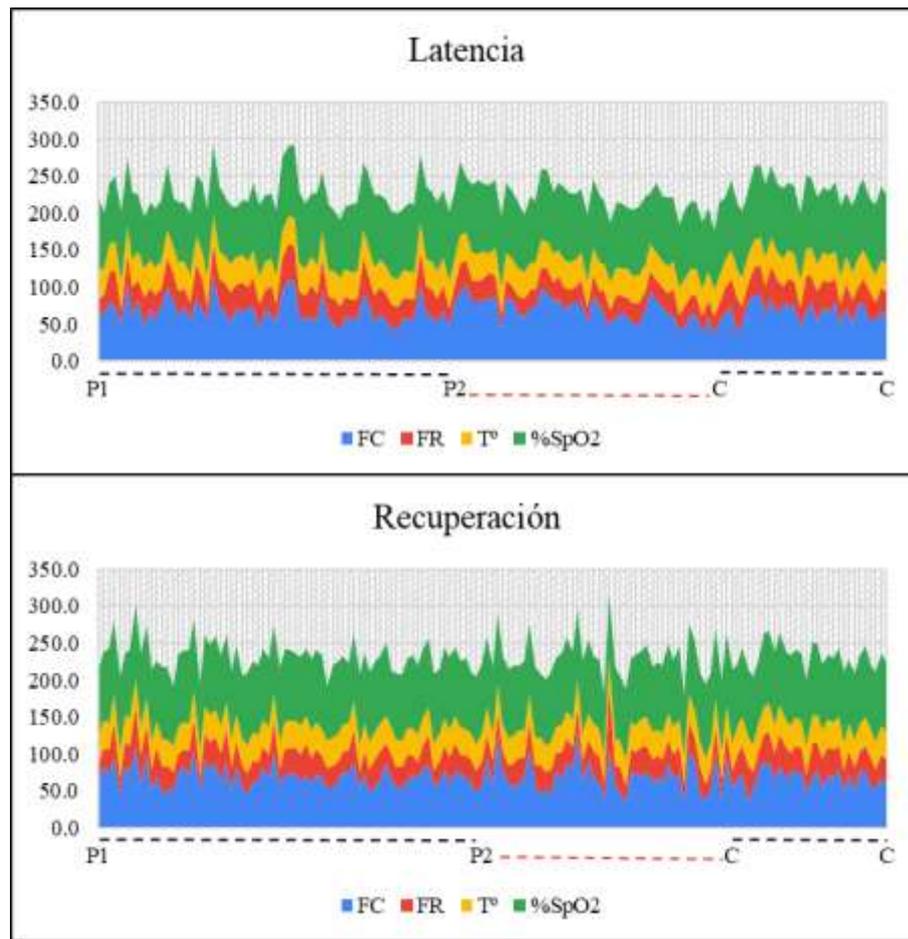


Figura 7. Dinámica de los parámetros fisiológicos de las alpacas sometidas a dos protocolos de anestesia general en los períodos de latencia y recuperación anestésica

Leyenda: P1: P_{XKM}, P2: P_{APF}, C: control

4.4. Duración del período de latencia y recuperación anestésica

La duración del período de latencia, el período de recuperación y el tiempo total fue diferente estadísticamente entre los dos protocolos de anestesia general en alpacas ($p < 0,05$). La mayor duración en ambos períodos correspondió al protocolo que contuvo ketamina, con casi el doble de la duración en comparación con el protocolo que incluyó propofol (Tabla 8).

Tabla 8. Tiempo de duración (min) del período de latencia y recuperación anestésica de dos protocolos de anestesia general en alpacas huacaya machos en condiciones de campo

Período	Estadístico	Protocolo		
		P _{XKM}	P _{APF}	Valor p
Latencia	Media ± DE	26,42 ± 13,76	12,97 ± 5,33	0,000*
	Error estándar	3,55	1,38	
	Mediana	27	11,07	
	Moda	28	10	
	Mín. – Máx.	10 – 66	8,11 – 28	
Recuperación	Media ± DE	22,13 ± 5,15	14,82 ± 4,4	0,004*
	Error estándar	1,33	1,14	
	Mediana	25	14,25	
	Moda	25	13	
	Mín. – Máx.	10 – 26	6,33 – 27	
Total	Media ± DE	48,55 ± 14,3	27,8 ± 7,55	0,000*
	Error estándar	3,69	1,95	
	Mediana	44	26,68	
	Moda	52	30	
	Mín. – Máx.	29 – 92	14,44 – 43,2	

*Estadísticamente significativo al nivel 0,01 (U de Mann-Whitney; $p < 0,05$)

DE: desviación estándar

4.5. Correlaciones de la duración del período de latencia y recuperación anestésica

En el tiempo de latencia anestésica en el protocolo P_{XKM}, el peso mostró una correlación significativa, a mayor peso, mayor duración del tiempo de latencia anestésica ($p < 0,01$). No se identificaron correlaciones con otras variables como la PCC, valores sanguíneos o la edad con la duración de la latencia y recuperación anestésica en ninguno de los protocolos (Tabla 9).

Tabla 9. Correlaciones pares entre el tiempo (min) del período de latencia y recuperación anestésica con variables evaluadas en alpacas huacaya machos en condiciones de campo

Variable	P _{XKM}				P _{APF}			
	Latencia		Recuperación		Latencia		Recuperación	
	r	Valor p	r	Valor p	r	Valor p	r	Valor p
Peso (kg)	0,648	0,009*	-0,338	0,217	0,148	0,600	0,205	0,463
Edad (meses)	0,054	0,849	-0,421	0,118	0,140	0,620	0,104	0,713
PCC	-0,004	0,989	0,062	0,827	-0,050	0,859	0,115	0,684
N.º eritrocitos (10 ⁶ µL)	0,000	1,000	-0,239	0,391	0,256	0,358	0,214	0,443
Hct (%)	0,276	0,320	0,000	1,000	0,155	0,580	0,316	0,251
Hb (g/dL)	0,276	0,320	0,000	1,000	0,132	0,638	0,330	0,230
VCM (fL)	0,319	0,247	-0,023	0,934	-0,347	0,205	-0,052	0,854
CHCM (g/dL)	0,206	0,462	-0,167	0,552	-0,197	0,482	0,186	0,507
HCM (pg)	0,319	0,247	-0,012	0,967	-0,341	0,213	-0,005	0,985
N.º Leucocitos (10 ³ µL)	-0,104	0,713	-0,285	0,303	-0,168	0,549	-0,291	0,292

*Significativo al nivel 0,01 (Rho de Spearman)

PCC: puntuación de condición corporal; Hct: hematocrito; Hb: hemoglobina; VCM: volumen corpuscular medio; CHCM: concentración de hemoglobina corpuscular media; HCM: hemoglobina corpuscular media

4.6. Evaluación de la calidad de la anestesia

En el protocolo P_{XKM}, la calidad de la inducción anestésica fue excelente en el 93,33% (14 de 15) de los casos y la calidad de la recuperación anestésica fue regular en el 46,67% (7 de 15). En el protocolo P_{APF}, la mayoría de las alpacas lograron una calidad de inducción pobre (7 de 15 [46,67%]) y una calidad de recuperación anestésica excelente en el 46,67% (Figura 8).

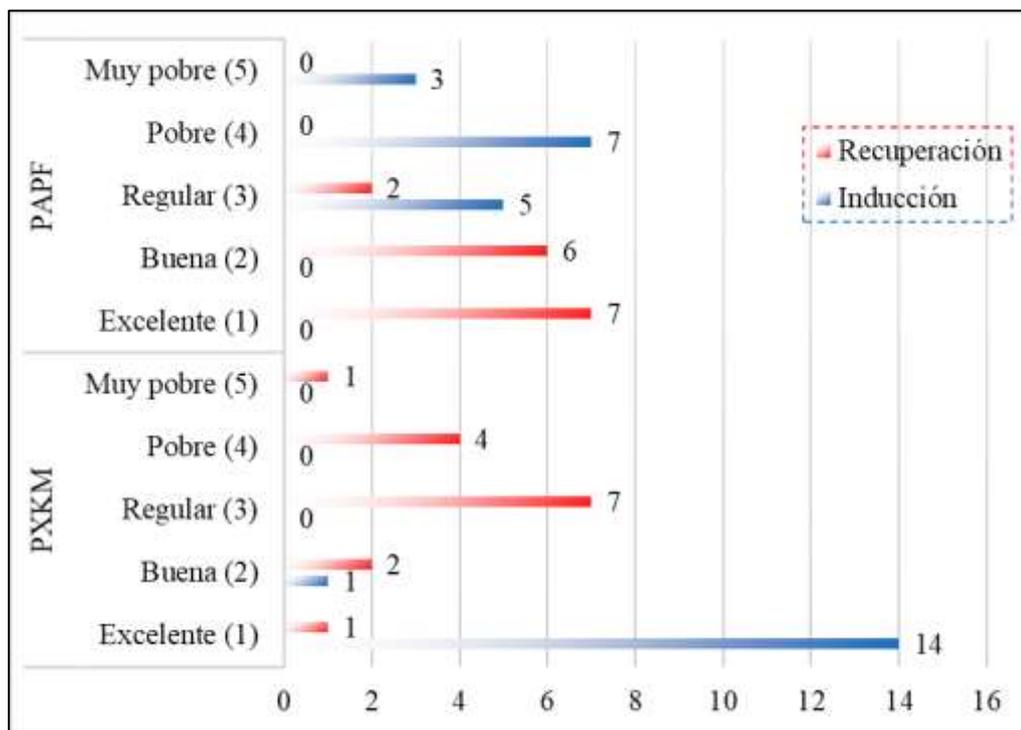


Figura 8. Puntuación de la calidad de la inducción y recuperación anestésica de dos protocolos de anestesia general en alpacas

En ninguno de los protocolos se observaron alteraciones cardíacas en alpacas que hayan requerido la administración de adrenalina. Sin embargo, el protocolo que contuvo propofol provocó una parálisis respiratoria posterior a su administración que requirió estimulación manual (reanimación cardiopulmonar) para restaurar el ciclo respiratorio.

4.7. Costo de cada protocolo de anestesia general

Por cada alpaca el costo estimado fue de 23,95 soles (6,38 USD) en el protocolo P_{XKM} y en el protocolo P_{APF} el costo ascendió a 43,56 soles (11,60 USD) (Tabla 10). El protocolo que empleó propofol como agente inductor de anestesia fue el de mayor costo, monto que aumentó por 1,82 veces el costo del protocolo que empleó ketamina (Tabla 11).

Tabla 10. Costo por animal de cada protocolo de anestesia general evaluado en alpacas huacaya en condiciones de campo

Protocolo	Principio activo	Costo mL S/.	mL (\bar{x})	Costo por alpaca		
				Subtotal	Total, S/.	Total, USD ¹
P _{XKM}	Xilacina	0,80	1,30	1,04		
	Midazolam	6,00	2,60	15,62	23,95	6,38
	Ketamina	1,40	5,21	7,29		
P _{APF}	Acepromazina	0,34	2,63	0,90		
	Propofol	1,70	15,80	26,86	43,56	11,60
	Fentanilo	3,00	5,27	15,80		

Tabla 11. Costo por protocolo de anestesia general evaluado en alpacas huacaya en condiciones de campo

Protocolo	Principio activo	Costo mL S/.	mL (Σ)	Costo por protocolo		
				Subtotal	Total, S/.	Total, USD
P _{XKM}	Xilacina	0,80	19,53	15,62		
	Midazolam	6,00	39,05	234,30	359,26	95,68
	Ketamina	1,40	78,10	109,34		
P _{APF}	Acepromazina	0,34	39,50	13,43		
	Propofol	1,70	237,00	402,90	653,33	174,00
	Fentanilo	3,00	79,00	237,00		

¹ 1 dólar = 3,755 soles, valor promedio del año 2024 según el Banco Central de Reserva del Perú. Disponible en: <https://estadisticas.bcrp.gob.pe/estadisticas/series/mensuales/resultados/PN01207PM/html/2024-1/2024-12/>

4.8. Tiempo de cicatrización de cada técnica de orquiectomía

El tiempo de cicatrización de las heridas quirúrgicas osciló entre 11 a 16 días. Las incisiones de las alpacas castradas con la técnica preescrotal tuvieron menor tiempo de cicatrización, pero no fueron estadísticamente diferentes con el grupo de dos cortes escrotales (Tabla 12). Además, en ninguna de las alpacas se observaron infecciones locales, sistémicas o alguna complicación que haya interferido en la cicatrización normal de la herida quirúrgica.

Tabla 12. Tiempo de cicatrización de las heridas quirúrgicas de las técnicas de orquiectomía en alpacas huacaya

Protocolo	Técnica	Tiempo de cicatrización (días)		
		Límite (Inf. - Sup.)	Media \pm DE	Valor <i>p</i>
P _{XKM}	Escrotal* (<i>n</i> = 4)	13 - 16	14,50 \pm 1,29	0,438 ^{NS}
	Preescrotal# (<i>n</i> = 4)	11 - 15	13,25 \pm 1,71	
P _{APF}	Escrotal* (<i>n</i> = 4)	13 - 15	14,00 \pm 0,82	
	Preescrotal# (<i>n</i> = 4)	12 - 14	13,25 \pm 0,96	

*Dos cortes en el escroto, uno por cada testículo; #Un solo corte en la piel pre-escroto

DE: desviación estándar

^{NS} No significativo (ANOVA de una vía, $p < 0,05$)

CAPÍTULO V

DISCUSIÓN

Parámetros fisiológicos y sanguíneos

La FC de las alpacas huacaya machos empleadas en el presente estudio osciló entre 36 a 90 lpm (media de $67,03 \pm 13,40$), con una FR de 22 a 48 rpm, una T° de 37,2 a 38,7 °C y %SpO₂ de 83 a 99. Al respecto, otros estudios han mostrado resultados similares en algunos parámetros y diferentes en otros. Así, un estudio indicó que la T° corporal normal de la alpaca oscila entre 37,8 a 38,9 °C; la FC de 70 a 100 lpm y la FR va desde 20 a 30 rpm (Clarke *et al.*, 2014). En alpacas en Chile, se reportó que la T° rectal media evaluada por las mañanas y tardes en hembras y machos fue de $38,31 \pm 0,4$ °C; la FC $65,0 \pm 8,6$ lpm y la FR $23,5 \pm 6,1$ rpm (Raggi *et al.*, 1996).

Los estudios previos muestran rangos variables, principalmente en la FC y la FR, lo cual podría atribuirse al comportamiento y las condiciones de crianza de la especie, que no le permiten responder con tranquilidad frente a la manipulación al momento de tomar medidas de los parámetros fisiológicos. Dado que estos animales son poco frecuentemente sometidos al manejo y contacto humano y son expuestos a condiciones nuevas durante una investigación, es posible que los parámetros fisiológicos normales se alteren debido al miedo o estrés. Incluso un estudio con alpacas en reposo empleando electrocardiograma obtuvo un amplio rango de la FC, la misma que osciló entre 50 y 110 lpm (media $80 \pm 17,8$), sin diferencias significativas entre machos y hembras, ni entre alpacas de edades diferentes (Ferasin *et al.*, 2005). Sin embargo, la T° es la que menor diferencia presentó frente a otros estudios, lo que valida los valores obtenidos por ser un parámetro que menos varía en los mamíferos.

Los valores de los componentes de la sangre presentaron resultados similares a otros estudios, aunque con algunas diferencias puntuales en algunos parámetros. El promedio del recuento de eritrocitos fue $11,90 \pm 2,10 \times 10^6/\mu\text{L}$; el Hct $31,48 \pm 6,46\%$; Hb $10,46 \pm 2,16 \text{ g/dL}$; VCM $26,66 \pm 3,97 \text{ fL}$; CHCM $33,23 \pm 0,14 \text{ g/dL}$; HCM $8,86 \pm 1,33 \text{ pg}$ y recuento de leucocitos $14,27 \pm 4,28 \times 10^3/\mu\text{L}$. En alpacas de Europa Central se identificó que el Hct en alpacas machos osciló entre 31 a 32%, los eritrocitos de 13,80 a 14,50 ($\times 10^6/\mu\text{L}$); Hb de 13,2 a 14 g/dL; VCM de 22,80 a 22,50 ft; HCM de 9,70 a 9,80 pg; CHCM de 43 a 43,9 g/dL; leucocitos de 14,30 a 12,10 $\times 10^3/\mu\text{L}$; neutrófilos de 9,10 a 6,10 $\times 10^3/\mu\text{L}$; eosinófilos de 0,74 a 0,31 $\times 10^3/\mu\text{L}$; monocitos de 0,15 a 0,02 $\times 10^3/\mu\text{L}$; linfocitos de 4,90 a 4,60 $\times 10^3/\mu\text{L}$ y los basófilos de 0 $\times 10^3/\mu\text{L}$ (Husakova *et al.*, 2015). Los resultados más variados se han observado en el recuento diferencial de leucocitos. Un estudio encontró que los valores de basófilos oscilaron entre 0 a 0,3 $\times 10^3/\mu\text{L}$ y de 0 a 2% (Burri *et al.*, 2005). Otro reporte indicó valores de basófilo de 0 a 0,4 $\times 10^3/\mu\text{L}$ (Dawson *et al.*, 2011). Las diferencias entre los estudios estarían relacionadas directamente por las condiciones sanitarias o inmunológicas de las alpacas en cada lugar. Similares resultados se han observado en las demás células leucocitarias, como linfocitos, neutrófilos, eosinófilos y monocitos con valores desde 0 hasta cerca del 100% (Wagener *et al.*, 2021).

En el presente estudio se observaron alpacas con bajos niveles de Hb, con una moda de 10 e incluso con un valor de 6,7 hasta 16,7 g/dL, lo cual indicaría un estado anémico. Este panorama no sería alarmante ya que en otro estudio se reportó que el 55% de las alpacas presentaron anemia y la Hb tuvo un rango desde 2 a 19,8 g/dL (Wagener *et al.*, 2021). La alta resistencia de las alpacas a la anemia está atribuido a sus características morfológicas de los glóbulos rojos (elípticos sin biconcavidad) que

contribuyen a su alta resistencia a la lisis osmótica, menor deformabilidad y alta afinidad por el oxígeno (Foster *et al.*, 2009; Tornquist, 2020; Wagener *et al.*, 2024b). Se ha indicado que los CSA son capaces de tolerar la anemia crónica grave y pueden seguir pareciendo sanos con un Hct menor al 10% (Foster *et al.*, 2009).

Efecto de la sedación

Ambos sedantes, xilacina y acepromazina, no mostraron efectos marcados sobre la FC o sobre el %SpO₂ uno en comparación al otro, ni con el control ($p>0,05$). Sin embargo, la acepromazina aumentó la FC, además disminuyó la FR y T° ($p<0,05$). Los parámetros fisiológicos que mayor variación mostraron a ambos sedantes fueron la FC y FR. Además, los valores no difirieron significativamente con las medidas control de las alpacas.

Se ha descrito que la xilacina disminuye la FC por su efecto agonista de los receptores α -adrenérgicos, lo que provoca una disminución de la actividad simpática y una ralentización del ritmo cardíaco, además de una disminución de la FR, T° y %SpO₂. Sin embargo, esta acción es dependiente de la dosis (Pypendop y Ilkiw, 2012; Ruiz-Colón *et al.*, 2014). Por el contrario, la acepromazina disminuyó la FR y T°, pero estuvo dentro de los rangos normales. Se ha descrito que la acepromazina tiene un impacto mínimo en la ventilación. También tiene algunas desventajas como vasodilatación e hipotensión que interfiere con la termorregulación, provocando hipotermia en la mayoría de las situaciones (Pypendop y Ilkiw, 2012).

La mayor cantidad de alpacas a las que se les administró xilacina no mostraron signos evidentes de sedación, a excepción de dos de ellas. Por el contrario, la acepromazina causó una buena sedación en la mayoría de ellas y cuatro alpacas

mostraron signos de una sedación marcada. El mayor efecto en el grupo de alpacas con acepromazina se atribuiría a su mecanismo de acción y que las alpacas son más sensibles a los efectos de los antagonistas dopaminérgicos que causa sedación profunda, en comparación a los antagonistas α -2 a los que son menos sensibles (Pypendop y Ilkiw, 2012). Se requiere de estudios adicionales para determinar la dosis terapéutica de la xilacina que genera una buena sedación en alpacas.

Efecto de la anestesia general

El protocolo que incluyó al propofol tuvo efectos significativos sobre la FC, FR y T° en comparación al control en el período de latencia anestésica y en el período de recuperación fueron similares. La T° disminuyó en ambos protocolos. Por su parte, %SpO₂ únicamente se vio afectado en el protocolo con ketamina en el período de latencia anestésica, comparado con el control.

En estudios previos se han obtenido resultados variables, posiblemente atribuibles a la dosis. En cinco alpacas anestesiadas con propofol (3 mg.kg⁻¹) y ketamina-diazepam (4-0,2 mg.kg⁻¹) aumentó la FC, con hipercapnia e hipoxia transitoria en ambos protocolos después del minuto. El propofol generó 96 ± 17 lpm y 12 ± 6 rpm y la ketamina-midazolam 82 ± 23 lpm y 21 ± 6 rpm (del Álamo *et al.*, 2015). En seis alpacas castradas se evaluó tres protocolos de anestesia: el primero fue a base de ketamina (4 mg.kg⁻¹) y diazepam (0,1 mg.kg⁻¹), el segundo con propofol (4 mg.kg⁻¹) y el tercero con ketamina (2 mg.kg⁻¹) y propofol (2 mg.kg⁻¹). Los resultados evidenciaron ausencia de diferencia significativa en la FC, FR y %SpO₂ entre los tres protocolos y los valores se mantuvieron entre los rangos normales. La hipoxemia y la hipercapnia leve fueron comunes en los protocolos (Taylor *et al.*, 2017).

También se ha evaluado un protocolo con xilacina ($0,2 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$), bolos repetidos de ketamina ($5 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$) y una infusión constante de fentanilo ($0,5 \mu\text{g}/\text{kg}/\text{h}$), logrando una FC de $55,74 \pm 5,22 \text{ lpm}$ y $\% \text{SpO}_2$ $91,47 \pm 5,63\%$ (Espezúa *et al.*, 2015). Otro estudio similar evaluó la combinación de ketamina y xilacina sobre los parámetros fisiológicos en 36 alpacas huacaya en condiciones de campo. Para lo cual se administraron tres dosis: ketamina 12 mg y xilacina $0,5 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$; ketamina 14 mg y xilacina $1 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$; y ketamina 16 mg y xilacina $1,5 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$. Sin embargo, la FC, FR y T° tuvieron resultados similares en las fases de inducción, latencia y recuperación anestésica (Lopinta, 2019). A pesar que la dosis fue creciente, los valores de los parámetros fisiológicos no aumentaron, posiblemente a un efecto meseta de los fármacos o las dosis no fueron lo suficientemente diferentes. Al parecer la ketamina es segura en alpacas, incluso administrada junto con otros fármacos, tal como lo demostró un estudio que evaluó una estrategia analgésica y anestésica con xilacina ($1 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$) y ketamina ($5 \text{ mg}\cdot\text{kg}^{-1}$) e infusión continua de FLK (fentanilo $0,15 \text{ mg}$, lidocaína 100 mg y ketamina 20 mg , en 100 mL de solución salina fisiológica) y la FC, FR y SpO_2 se mantuvieron dentro de rangos aceptables y únicamente la T° varió entre el inicio y fin de la cirugía (Trujillo, 2018).

También se ha indicado que la ketamina estimula el sistema cardiovascular, lo que produce un aumento de la FC, la presión arterial y el gasto cardíaco, mediado principalmente por el sistema nervioso simpático (Kolawole, 2001). También se ha indicado que la ketamina tiene efectos mínimos sobre el impulso respiratorio central y produce relajación de las vías respiratorias al actuar sobre varios receptores y cascadas inflamatorias y músculos lisos bronquiales (Goyal y Agrawal, 2013; Vuyk *et al.*, 2014). Sin embargo, los efectos en menor o mayor medida se limitan a la dosis

empleada (Dundee y Wyant, 1974; Kolawole, 2001). Es decir, si la dosis se mantiene baja, la tasa de recuperación es aceptable y no genera cambios significativos sobre los parámetros fisiológicos (Hartsfield, 1992). Por el contrario, en dosis altas, la ketamina causa depresión respiratoria e hipoxemia durante los primeros 10 minutos (Prado *et al.*, 2008).

En cuanto al propofol, se ha descrito que aumenta la FC (Setoyama *et al.*, 2003). Además, puede inducir una caracterizada reducción de la FR y su administración junto con opioides aumentan la probabilidad de depresión respiratoria durante la anestesia (Short y Bufalari, 1999). Lo mencionado se demostró en los resultados del presente estudio donde las alpacas anestesiadas con propofol disminuyeron su FR y T° y, en el período de latencia anestésica aumentó la FC.

Duración del período de latencia y recuperación anestésica

El propofol tuvo un tiempo de efecto anestésico corto en comparación a la ketamina. Esta diferencia se debería a la farmacocinética y eliminación de cada fármaco. La ketamina se metaboliza en el hígado a partir del cual se genera la norketamina que también tiene efecto anestésico. Además, su eliminación es relativamente lenta debido a su lipofilia (Dundee y Wyant, 1974; Vuyk *et al.*, 2014). Por el contrario, aunque el propofol también se metaboliza en el hígado, sus metabolitos secundarios no tienen actividad anestésica y su distribución es rápida desde el SNC hacia los órganos periféricos, lo que acorta su efecto porque la concentración efectiva en el cerebro se reduce de manera rápida (Trapani *et al.*, 2012).

Por otro lado, la ketamina actúa como antagonista no competitivo del receptor NMDA, prolongando la inhibición de la neurotransmisión excitatoria, incluso después de que el fármaco principal se ha excretado debido a su impacto prolongado en las vías del dolor (Hirota y Lambert, 2011; Persson, 2010; Sleigh *et al.*, 2014). En cambio, el propofol potencia la acción del receptor GABA_A, pero su efecto es transitorio debido a su rápida redistribución y eliminación (Trapani *et al.*, 2012).

En el presente estudio, la duración del período de latencia del protocolo con ketamina fue de $26,42 \pm 13,76$ min, en otros estudios se han indicado resultados variables. Por ejemplo, un estudio encontró que en alpacas sometidas a protocolos que incluía ketamina a 12, 14 y 16 mg.kg⁻¹, el período de anestesia fue proporcional a la dosis (Lopinta, 2019). También se han evaluado protocolos combinados: ketamina (4 mg.kg⁻¹) y diazepam (0,1 mg.kg⁻¹); propofol (4 mg.kg⁻¹) y; ketamina (2 mg.kg⁻¹) y propofol (2 mg.kg⁻¹), alcanzando una duración total de 20 minutos en los tres protocolos (Taylor *et al.*, 2017). A dosis de 8 y 12 mg.kg⁻¹, se ha encontrado que la ketamina ha superado los 30 min de anestesia en alpacas (Prado *et al.*, 2008).

Una investigación que empleó alpacas anestesiadas con propofol (3 mg.kg⁻¹) y ketamina-diazepam (4 – 0,2 mg.kg⁻¹) obtuvo un tiempo de duración anestésica, desde la inducción hasta ponerse de pie, de $19,0 \pm 4,3$ min y $24,9 \pm 1,7$ min, respectivamente (del Álamo *et al.*, 2015).

Otro estudio evaluó un protocolo con xilacina (0,2 mg.kg⁻¹), bolos repetidos de ketamina (5 mg.kg⁻¹) y una infusión constante de fentanilo (0,5 µg/kg/h) en cinco alpacas adultas. El tiempo de latencia fue de $79,0 \pm 4,2$ min y tiempo de recuperación $11,0 \pm 4,0$ min (Espezúa *et al.*, 2015).

También en 36 alpacas se evaluaron tres protocolos anestésicos: T₁ (ketamina 12, xilacina 0,5 mg.kg⁻¹), T₂ (ketamina 14, xilacina 1,0 mg.kg⁻¹) y T₃ (ketamina 16, xilacina 1,5 mg.kg⁻¹). El período de mantenimiento anestésico fue de 25,75 ± 1,52 min para el T₁, 35,42 ± 1,52 min para el T₂ y 41,08 ± 1,52 min para el T₃. El tiempo de recuperación fue 18,33 ± 1,99 min (T₁), 21,92 ± 1,99 min (T₂) y 25,17 ± 1,99 min (T₃) (Lopinta, 2019). Estos hallazgos indicaron que el efecto de la ketamina es dosis-dependiente.

Correlación de la duración de la anestesia

La única variable que se correlacionó significativamente con la duración anestésica fue el peso en el protocolo que contuvo ketamina. Este resultado podría deberse a que, en animales más grandes, el anestésico puede ser más diluido en el tejido corporal lo que extendería su tiempo de acción. Además, se ha descrito que los animales de mayor peso tienden a metabolizar más lentamente el anestésico debido a una menor relación superficie/volumen lo que podría prolongar su efecto (West *et al.*, 1999, 1997). Por el contrario, los animales de menor tamaño como los ratones tienen una alta tasa metabólica (Navarro *et al.*, 2021). El propofol no estuvo correlacionado con el peso posiblemente por su rápida redistribución y la falta de afinidad por la grasa que no le permitiría mantenerse dentro del cuerpo por un mayor tiempo.

La condición corporal, la edad y los valores sanguíneos no influyeron en la duración de la anestesia. Que la condición corporal no haya estado correlacionada podría deberse a que la mayoría de las alpacas tuvieron una condición corporal similar. Además, dado que todos se mostraron sanos, implica que el hígado y el riñón estaban fisiológicamente normales; por lo tanto, podían metabolizar los fármacos sin

dificultades. Por otro lado, se ha indicado que la edad puede influir en la función metabólica y excretora; no obstante, en alpacas adultas saludables estas funciones suelen mantenerse relativamente constantes. Se ha planteado que los cambios significativos se observan en animales geriátricos o muy jóvenes debido a las marcadas diferencias de la fisiología normal de los órganos internos, principalmente hígado y riñón (Gestrich *et al.*, 2018).

Desde un punto de vista fisiológico, los animales que han alcanzado la madurez suelen presentar un mayor desarrollo de la masa muscular (en comparación a los animales en crecimiento), lo que contribuye a un incremento en el peso corporal (Webster, 1986). No obstante, si la cantidad de tejido adiposo es limitada, la edad por sí sola no influiría en la distribución de fármacos lipofílicos. En este estudio, la falta de correlación entre la duración anestésica y la condición corporal podría explicarse por la escasez generalizada de tejido graso en los animales evaluados, independientemente de su edad (Anexo 10). En este caso, dado que la ketamina y la norketamina tienen afinidad por los compartimentos lipídicos (Dundee y Wyant, 1974; Vuyk *et al.*, 2014), la ausencia de grasa habría reducido su depósito y redistribución, minimizando así el impacto de la condición corporal sobre la duración del efecto anestésico.

Factores como los componentes sanguíneos o niveles de electrolitos afectan principalmente la homeostasis general, pero su impacto directo en la farmacocinética de los anestésicos es menos evidente. Por ejemplo, a pesar de que los glóbulos rojos son transportadores naturales de fármacos, las variaciones en Hb o en glóbulos rojos no alteran directamente el metabolismo hepático o renal del fármaco (Biagiotti *et al.*, 2023), lo cual explicaría la ausencia de relación con alguno de los componentes

sanguíneos porque los rangos fueron amplios en alguno de ellos, como la Hb por ejemplo. Además, se debe tener en cuenta que el tamaño del grupo que quizás no le confiere robustez estadística; por lo tanto, se requieren más estudios con mayor número de alpacas y menos variabilidad de datos para evaluar el efecto de los componentes de la sangre sobre la duración anestésica en alpacas.

Evaluación de la calidad de la anestesia

Aunque en la medicina veterinaria se han empleado diversas escalas para evaluar la calidad de la anestesia, todas ellas comparten un mismo fin, identificar al anestésico que menos efectos adversos genere en el animal. Entonces, adaptando escalas planteadas y evaluadas en caballos, especie donde se han realizado mayores estudios (Brumund *et al.*, 2024; Casoni *et al.*, 2015; Hubbell *et al.*, 2024; Kalchofner *et al.*, 2006; Ringer *et al.*, 2007), se identificó que en el protocolo que contuvo ketamina tuvo la mayor cantidad de alpacas clasificadas como una inducción anestésica excelente. Sin embargo, la recuperación anestésica no tuvo los mismos resultados deseables debido a que las alpacas presentaban dificultades para levantarse al primer intento y en los siguientes intentos se golpeaban. Esta acción se debería al efecto disociativo de la ketamina, la cual genera sensación de desubicación y alteración de la realidad, lo cual daría lugar a la desesperación de los animales (Annetta *et al.*, 2005; Kolawole, 2001).

Por su parte, el protocolo con propofol mostró un efecto contrario, una pobre calidad de inducción y excelente recuperación en la mayoría de los casos. La pobre inducción anestésica se debió a que generó parálisis respiratoria que en la mayoría de los casos requirió reanimación cardiopulmonar, lo que le hace poco atractivo para

emplearse en alpacas por los riesgos que representa. Esta propiedad se debería a que el propofol puede inducir una depresión significativa de la función respiratoria, caracterizada por una reducción de la FR y además junto a opioides como el fentanilo aumentan la probabilidad de depresión respiratoria (Short y Bufalari, 1999).

Otro estudio encontró que las alpacas anestesiadas con propofol (3 mg.kg^{-1}) tuvieron una calidad de recuperación excelente y con ketamina-diazepam ($4 - 0,2 \text{ mg.kg}^{-1}$) tuvieron una clasificación de calidad buena (del Álamo *et al.*, 2015). También en tres protocolos a base de ketamina (4 mg.kg^{-1}) más diazepam ($0,1 \text{ mg.kg}^{-1}$), propofol (4 mg.kg^{-1}) y ketamina (2 mg.kg^{-1}) más propofol (2 mg.kg^{-1}) las puntuaciones de inducción y recuperación anestésicas han sido excelentes (Taylor *et al.*, 2017). Los resultados favorables para la ketamina se le podría atribuir a la dosis empleada, en este estudio se empleó a razón de 10 mg.kg^{-1} y en los otros estudios fueron menores.

La pérdida de los reflejos respiratorios del propofol se explicaría por su mecanismo de acción que deprime considerablemente el SNC (Trapani *et al.*, 2012). Por el contrario, la ketamina tiene efectos mínimos sobre el impulso respiratorio central y produce relajación de las vías respiratorias al actuar sobre varios receptores y cascadas inflamatorias y músculos lisos bronquiales (Goyal y Agrawal, 2013; Vuyk *et al.*, 2014), lo cual habría permitido que no se presenten parálisis respiratoria en las alpacas o alteraciones marcadas de otros parámetros fisiológicos.

Costo de cada protocolo anestésico

El protocolo que empleó propofol como agente inductor de anestesia, casi duplicó el monto del protocolo que empleó ketamina. El costo de cada producto no es abismal en el mercado local. Sin embargo, la diferencia se debería principalmente a la

baja concentración de la presentación, además del volumen comercial del propofol. En Perú, para su uso veterinario únicamente se encuentra frascos de propofol de 50 mL a una concentración del 1%, en contraste con la ketamina que generalmente se comercializa en presentación de 100 mL y una concentración del 10%, para su uso en animales.

Tiempo de cicatrización de las heridas quirúrgicas

El tiempo de cicatrización de las heridas quirúrgicas osciló entre 11 a 16 días. Las incisiones en las alpacas castradas con la técnica preescrotal tuvieron menor tiempo de cicatrización, pero no fueron estadísticamente diferentes con el grupo de dos cortes escrotales. El menor tiempo de cicatrización de la técnica preescrotal podría explicarse por la estructura histológica del tipo de piel. Si bien la piel de otras áreas corporales comparte algunos elementos estructurales con la piel escrotal, también difieren en otros. Por ejemplo, la piel escrotal es más delgada, más elástica, con mayor presencia glandular y más vascularizada (Ahmed *et al.*, 2023; Fleis y Scott, 2010). Por lo tanto, se podría esperar una cicatrización más rápida en esta región. Sin embargo, debido a la elasticidad y a la herida abierta, el aumento de la fricción y la humedad del ambiente pueden interferir con el cierre y la retracción de la herida. En la técnica preescrotal, los bordes de la herida se aproximaron con suturas que restablecieron la vascularización y, junto con las condiciones asépticas -principios clave de Halsted- promovieron la cicatrización de primera intención (Vargas-Artiga, 2021).

La ausencia de infecciones bacterianas locales, sistémicas, miasis u otra alteración permitió un proceso de cicatrización normal de las heridas quirúrgicas. Uno de los factores podría atribuirse a la sepsis al momento de la orquiectomía. Otro factor

a considerar sería la temperatura fría a gran altitud (cerca de los 4 000 m s. n. m.). Se ha demostrado que la temperatura es un factor clave en la supervivencia y virulencia bacteriana tanto en el ambiente como dentro del huésped (Solar Venero *et al.*, 2024). El crecimiento bacteriano prospera a temperaturas corporales de mamíferos y puede predecir los resultados clínicos de las heridas (Power *et al.*, 2017; Zhang *et al.*, 2021). Después de la lesión, una respuesta inflamatoria eleva la temperatura (Power *et al.*, 2017). Esta situación se evitó al administrar un AINE (meloxicam), junto con penicilina G más dihidroestreptomicina y un repelente para controlar los posibles microorganismos comensales, lo cual se realizó para evitar un contacto diario y estresar a las alpacas.

Dado que todos los fármacos anestésicos tienen efecto sobre el circuito cardiorrespiratorio, la evaluación de dos protocolos de anestesia general permitió la identificación de uno de ellos con menor alteración sobre los parámetros fisiológicos; lo cual se puede traducir en la seguridad del protocolo. Además, en base a los resultados se pudo identificar un protocolo anestésico que brindó los mayores casos de una calidad de inducción anestésica buena y el protocolo que logró los mayores casos de calidad de recuperación anestésica buena.

CAPÍTULO VI

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

5.1. Conclusiones

Ninguno de los protocolos (P_{XKM} [xilacina, ketamina y midazolam] y P_{APF} [acepromazina, propofol y fentanilo]) tuvieron efectos significativos sobre la frecuencia cardíaca en los períodos de latencia y recuperación anestésica, comparado con los valores fisiológicos normales. Ambos protocolos disminuyeron la temperatura ($p < 0,05$).

El protocolo P_{XKM} mostró los mayores casos de una calidad excelente de inducción y con cerca del 50% de las alpacas con una calidad regular de recuperación. Por el contrario, el protocolo P_{APF} tuvo los mayores casos de inducción de calidad pobre, debido a la parálisis transitoria de la respiración, aunque con más alpacas con una recuperación anestésica de calidad excelente.

La mayor duración en los períodos de latencia y recuperación anestésica correspondió al protocolo que contuvo ketamina, por casi el doble de la duración del protocolo que incluyó propofol ($p < 0,05$). Además, el peso fue la única variable que se correlacionó significativamente con el tiempo de latencia anestésica en este protocolo; a mayor peso, mayor tiempo de latencia anestésica ($p < 0,01$).

El costo del protocolo de anestesia general P_{APF} fue casi el doble del protocolo P_{XKM} . Y finalmente, la técnica de orquiectomía (escrotal y preescrotal) no influyeron en el tiempo de cicatrización de la herida quirúrgica en alpacas huacaya intervenidas en campo ($p > 0,05$).

5.2. Recomendaciones

Con base a los resultados, donde el protocolo que contuvo ketamina logró los mayores casos de una inducción anestésica de calidad excelente (recuperación de calidad pobre) y el protocolo que empleó propofol evidenció una mayor cantidad de alpacas con una calidad de recuperación anestésica excelente (inducción de calidad pobre), se recomienda estudios adicionales que combinen ambos anestésicos, empleando la ketamina como inductor de anestesia y el propofol como mantenimiento anestésico lo que podría mejorar la calidad de la recuperación anestésica de las alpacas.

Adicionalmente, se recomienda más estudios que permitan comprender mejor los diversos aspectos de esta compleja especie, tal como ha sucedido con los animales domésticos de mayor difusión a nivel mundial; por ejemplo, efectos farmacológicos de los principios activos más empleados en veterinaria, dosis terapéuticas o umbral de acción de principios activos, técnicas quirúrgicas, etc. En este proceso sería conveniente evaluar las dosis efectivas de diferentes sedantes, analgésicos, anestésicos y otros fármacos para estandarizar el uso de aquellos que demuestren seguridad y eficacia en alpacas.

LISTA DE REFERENCIAS

- Ahmed, S., Qureshi, A.S., Usman, M., Rehan, S., Deeba, F., Ateeq, M.K., Younus, M., Naeem, M.A., Umar, Z., Taseer, M.S.A., 2023. Seasonal changes in the scrotal skin histology in relation to thermoregulation and testosterone level in camel and buffalo bull. *Anat Histol Embryol* 52, 752–761. <https://doi.org/10.1111/ahe.12933>
- Al-Hasani, R., Bruchas, M.R., 2011. Molecular Mechanisms of Opioid Receptor-dependent Signaling and Behavior. *Anesthesiology* 115, 1363–1381. <https://doi.org/10.1097/ALN.0B013E318238BBA6>
- Al-Sayed, A.A., Al-Rashoudi, A.H., Al-Eisa, A.A., Addar, A.M., Al-Hargan, A.H., Al-Jerian, A.A., Al-Omair, A.A., Al-Sheddi, A.I., Al-Nowaiser, H.I., Al-Kathiri, O.A., Al-Hassan, A.H., 2014. Sedative Drug Use among King Saud University Medical Students: A Cross-Sectional Sampling Study. *Depress Res Treat* 2014, 378738. <https://doi.org/10.1155/2014/378738>
- Altman, R., Hochberg, M., Gibofsky, A., Jaros, M., Young, C., 2015. Efficacy and safety of low-dose SoluMatrix meloxicam in the treatment of osteoarthritis pain: a 12-week, phase 3 study. *Curr Med Res Opin* 31, 2331–2343. <https://doi.org/10.1185/03007995.2015.1112772>
- Anderson, D.E., 2004. Common Surgical Procedures in Camelids. *American Association of Bovine Practitioners Conference Proceedings* 6, 118–125. <https://doi.org/10.21423/AABPPRO20044913>
- Angulo A., J., Sato S., A., Navarrete Z., M., Cisneros S., J., 2013. Arterial supply of the pelvic limb of the alpaca (*Vicugna pacos*). *Rev Inv Vet Perú* 24, 1–15. <https://doi.org/10.15381/rivep.v24i1.1644>
- Annetta, M.G., Iemma, D., Garisto, C., Tafani, C., Proietti, R., 2005. Ketamine: New Indications for an Old Drug. *Curr Drug Targets* 6, 789–794. <https://doi.org/10.2174/138945005774574533>

- Bai, D., Pennefather, P.S., MacDonald, J.F., Orser, B.A., 1999. The General Anesthetic Propofol Slows Deactivation and Desensitization of GABAA Receptors. *J Neurosci* 19, 10635–10646. <https://doi.org/10.1523/JNEUROSCI.19-24-10635.1999>
- Baird, A., Pugh, D., Wnzel, J., Lin, H., 1996. Comparison of two techniques for castration of llamas. *J Am Vet Med Assoc* 208, 261–262.
- Baliki, M.N., Chialvo, D.R., Geha, P.Y., Levy, R.M., Harden, R.N., Parrish, T.B., Apkarian, A.V., 2006. Chronic pain and the emotional brain: specific brain activity associated with spontaneous fluctuations of intensity of chronic back pain. *J Neurosci* 26, 12165–12173. <https://doi.org/10.1523/JNEUROSCI.3576-06.2006>
- Barrington, G.M., Meyer, T.F., Parish, S.M., 1993. Standing castration of the llama using butorphanol tartrate and local anesthesia. *Equine Pract* 15, 35–39.
- Bates, A., West, M.A., Jack, S., Grocott, M.P.W., 2024. Preparing for and Not Waiting for Surgery. *Curr Oncol* 31, 629–648. <https://doi.org/10.3390/currncol31020046>
- Bauer, B.U., Răileanu, C., Tauchmann, O., Fischer, S., Ambros, C., Silaghi, C., Ganter, M., 2021. *Anaplasma phagocytophilum* and *Anaplasma ovis*—emerging pathogens in the German sheep population. *Pathogens* 10, 1298. <https://doi.org/10.3390/pathogens10101298/S1>
- Beckman, B., 2013. Anesthesia and Pain Management for Small Animals. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 43, 669–688. <https://doi.org/10.1016/j.cvsm.2013.02.006>
- Bennett, S.T., Lehman, C.M., Rodgers, G.M., 2015. Laboratory hemostasis: A practical guide for pathologists, 2nd Ed. Springer International Publishing, New York. <https://doi.org/10.1007/978-3-319-08924-9>
- Berkes, E.A., 2003. Anaphylactic and anaphylactoid reactions to aspirin and other NSAIDs. *Clin Rev Allergy Immunol* 24, 137–147. <https://doi.org/10.1385/CRIAI:24:2:137>

- Biagiotti, S., Pirla, E., Magnani, M., 2023. Drug transport by red blood cells. *Front Physiol* 14, 1308632. <https://doi.org/10.3389/fphys.2023.1308632>
- Bischoff, P., Schneider, G., Kochs, E., 2008. Anesthetics drug pharmacodynamics. *Handb Exp Pharmacol* 182, 379–408. https://doi.org/10.1007/978-3-540-74806-9_18
- Blencowe, N.S., Brown, J.M., Cook, J.A., Metcalfe, C., Morton, D.G., Nicholl, J., Sharples, L.D., Treweek, S., Blazeby, J.M., Bach, S., Beard, D., Campbell, M.K., Carr, A., Conroy, E.J., Costa, M., Davidson, P., Donovan, J., Doré, C.J., Groves, T., Hutchison, I., Jain, A., Jayne, D., Koliaas, A.G., Lamb, S., McCaul, J., Mehanna, H., Montgomery, A.A., Pinkney, T., Potter, S., Rangan, A., Rogers, C., Sasieni, P., Stenning, S., Tudur Smith, C., White, I., Williams, B., Williamson, P.R., 2015. Interventions in randomised controlled trials in surgery: Issues to consider during trial design. *Trials* 16, 1–9. <https://doi.org/10.1186/s13063-015-0918-4>
- Blumenreich, M.S., 1990. The White Blood Cell and Differential Count, in: Walker, K., Hall, D., Hurst, W. (Eds.), *Clinical Methods: The History, Physical, and Laboratory Examinations*. Butterworths, Boston.
- Bourin, M., Briley, M., 2004. Sedation, an unpleasant, undesirable and potentially dangerous side-effect of many psychotropic drugs. *Hum Psychopharmacol* 19, 135–139. <https://doi.org/10.1002/hup.561>
- Bowdle, T.A., 2011. Induction of anesthesia, in: Evers, A.S., Maze, M., Kharasch, E.D. (Eds.), *Anesthetic Pharmacology: Basic Principles and Clinical Practice*. Cambridge University Press, Cambridge, pp. 1007–1026. <https://doi.org/10.1017/CBO9780511781933.062>
- Brett, S., Waheed, U., 2003. Pain Control in the Intensive Care Unit, in: Vincent, J.L. (Eds.), *Intensive Care Medicine*. Springer, New York, pp. 348–354. https://doi.org/10.1007/978-1-4757-5548-0_34

- Brooks, J., Tracey, I., 2005. REVIEW: From nociception to pain perception: imaging the spinal and supraspinal pathways. *J Anat* 207, 19–33. <https://doi.org/10.1111/J.1469-7580.2005.00428.X>
- Broom, D.M., 2010. Animal Welfare: An Aspect of Care, Sustainability, and Food Quality Required by the Public. *J Vet Med Educ* 37, 83–88. <https://doi.org/10.3138/jvme.37.1.83>
- Brumund, L., Wittenberg-Voges, L., Rohn, K., Kästner, S.B.R., 2024. Risk assessment in equine anesthesia: a first evaluation of the usability, utility and predictivity of the two-part CHARIOT. *Front Vet Sci* 11, 1384525. <https://doi.org/10.3389/fvets.2024.1384525>
- Buchallik-Schregel, J., Kiene, F., Buchallik, J., Marahrens, H., Ossowski, N., Schumacher, C.V., Gerstel, B., Reimers, U., Ganter, M., Wagener, M.G., 2024. Relationships between body condition score, body weight and body measurements in alpacas. *Ir Vet J* 77, 1–11. <https://doi.org/10.1186/s13620-024-00274-z>
- Burri, H., Tschudi, P., Martig, J., Liesegang, A., Meylan, M., 2005. Neuweltkameliden in der Schweiz. II. Referenzwerte für hämatologische und blutchemische Parameter. *Schweiz Arch Tierheilkd* 147, 335–343. <https://doi.org/10.1024/0036-7281.147.8.335>
- Bush, K., Bradford, P.A., 2016. β -Lactams and β -Lactamase Inhibitors: An Overview. *Cold Spring Harb Perspect Med* 6, a025247. <https://doi.org/10.1101/cshperspect.A025247>
- Busk, P., Jacobsen, S., Martinussen, T., 2010. Administration of Perioperative Penicillin Reduces Postoperative Serum Amyloid A Response in Horses Being Castrated Standing. *Vet Surg* 39, 638–643. <https://doi.org/10.1111/j.1532-950x.2010.00704.x>
- Buttarelo, M., Plebani, M., 2008. Automated Blood Cell Counts: State of the Art. *Am J Clin Pathol* 130, 104–116. <https://doi.org/10.1309/EK3C7CTDKNVPXVTN>

- Campagna, J.A., Miller, K.W., Forman, S.A., 2003. Mechanisms of Actions of Inhaled Anesthetics. *N Eng J Med* 348, 2110–2124. <https://doi.org/10.1056/NEJMra021261>
- Carlson, A.M., Kelly, R., Fetterer, D.P., Rico, P.J., Bailey, E.J., 2016. Pharmacokinetics of 2 Formulations of Transdermal Fentanyl in Cynomolgus Macaques (*Macaca fascicularis*). *J Am Assoc Lab Anim Sci* 55, 436.
- Casoni, D., Spadavecchia, C., Wampfler, B., Thormann, W., Levionnois, O.L., 2015. Clinical and pharmacokinetic evaluation of S-ketamine for intravenous general anaesthesia in horses undergoing field castration. *Acta Vet Scand* 57, 1–10. <https://doi.org/10.1186/s13028-015-0112-4>
- Celkan, T.T., 2020. What does a hemogram say to us? *Turk Pediatri Ars* 55, 103–116. <https://doi.org/10.14744/TurkPediatriArs.2019.76301>
- Chaiamnuay, S., Allison, J.J., Curtis, J.R., 2006. Risks versus benefits of cyclooxygenase-2-selective nonsteroidal antiinflammatory drugs. *Am J Health Syst Pharm* 63, 1837–1851. <https://doi.org/10.2146/ajhp050519>
- Cheng, V.Y., Martin, L.J., Elliott, E.M., Kim, J.H., Mount, H.T.J., Taverna, F.A., Roder, J.C., MacDonald, J.F., Bhambri, A., Collinson, N., Wafford, K.A., Orser, B.A., 2006. α 5GABAA Receptors Mediate the Amnestic But Not Sedative-Hypnotic Effects of the General Anesthetic Etomidate. *J Neurosci* 26, 3713–3720. <https://doi.org/10.1523/JNEUROSCI.5024-05.2006>
- Chipayo, Y.R., 2021. Determinación de la dosis analgésica y las constantes farmacocinéticas del fentanilo en alpacas. Tesis. Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Lima, Perú.
- Clarke, K.W., Hall, L.W., Trim, C.M., 2014. Anaesthesia for obstetrics, in: Clarke, K.W., Hall, L.W., Trim, C.M. (Eds.), *Veterinary Anaesthesia: 11th Ed.* W.B. Saunders, pp. 587–598. <https://doi.org/10.1016/B978-0-7020-2793-2.00019-0>
- Clevenger, R.R., Bernal, J., Talcott, M., Gleason, T.R., Rindfield, T., Robert F. Hoyt, Jr., 2018. Surgery, in: Weichbrod, R.H., Thompson, G.A. (Heidbrink), John N.

- (Eds.), Management of Animal Care and Use Programs in Research, Education, and Testing: 2nd Ed. CRC Press/Taylor & Francis, pp. 793–806. <https://doi.org/10.1201/9781315152189-34>
- Colvin, L.A., Fallon, M.T., 2010. Editorial: Opioid-induced hyperalgesia: A clinical challenge. *Br J Anaesth* 104, 125–127. <https://doi.org/10.1093/bja/aep392>
- Cook, J.A., 2009. The challenges faced in the design, conduct and analysis of surgical randomised controlled trials. *Trials* 10, 1–9. <https://doi.org/10.1186/1745-6215-10-9>
- Corletto, F., 2007. Multimodal and balanced analgesia. *Vet Res Commun* 31, 59–63. <https://doi.org/10.1007/s11259-007-0085-5>
- Dalal, R., Grujic, D., 2023. Epinephrine, in: Ackley, W.B., Adolphe, T.S., Aeby, T.C., Aeddula, N.R., Agadi, S., Agasthi, P., Ahmed, A., Ahmed, F.W. (Eds.), *XPharm: The Comprehensive Pharmacology Reference*. StatPearls Publishing, Treasure Island, pp. 1–5. <https://doi.org/10.1016/B978-008055232-3.61695-2>
- Davies, N.M., Skjodt, N.M., 1999. Clinical pharmacokinetics of meloxicam: A cyclooxygenase-2 preferential nonsteroidal anti-inflammatory drug. *Clin Pharmacokinet* 36, 115–126. <https://doi.org/10.2165/00003088-199936020-00003>
- Davis, J., Musk, G.C., 2023. Anesthesia and analgesia in dogs and cats, in: Dyson, M.C., Lofgren, J., Pang, D., Jirkof, P., Nunamaker, E.A. (Eds.), *Anesthesia and Analgesia in Laboratory Animals*. Elsevier, pp. 481–513. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-822215-7.00020-2>
- Dawson, D.R., Defrancisco, R.J., Stokol, T., 2011. Reference intervals for hematologic and coagulation tests in adult alpacas (*Vicugna pacos*). *Vet Clin Pathol* 40, 504–512. <https://doi.org/10.1111/J.1939-165X.2011.00359.X>
- Deeks, E.D., 2021. Difelikefalin: First Approval. *Drugs* 81, 1937–1944. <https://doi.org/10.1007/s40265-021-01619-6>

- del Álamo, A.M., Mandsager, R.E., Riebold, T.W., Payton, M.E., 2015. Evaluation of intravenous administration of alfaxalone, propofol, and ketamine-diazepam for anesthesia in alpacas. *Vet Anaesth Analg* 42, 72–82. <https://doi.org/10.1111/vaa.12170>
- Djebala, S., Moula, N., Bayrou, C., Sartelet, A., Bossaert, P., 2019. Prophylactic antibiotic usage by Belgian veterinarians during elective caesarean section in Belgian blue cattle. *Prev Vet Med* 172, 104785. <https://doi.org/10.1016/j.prevetmed.2019.104785>
- Doran, G.S., Bradbury, L.A., 2015. Quantitation of the anaesthetic xylazine in ovine plasma by LC–MS/MS. *J Chromatogr B* 997, 81–84. <https://doi.org/10.1016/j.jchromb.2015.06.005>
- Dretchen, K., Ghoneim, M.M., Long, J.P., 1971. The Interaction of Diazepam with Myoneural Blocking Agents. *Anesthesiology* 34, 463–468. <https://doi.org/10.1097/00000542-197105000-00024>
- Drewes, A.M., Jensen, R.D., Nielsen, L.M., Dronej, J., Christrup, L.L., Arendt-Nielsen, L., Riley, J., Dahan, A., 2013. Differences between opioids: pharmacological, experimental, clinical and economical perspectives. *Br J Clin Pharmacol* 75, 60–78. <https://doi.org/10.1111/J.1365-2125.2012.04317.X>
- Dripps, R.D., 1957. Hazards of the immediate postoperative period. *J Am Med Assoc* 165, 795–799. <https://doi.org/10.1001/jama.1957.02980250029007>
- Dundee, J.W., Wyant, G.M., 1974. Ketamine, in: Dundee, J., Wyant, G. (Eds.), *Intravenous Anaesthesia*. Churchill Livingstone, New York, pp. 135–159.
- Dyson, D.H., 2008. Analgesia and Chemical Restraint for the Emergent Veterinary Patient. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 38, 1329–1352. <https://doi.org/10.1016/j.cvsm.2008.06.007>
- Espezúa, O., Chipayo, Y., Olazabal, J., 2015. Anestesia total intra venosa de la combinación xilacina, ketamina y fentanilo para canulación del primer

- compartimento en alpacas. *Rev Investig Altoand* 17, 41–46.
<https://doi.org/10.18271/ria.2015.75>
- Farzam, K., Kidron, A., Lakhkar, A.D., 2023. Adrenergic drugs, in: Ackley, W.B., Adolphe, T.S., Aeby, T.C., Aeddula, N.R., Agadi, S., Agasthi, P., Ahmed, A., Ahmed, F.W. (Eds.), *Clinical Drug Therapy for Canadian Practice*. StatPearls Publishing, Treasure Island, pp. 277–291.
https://doi.org/10.5005/jp/books/14244_9
- Ferasin, L., Ogden, D.M., Davies, S.J., Kirby, R.J., D’Alterio, G.L., 2005. Electrocardiographic parameters of normal alpacas (*Lama pacos*). *Vet Rec* 157, 341–343. <https://doi.org/10.1136/VR.157.12.341>
- Fields, H., 2004. State-dependent opioid control of pain. *Nat Rev Neurosci* 5, 565–575. <https://doi.org/10.1038/nrn1431>
- Flecknell, P.A., Waterman-Pearson, A., 2000. *Pain Management in Animals*, 1st ed, Pain Management in Animals. W.B. Saunders. <https://doi.org/10.1016/B978-0-7020-1767-4.50004-7>
- Fleis, R.I., Scott, D.W., 2010. The Microanatomy of Healthy Skin from Alpacas (*Vicugna pacos*). *J Vet Diagn Invest* 22, 716–719.
<https://doi.org/10.1177/104063871002200507>
- Flood, P., Ramirez-Latorre, J., Role, L., 1997. Alpha4beta2 Neuronal Nicotinic Acetylcholine Receptors in the Central Nervous System Are Inhibited by Isoflurane and Propofol, but alpha7-type Nicotinic Acetylcholine Receptors Are Unaffected. *Anesthesiology* 86, 859–865. <https://doi.org/10.1097/00000542-199704000-00016>
- Foster, A., Bidewell, C., Barnett, J., Sayers, R., 2009. Haematology and biochemistry in alpacas and llamas. *In Pract* 31, 276–281.
<https://doi.org/10.1136/inpract.31.6.276>

- Franklin, W., 2011. Camelidae, in: Wilson, D.E., Mittermeier, R.A. (Eds.), *Handbook of the Mammals of the World*. Lynx Edicions, Barcelona, pp. 206–246. <https://doi.org/10.5281/zenodo.5719739>
- Franks, N.P., 2006. Molecular targets underlying general anaesthesia. *Br J Pharmacol* 147, S72–S81. <https://doi.org/10.1038/sj.bjp.0706441>
- Franks, N.P., Honoré, E., 2004. The TREK K 2P channels and their role in general anaesthesia and neuroprotection. *Trends Pharmacol Sci* 25, 601–608. <https://doi.org/10.1016/j.tips.2004.09.003>
- Ganzberg, S.I., Haas, D.A., 2017. General Anesthesia, in: Dowd, F.J., Johnson, B.S., Mariotti, A.J. (Eds.), *Pharmacology and Therapeutics for Dentistry*. Mosby, pp. 221–240. <https://doi.org/10.1016/B978-0-323-39307-2.00015-1>
- Gestrich, A., Bedenice, D., Ceresia, M., Zaghloul, I., 2018. Pharmacokinetics of intravenous gentamicin in healthy young-adult compared to aged alpacas. *J Vet Pharmacol Ther* 41, 581–587. <https://doi.org/10.1111/JVP.12506>
- Ghlichloo, I., Gerriets, V., 2023. Nonsteroidal Anti-Inflammatory Drugs (NSAIDs), in: Ackley, W.B., Adolphe, T.S., Aeby, T.C., Aeddula, N.R., Agadi, S.P.A., Ahmed, F.W. (Eds.), *First Aid Perioperative Ultrasound: Acute Pain Manual for Surgical Procedures*. StatPearls Publishing, Treasure Island, pp. 127–138. https://doi.org/10.1007/978-3-031-21291-8_8
- Giovannitti, J.A., Thoms, S.M., Crawford, J.J., 2015. Alpha-2 Adrenergic Receptor Agonists: A Review of Current Clinical Applications. *Anesth Prog* 62, 31–38. <https://doi.org/10.2344/0003-3006-62.1.31>
- Glick, J.L., Christensen, T., Nyeong Park, J., McKenzie, M., Green, T.C., Sherman, S.G., 2019. Stakeholder perspectives on implementing fentanyl drug checking: Results from a multi-site study. *Drug Alcohol Depend* 194, 527–532. <https://doi.org/10.1016/j.drugalcdep.2018.10.017>
- Goyal, S., Agrawal, A., 2013. Ketamine in status asthmaticus: A review. *Indian J Crit Care Med* 17, 154–161. <https://doi.org/10.4103/0972-5229.117048>

- Haller, G., Stoelwinder, J., Myles, P.S., Mcneil, J., 2009. Quality and Safety Indicators in Anesthesia: A Systematic Review. *Anesthesiology* 110, 1158–1175. <https://doi.org/10.1097/ALN.0b013e3181a1093b>
- Han, Y., Yan, W., Zheng, Y., Khan, M.Z., Yuan, K., Lu, L., 2019. The rising crisis of illicit fentanyl use, overdose, and potential therapeutic strategies. *Transl Psychiatry* 2019 9:1 9, 1–9. <https://doi.org/10.1038/s41398-019-0625-0>
- Harirforoosh, S., Asghar, W., Jamali, F., 2013. Adverse Effects of Nonsteroidal Antiinflammatory Drugs: An Update of Gastrointestinal, Cardiovascular and Renal Complications. *J Pharm Pharm Scie* 16, 821–847. <https://doi.org/10.18433/j3vw2f>
- Hartsfield, S.M., 1992. Advantages and Guidelines for Using Ketamine for Induction of Anesthesia. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 22, 266–267. [https://doi.org/10.1016/s0195-5616\(92\)50604-0](https://doi.org/10.1016/s0195-5616(92)50604-0)
- Hashem, A., Kietzmann, M., Scherkl, R., 1992. The pharmacokinetics and bioavailability of acepromazine in the plasma of dogs [Untersuchungen zur Pharmakokinetik und Bioverfügbarkeit von Azepromazin im Plasma des Hundes.]. *Dtsch Tierarztl Wochenschr* 99, 396–398.
- Hemmings, H.C., 2009. Sodium channels and the synaptic mechanisms of inhaled anaesthetics. *Br J Anaesth* 103, 61–69. <https://doi.org/10.1093/bja/aep144>
- Hemmings, H.C., Akabas, M.H., Goldstein, P.A., Trudell, J.R., Orser, B.A., Harrison, N.L., 2005. Emerging molecular mechanisms of general anesthetic action. *Trends Pharmacol Sci* 26, 503–510. <https://doi.org/10.1016/j.tips.2005.08.006>
- Hewer, C.L., 1937. The stages and signs of general anaesthesia. *Br Med J* 2, 274–276. <https://doi.org/10.1136/bmj.2.3996.274>
- Hirota, K., Lambert, D.G., 2011. Ketamine: New uses for an old drug? *Br J Anaesth* 107, 123–126. <https://doi.org/10.1093/bja/aer221>

- Hoffmann, U., Meister, C.M., Golle, K., Zschesche, M., 2001. Severe Intoxication with the Veterinary Tranquilizer Xylazine in Humans. *J Anal Toxicol* 25, 245–249. <https://doi.org/10.1093/JAT/25.4.245>
- Hubbell, J.A.E., Muir, W.W., Gorenberg, E., Hopster, K., 2024. A review of equine anesthetic induction: Are all equine anesthetic inductions “crash” inductions? *J Equine Vet Sci* 139, 105130. <https://doi.org/10.1016/j.jevs.2024.105130>
- Hughes, B.O., 1992. Animal welfare. *Nature* 359, 472. <https://doi.org/10.1038/359472b0>
- Hund, A., Wittek, T., Selan, U., Käsbohrer, A., Firth, C.L., 2023. Most common diagnoses and antibiotics used in South American Camelid patients at a university clinic in Austria. *Front Vet Sci* 10. <https://doi.org/10.3389/fvets.2023.1258812>
- Hunt, J.R., Slingsby, L.S., Murrell, J.C., 2014. The effects of an intravenous bolus of dexmedetomidine following extubation in a mixed population of dogs undergoing general anaesthesia and surgery. *Vet J* 200, 133–139. <https://doi.org/10.1016/j.tvjl.2014.01.015>
- Hunter, L., 2020. Mohair, cashmere and other animal hair fibres, in: Kozłowski, R.M., Mackiewicz-Talarczyk, M. (Eds.), *Handbook of Natural Fibres*. Woodhead Publishing, pp. 279–383. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-818398-4.00012-8>
- Husakova, T., Pavlata, L., Pechova, A., Tichy, L., Hauptmanova, K., 2015. The influence of sex, age and season on the haematological profile of alpacas (*Vicugna pacos*) in Central Europe. *Vet Med - Czech* 60, 407–414. <https://doi.org/10.17221/8415-VETMED>
- Jakubik, L.D., Cockerham, J., Altmann, A.R., Grossman, M.B., 2003. The ABCs of pediatric laboratory interpretation: understanding the CBC with differential and LFTs. *Pediatr Nurs* 29, 97–103.
- James, A., Williams, J., 2020. Basic Opioid Pharmacology — An Update. *Br J Pain* 14, 115–121. <https://doi.org/10.1177/2049463720911986>

- Kalchofner, K.S., Ringer, S.K., Boller, J., Kästner, S.B.R., Lischer, C.J., Bettschart-Wolfensberger, R., 2006. Clinical assessment of anesthesia with isoflurane and medetomidine in 300 equidae. *Pferdeheilk Equine Med* 22, 301–308. <https://doi.org/10.21836/PEM20060309>
- Kamatchi, G.L., Chan, C.K., Snutch, T., Durieux, M.E., Lynch, C., 1999. Volatile anesthetic inhibition of neuronal Ca channel currents expressed in *Xenopus* oocytes. *Brain Res* 831, 85–96. [https://doi.org/10.1016/S0006-8993\(99\)01401-8](https://doi.org/10.1016/S0006-8993(99)01401-8)
- Kerr, C.L., McDonnell, W.N., Young, S.S., 1996. A comparison of romifidine and xylazine when used with diazepam/ketamine for short duration anesthesia in the horse. *Can Vet J* 37, 601.
- Khan, M.G., 2006. Cardiopulmonary Resuscitation (CPR), in: Khan, M.G. (Ed.), *Encyclopedia of Heart Diseases*. Academic Press, Cambridge, pp. 215–222. <https://doi.org/10.1016/B978-012406061-6/50038-2>
- Khorsand, S.M., 2023. Maintenance of general anesthesia: Overview. UpToDate.
- Ko, J., Nicklin, C., Melendaz, M., Hamilton, P., Kuonen, C., 1998. Effects of a microdose of medetomidine on diazepam-ketamine induced anesthesia in dogs. *J Am Vet Med Assoc* 213, 215–219.
- Koknaroglu, H., Akunal, T., 2013. Animal welfare: An animal science approach. *Meat Sci* 95, 821–827. <https://doi.org/10.1016/j.meatsci.2013.04.030>
- Kolawole, I.K., 2001. Ketamine Hydrochloride: A Useful but Frequently Misused Drug. *Niger J Surg Res* 3, 118–125. <https://doi.org/10.4314/njsr.v3i3.12232>
- Krogsgaard-Larsen, P., Frølund, B., Liljefors, T., Ebert, B., 2004. GABAA agonists and partial agonists: THIP (Gaboxadol) as a non-opioid analgesic and a novel type of hypnotic. *Biochem Pharmacol* 68, 1573–1580. <https://doi.org/10.1016/j.bcp.2004.06.040>

- Lambert, D.G., 2023. Opioids and opioid receptors; understanding pharmacological mechanisms as a key to therapeutic advances and mitigation of the misuse crisis. *BJA Open* 6, 100141. <https://doi.org/10.1016/j.bjao.2023.100141>
- Lambert, D.G., 2008. The nociceptin/orphanin FQ receptor: a target with broad therapeutic potential. *Nat Rev Drug Discov* 7, 694–710. <https://doi.org/10.1038/nrd2572>
- Lanzkowsky, P., 2005. *Manual of Pediatric Hematology and Oncology*, 4th ed. Elsevier Academic Press, Massachusetts.
- Liddle, C., 2013. Postoperative care 1: principles of monitoring postoperative patients. *Nurs Times* 22, 24–26.
- Liddle, C., 2012. Preparing patients to undergo surgery. *Nurs Times* 48, 12–13.
- Lin, L.-H., Chen, L.L., Harris, R.A., 1993. Enflurane inhibits NMDA, AMPA, and kainate-induced currents in *Xenopus* oocytes expressing mouse and human brain mRNA. *FASEB J* 7, 479–485. <https://doi.org/10.1096/fasebj.7.5.7681790>
- Livingston, A., 2010. Pain and analgesia in domestic animals. *Handb Exp Pharmacol* 199, 159–189. https://doi.org/10.1007/978-3-642-10324-7_7
- Lopinta, L.M., 2019. Anestesia general con la combinación de ketamina y xilacina en alpacas Huacaya (*Vicugna pacos*), en condiciones de campo. Tesis. Universidad Nacional Micaela Bastidas de Apurímac, Abancay, Perú.
- MacIver, M.B., Mikulec, A.A., Amagasu, S.M., Monroe, F.A., 1996. Volatile Anesthetics Depress Glutamate Transmission Via Presynaptic Actions. *Anesthesiology* 85, 823–834. <https://doi.org/10.1097/00000542-199610000-00018>
- MacPhail, C., Fossum, Theresa Welch, 2018. Surgery of the Reproductive and Genital Systems, in: Fossum, Theresa W., Cho, J., Dewey, C.W., Hayashi, K., MacPhail, C.M., Huntingford, J.L., Quandt, J.E., Radlinsky, M.G., Schulz, K.S., Willard,

- M.D., Yu-Speight, A. (Eds.), *Small Animal Surgery*. Elsevier, St. Louis, Missouri, USA, pp. 720–759.
- Madden, C.J., Tupone, D., Cano, G., Morrison, S.F., 2013. α_2 Adrenergic Receptor-Mediated Inhibition of Thermogenesis. *J Neurosci* 33, 2017–2028. <https://doi.org/10.1523/JNEUROSCI.4701-12.2013>
- Masson, A.H., 1956. Pain, anaesthesia and analgesia*. *Anaesthesia* 11, 50–58. <https://doi.org/10.1111/J.1365-2044.1956.tb07938.x>
- Mazza, J.J., 2002. *Manual of Clinical Hematology*, 3rd ed. Lippincott Williams & Wilkins, Philadelphia.
- McKernan, R.M., Whiting, P.J., 1996. Which GABAA-receptor subtypes really occur in the brain? *Trends Neurosci* 19, 139–143. [https://doi.org/10.1016/S0166-2236\(96\)80023-3](https://doi.org/10.1016/S0166-2236(96)80023-3)
- Meineke, I., Türck, D., 2003. Population pharmacokinetic analysis of meloxicam in rheumatoid arthritis patients. *Br J Clin Pharmacol* 55, 32–38. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2125.2003.01753.x>
- Miller-Hance, W.C., 2019. Anesthesia for noncardiac surgery in children with congenital heart disease, in: Coté, V.J., Lerman, J., Anderson, B.J. (Eds.), *A Practice of Anesthesia for Infants and Children*. Elsevier, Amsterdam, pp. 534-559.e9. <https://doi.org/10.1016/B978-0-323-42974-0.00023-9>
- Milne, E., Scott, P., 2006. Cost-effective biochemistry and haematology in sheep. *In Pract* 28, 454–461. <https://doi.org/10.1136/inpract.28.8.454>
- Mogoanta, S.S., Paitici, S., Mogoanta, C.A., 2021. Postoperative follow-up and recovery after abdominal surgery, in: Zaghal, A., El Rifai, A. (Eds.), *Abdominal Surgery - A Brief Overview*. IntechOpen, Vienna. <https://doi.org/10.5772/intechopen.97739>
- Möhler, H., Okada, T., 1977. Benzodiazepine Receptor: Demonstration in the Central Nervous System. *Science* 198, 849–851. <https://doi.org/10.1126/science.918669>

- Morgan, D.W.T., Legge, K., 1989. Clinical evaluation of propofol as an intravenous anaesthetic agent in cats and dogs. *Vet Rec* 124, 31–33. <https://doi.org/10.1136/vr.124.2.31>
- Morita, T., Tsuneto, S., Shima, Y., 2003. Definition of sedation for symptom relief: A systematic literature review and a proposal of operational criteria. *J Pain Symptom Manage* 24, 447–453. [https://doi.org/10.1016/s0885-3924\(02\)00499-2](https://doi.org/10.1016/s0885-3924(02)00499-2)
- Moss, R.B., McClelland, E., Williams, R.R., Hilman, B.C., Rubio, T., Adkinson, N.F., 1991. Evaluation of the Immunologic Cross-Reactivity of Aztreonam in Patients with Cystic Fibrosis Who Are Allergic to Penicillin and/or Cephalosporin Antibiotics. *Rev Infect Dis* 13, s598–S607. https://doi.org/10.1093/clinids/13.supplement_7.s598
- NASA POWER, 2024. Prediction Of Worldwide Energy Resources (POWER) [WWW Document]. POWER | Data Access Viewer. URL <https://power.larc.nasa.gov/data-access-viewer/> (acceso 31.01.25).
- Navarro, K.L., Huss, M., Smith, J.C., Sharp, P., Marx, J.O., Pacharinsak, C., 2021. Mouse Anesthesia: The Art and Science. *ILAR J* 62, 238–273. <https://doi.org/10.1093/ilar/ilab016>
- Nemeth, J., Oesch, G., Kuster, S.P., 2015. Bacteriostatic versus bactericidal antibiotics for patients with serious bacterial infections: systematic review and meta-analysis. *J Antimicrob Chemother* 70, 382–395. <https://doi.org/10.1093/jac/dku379>
- NRC, N.R.C., 1980. The use of antimicrobial agents, in: National Research Council (Ed.), *The Effects on Human Health of Subtherapeutic Use of Antimicrobials in Animal Feeds*. National Academies Press, Washington, D.C., pp. 1–11. <https://doi.org/10.17226/21>
- NRC, N.R.C. of the N.A., 2009. Pain in Research Animals: General Principles and Considerations, in: National Academies Press (US) (Ed.), *Recognition and*

- Alleviation of Pain in Laboratory Animals. National Academies Press (US), Washington D.C., pp. 11–32.
- OMSA, 2024. Bienestar animal [WWW Document]. Organización Mundial de Sanidad Animal. URL <https://www.woah.org/es/que-hacemos/sanidad-y-bienestar-animal/bienestar-animal/> (acceso 21.07.24).
- Orser, B., McAdam, L., Roder, S., MacDonald, J., 1998. General anaesthetics and their effects on GABA_A receptor desensitization. *Toxicol Lett* 100–101, 217–224. [https://doi.org/10.1016/S0378-4274\(98\)00188-X](https://doi.org/10.1016/S0378-4274(98)00188-X)
- Orser, B.A., Canning, K.J., MacDonald, J.F., 2002. Mechanisms of general anesthesia. *Curr Opin Anaesthesiol* 15, 427–433. <https://doi.org/10.1097/00001503-200208000-00004>
- Orser, B.A., Wang, L.Y., Pennefather, P.S., MacDonald, J.F., 1994. Propofol modulates activation and desensitization of GABA_A receptors in cultured murine hippocampal neurons. *J Neurosci* 14, 7747–7760. <https://doi.org/10.1523/JNEUROSCI.14-12-07747.1994>
- Otero Balda, I., Fuertes-Recuero, M., Penelo Hidalgo, S., Espinel Rupérez, J., Lapostolle, B., Ayllón-Santiago, T., Ortiz-Díez, G., 2023. A Spanish Survey on the Perioperative Use of Antimicrobials in Small Animals. *Animals* 13, 2475. <https://doi.org/10.3390/ani13152475/s1>
- Otter, A., 2013. Diagnostic blood biochemistry and haematology in cattle. In *Pract* 35, 7–16. <https://doi.org/10.1136/inp.E8719>
- Ouyang, W., Hemmings, H.C., 2005. Depression by Isoflurane of the Action Potential and Underlying Voltage-Gated Ion Currents in Isolated Rat Neurohypophysial Nerve Terminals. *J Pharmacol Exp Ther* 312, 801–808. <https://doi.org/10.1124/jpet.104.074609>
- Ouyang, W., Wang, G., Hemmings, H.C., 2003. Isoflurane and Propofol Inhibit Voltage-Gated Sodium Channels in Isolated Rat Neurohypophysial Nerve Terminals. *Mol Pharmacol* 64, 373–381. <https://doi.org/10.1124/mol.64.2.373>

- Pankey, G.A., Sabath, L.D., 2004. Clinical relevance of bacteriostatic versus bactericidal mechanisms of action in the treatment of gram-positive bacterial infections. *Clin Infect Dis* 38, 864–870. <https://doi.org/10.1086/381972>
- Patel, A.J., Honoré, E., Lesage, F., Fink, M., Romey, G., Lazdunski, M., 1999. Inhalational anesthetics activate two-pore-domain background K⁺ channels. *Nat Neurosci* 2, 422–426. <https://doi.org/10.1038/8084>
- Patel, P., Wermuth, H.R., Calhoun, C., Hall, G.A., 2023. Antibiotics, in: Ackley, W.B., Adolphe, T.S., Aeby, T.Ca.N.R., Agadi, S., Agasthi, P., Ahmed, A., Ahmed, F.W. (Eds.), *Chronic Rhinosinusitis: The Mucosal Concept*. StatPearls Publishing, Treasure Island, pp. 341–353. https://doi.org/10.1007/978-981-16-0784-4_43
- Paul, A.K., Smith, C.M., Rahmatullah, M., Nissapatorn, V., Wilairatana, P., Spetea, M., Gueven, N., Dietis, N., 2021. Opioid Analgesia and Opioid-Induced Adverse Effects: A Review. *Pharmaceuticals* 14, 1091. <https://doi.org/10.3390/ph14111091>
- Pearce, R., 2003. General anesthetic effects on GABAA receptors, in: Antognini, J.F., Carstens, E.E., Raines, D.E. (Eds.), *Neural Mechanisms of Anesthesia*. Springer Science+Business Media, LLC, New York, pp. 265–282. <https://doi.org/https://doi.org/10.1007/978-1-59259-322-4>
- Persson, J., 2010. Wherefore ketamine? *Curr Opin Anaesthesiol* 23, 455–460. <https://doi.org/10.1097/ACO.0b013e32833b49b3>
- Piasecik, M., Perez, D., 2001. α 1-Adrenergic receptors: new insights and directions. *J Pharmacol Exp Ther* 298, 403–410.
- Posner, L., Burns, P., 2009. Sedative Agents: Tranquilizers, Alpha-2 Agonists, and Related Agents, in *Veterinary Pharmacology and Therapeutics*, in: Riviere, J.E., Papich, M.G. (Eds.), *Veterinary Pharmacology and Therapeutics*. Wiley-Blackwell, Ames, Iowa, pp. 337–380.

- Power, G., Moore, Z., O'Connor, T., 2017. Measurement of pH, exudate composition and temperature in wound healing: a systematic review. *J Wound Care* 26, 381–397. <https://doi.org/10.12968/jowc.2017.26.7.381>
- Prado, T.M., DuBois, W.R., Ko, J.C.H., Mandsager, R.E., Morgan, G.L., 2008. A comparison of two combinations of xylazine-ketamine administered intramuscularly to alpacas and of reversal with tolazoline. *Vet Anaesth Analg* 35, 201–207. <https://doi.org/10.1111/j.1467-2995.2007.00375.x>
- Pypendop, B.H., Ilkiw, J.E., 2012. Anesthesia and Perioperative Care, in: Little, S.E. (Ed.), *The Cat: Clinical Medicine and Management*. W.B. Saunders, Philadelphia, pp. 112–150. <https://doi.org/10.1016/B978-1-4377-0660-4.00007-7>
- Quisoccala, J.M., 2017. Anestesia inhalatoria en crías de alpacas sometidas a cirugía abdominal. Tesis. Universidad Nacional del Altiplano de Puno, Puno, Perú.
- Raggi, L.A., Quiroga, X., Crossley, J., Ferrando, G., 1996. Physiological characteristics of alpacas (*Lama pacos*) in semiarid central Valley of Chile. *Arch Zootec* 50, 45–50.
- Rangel, J.P.P., Monteiro, E.R., Bitti, F.S., Junior, J.S.N., Campagnol, D., 2020. Hemodynamic, respiratory and sedative effects of progressively increasing doses of acepromazine in conscious dogs. *Vet Anaesth Analg* 47, 447–453. <https://doi.org/10.1016/j.vaa.2020.02.007>
- Redden, R.J., Jeske, A.H., 1999. Management of the postoperative anesthetic period. *Dent Clin North Am* 43, 321–339. [https://doi.org/10.1016/S0011-8532\(22\)00526-2](https://doi.org/10.1016/S0011-8532(22)00526-2)
- Reed, R.A., Quandt, J.E., Brainard, B.M., Copeland, J.E., Hofmeister, E.H., 2019. The effect of induction with propofol or ketamine and diazepam on quality of anaesthetic recovery in dogs. *J Small Anim Pract* 60, 589–593. <https://doi.org/10.1111/jsap.13063>
- Ringer, S.K., Kalchofner, K., Boller, J., Fürst, A., Bettschart-Wolfensberger, R., 2007. A clinical comparison of two anaesthetic protocols using lidocaine or

- medetomidine in horses. *Vet Anaesth Analg* 34, 257–268. <https://doi.org/10.1111/j.1467-2995.2006.00321.x>
- Rokade, S.A., Jadhav, R. V, 2022. Review on Analgesic activity using Tail Immersion Method. *Asian J Res Chem* 15, 429–432. <https://doi.org/10.52711/0974-4150.2022.00075>
- Rudolph, U., Antkowiak, B., 2004. Molecular and neuronal substrates for general anaesthetics. *Nat Rev Neurosci* 5, 709–720. <https://doi.org/10.1038/nrn1496>
- Ruiz-Colón, K., Chavez-Arias, C., Díaz-Alcalá, J.E., Martínez, M.A., 2014. Xylazine intoxication in humans and its importance as an emerging adulterant in abused drugs: A comprehensive review of the literature. *Forensic Sci Int* 240, 1–8. <https://doi.org/10.1016/j.forsciint.2014.03.015>
- Saxon, A., Hassner, A., Swabb, E.A., Wheeler, B., Adkinson, N.F., 1984. Lack of Cross-Reactivity Between Aztreonam, a Monobactam Antibiotic, and Penicillin in Penicillin-Allergic Subjects. *J Infect Dis* 149, 16–22. <https://doi.org/10.1093/infdis/149.1.16>
- Schafer, A.I., 1999. Effects of nonsteroidal anti-inflammatory therapy on platelets. *Am J Med* 106, 25S-36S. [https://doi.org/10.1016/S0002-9343\(99\)00114-X](https://doi.org/10.1016/S0002-9343(99)00114-X)
- Schallek, W., Schlosser, W., Randall, L.O., 1972. Recent Developments in the Pharmacology of the Benzodiazepines. *Adv Pharmacol* 10, 119–183. [https://doi.org/10.1016/s1054-3589\(08\)60523-2](https://doi.org/10.1016/s1054-3589(08)60523-2)
- Schauvliege, S., Cuypers, C., Michielsen, A., Gasthuys, F., Gozalo-Marcilla, M., 2019. How to score sedation and adjust the administration rate of sedatives in horses: a literature review and introduction of the Ghent Sedation Algorithm. *Vet Anaesth Analg* 46, 4–13. <https://doi.org/10.1016/j.vaa.2018.08.005>
- Schröder, W., Lambert, D.G., Ko, M.C., Koch, T., 2014. Functional plasticity of the N/OFQ-NOP receptor system determines analgesic properties of NOP receptor agonists. *Br J Pharmacol* 171, 3777–3800. <https://doi.org/10.1111/bph.12744>

- Servin, F., Billard, V., 2008. Remifentanyl and Other Opioids, in: Schüttler, J., Schwilden, H. (Eds.), *Modern Anesthetics: Handbook of Experimental Pharmacology*. Springer, Heidelberg, Berlin, pp. 283–311. https://doi.org/10.1007/978-3-540-74806-9_14
- Setoyama, K., Shinzato, T., Misumi, K., Fujiki, M., Sakamoto, H., 2003. Effects of Propofol-Sevoflurane Anesthesia on the Maternal and Fetal Hemodynamics Blood Gases, and Uterine Activity in Pregnant Goats. *J Vet Med Sci* 65, 1075–1081. <https://doi.org/10.1292/jvms.65.1075>
- Sharp, D., 2014. Premedication, in: Freeman, B., Berger, J. (Eds.), *Anesthesiology Core Review: Part One Basic Exam*. McGraw Hill Medical, New York.
- Short, C.E., Bufalari, A., 1999. Propofol Anesthesia. *Vet Clin North Am Small Anim Pract* 29, 747–778. [https://doi.org/10.1016/S0195-5616\(99\)50059-4](https://doi.org/10.1016/S0195-5616(99)50059-4)
- Sleigh, J., Harvey, M., Voss, L., Denny, B., 2014. Ketamine – More mechanisms of action than just NMDA blockade. *Trends Anaesth Crit Care* 4, 76–81. <https://doi.org/10.1016/j.tacc.2014.03.002>
- Smith, B.B., Timm, K.I., Reed, P.J., 1992. Morphometric evaluation of growth in llamas (*Lama glama*) from birth to maturity. *J Am Vet Med Assoc* 200, 1095–1000.
- Solar Venero, E.C., Galeano, M.B., Luqman, A., Ricardi, M.M., Serral, F., Fernandez Do Porto, D., Robaldi, S.A., Ashari, B.A.Z., Munif, T.H., Egoburo, D.E., Nemirovsky, S., Escalante, J., Nishimura, B., Ramirez, M.S., Götz, F., Tribelli, P.M., 2024. Fever-like temperature impacts on *Staphylococcus aureus* and *Pseudomonas aeruginosa* interaction, physiology, and virulence both *in vitro* and *in vivo*. *BMC Biol* 22, 27. <https://doi.org/10.1186/s12915-024-01830-3>
- Son, Y., 2010. Molecular mechanisms of general anesthesia. *Korean J Anesthesiol* 59, 3–8. <https://doi.org/10.4097/kjae.2010.59.1.3>
- Sonner, J.M., Antognini, J.F., Dutton, R.C., Flood, P., Gray, A.T., Harris, R.A., Homanics, G.E., Kendig, J., Orser, B., Raines, D.E., Trudell, J., Vissel, B., Eger,

- E.I., 2003. Inhaled anesthetics and immobility: Mechanisms, mysteries, and minimum alveolar anesthetic concentration. *Anesth Analg* 97, 718–740. <https://doi.org/10.1213/01.ANE.0000081063.76651.33>
- Sostres, C., Gargallo, C.J., Arroyo, M.T., Lanás, A., 2010. Adverse effects of non-steroidal anti-inflammatory drugs (NSAIDs, aspirin and coxibs) on upper gastrointestinal tract. *Best Pract Res Clin Gastroenterol* 24, 121–132. <https://doi.org/10.1016/j.bpg.2009.11.005>
- Sriuttha, P., Sirichanchuen, B., Permsuwan, U., 2018. Hepatotoxicity of Nonsteroidal Anti-Inflammatory Drugs: A Systematic Review of Randomized Controlled Trials. *Int J Hepatol* 2018, 5253623. <https://doi.org/10.1155/2018/5253623>
- Srivastava, D., Hill, S., Carty, S., Rockett, M., Bastable, R., Knaggs, R., Lambert, D., Levy, N., Hughes, J., Wilkinson, P., 2021. Surgery and opioids: evidence-based expert consensus guidelines on the perioperative use of opioids in the United Kingdom. *Br J Anaesth* 126, 1208–1216. <https://doi.org/10.1016/j.bja.2021.02.030>
- Steagall, P. V., Bustamante, H., Johnson, C.B., Turner, P. V., 2021. Pain Management in Farm Animals: Focus on Cattle, Sheep and Pigs. *Animals* 11, 1483. <https://doi.org/10.3390/ani11061483>
- Stock, M.L., Coetzee, J.F., 2015. Clinical Pharmacology of Analgesic Drugs in Cattle. *Vet Clin North Am Food Anim Pract* 31, 113–138. <https://doi.org/10.1016/j.cvfa.2014.11.002>
- Stoskopf, M.K., 2015. Biology and Management of Laboratory Fishes, in: Fox, J.G., Otto, G.M., Whary, M.T., Anderson, L.C., Pritchett-Corning, K.R. (Eds.), *Laboratory Animal Medicine: 3rd Ed.* Academic Press, pp. 1063–1086. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-409527-4.00021-3>
- Szczeklik, A., 1987. Adverse reactions to aspirin and nonsteroidal anti-inflammatory drugs. *Ann Allergy* 59, 113–118.

- Taylor, S.D., Baird, A.N., Weil, A.B., Ruple, A., 2017. Evaluation of three intravenous injectable anaesthesia protocols in healthy adult male alpacas. *Vet Rec* 181, 322–322. <https://doi.org/10.1136/VR.104085>
- ten Have, H., Patrão, M. do C., 2021. Animal Welfare (See Animal Ethics; Animal Research; Animal Rights), in: *Dictionary of Global Bioethics*. Springer, Cham. 121–122. https://doi.org/10.1007/978-3-030-54161-3_57
- Thakur, B.P.S., Sharma, S.K., Sharma, A., Kumar, A., 2011. Clinical Evaluation of Xylazine-Butorphanol-Guaifenesin-Ketamine as Short-Term TIVA in Equines. *Vet Med Int* 2011, 506831. <https://doi.org/10.4061/2011/506831>
- Tornquist, S.J., 2020. Hematology of Camelids. *Schalm's Veterinary Hematology*, 7th Ed. 1073–1078. <https://doi.org/10.1002/9781119500537.CH119>
- Trapani, G.M., Altomare, C., Sanna, E., Biggio, G., Liso, G., 2012. Propofol in Anesthesia. Mechanism of Action, Structure-Activity Relationships, and Drug Delivery. *Curr Med Chem* 7, 249–271. <https://doi.org/10.2174/0929867003375335>
- Trescot, A.M., Datta, S., Lee, M., Hansen, H., 2008. Opioid Pharmacology. *Pain Physician* 11, S133–S153.
- Trujillo, L.A., 2018. Parámetros fisiológicos y clínicos, durante la anestésica disociativa y bajo mantenimiento con fentanilo, lidocaína y ketamina (Flk), en cirugía abdominal de alpacas (*Vicugna pacos*). Tesis. Universidad Nacional Hermilio Valdizán, Huánuco, Perú.
- Tyler, R.D., Cowell, R.L., 1996. Classification and diagnosis of anaemia. *Comp Haematol Int* 6, 1–16. <https://doi.org/10.1007/BF0036809>
- Vane, J., 1971. Inhibition of Prostaglandin Synthesis as a Mechanism of Action for Aspirin-like Drugs. *Nat New Biol* 231, 232–235. <https://doi.org/10.1038/newbio231232a0>

- Vargas-Artiga, M., 2021. Principios quirúrgicos de Halsted en medicina veterinaria. *Revista Agrociencia* 5, 79–83. <https://doi.org/10.5281/zenodo.10642170>
- Ventura, V., 2017. Anestesia sacra paravertebral en alpacas mediante el uso de lidocaína al 2%. Tesis. Universidad Nacional del Altiplano de Puno, Puno, Perú.
- Voigt, G.L., Swist, S.L., 2011. Hematology techniques and concepts for veterinary technicians, 2nd Ed. Wiley-Blackwell, West Sussex.
- Vuyk, J., Sitsen, E., Reekers, M., 2014. Intravenous anaesthetics, in: Miller, R.D., Cohen, N.H., Eriksson, L.I., Fleisher, L.A., Wiener-Kronish, J.P., Young, W.L. (Eds.), *Miller's Anesthesia*. Elsevier Health, Philadelphia, pp. 821–863.
- Wachter, S.B., Gilbert, E.M., 2012. Beta-Adrenergic Receptors, from Their Discovery and Characterization through Their Manipulation to Beneficial Clinical Application. *Cardiology* 122, 104–112. <https://doi.org/10.1159/000339271>
- Wagener, M.G., Ganter, M., Leonhard-Marek, S., 2024a. Body condition scoring in alpacas (*Vicugna pacos*) and llamas (*Lama glama*) – a scoping review. *Vet Res Commun* 48, 665–684. <https://doi.org/10.1007/S11259-023-10275-Y>
- Wagener, M.G., Grossmann, T., Stöter, M., Ganter, M., 2018. Die hämatologische Untersuchung bei Lamas und Alpakas. *Prakt Tierarzt* 99, 481–493. <https://doi.org/10.2376/0032-681X-18-10>
- Wagener, M.G., Kornblum, M., Kiene, F., Ganter, M., Teichmann, U., 2024b. Hematologic parameters in female alpacas during age progression: a retrospective study. *Sci Rep* 14, 1–13. <https://doi.org/10.1038/s41598-023-50572-9>
- Wagener, M.G., Marahrens, H., Ganter, M., 2023a. Anaemia in South American camelids – an overview of clinical and laboratory diagnostics. *Vet Res Commun* 48, 633–647. <https://doi.org/10.1007/S11259-023-10274-z>
- Wagener, M.G., Neubert, S., Punsmann, T.M., Wiegand, S.B., Ganter, M., 2021. Relationships between Body Condition Score (BCS), FAMACHA©-Score and Haematological Parameters in Alpacas (*Vicugna pacos*), and Llamas (*Lama*

- glama*) Presented at the Veterinary Clinic. *Animals* 11, 2517.
<https://doi.org/10.3390/ani11092517>
- Wagener, M.G., Schregel, J., Ossowski, N., Trojakowska, A., Ganter, M., Kiene, F., 2023b. The influence of different examiners on the Body Condition Score (BCS) in South American camelids—Experiences from a mixed llama and alpaca herd. *Front Vet Sci* 10, 1126399. <https://doi.org/10.3389/fvets.2023.1126399>
- Webster, A.J.F., 1986. Factors affecting the body composition of growing and adult animals. *Proc Nutr Soc* 45, 45–53. <https://doi.org/10.1079/pns19860034>
- West, G.B., Brown, J.H., Enquist, B.J., 1999. The Fourth Dimension of Life: Fractal Geometry and Allometric Scaling of Organisms. *Science* 284, 1677–1679. <https://doi.org/10.1126/science.284.5420.1677>
- West, G.B., Brown, J.H., Enquist, B.J., 1997. A General Model for the Origin of Allometric Scaling Laws in Biology. *Science* 276, 122–126. <https://doi.org/10.1126/science.276.5309.122>
- Whelton, A., 1999. Nephrotoxicity of nonsteroidal anti-inflammatory drugs: Physiologic foundations and clinical implications. *Am J Med* 106, 13S–24S. [https://doi.org/10.1016/s0002-9343\(99\)00113-8](https://doi.org/10.1016/s0002-9343(99)00113-8)
- William, P., Bradford, C., 2004. Analgesic Pharmacology: II. Specific Analgesics. *J Am Acad Orthop Surg* 12, 221–233.
- Wilson, F., 1981. Stages of anesthesia, in: Burton, V., Davies, A., Kilpatrick, A., McIlmurray, M., Pring, J., Wilson, F. (Eds.), *Essential Accident and Emergency Care*. Springer Netherlands, Dordrecht, pp. 212–215. https://doi.org/10.1007/978-94-011-6241-8_21
- Wittek, T., Franz, S., 2023. Anämie, in: Wittek, T., Franz, S. (Eds.), *Praxishandbuch Neuweltkamele: Ein Leitfaden Zur Diagnostik, Therapie Und Prophylaxe Bei Lamas Und Alpakas*. Schlütersche, Hannover, pp. 79–83.

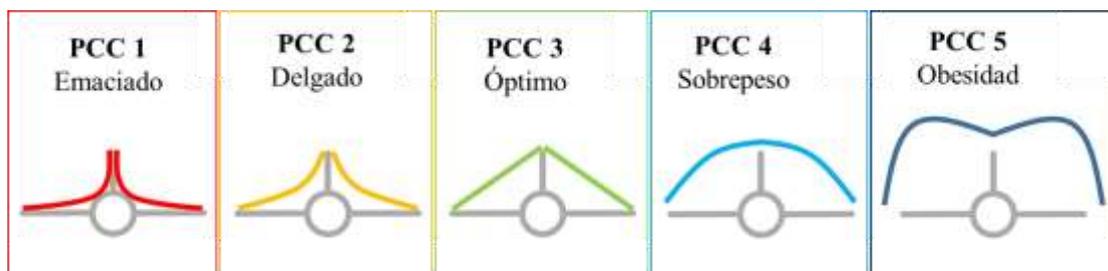
- Wolfe, K.L., Hofmeister, E.H., 2021. Scoping review of quality of anesthetic induction and recovery scales used for dogs. *Vet Anaesth Analg* 48, 823–840. <https://doi.org/10.1016/j.vaa.2021.07.001>
- Yeung, J.Y.T., Canning, K.J., Zhu, G., Pennefather, P., MacDonald, J.F., Orser, B.A., 2003. Tonically Activated GABAA Receptors in Hippocampal Neurons Are High-Affinity, Low-Conductance Sensors for Extracellular GABA. *Mol Pharmacol* 63, 2–8. <https://doi.org/10.1124/mol.63.1.2>
- Yocum, D., Fleischmann, R., Dalgin, P., Caldwell, J., Hall, D., Roszko, P., 2000. Safety and Efficacy of Meloxicam in the Treatment of Osteoarthritis: A 12-Week, Double-blind, Multiple-Dose, Placebo-Controlled Trial. *Arch Intern Med* 160, 2947–2954. <https://doi.org/10.1001/archinte.160.19.2947>
- Yoon, S.H., 2012. Concerns of the anesthesiologist: anesthetic induction in severe sepsis or septic shock patients. *Korean J Anesthesiol* 63, 3–10. <https://doi.org/10.4097/kjae.2012.63.1.3>
- Zarrin, M., Riveros, J.L., Ahmadpour, A., de Almeida, A.M., Konuspayeva, G., Vargas-Bello-Pérez, E., Faye, B., Hernández-Castellano, L.E., 2020. Camelids: new players in the international animal production context. *Trop Anim Health Prod* 52, 903–913. <https://doi.org/10.1007/S11250-019-02197-2>
- Zhang, Y., Lin, B., Huang, R., Lin, Z., Li, Y., Li, J., Li, X., 2021. Flexible integrated sensing platform for monitoring wound temperature and predicting infection. *Microb Biotechnol* 14, 1566–1579. <https://doi.org/10.1111/1751-7915.13821>

ANEXOS

Anexo 1. Información general de los productos utilizados en el presente estudio

Principio activo	Concentración	Nombre comercial	Lote/serie	Laboratorio	País de fabricación
Xilacina clorhidrato	2 g	Halatal®-X	Y06819	Marethfarm S.A.	Perú
Midazolam	0,5 g	Midazolam™	062	Richmond División Veterinaria S.A.	Argentina
Ketamina	10 g	Halatal® KT	Y05167	Farmaceutica Otarvasq S.A.C.	Perú
Acepromazina maleato	1 g	Promazil®	U94923	Marethfarm S.A.	Perú
Propofol	1 g	PropoVet	081	Richmond División Veterinaria S.A.	Argentina
Citrato de fentanilo	0,005 g	Fentanilo 0,5 mg/10mL	11E01022	Yichang Humanwell Pharmaceutical Co., Ltd.	China
Meloxicam	2 g	Meloxisan®	Y06633	Farmaceutica Otarvasq S.A.C.	Perú
Penicilina G procaínica/ Dihidroestreptomicina sulfato	20 000 000 UI/ 25 g	Pencimont 20/25®	210720N	Hebei Hope Harmony Pharmaceutical Co., Ltd.	China

Anexo 2. Representación gráfica de las pautas para la puntuación de la condición corporal de las alpacas



Corte transversal esquemático de la columna lumbar. La PCC en alpacas se evalúa palpando el tejido que cubre las vértebras lumbares. Se palpan las apófisis espinosas y transversas, así como la línea que las une. Si la PCC es óptima (3), esta línea es recta; si es cóncava, la PCC es <3; si es convexa, la PCC es >3. Figura tomada de Wagener *et al.* (2023b)

Anexo 3. Normalidad de los valores de las constantes fisiológicas en las alpacas en condiciones normales (libre de agentes farmacológicos)

	Kolmogorov-Smirnov ^a			Shapiro-Wilk		
	Estadístico	gl	Sig.	Estadístico	gl	Sig.
FC: Min 0 - Xilacina	0.143	15	,200*	0.953	15	0.569
FR: Min0 - Xilacina	0.154	15	,200*	0.939	15	0.371
Tº: Min0 - Xilacina	0.215	15	0.060	0.892	15	0.071
%SpO ₂ : Min 0 - Xilacina	0.171	15	,200*	0.920	15	0.195
FC: Min 0 - Acepromazina	0.180	15	,200*	0.907	15	0.122
FR: Min 0 - Acepromazina	0.159	15	,200*	0.947	15	0.473
Tº: Min 0 - Acepromazina	0.226	15	0.037	0.923	15	0.216
%SpO ₂ : Min 0 - Acepromazina	0.171	15	,200*	0.909	15	0.133

*. Esto es un límite inferior de la significación verdadera.

a. Corrección de significación de Lilliefors

Anexo 4. Normalidad de los datos de los parámetros fisiológicos en cada medida en las alpacas bajo el efecto de dos sedantes

	Kolmogorov-Smirnov ^a			Shapiro-Wilk		
	Estadístico	gl	Sig.	Estadístico	gl	Sig.
FC: Min 5 - Xilacina	0.143	15	,200*	0.973	15	0.901
FR: Min 5 - Xilacina	0.155	15	,200*	0.931	15	0.281
Tº: Min 5 - Xilacina	0.241	15	0.019	0.937	15	0.347
%SpO ₂ : Min 5 - Xilacina	0.204	15	0.093	0.836	15	0.011
FC: Min 10 - Xilacina	0.151	15	,200*	0.951	15	0.539
FR: Min 10 - Xilacina	0.131	15	,200*	0.938	15	0.354
Tº: Min 10 - Xilacina	0.245	15	0.015	0.847	15	0.016
%SpO ₂ : Min 10 - Xilacina	0.184	15	0.186	0.886	15	0.058
FC: Min 15 - Xilacina	0.175	15	,200*	0.933	15	0.298
FR: Min 15 - Xilacina	0.126	15	,200*	0.959	15	0.669
Tº: Min 15 - Xilacina	0.203	15	0.097	0.866	15	0.030
%SpO ₂ : Min 15 - Xilacina	0.192	15	0.141	0.876	15	0.041
FC: Min 5 - Acepromazina	0.103	15	,200*	0.972	15	0.892
FR: Min 5 - Acepromazina	0.243	15	0.018	0.905	15	0.112
Tº: Min 5 - Acepromazina	0.460	15	0.000	0.380	15	0.000
%SpO ₂ : Min 5 - Acepromazina	0.261	15	0.007	0.740	15	0.001
FC: Min 10 - Acepromazina	0.126	15	,200*	0.954	15	0.592
FR: Min 10 - Acepromazina	0.173	15	,200*	0.911	15	0.143
Tº: Min 10 - Acepromazina	0.182	15	0.196	0.911	15	0.142
%SpO ₂ : Min 10 - Acepromazina	0.170	15	,200*	0.929	15	0.266
FC: Min 15 - Acepromazina	0.141	15	,200*	0.944	15	0.436
FR: Min 15 - Acepromazina	0.154	15	,200*	0.951	15	0.546
Tº: Min 15 - Acepromazina	0.161	15	,200*	0.938	15	0.355
%SpO ₂ : Min 15 - Acepromazina	0.169	15	,200*	0.927	15	0.245

*. Esto es un límite inferior de la significación verdadera.

a. Corrección de significación de Lilliefors

Anexo 5. Normalidad de los datos de los parámetros fisiológicos agrupados de los dos anestésicos en las alpacas

	Kolmogorov-Smirnov ^a			Shapiro-Wilk		
	Estadístico	gl	Sig.	Estadístico	gl	Sig.
FC: Total - Xilacina	0.103	45	,200*	0.956	45	0.090
FR Total - Xilacina	0.123	45	0.084	0.941	45	0.024
Tº: Total - Xilacina	0.166	45	0.003	0.923	45	0.005
%SpO ₂ : Total - Xilacina	0.152	45	0.010	0.863	45	0.000
FC: Total - Acepromazina	0.111	45	,200*	0.972	45	0.349
FR: Total - Acepromazina	0.173	45	0.002	0.940	45	0.021
Tº: Total - Acepromazina	0.319	45	0.000	0.393	45	0.000
%SpO ₂ : Total - Acepromazina	0.136	45	0.037	0.879	45	0.000

*. Esto es un límite inferior de la significación verdadera.

a. Corrección de significación de Lilliefors

Anexo 6. Normalidad de los datos de los parámetros fisiológicos en el período de latencia y recuperación en ambos protocolos de anestesia general en las alpacas

	Kolmogorov-Smirnov ^a			Shapiro-Wilk		
	Estadístico	gl	Sig.	Estadístico	gl	Sig.
FC: P _{XKM} - Latencia	0.135	62	0.007	0.915	62	0.000
FR: P _{XKM} - Latencia	0.118	62	0.032	0.952	62	0.018
Tº: P _{XKM} - Latencia	0.119	62	0.029	0.955	62	0.025
%SpO ₂ : P _{XKM} - Latencia	0.127	62	0.014	0.951	62	0.015
FC: P _{APF} - Latencia	0.110	46	,200*	0.976	46	0.461
FR: P _{APF} - Latencia	0.223	46	0.000	0.884	46	0.000
Tº: P _{APF} - Latencia	0.362	46	0.000	0.402	46	0.000
%SpO ₂ : P _{APF} - Latencia	0.146	46	0.015	0.924	46	0.005
FC: P _{XKM} - Recuperación	0.091	47	,200*	0.960	47	0.107
FR: P _{XKM} - Recuperación	0.134	47	0.033	0.959	47	0.099
Tº: P _{XKM} - Recuperación	0.161	47	0.004	0.942	47	0.021
%SpO ₂ : P _{XKM} -	0.197	47	0.000	0.800	47	0.000
FC: P _{APF} - Recuperación	0.101	47	,200*	0.955	47	0.068
FR: P _{APF} - Recuperación	0.259	47	0.000	0.604	47	0.000
Tº: P _{APF} - Recuperación	0.141	47	0.020	0.902	47	0.001
%SpO ₂ : P _{APF} - Recuperación	0.135	47	0.031	0.927	47	0.006

*. Esto es un límite inferior de la significación verdadera.

a. Corrección de significación de Lilliefors

Anexo 7. Normalidad de los datos de la duración del período de latencia y recuperación anestésica en ambos protocolos de anestesia general en las alpacas

	Kolmogorov-Smirnov ^a			Shapiro-Wilk		
	Estadístico	gl	Sig.	Estadístico	gl	Sig.
P. Latencia - P _{XKM}	0.209	15	0.076	0.839	15	0.012
P. Latencia - P _{APF}	0.239	15	0.021	0.794	15	0.003
P. Recuperación - P _{XKM}	0.375	15	0.000	0.670	15	0.000
P. Recuperación - P _{APF}	0.241	15	0.019	0.864	15	0.028
Total - P _{XKM}	0.211	15	0.072	0.810	15	0.005
Total - P _{APF}	0.184	15	0.186	0.950	15	0.531

a. Corrección de significación de Lilliefors

Anexo 8. Normalidad de los datos del período de cicatrización de las heridas quirúrgicas de cada técnica en ambos protocolos de anestesia general en las alpacas

	Kolmogorov-Smirnov ^a			Shapiro-Wilk		
	Estadístico	gl	Sig.	Estadístico	gl	Sig.
Escrotal - P _{XKM}	0.151	4		0.993	4	0.972
Preescrotal - P _{XKM}	0.192	4		0.971	4	0.850
Escrotal - P _{APF}	0.250	4		0.945	4	0.683
Preescrotal - P _{APF}	0.283	4		0.863	4	0.272

a. Corrección de significación de Lilliefors

Anexo 9. Normalidad de las variables para su correlación con la duración del período de latencia y recuperación en los protocolos de anestesia general en las alpacas

	Kolmogorov-Smirnov ^a			Shapiro-Wilk		
	Estadístico	gl	Sig.	Estadístico	gl	Sig.
Latencia (min)	0.209	15	0.076	0.839	15	0.012
Recuperación (min)	0.375	15	0.000	0.670	15	0.000
Peso (kg)	0.186	15	0.172	0.869	15	0.032
Edad (meses)	0.266	15	0.005	0.823	15	0.007
PCC	0.308	15	0.000	0.836	15	0.011
N.º Eritrocitos (10 ⁶ µL)	0.168	15	,200*	0.922	15	0.205
Hto (%)	0.141	15	,200*	0.913	15	0.149
Hb (g/dL)	0.128	15	,200*	0.906	15	0.116
VCM (fL)	0.250	15	0.012	0.807	15	0.005
CHCM (g/dL)	0.161	15	,200*	0.937	15	0.343
HCM (pg)	0.252	15	0.011	0.803	15	0.004
N.º Leucocitos (10 ³ µL)	0.146	15	,200*	0.973	15	0.894

*. Esto es un límite inferior de la significación verdadera.

a. Corrección de significación de Lilliefors

Anexo 10. Recuento de la puntuación de la condición corporal de las alpacas huacaya empleadas

Escala	Protocolo P _{XKM}		Protocolo P _{APF}	
	Recuento	Porcentaje	Recuento	Porcentaje
1 (emaciado)	2	13,33	2	13,33
2 (delgado)	8	53,33	9	60,00
3 (óptimo)	5	33,33	4	26,67
4 (sobrepeso)	0	0,00	0	0,00
5 (obeso)	0	0,00	0	0,00

Anexo 11. Datos generales de las variables de interés de las alpacas huacaya machos antes de la administración de sedantes o anestésicos

Estadístico	Peso (kg)	Edad (meses)	PCC	Parámetros fisiológicos			
				FC	FR	T°	%SpO ₂
Media	52,37	56,77	2,34	67,03	34,17	38,07	92,70
Error estándar	1,26	4,66	0,10	2,45	1,32	0,07	0,87
Desviación estándar	6,90	25,51	0,54	13,40	7,23	0,41	4,74
Mediana	53	48,5	2	68	36	38,1	93,5
RI (Q ₁)	50	33,75	2	54,75	28	37,78	88,75
RI (Q ₃)	56,5	79,5	3	77,25	40	38,5	96,5
Moda	50	38	2	53	36	38,5	99
Mínimo	36	27	1,5	36	22	37,2	83
Máximo	65	102	3,5	90	48	38,7	99
Valor p*	0,029	0,004	0,001	0,422	0,151	0,198	0,125

*Normalidad

RI: rango intercuartílico; PCC: puntuación de condición corporal; FC: frecuencia cardíaca, FR: frecuencia respiratoria; T°: temperatura; %SpO₂: porcentaje de saturación de oxígeno en sangre

Anexo 12. Valores hematológicos normales (libres de cualquier tipo de fármaco) de las alpacas huacaya machos empleados en el presente estudio

Estadístico	N.º Er 10 ⁶ /µL	Hct %	Hb g/dL	VCM fL	CHCM g/dL	HCM pg	N.º Le 10 ³ /µL	Fórmula leucocitaria relativa (%)						Fórmula leucocitaria absoluta (10 ³ /µL)					
								Ns	Na	E	B	M	L	Ns	Na	E	B	M	L
Media	11,9	31,48	10,46	26,66	33,23	8,86	14,27	65,87	0,90	1,43	0,10	7,17	24,57	9,62	0,12	0,17	0,02	1,03	3,32
EE	0,38	1,18	0,39	0,72	0,03	0,24	0,78	1,88	0,17	0,29	0,06	0,61	1,63	0,68	0,02	0,04	0,01	0,12	0,22
DE	2,10	6,46	2,16	3,97	0,14	1,33	4,28	10,27	0,92	1,59	0,31	3,35	8,90	3,71	0,13	0,22	0,05	0,64	1,22
Mediana	11,97	30,45	10,15	26,15	33,22	8,70	13,43	67	1	1	0	6,5	24,5	8,30	0,11	0,10	0	0,91	3,05
RI (Q ₁)	10,39	26,78	8,88	24,86	33,14	8,25	10,48	59,50	0	0	0	4	16,75	6,78	0	0	0	0,49	2,33
RI (Q ₃)	13,92	35,30	11,75	28,46	33,33	9,50	16,34	73,25	1,25	2,25	0	9	31,25	12,39	0,20	0,28	0	1,24	4,15
Moda	*	30,10	10	*	33,33	*	*	69	0	0	0	4	16	*	0	0	0	*	3,36
Mínimo	7,92	20,30	6,70	15,50	32,97	5,12	8,05	44	0	0	0	3	9	4,39	0	0	0	0,29	1,51
Máximo	14,86	50,00	16,70	38,28	33,45	12,79	25,35	83	3	5	1	15	43	20,28	0,47	0,84	0,21	3,17	5,75

EE: error estándar; DE: desviación estándar

*Sin moda

RI: rango intercuartílico

Er: eritrocitos; Le: leucocitos; Hct: hematocrito; Hb: hemoglobina; VCM: volumen corpuscular medio; CHCM: concentración de hemoglobina corpuscular media; HCM: hemoglobina corpuscular media

Ns: neutrófilo segmentado; Na: neutrófilo abastonado; E: eosinófilo; B: basófilo; M: monocito; L: linfocito