

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO - PUNO
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA



“ANESTESIA SACRA PARAVERTEBRAL EN ALPACAS
MEDIANTE EL USO DE LIDOCAÍNA AL 2%”

TESIS

PRESENTADA POR:

Bach. VIRGINIA VENTURA PONGO

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

MÉDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA

PUNO – PERÚ

2017

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO - PUNO
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

TESIS

“Anestesia sacra paravertebral en alpacas mediante el uso de lidocaína al 2%”

PRESENTADA POR:

Bach. VIRGINIA VENTURA PONGO



PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

MÉDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA

APROBADA POR:

PRESIDENTE :


Dr. Felipe Santiago Amachi Fernández

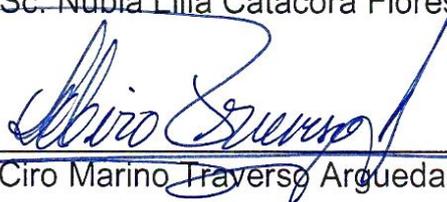
PRIMER MIEMBRO :


MVZ. Harold Segundo Portocarrero Prado

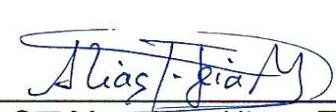
SEGUNDO MIEMBRO :


Mg. Sc. Nubia Lilia Catacora Flores

DIRECTOR :


Dr. Ciro Marino Traverso Arguedas

ASESOR :


Mg. Sc. Mery Luz Aliaga Tapia

ÁREA: Farmacología

TEMA: Anestesia en alpacas

DEDICATORIA

A mis queridos padres Mauro Ventura Cáceres y Rosa Pongo Castillo por su inmenso amor y sacrificio por haberme traído a la vida, y su apoyo incondicional durante mi formación profesional.

A mi querido hijo Jeshua Noé Maquera Ventura y esposo Noé Maquin Maquera Huaqui, por su comprensión, sacrificio y apoyo incondicional que me dieron en todo momento de mi formación profesional.

A mi querida hermana Martha y familia, por el apoyo incondicional brindado, para yo poder concluir mis estudios universitarios.

A mi querido hermano José Antonio Ventura Pongo (+), que en vida me levantado la moral para que yo vuelva a estudiar y concluir mi estudio superior. Hermano nunca te olvidare, tu siempre estarás en mi corazón, te doy gracias por aconsejarme. Para que yo vuelva a la Universidad, descansa en paz.

AGRADECIMIENTOS

- *A la Universidad Nacional del Altiplano de Puno, en especial a la escuela profesional de Medicina Veterinaria y Zootecnia, que gracias a las enseñanzas de sus docentes forman profesionales de gran sabiduría científica y técnica en las ciencias de la Medicina Veterinaria y Zootecnia.*
- *Al Dr. Ciro Marino Traverso Arguedas, por su iniciativa de realizar el presente proyecto y su apoyo profesional incondicional en las diferentes etapas del trabajo, por sus valiosos consejos y observaciones como director del presente proyecto de investigación.*
- *A mi padre Sr. Mauro Ventura Cáceres que es el dueño del fundo Cuypani Conduriri, por su apoyo en la manipulación de los animales.*
- *A mi amiga MVZ, Nora Villanueva por las facilidades brindadas.*

ÍNDICE GENERAL

	Pág.
I. INTRODUCCIÓN	12
II. REVISIÓN DE LITERATURA	14
2.1. Anatomía de la zona epidural sacro	14
2.2. Anestesia	18
2.3. Lidocaína	22
2.4. Acción sobre el sistema nervioso central	27
2.5. Tiempos de anestesia	30
2.6. Constantes clínicas con uso de anestesia	34
2.7. Mapeo con anestesia paravertebral	39
2.8. Técnica de anestesia sacra.....	40
2.9. Indicaciones para la utilización de la técnica	43
2.10. Accidentes y urgencias	44
2.11. Antecedentes	45
III. MATERIALES Y MÉTODOS.....	50
3.1. Lugar de estudio	50
3.2. Material de estudio.....	50
3.3. Metodología	52
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	58
4.1. Periodo de la dosis de lidocaína al 2% para la anestesia sacra paravertebral en alpacas	58
TIEMPO DE INDUCCIÓN	58
TIEMPO DE LATENCIA.....	60
TIEMPO DE RECUPERACIÓN.....	62
4.2. MAPEO.....	64
4.3. CONSTANTES CLÍNICAS	69
V. CONCLUSIONES	77
VI. RECOMENDACIONES	78
VII. REFERENCIAS	79
ANEXOS.....	88

ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
FIGURA N°01 Zona anatómica insensible con la dosis 1 en alpacas	65
FIGURA N°02 Zona anatómica insensible con la dosis 2 en alpacas	67

ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
Tabla N° 01. Animales y dosis de la anestesia sacra paravertebral con el uso de lidocaína al 2%.....	53
Tabla N° 02. Tiempo de inducción (segundos) de anestesia sacra paravertebral con el uso de lidocaína al 2% en alpacas.....	58
Tabla N° 03. Tiempo de latencia (minutos) de anestesia sacra paravertebral con el uso de lidocaína al 2% en alpacas.....	60
Tabla N° 04. Tiempo de recuperación (en minutos) de anestesia sacra paravertebral con el uso de lidocaína al 2% en alpacas.....	62
Tabla N° 05. Inicio de la analgesia (**) en diferentes regiones anatómicas para la dosis D1 en alpacas	64
Tabla N° 06. Inicio de la analgesia (**) en diferentes regiones anatómicas para la dosis D2 en alpacas	66
Tabla N° 07. Frecuencia Respiratoria por minuto a distintas dosis por tiempo de la anestesia sacra paravertebral con lidocaína al 2%.....	69
Tabla N° 08. Frecuencia cardiaca por minuto a distintas dosis por tiempo de la anestesia sacra paravertebral con lidocaína al 2%.....	71
Tabla N° 09. Frecuencia de pulso por minuto a distintas dosis por tiempo de la anestesia sacra paravertebral con lidocaína al 2%.....	73
Tabla N° 10. Temperatura por minuto a distintas dosis por tiempo de la anestesia sacra paravertebral con lidocaína al 2%	75

ÍNDICE DE ACRÓNIMOS

µg = microgramos

A1 = Animal 1

A10 = Animal 10

A11 = Animal 11

A12 = Animal 12

A13 = Animal 13

A14 = Animal 14

A15 = Animal 15

A16 = Animal 16

A17 = Animal 17

A18 = Animal 18

A19= Animal 19

A20=Animal 20

A2 = Animal 2

A3 = Animal 3

A4 = Animal 4

A5 = Animal 5

A6 = Animal 6

A7 = Animal 7

A8 = Animal 8

A9 = Animal 9

C° = Centígrados

CSA = Camelidos Sudamericanos

D1 = Dosis 1

D2 = Dosis 2

DCA = Diseño completo al azar

DS = desviación estándar

FC = Frecuencia cardíaca

FMVZ = Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

FR = Frecuencia respiratoria

IM = Intramuscular

IV = Intravenosa

KPV = Kilos de peso vivo

Mg = miligramos

ml = mililitros

SNC = Sistema nervioso central

T° = Temperatura

U.N.A. = Universidad Nacional del Altiplano

RESUMEN

El trabajo de investigación sobre la anestesia sacra paravertebral con el uso de lidocaína al 2% en alpacas, se realizó en el Sector Cuypani Conduriri del distrito de Santa Rosa Mazocruz, provincia el Collao llave de la Región Puno. Durante los meses de (Marzo - Mayo) para determinar el efecto de la anestesia sacra paravertebral referente al tiempo de los periodos (inducción, latencia y recuperación), mapeo de la zona de analgesia y la determinación de constantes clínicas. Se evaluaron 20 alpacas de raza Huacaya (hembras y machos adultos) y consideradas clínicamente sanas, los animales se dividieron en grupos: (D1) (8.0mg/kpv lidocaína 2%) y para la D2 (12.0mg/kpv lidocaína 2%). Se evaluaron los tiempos en cada periodo anestésico teniendo en cuenta el factor dosis: El tiempo de inducción para la D1 fue de $193,8 \pm 66.0$ segundos., para la D2 de 190.5 ± 15.9 segundos. Referente al tiempo de latencia para la D1 se obtuvo valores de 168.1 ± 16.4 min., para la D2 fue de 209.5 ± 20.9 min. En el tiempo de recuperación para la D1 se mostraron valores de 228.7 ± 18.5 min., para la D2 fue de 297.0 ± 27.3 min. mostrando diferencia significativa ($P \leq 0.05$) para la variable dosis en los tiempos de latencia y recuperación y no significativo ($P \geq 0.05$) para el periodo de inducción. En cuanto a la monitorización de las constantes clínicas, en la frecuencia respiratoria, frecuencia cardiaca, frecuencia de pulso y la temperatura corporal durante los tiempos de inducción, latencia y recuperación, y frente a las dos dosis no mostró diferencia significativa ($P \geq 0.05$). En el mapeo de la anestesia sacra paravertebral fueron la región sacra, cola, ano, vulva región perianal, grupa, nalga, muslos, pierna y corvejón con la D1 y con la D2 abarcando las regiones cola, ano, vulva, región perianal, grupa, nalga, muslos, pierna, corvejón, caña y dedo.

Palabras clave: *anestesia sacra, lidocaína 2%, alpaca, constantes clínicas*

ABSTRACT

This research work on paravertebral sacral anesthesia with the use of 2% lidocaine in alpacas was carried out in the Cuypani Conduriri Sector of the district of Santa Rosa Mazocruz, the Collao llave province of the Puno Region. During the months of (March-May) to determine the effect of paravertebral sacral anesthesia regarding time of the periods (induction, latency and recovery), mapping of the analgesia zone and determination of clinical constants. Twenty alpacas of the Huacaya breed (adult females) were considered clinically healthy. The animals were divided into groups (D1) (8.0 mg / kpv lidocaine 2%) and D2 (12.0 mg / kpv lidocaine 2%). The times in each anesthetic period were evaluated taking into account the dose factor: The induction time for D1 gave values of 193.8 ± 66.0 min, for D2 was 190.5 ± 15.9 min. Regarding the latency time for D1, values of 168.1 ± 16.4 min were obtained, for D2 it was 209.5 ± 20.9 min. In the recovery time for D1 values of 228.7 ± 18.5 min were shown, for D2 it was 297.0 ± 27.3 min. showing significant difference ($P \leq 0.05$) for the dose variable in the two times (latency and recovery) and non-significant ($P \geq 0.05$) for the induction period. Regarding the monitoring of clinical constants, in the respiratory rate, heart rate pulse frequency and body temperature during the periods of induction, latency and recovery, in the two doses did not show significant difference ($P \geq 0.05$). In the mapped of the anesthesia sacred paravertebral they were the sacred region, line, anus, vulva region perianal, croup, buttock, thighs, leg and hock with D1 and with D2 embracing the regions line, anus, vulva, region perianal, croup, buttock, thighs, leg, hock, cane and finger.

Key words: *sacra anesthesia, lidocaine 2%, alpaca, clinical constants*

I. INTRODUCCIÓN

Los camélidos sudamericanos (CSA), su hábitat se encuentra en el medio ecológico alto andino ocupando pisos altitudinales entre 3800 y 5000 m.s.n.m (Almonte, 2000). Los CSA constituyen el único medio de utilización productiva de las extensas áreas de pastos naturales de las zonas alto andinas, donde no es posible la agricultura ni la crianza de otras especies de animales domésticos (Franklin y Powell, 1994) La alpaca constituye un recurso genético de importancia social, económica, cultural y científica para el Perú, siendo reconocida como uno de los cuatro miembros de los camélidos y es utilizado como animal de producción a través de la comercialización de fibra y carne; Puno cuenta con 1 427 816 alpacas INEI (2012).

La anestesia por vía epidural se ha aplicado para realizar cirugía ginecológica y corregir algunas problemas en ano, vulva, zona perianal, glándulas mamarias (Lee et al., 2003), es de utilidad para el control del dolor durante el parto, intervenciones quirúrgicas como prolapso uterino, así como también para el tratamiento del dolor post-operatorio ginecológico (Garnero y Perusia, 2002), y una de las alternativas que opta el bloqueo anestésico de la región pelviana en la alpaca lo constituye la anestesia sacra, que de esta forma se contribuye el uso de este tipo de anestesia que permite realizar una buena analgesia para la realización de diversas intervenciones quirúrgicas en patologías que se presenten a nivel de ano, vulva, región perineal, glándulas mamaria, en glúteo y muslos, es por ello que se planteó los siguientes objetivos: Determinar el periodo de inducción, latencia y recuperación de la anestesia sacra en alpacas mediante el uso de la lidocaína al 2% según dosis. Efectuar el mapeo de la anestesia sacra

mediante el uso de la lidocaína al 2% en alpacas de acuerdo a la dosis. Evaluar las constantes clínicas mediante el uso de la lidocaína al 2% en los tiempos de inducción latencia y recuperación en alpacas.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Anatomía de la zona epidural sacro

La médula espinal está cubierta de membranas de tejido conectivo que son la continuación de las meninges que cubren el encéfalo. Estas se denominan de afuera hacia adentro: duramadre, aracnoides y piamadre. Está separada del periostio y del conducto vertebral por un espacio lleno de tejido adiposo, llamado espacio epidural. La membrana que sigue en profundidad a la duramadre es la aracnoides. Su capa externa está prácticamente unida a la duramadre. El espacio entre aracnoides y piamadre se conoce como espacio sub aracnoideo y contiene líquido cefalorraquídeo (LCR). La piamadre, la más profunda de las meninges, cubre íntimamente a la médula espinal y forma una vaina lo que impide el paso de ciertas sustancias entre la corriente sanguínea y el tejido nervioso (Frandsen y Spurgeon, 1995).

El espacio epidural está limitado por la membrana duramadre, y el ligamento amarillo que une las láminas vertebrales, y por las propias láminas. El ligamento amarillo se percibe en el momento de la punción como una estructura más resistente, es de gran importancia como referencia la situación de la punta de la aguja (Gill y col., 2003).

El cordón espinal desde la médula discurre en dirección caudal por el canal vertebral; en los animales domésticos se extiende en mayor o menor grado, hasta la porción lumbosacra. Está rodeado por las meninges, tres membranas que lo sostienen y lo protegen, la más externa a la más interna

se denominan duramadre, aracnoides y piamadre. El espacio sub aracnoideo contiene el fluido conocido como liquido espinal o líquido cefalorraquídeo (LCR) (Molenaar, 1999; Sandoval, 2003), que es un amortiguador líquido cuya principal función es evitar contusiones y golpes del encéfalo con el cráneo o de la médula espinal con la columna vertebral; además interviene en el metabolismo y nutrición neuronal (Engelhardt y Breves, 2004).

Los nervios espinales sacros en la alpaca presentan 5 pares de nervios espinales sacros, siendo paralelas y largas, cuyas fibras nerviosas emergen del canal vertebral por los agujeros sacros dorsales y ventrales respectivamente. El primer par espinal sacro es el más desarrollado que sale del canal vertebral por el agujero ventral y dorsal entre la primera y la segunda vertebra sacra, de igual manera lo hacen del segundo al cuarto; mientras el quinto par nervioso lo hace por el pequeño espacio existente entre el sacro y la primera vertebra coccígea (Huamán, 1993).

Anatomía de la pelvis Región del cinturón pelviano (cingulum membri pelvini) La pelvis representa un canal osteoligamentoso que el feto debe recorrer en el momento del parto. La circunferencia pelviana está circunscrita superiormente por el sacro y las vértebras coccígeas, lateral e inferiormente por los coxales, y posterolateralmente por el ligamento isquiático, reuniéndose los dos coxales entre sí por una anfiartrosis: la sínfisis pubiana o pelviana (Sisson, S., J. Grossman y R. Getty. 1990.) La cintura pélvica se mantiene completa, a diferencia de la escapular, debido a su rol de propulsión en la locomoción. Está compuesta ventralmente por

dos arcos pares, que se sueldan en un plano sagital: el pubis y el isquion, homologables por su posición a la clavícula y precoracoides el primero; y al coracoides, el segundo. Dorsalmente, completa la cintura otro hueso par, el ilion, comparable a la escápula (Grasse, 1958) (Romer y Parsons, 1977) (Weichert y Presch, 1985). En la unión de los tres huesos se forman las cavidades cotiloideas para articular con el miembro pelviano. Con frecuencia interviene en la formación del acetábulo de los Mamíferos, un cuarto hueso muy pequeño denominado acetabular o cotiloide. Sus homologías son inciertas, pero sería comparable al precoracoides de la cintura escapular (Weichert y Presch, 1985). Generalmente, los tres componentes principales se unen y forman un hueso único llamado coxal. En nuestros Mamíferos domésticos se observa en el coxal, una reducción de la parte ventral (isquion y pubis) y un alargamiento de la parte dorsal (ilion), que funciona como brazo de palanca para los músculos que actúan sobre la articulación de la cadera (Grasse, 1958) y (Romer y Parsons, 1977). El cinturón pelviano (zoesqueleto de la extremidad pelviana, cinturón o cingulo pelviano), se compone por tres huesos, que en los mamíferos domésticos están bien desarrollados pero soldados unos con los otros, el hueso cráneo – dorsal es el ilion, el cráneo – ventral es el pubis y el caudo ventral es el isquion; a la unión de estos tres huesos soldados entre sí se le denomina hueso coxal; ambos coxales se tocan ventro - medialmente constituyendo la sínfisis pelviana, que es de naturaleza cartilaginosa en animales jóvenes y ósea en viejos; dorsalmente, ambos huesos coxales se separan constituyendo una abertura más o menos ancha y en la que se interpone proximalmente el sacro, de tal forma que se

origina un anillo óseo, pelvis, el cual circunscribe una cavidad, pelviana denominada (Schwarze, 1970).

Indica específicamente que la abertura del estrecho anterior de la pelvis ósea, está señalada por la línea del promontorio, situado en el centro del extremo marginal de la base del sacro, sigue el ápice de las alas sacras, baja sobre el ilion hasta la cresta iliopectina y se prolonga sobre el borde anterior del pubis hasta la sínfisis isquio-púbica, para luego igualmente ascender a su homólogo. En cambio el estrecho posterior está situado caudalmente, encuadrado por el arco isquiático, el margen caudal de los ligamentos pelvianos y la tercera o cuarta vértebra coccígea (Vatti, 1980).

Los nervios espinales sacros se originan en la médula espinal sacra. Dependen del número de vertebras sacras, (alpaca, que son 5 pares) en, cada nervio espinal sacro presenta una rama dorsal y una ventral; las ramas dorsales emergen por los agujeros sacro dorsales, inervando las estructuras dorsales del sacro e inicio de la cola (ramas medial y lateral). Las ramas ventrales de los nervios sacros, que emergen del sacro por los agujeros sacro ventrales: Las primeras ramas forman parte del plexo Lumbo-sacro. Las primeras ramas conducen las fibras parasimpáticas sacras del S.N.A. las que al abandonar estos nervios espinales, forman los nervios pélvicos. Las ramas más caudales están conectadas entre sí formando los nervios pudendo, perineal y recto caudal. El nervio pudendo se dirige ventro-caudalmente hacia la salida de la pelvis acompañando a la arteria pudenda interna; girando alrededor del arco isquiático dando lugar a los nervios perineales profundo y superficial

además de varias ramas cutáneas, continuándose finalmente como el nervio dorsal del pene (o del clítoris). La rama perineal superficial inerva a piel del ano, piel de la vulva y la región perineal ventral. La rama perineal profunda inerva la musculatura estriada del peroné y la de los órganos reproductores. El tronco principal inerva la piel del prepucio y del escroto en el macho y de la parte caudal de la ubre en la hembra. Los nervios rectales caudales inervan el recto, ano, la piel del perineo y los músculos perineales dorsales; como el elevador del ano y el coccígeo (Frandsen y Spurgeon, 1995).

2.2. Anestesia

Los anestésicos locales (AL) son fármacos que interrumpen la transmisión en nervios sensoriales aferentes. Los (AL) se ligan a los canales iónicos selectivos al sodio inhibiendo la permeabilidad del sodio en los nervios, evitando de este modo la generación del potencial de acción y la despolarización de la membrana del nervio. Aplicados en la cantidad y concentración suficiente, estos compuestos son capaces de detenerla actividad eléctrica a través de fibras mielinizadas y no mielinizadas (Skarday Tranquilli, 2007).

Los anestésicos locales por su acción es reversible en concentraciones de importancia clínica; su administración va seguida de recuperación completa de la función del nervios en pruebas de lesión de las fibras o las células nerviosas (Malamed, 2006).

La elección de un anestésico local está determinado por sus acciones clínicas, principalmente su latencia, duración de acción, efectos tóxicos potenciales, y cambios hemodinámicos (Vidal et al, 2004). Pero lo más importante es que debe ser de larga duración de acción (Waterman, 2001). Los sitios de aplicación (administración) son principalmente el espacio sacro coccígeo, el lumbosacro y la región lumbar L6–L7. Ibancobichi, 2003; Otero, 2004. El anestésico local va a actuar principalmente sobre las raíces nerviosas raquídeas, pudiendo también tener efecto sobre la médula espinal y los nervios paravertebrales (Botana, 2002).

La anestesia por bloqueo de conducción se refiere a la aplicación de un anestésico local en la zona adyacente a nervios periféricos o plexos nerviosos. Es importante tener en cuenta que en las ocasiones en que se produce un bloqueo de nervios periféricos mixtos (sensitivos y motores), no solamente se produce analgesia, sino también relajación lo cual puede ser de utilidad en algunos procedimientos quirúrgicos. Cuando el anestésico se inyecta en la periferie de los nervios espinales, en el punto en que estos salen de los forámenes intervertebrales, en la zona de las ultimas vertebrales dorsales y primera y segunda vértebras lumbares, se denomina anestesia paravertebral y se utiliza en bovinos y equinos, consiguiéndose en ellos insensibilización y relajación del musculo esquelético del lado en que se aplica (Botana, 2002).

El bloqueo de la fosa paralumbar en alpacas mediante la técnica paravertebral se realizó utilizando las técnicas similares utilizadas para vacunos, con el fin de realizar intervenciones quirúrgicas a nivel del flanco

bloqueado. El tiempo de duración del anestésicos de la fosa paralumbar en alpacas se incrementa a medida que la dosis es mayor (Salazar, 1997).

El procedimiento consiste en infiltrar el anestésico por lo general novocaína o lidocaína al 2%, alrededor de tronco nervioso con lo cual se logra que la zona inervada por el mismo quede insensible y se produzca relajación muscular, esta anestesia consiste en bloquear por medio de la infiltración peri neural. Los nervios espinales que emergen del conducto vertebral a través del agujero intervertebral. Tiene la particularidad de anestesiarse la pared abdominal del lado donde aplica, obteniéndose relajación muscular y descenso de la presión intraabdominal (Sloss, 1980).

La técnica de Cambridge o bloqueo paravertebral proximal se consigue anestesia del flanco del lado en el que se va a realizar la laparotomía, con un buen grado de analgesia y relajación muscular (Muir et al., 1997; Skarda, 1996). Como inconvenientes más importantes cabe destacar que se trata de un procedimiento difícil de realizar en animales engrasados, existe riesgo de perforar vasos sanguíneos (aorta, cava) y puede provocar decúbito en el animal (Muir et al., 1997).

El lugar de la inyección para el bloqueo del nervio T13 se localiza midiendo la distancia entre el lugar de inyección para el L1 y L2 efectuando la aplicación a una distancia similar por delante del punto del bloqueo para el L1. La aguja se orienta de forma tal que pueda pasar por delante del borde anterior de las apófisis. La resistencia ejercida por el ligamento inter transversal definirá la zona de instilación para bloquear las ramas sensitivas

(dorsal) y las ramas motoras (ventrales). Por debajo del ligamento se inyectan 10-15ml del anestésico para bloquear la rama ventral. Se retira la aguja hasta que quede ubicada por encima del ligamento donde se inyectan 10-15 ml del analgésico para insensibilizar la rama dorsal. Esta se emplea de forma habitual en el ganado vacuno y permite insensibilizar las ramas dorsales y ventrales de los nervios espinales T13, L1 y L2. Si se bloquea L3 existe riesgo de ataxia e incluso decúbito en el animal (Farquharson, 1940 y Skarda, 1996).

La técnica de Magda o bloqueo paravertebral distal, en la cual las ramas sensitivas y motoras de los nervios T13, L1 y L2 se bloquean a nivel de la porción distal de las apófisis transversas de las vértebras L1, L2 y L4 respectivamente. A nivel de la primera vértebra lumbar por debajo de la apófisis transversa se inserta la aguja 50-12 (Tohui) y se inyecta un volumen de 10-15 ml de anestésico local a fin de bloquear la rama motora. Se retira la aguja y se la reinserta en dorsal de la apófisis con dirección caudal para inyectar 10-15 ml de lidocaína 2% y bloquear la rama sensitiva. Se repite el procedimiento en la segunda y cuarta vértebra lumbar (Thurmon et al., 1996).

Las ramas dorsales y ventrales de los nervios espinales T13, L1 y L2 se desensibilizan con este procedimiento. El área anestesiada se corresponde con el flanco en el que se aplica y la analgesia y la relajación muscular que se obtienen son óptimas (Cakala, 1961; Thurmon et al., 1996).

El gran inconveniente que presenta esta técnica es su eficacia variable, debido a las diferencias anatómicas que existen entre individuos en cuanto a la localización de los nervios (Muir et al., 1997).

2.3. Lidocaína

La lidocaína es el anestésico local clásico del grupo amida. Fue desarrollada en 1943 e introducida en clínica en 1948, desde entonces ha sido ampliamente utilizada como anestésico local. Se administra y es efectiva tanto por vía parenteral como por vía tópica, es el fármaco más conocido y con menos complicaciones generales, en la actualidad es el anestésico local de mayor uso (Malamed, 2006; Hawkins y Meechan, 2002; Mehra et al, 1998 y Lipp, 1998).

La lidocaína es un anestésico de acción local de naturaleza hidrosoluble lo que permite que produzca anestesia con rapidez (Booth y McDonald, 1988).

El clorhidrato de lidocaína es un preparado hidrosoluble a una concentración del 2%. Penetra en los tejidos de una forma más eficaz que la formulación base, sin embargo, la absorción sistémica es mayor y aumenta el riesgo de toxicidad (Malamed, 2006).

La lidocaína produce anestesia más rápida, más intensa, de mayor duración y más extensa que una concentración igual de procaína. Es de buena elección en el caso de individuos sensibles a los anestésicos local es de tipo estérico (Malamed, 2006; Goodman, 2002).

La lidocaína es un anestésico local, amida, bloqueador nos electivo de los canales de sodio (Thomas et al., 2004) utilizada ampliamente en medicina de humanos y veterinaria. Reduce los requerimientos de los anestésicos principalmente por sus características analgésicas y sedativas. Tiene un rápido tiempo de latencia (2-5 minutos) y la duración de su efecto es variable dependiendo de la vía de administración (Webb y Pablo, 2009).

Cuando los anestésicos locales se aplican sobre el tejido nervios o en concentraciones adecuadas, alivian el dolor por bloqueo de la conducción de un impulso nervioso sensitivo desde el receptor hasta la corteza cerebral. Su acción anestésicas e aprecia sobre cualquier membrana excitable, es decir, los anestésicos locales pueden actuar en cualquier punto de la neurona, ya sea soma, dendritas, axón, terminación sináptica y terminación receptora, inclusive en grupos neuronal es como ganglios y en la membrana muscular y el miocardio. Además los anestésicos locales no influyen sobre la conciencia, contrariamente a lo que sucede con los anestésicos generales (Booth, 1987; Hurlé, 1997).

La elección de un anestésico local está determinado por sus acciones clínicas, principalmente su latencia, duración de acción, efectos tóxicos potenciales, y cambios hemodinámicos (Vidal et al., 2004). Pero lo más importante es que debe ser de larga duración de acción (Waterman-Pearson, 2001). Los sitios de inyección son principalmente el espacio sacrococcígeo, el lumbosacro y la región lumbar (L6 – L7); siendo el espacio lumbosacro el sitio de elección en caninos (Ibancobichi, 2003; Otero, 2004), en cuyo caso la técnica se denomina anestesia caudal. El

anestésico local va a actuar principalmente sobre las raíces nerviosas raquídeas, pudiendo también tener efecto sobre la médula espinal y los nervios paravertebrales. Una buena técnica de aplicación supone que al hacer tracción del émbolo, no se da paso ni a sangre ni a líquido cefalorraquídeo, ya que no se han atravesado accidentalmente vasos sanguíneos ni la duramadre (Botana, 2002).

Para anestesia epidural lumbar se introducen 10-15 ml de lidocaína al 2%, y resulta útil para anestesia del flanco en casos de rumenotomías. Se ha informado que la respuesta es variable, y no es posible en el ganado de carne lograr una buena analgesia (Sumano y Ocampo, 2006).

MODO DE ACCIÓN

Los anestésicos locales son generalmente sales ácidas hidrosolubles, las cuales al ser inyectadas en tejidos orgánicos deprimen la propagación de los potenciales de acción en las fibras nerviosas porque bloquean la entrada de Na^+ a través de la membrana en respuesta a la despolarización nerviosa, es decir, bloquean los canales de Na^+ dependientes del voltaje. Los anestésicos locales reducen la permeabilidad de la membrana celular. Como resultado no puede producirse la difusión de iones potasio y sodio, lo que bloquea los cambios que dan lugar al impulso nervioso. A nivel electrofisiológico, los anestésicos locales no modifican el potencial de reposo, disminuyen la velocidad de despolarización y, por lo tanto, la velocidad de conducción, al bloquear el canal en su forma inactiva, alargan el período refractario. Como consecuencia el número de potencial es de acción que el nervio

puede transmitir por unidad de tiempo va disminuyendo a medida que aumenta la concentración de anestésico hasta que el bloqueo es completo y el nervio es incapaz de despolarizarse (Hurlé, 1997).

FARMACODINAMIA

La lidocaína tiene un efecto dilatador sobre las arterias y venas (Hall, 1970), deprime el miocardio junto con una vasodilatación local, disminuye el trabajo cardiaco, causa aprehensión, excitación, vómitos y nauseas (Lumb y Wynn, 1981).

La lidocaína tiene un defecto anticolinérgico o para simpaticolítico, antiarrítmico, a dosis elevadas puede causar depresión cardiaca e hipotensión arterial (Litter, 1980).

FARMACOCINÉTICA

El tiempo de absorción del fármaco hacia el torrente sanguíneo varía de acuerdo a la dosis y zona de aplicación siendo el menor tiempo en caso de administración vía endovenosa seguido por vía intramuscular (Litter, 1980).

La lidocaína se absorbe con rapidez después de su administración parenteral y desde las vías digestivas y respiratorias. Aunque es eficaz cuando se emplea con algún vasoconstrictor, en presencia de adrenalina disminuyen su tasa de absorción y su toxicidad, y suele prolongarse su acción. Se desalquila en el hígado por acción de oxidasa de función mixta hasta monoetilglicinxilidina y glicinxilidida, que se pueden metabolizar aún

más hasta monoetilglicina y xilidida. En el ser humano, cerca de 75% del axilidida se excreta por la orina como el metabolito ulterior 4-hidroxi-2.6-dimetilalanina (Waldman y Terzic, 2012).

La duración y efecto de la lidocaína dependerá directamente del tiempo que este en contacto con el tejido nervioso, y su velocidad de absorción dependerá de la vascularización o del flujo sanguíneo de la zona de aplicación (Thomson, 2003).

Es metabolizada principalmente en el hígado, siendo hidrolizada tras la pérdida de un grupo etilo de su grupo dietilamino. La hidrólisis no se producirá hasta que esto suceda (Booth y Mc Donald, 1988; Hall, 1970), y es excretada la mayor parte de metabolitos a través de los riñones (Riebold y col., 1986).

TOXICIDAD

La toxicidad afecta principalmente al SNC y es consecuencia de la alta concentración plasmática alcanzada y de su rápido paso al cerebro debido a su liposolubilidad. La causa más frecuente de intoxicación es la inyección intravascular accidental. Dosis crecientes de anestésico local originan un patrón constante de sintomatología neurológica, cuya consecuencia temporales entumecimiento perioral y lingual, inquietud, nistagmos, escalofríos, espasmos musculares y convulsiones generalizadas. Finalmente puede sobrevenir depresión del SNC con coma, paro respiratorio y muerte (Hurlé, 1997).

La toxicidad de la lidocaína siempre es por sobre dosificación por su utilización en forma de nebulizador (lidocaína 10%) y por su gran facilidad de absorción por vía mucosa: transoral-transfaríngea- traqueal (Mehra et al, 1998).

Los efectos adversos de la lidocaína que se observan al incrementar la dosis consisten en la somnolencia, mareos y fasciculaciones. Conforme se incrementa la dosis, sobrevendrán convulsiones, coma y depresión respiratoria con paro. Suele producirse depresión cardiovascular de importancia clínica en concentraciones séricas de lidocaína que producen efectos nocivos en el SNC (Waldman y Terzic, 2012).

2.4. Acción sobre el sistema nervioso central

Como anestésicos que son, estos fármacos inducen bloqueo neuronal en un área específica del SNC. Dicha área parece ser la formación reticular en la base del encéfalo, y las neuronas afectadas son las inhibitorias. Por ello, el efecto neto será excitación, convulsión o ambas, por dominancia del sistema activador reticular ascendente (Sumano y Ocampo, 2006).

El aumento de la concentración de iones Ca^{++} en el medio que baña a un nervio puede disminuir el bloqueo de la conducción. Esto se debe a que el Ca^{++} altera el potencial de la superficie de la membrana, con lo que disminuye el grado de inactivación de los canales de Na^{+} y su afinidad por las moléculas de anestésico local. (Ritchie y Greene, 1991; Short, 1987; Thurmon et al., 1996).

Los anestésicos locales también pueden unirse a otros receptores proteicos, en particular con los canales de K⁺, aunque para bloquearlos se requiere de una mayor concentración de anestésico (Butterworth y Strichartz, 1990).

Si la concentración en el sistema nervioso central continúa incrementándose, se produce una depresión con disminución de la actividad respiratoria, la presión arterial y la frecuencia cardíaca, que pueden llevar al animal al colapso y a la muerte. Este último estado también se produce inmediatamente después de una administración accidental de grandes volúmenes de un anestésico local directamente al torrente sanguíneo, obedeciendo la muerte a depresión e insuficiencia respiratoria (Botana, 2002).

ACCIÓN SOBRE LA RESPIRACIÓN Y EL SISTEMA CARDIOVASCULAR

Los anestésicos locales, tanto los del grupo de las amidas y como los ésteres, cuando son administrados por vía epidural o subdural en altas concentraciones o en grandes cantidades, provocan muy poca depresión respiratoria, debido a que existe una relajación de la musculatura bronquial, pero en cuanto se elevan más aún las concentraciones, pueden desencadenar un paro respiratorio (Booth y Donald, 1988 y Botana, 2002)

Se van a ver afectadas la excitabilidad y las conducciones cardíacas y la potencia de la contracción miocárdica, produciéndose vasodilatación arteriolar. Estos fenómenos desencadenan hipotensión en el animal

(Botana, 2002). Si la concentración sanguínea es muy alta, habrá paro cardíaco. Este efecto puede deberse en parte a aumento del flujo de iones Ca^{2+} hacia el miocardio y bloqueo de la movilización de Na^+ en el interior de la célula cardíaca. El aparato respiratorio sufre inicialmente una depresión refleja poco o nada notable, pues se induce un efecto de relajación de la musculatura bronquial. Si las concentraciones sanguíneas siguen elevándose y se producen espasmos musculares habrá paro respiratorio, por inhibición de la contracción de los músculos intercostales (Sumano y Ocampo, 2006).

Las principales causas por las que un anestésico local puede resultar tóxico a nivel sistémico se deben a la administración accidental de un elevado volumen de solución anestésica en el interior de los vasos sanguíneos, o bien, a su aplicación en zonas altamente irrigadas. Todas estas situaciones condicionan un aumento en la concentración del anestésico local en sangre y, por tanto, a nivel del SNC, sistema nervioso periférico y sistema cardiovascular (Ahumada y Caballero, 2002; Ritchie y Greene, 1991).

Así mismo, las concentraciones elevadas de anestésico local en sangre durante la anestesia epidural son especialmente importantes cuando esta técnica se utiliza durante el parto o para la realización de una cesárea. Los anestésicos locales atraviesan la placenta e ingresan en la sangre del feto, pudiendo provocar depresión en el neonato. El grado de afectación depende de la dosis, del nivel de unión del anestésico local a las proteínas en la sangre materna y fetal, el flujo sanguíneo placentario y la solubilidad

del agente en el tejido fetal. Estos peligros potenciales pueden paliarse usando anestésicos locales que se distribuyan menos en la circulación (Ritchie y Greene, 1991).

2.5. Tiempos de anestesia

INDUCCIÓN

La anestesia paravertebral es considerado como un método sencillo, corto, seguro y sin consecuencias. Rebold (1986). A pesar que la anestesia paravertebral es una técnica alternativa a la anestesia espinal, el periodo de inducción corresponde a la aplicación de lidocaína al 2% alrededor de los nervios raquídeos lo más cerca posible a la salida de los agujeros de conjunción (Lumb y Jones 1979).

En los resultados de la anestesia paravertebral con lidocaína en llamas se obtuvo el tiempo de inducción en promedio total de 2.87 minutos, habiendo obtenido 2.42 minutos para la dosis de 2cc.; 2.84 minutos para la dosis 3cc. y 3.34 minutos para la dosis de 4cc. (Percca, 2006).

En un experimento para las técnicas de anestesia (farquarson y kakala) de la fosa paralumbar en alpacas se obtuvo un periodo de inducción de 3.89 minutos para el grupo de los machos y 4.05 minutos para el grupo de las hembras (Salazar, 1997).

En la técnica de bloqueo anestésico paravertebral en alpacas obtuvo un promedio de tiempo de inducción de 3 minutos (Carpio, 1990). En otras especies mencionan, que los animales mayores presentan un periodo

inducción aproximadamente de 15 minutos (Sloss, 1980; Derivaux y Ectors, 1984; Lumb y Jones 1979; Rebold, 1986).

LATENCIA

Las sustancias vasoconstrictoras, como la adrenalina, reducen la absorción sistémica de los anestésicos locales desde el sitio de depósito por el hecho de disminuir el flujo sanguíneo regional en estas áreas. Esto es especialmente cierto para los fármacos con duración de acción intermedia o corta como la procaína, lidocaína y mepivacaina (pero no la prilocaina). La captación neuronal de estos es, presumiblemente potenciada por la concentración medicamentosa local más alta y los efectos tóxicos sistémicos del fármaco se reducen, ya que los valores sanguíneos disminuyen a una tercera parte. Más aun, cuando se emplea anestesia espinal, la adrenalina actúa directamente sobre la medula; tanto para aumentar como para prolongar la anestesia local, se induce anestesia espinal mediante acciones sobre los adrenoceptores alfa, la combinación de la absorción sistémica reducida, la captación potenciada del anestésico local por el nervio, la actividad y la activación alfa, por epinefrina en el SNC origina la prolongación del efecto anestésico local es cerca del 50% (Litter, 1984).

Al infiltrar un anestésico por lo general novocaína o lidocaína al 2%, alrededor del tronco nervioso con lo cual se logra que la zona inervada por el mismo quede insensible y se produzca relajación muscular de 1 a 2 horas (Sloss, 1980).

El anestésico local más empleado es el clorhidrato de lidocaina con el cual se consigue una anestesia de duración intermedia de 90-120 minutos (Brunicardi et al., 2006).

En cuanto al tiempo de anestesia obtenida después de unos 15 minutos esta tiene una duración de 1 hora y 30 minutos lo que constituye el tiempo ampliamente suficiente para la realización de intervenciones quirúrgicas a nivel del flanco izquierdo o derecho en vacunos (Garcia, 1950).

Lo más utilizado en gatos es el hidrocloreuro de lidocaína y el hidrocloreuro de bupivacaína. El hidrocloreuro de lidocaína al 0.5-2%, administrado a dosis de 2-6mg/kg (no exceder de 6mg/kg), proporciona de 60 a 90min. De anestesia (Robertson y Taylor, 2004).

El bloqueo para la fosa paralumbar mediante la técnica paravertebral en el caso de ovinos y caprinos se realiza utilizando las técnicas similares utilizadas para vacunos, en las tres primeras lumbares; para cada uno de estos nervios se inyecta 5mL al 1% de clorhidrato de lignocaina por debajo del ligamento intertransverso y otros 2mL inmediatamente por encima del ligamento llegando a presentar una analgesia total a los 5 minutos después de administrar el anestésico, persistiendo unos 60 minutos de duración del bloqueo anestésico (Berge, 1973; Frimer, 1970; Rebold, 1986).

Los resultados para el tiempo de latencia en el trabajo del bloqueo anestésico paravertebral en la llama, obtuvo un promedio general de 62.18 minutos, habiendo obtenido 58,86 minutos para la dosis 2cc., 65.46 minutos para la dosis 3cc. y 68.18 minutos para la dosis 4cc. (Percca, 2006).

En el bloqueo de la fosa paralumbar en alpacas mediante la técnica paravertebral (farquarson y kakala). El tiempo de duración de la anestesia incrementa a medida que la dosis es mayor, es así que la dosis de 3mL mostro una duración de 92.8 minutos, para las dosis de 6mL fue 119.4 minutos y para la dosis de 9mL alcanzo un tiempo de 121.4 minutos (Salazar, 1997).

RECUPERACIÓN

El tiempo de recuperación es el tiempo que tarda en recuperarse la sensibilidad normal, depende de la difusión del flujo de salida y de la liberación progresiva del anestésico local a partir de la membrana del nervio (Muir et al., 2008)

Los anestésicos del grupo amida como la lidocaína, sufren una degradación enzimática en el hígado y las concentraciones plasmáticas a dosis terapéuticas de la lidocaína no son significativamente activos ni tóxicos, los metabolitos de la lidocaína (monoetil, glicina, cilidina-acetaldehido) son eliminados eficientemente bien por vía renal a través de la orina; el metabolismo y la eliminación de los agentes anestésicos puede estar influenciado por el estado físico del paciente como en insuficiencia hepática y renal, a parte que la hiperpotasemia, acidosis y alcalosis influyen en el metabolismo de los agentes anestésicos locales (Taiman, 1995).

En el bloqueo anestésico de la fosa paralumbar en la llama se reportó los valores en minutos del tiempo de recuperación, siendo el promedio general

de 122.77 minutos, habiendo sido 120 minutos para la dosis de 2cc., 128.66 minutos para la dosis 3cc. y 119.66 para la dosis 4cc. (Percca, 2006).

Resultados para el tiempo de recuperación en el bloqueo de la fosa paralumbar en alpacas mediante la técnica paravertebral (farquarson y kakala) se obtuvo un promedio general de 111.15 minutos y referente a la dosis los promedios obtenidos fueron de 92.8 minutos para la dosis de 3ml., 119.4 minutos para la dosis de 6ml. y 121.25 minutos para la dosis de 9 ml. (Salazar, 1997).

En vacunos empleando una dosis total de 80ml. menciona un periodo de recuperación de 90 minutos según (Hall 1970).

2.6. Constantes clínicas con uso de anestesia

FRECUENCIA RESPIRATORIA

Con el anestésico local el aparato respiratorio sufre inicialmente una depresión refleja poco o nada notable, pues se induce un efecto de relajación de la musculatura bronquial. Si las concentraciones sanguíneas siguen elevándose y se producen espasmos musculares habrá paro respiratorio, por inhibición de la contracción de los músculos intercostales (Sumano y Ocampo, 2006).

Si la concentración en el sistema nervioso central continúa incrementándose, se produce una depresión con disminución de la actividad respiratoria, se produce inmediatamente después de una administración accidental de grandes volúmenes de un anestésico local directamente al

torrente sanguíneo, obedeciendo la muerte a depresión e insuficiencia respiratoria (Botana, 2002).

En el trabajo que se realizó en el centro de investigación y producción la raya se determinó la frecuencia cardiaca cuyos resultados fueron: llamas kara y chacu es altamente significativo para la variedad, sexo, edad y hora de muestreo ($p \leq 0.01$). Siendo el promedio general de 24.79 ± 3.99 resp/min, con valores extremos de 18-34 respiraciones por minuto (Leque, 2000).

En el trabajo de la anestesia paravertebral en llamas se efectuó la evaluación de las constantes clínicas en el pre, trans y post anestesia, en la cual se observó el efecto anestésico sobre la frecuencia respiratoria obteniendo un promedio general de 25.89 para la frecuencia respiratoria antes de la administración del anestésico local (lidocaína 2%), con valores que se obtuvo de 25.33 para la dosis 2cc., 24.33 para la dosis de 3cc. y 28 para la dosis 4cc., a diferencia que la frecuencia respiratoria obtenida en el periodo de trans anestesia se obtuvo valores más inferiores que en el periodo de pre anestésico, con un promedio general de 22.89 cuyas frecuencias son entre 22.33, 22.33 y 24 para las dosis de 2, 3 y 4cc. respectivamente, del mismo modo la frecuencia respiratoria obtenida para el periodo post anestésico se obtuvo un valor promedio de 25.55 respiraciones por minuto, habiendo obtenido 25, 24.33 y 27.33 para las dosis de 2,3 y 4cc. respectivamente (Percca, 2006).

La dosis administrada en cualquier procedimiento de anestesia local influye en los niveles plasmáticos y por ende puede presentarse ligera variación en las constantes clínicas (Klein, 1999).

FRECUENCIA CARDIACA

Los anestésicos locales pueden producir cambios cardiovasculares profundos directamente por acción cardíaca y vascular periférica, e indirectamente por bloqueo de la conducción de las fibras autónomas. La localización básica de la acción es el miocardio, donde hay disminución de la excitabilidad eléctrica, del ritmo de conducción y de la fuerza de contracción. Las altas concentraciones de anestésicos locales dilatan los vasos sanguíneos, pero las bajas pueden causar vasoconstricción. La inhibición del aumento de la conductibilidad del sodio desempeña un papel muy importante respecto a los efectos cardíacos de los anestésicos locales y probablemente también respecto a los efectos vasculares (Heavner, 2007).

Se van a ver afectadas la excitabilidad y las conducciones cardíacas y la potencia de la contracción miocárdica, produciendo se vasodilatación arteriolar. Estos fenómenos desencadenan hipotensión en el animal (Botana, 2002). Si la concentración sanguínea es muy alta, habrá parocardiaco. Este efecto puede deberse en parte al aumento del flujo de iones hacia el miocardio y bloqueo de la movilización de Na en el interior de la célula cardíaca (Sumano y Ocampo, 2006).

Si la concentración en el sistema nervioso central continúa incrementándose, se produce una disminución de la presión arterial y la frecuencia cardíaca, que pueden llevar al animal a la muerte. Sin embargo, los anestésicos locales en concentraciones bajas producen vasoconstricción, aunque la cocaína es el único analgésico local que

induce vasoconstricción en dosis clínicas. El colapso cardiovasculares favorecido por los efectos de bloqueo simpático y vasomotor central (Sumano y Ocampo, 2006). Los efectos del etéreos de los anestésicos locales sobre el sistema cardiovascular se deben tanto a su efecto directo sobre las membranas del miocardio y los vasos sanguíneos y sus fenómenos de excito conducción como a los efecto sin directos sobre el sistema nervioso autónomo (Botana, 2002).

La frecuencia cardíaca primero aumenta, pero cuando la presión alcanza niveles elevados - fase II - disminuye (bradicardia), y se debe a que el aumento de presión estimula los baroreceptores en el seno carotídeo y cayado aórtico, y los impulsos provocan una estimulación del centro cardioinhibidor, que a través del vago disminuyen la frecuencia cardíaca. Después, la presión arterial desciende rápidamente - Fase III - por captación rápida e inactivación de la droga en los órganos, sin embargo no vuelve a lo normal sino que hay un período de hipotensión transitoria - Fase IV (Pérez, 2010).

En el trabajo que se realizó en el centro de investigación y producción la raya donde se determinó la frecuencia cardíaca cuyos resultados fueron: llamas kara y chacu es altamente significativo para la veriedad, sexo, edad y hora de muestreo ($p \leq 0.01$). Obteniendo un promedio general de 70.49 ± 5.20 lat/min, con valores extremos de 60-81 lat/min (Leque, 2000).

Se reporta en el trabajo de bloqueo anestésico de la fosa paralumbar la frecuencia cardíaca en el pre, trans y post anestesia, habiendo obtenido un promedio general de 75 latidos por minuto, siendo 72.67, 75.33 y 77 para

las dosis de 2, 3 y 4cc. Respectivamente en el periodo de pre anestesia. En el periodo de trans anestesia se obtuvo un promedio general de 72.44 latidos por minuto, siendo 70, 72.33 y 75 para las dosis de 2,3 y 4cc. Respectivamente, asimismo se obtuvo valores para el periodo de post anestesia siendo el promedio general 73.67 latidos por minutos de 70.67, 73 y 77.33 para las dosis de 2,3 y 4cc. (Percca, 2006).

TEMPERATURA CORPORAL

En llamas kara y chacu es altamente significativo para la variedad, edad y hora de muestreo ($p \leq 0.01$) asimismo para el sexo es significativo. Siendo el promedio de temperatura de 38.22 para las variedades kara y chacu, con valores extremos de 37.43 – 38.91°C. (Leque, 2000).

Indica en estudios realizados sobre la temperatura corporal en los camélidos se han obtenido los siguientes resultados: en alpacas de 37.60 a 38.20°C, a una altura de 4200 m.s.n.m. y en llamas de 37.20 a 38.00°C, mientras la temperatura corporal en la vicuña se obtuvo un promedio de 36.00°C a una altura de 4300 m.s.n.m. todas estas determinaciones fueron tomadas en animales adultos (Fernandez, 1991).

En el trabajo de bloqueo anestésico de la fosa paralumbar con lidocaína en llamas reporta valores para el periodo de pre anestesia de 37.37, 37.77 y 38.17 para las dosis de 2,3 y 4cc. Siendo el promedio general de 37.89. Por otra parte en el periodo de trans anestesia se tuvo valores de 37.73, 37.77 y 38.17 para las dosis de 2,3 y 4cc. Respectivamente siendo el promedio general de 37.89; asimismo la temperatura en el periodo post anestesia se

tuvo valores de 37.73, 38.37 y 38.20 para las dosis de 2,3 y 4cc. Siendo el promedio general de 38.1 (Percca, 2006).

2.7. Mapeo con anestesia paravertebral

El trabajo realizado en la comunidad de Pasto grande-Acora de la Región Moquegua, determino la insensibilización de área mediante la anestesia paravertebral con lidocaína según bloqueo de vértebras lumbares y dosis anestésica en llamas donde se obtuvo para el bloqueo a nivel de las vértebras lumbares 1,2,3 y 4 para la dosis 2ml con un área insensibilizada que abarca desde la segunda vértebra lumbar, toda el área sublumbar, una pequeña parte del área media de la pared abdominal hasta la altura de la quinta vértebra lumbar; para la dosis 4ml con un área insensibilizada que abarca a partir de la segunda vértebra lumbar, toda el área sublumbar, asimismo el área media de la pared abdominal y una pequeña porción del área ventral de la pared abdominal hasta la altura de la sexta vértebra lumbar y para la dosis de 6ml con un área insensibilizada que abarca desde la segunda vértebra lumbar, toda el área sublumbar, y el área media de la pared abdominal hasta alcanzar una parte del área ventral de la pared abdominal a la altura de la séptima vértebra lumbar. Asimismo determino el tiempo de expansión para la dosis de 2cc. un promedio de 12.53 ± 14.0 minutos, para la dosis 4cc. un promedio de 12.93 ± 0.55 y para la dosis 6cc. un promedio de $12,90 \pm 1.42$ minutos (Percca, 2006).

En el estudio realizado sobre el bloqueo de la fosa paralumbar en alpacas, el tiempo de expansión, mostro un promedio de 16.39 minutos para el grupo de los machos y 16 minutos para el grupo de las hembras (Salazar, 1997).

En ovinos y cabras, aplicando lignocaina al 1% en una dosis de 5ml por punto de aplicación, reporta valores de 10 a 15 minutos como periodo de expansión (Riebold, 1986). En vacunos el periodo de expansión es alrededor de 10 minutos con una dosis de 10ml por punto de aplicación (Hall, 1970).

El anestésico local produce una depresión reversible de la transmisión nerviosa, tanto de la inervación aferente como eferente de una determinada área del organismo lo que lleva a presentar efectos tales como: analgesia, y relajación muscular. Este bloqueo no es simultáneo para todos los tipos de fibras que inervan la zona sino que hay un bloqueo diferencial establecido en base a que desaparecen las sensaciones en un orden cronológico bien notorio. Primero desaparecen las sensaciones dolorosas, luego las sensaciones térmicas, continuando con las sensaciones táctiles de presión y finalmente se bloquean las fibras motoras, siendo la recuperación en sentido inverso (Perez, 2010).

2.8. Técnica de anestesia sacra

La ubicación exacta de los forámenes se realiza en forma sencilla tomando algunas referencias anatómicas. Existe también un método alternativo que consiste en palpar en forma trans-rectal la ubicación de los forámenes sacro ventrales. El Foramen correspondiente al nervio S₅ se sitúa entre 1 a 2 cm lateral a la articulación sacro-coccígea. El Par de forámenes de la metámera S₄ se localiza 4 cm craneal al S₅ y un poco más lateral. El último par de forámenes está situado 4 cm por delante de S₄. El volumen de solución anestésica a usar por punto es de 5 cm de lidocaína al 2%. Una

excelente variación de esta técnica es la utilización de partes iguales de lidocaína y alcohol etílico al 95 % (consejo de Vicente Peña). Con esto se logra un efecto inmediato por la lidocaína y una efecto tardío (12 días) por la neurolisis química de las fibras amilínicas que produce el alcohol, aboliendo de este modo el tenesmo y/o pujos asociados a patologías relacionadas con el periné (Trucco y Brynkier, 2016)

A principios del siglo XX se publicaron los primeros estudios del uso de la anestesia epidural en el hombre. En animales fue unos 20 años más tarde cuando se empezó a aplicar esta técnica (Pino, 2013).

El sitio primario de acción de los anestésicos locales administrados por vía epidural son las raíces nerviosas raquídeas; sin embargo, pueden actuar en la médula espinal y en los nervios paravertebral (Brunton, 2012).

La anestesia se puede clasificarse en craneal (alta) o caudal (baja), dependiendo de la dosis del anestésico administrado, que condiciona directamente la extensión de difusión en el espacio epidural y los troncos nerviosos comprometidos. El lugar de aplicación puede ser el espacio sacrococcígeo o el primer intercoccígeo. En animales adultos muchas veces el espacio sacrococcígeo se encuentra osificado. Para reconocer las zonas de aplicación, se toma la cola con una mano y se realizan movimientos hacia arriba y hacia abajo mientras se palpan con la otra mano la 1ª y 2ª articulación evidente por detrás del sacro, que corresponden al espacio sacrococcígeo y primer espacio intercoccígeo, respectivamente (Traverso, 2009).

La anestesia epidural caudal, el punto del espacio epidural es en el primer espacio intercoccígeo y las áreas bloqueadas se encuentran: cola, periné, ano, recto, vulva, uretra y vejiga urinaria. Los nervios infiltrados son: nervios caudales y últimos tres pares de los nervios sacros. La anestesia epidural craneal se puede utilizar para todos los procedimientos realizados por debajo del diafragma; el espacio lumbosacro es utilizado habitualmente en terneros, ovejas y cabras, porque los puntos de inyección suelen ser palpables; este espacio es prácticamente el único punto de inyección para producir anestesia anterior en el cerdo; el punto preferible de inyección para producir anestesia craneal es el espacio sacrococcígeo en el bovino adulto (Muir et al., 2008).

En la técnica la infiltración del anestésico se realiza entre sacro y la primera vértebra coccígea. Para localizar el espacio intervertebral, se toma la cola con la mano y se levanta y se baja y subiéndola en forma alterna, mientras tanto, con la mano derecha se palpa el espacio intervertebral, entre sacro y la primera vértebra coccígea (Scott, 2004). La aguja se introduce en el espacio intervertebral entre sacro y la primera vértebra coccígea o la primera y segunda vértebra coccígea, ya que existe una separación de aproximadamente 2.5 cm de diámetro anteroposterior y 2 cm de diámetro transversal (Alexander, 1986; Abdel-Maboud, y Shaban 1999).

Cuando la aguja está en el conducto raquídeo se debe aspirar con el émbolo de la jeringa, si sale sangre por la aguja indica que se ha tocado un vaso, por lo que se debe sacar la aguja e intentar nuevamente hasta que al aspirar con la jeringa no salga sangre, Cuando la aguja este en el espacio

epidural al introducir el líquido anestésico no debe de haber resistencia y se introduce suave y lentamente, si hay resistencia al presionar el embolo para depositar el anestésico, significa que la aguja no está en el espacio epidural. Una vez que se haya terminado, se retira la aguja, se cubre el orificio con una torunda y se hace presión durante un minuto para evitar la penetración de aire (Scott, 2004).

2.9. Indicaciones para la utilización de la técnica

En la cirugía de campo en rumiantes, el uso de anestesia general se restringe debido a los riesgos que pueden surgir vinculados con el decúbito prolongado, el monitoreo anestésico y la asistencia ventilatoria. Las técnicas anestésicas locales y regionales son procedimientos seguros, de bajo costo y fácil aplicación, que producen la pérdida de la sensibilidad a un área relativamente definida. En todos los casos, en el lugar de aplicación debe practicarse rasurado y preparación del campo con 3 lavados antisépticos (Moscuza y Becaluba, 2008).

En animales hembras la técnica se puede utilizar para algunas intervenciones del tren posterior como para realizar maniobras obstétricas, suturar heridas, tratamiento de traumatismos vaginales causados por un parto distócico como la fístula recto-vaginal, reducción del prolapso uterino y vaginal y laparoscopia exploratoria y aspiración transvaginal de folículos ováricos con ultrasonido (Caulket et al., 1993; Hoeben et al., 1996).

En machos se utiliza para realizar cualquier cirugía del tren posterior como castración, reducción del hematoma peneano, extirpación de neoplasias en

el pene, reducción de fimosis, para fimosis, postitis y balanopostitis, en cirugías de uretra, extirpación de cálculos urinarios, para prolapso del pene y electroeyaculación (Caulket et al., 1993; Falk et al., 2001; Palmer, 2005).

También está indicada en pacientes con depresión severa, shock, o en aquellos que precisen una intervención quirúrgica inmediata en su tercio posterior, también en caso de intervenciones específicas como amputación de cola, operación cesárea, cirugía abdominal, laceraciones o fracturas de extremidades inferiores (Muir et al., 2008).

2.10. Accidentes y urgencias

En caso que la cirugía requiera que se coloque el paciente en decúbito lateral, es conveniente elevar la región craneal, para que el anestésico no avance por gravedad hacia la región dorso cervical, cuando no se toma esta medida se expone al paciente a accidentes irreversibles, como es la parálisis medular. Se han dado casos de parálisis o paresia temporal de algunos de los miembros o de la extremidad caudal que provoca alteración de la defecación y la micción, que causa poca higiene y se dificulta el acto del coito (Khatra y Tyagi, 1972; Scott, 2004).

Cuando no se toman las precauciones recomendadas de antisepsia de la región en donde penetra la aguja, o el material usado no está estéril, pueden provocarse infecciones del conducto raquídeo, acompañadas de complicaciones cuya gravedad depende del agente bacteriano que actúe, se pueden provocar meningitis o que los animales pierdan el control del tren posterior hasta quedarse derrengados (Stafford et al., 2005).

La Yohimbina, este agente bloquea los receptores alfa-2-suprarrenales y antagoniza parcialmente los barbitúricos, la xylazina, la ketamina. También 4-aminopiridina (4-AP), antagoniza parcialmente la xylazina, la ketamina y los barbitúricos (Traverso, 2009).

La yohimbina revierte los efectos antihipertensivos de los agonistas adrenérgicos α_2 como la clonidina. Se indica en medicina veterinaria para revertir la anestesia producida por la xilazina, un agonista α_2 usado para tranquilizar a los animales (Katzung, 2010).

2.11. Antecedentes

Actualmente, se sabe que los animales tienen vías neurales y neurotransmisores similares a los del ser humano, y por lo tanto, es muy probable que experimenten el dolor de forma similar a este (Hellyer et al., 2007). El dolor ha cobrado tal importancia que se considera el quinto signo vital, por detrás del pulso, la temperatura, la frecuencia cardíaca y la frecuencia respiratoria (Walid et al., 2008). Prevenirlo o establecer su tratamiento es una de las tareas más importantes en la práctica clínica veterinaria, ya que un dolor no tratado disminuye la calidad de vida del paciente, prolonga los tiempos de recuperación y puede inducir el desarrollo de dolor crónico (Hellyer et al., 2007).

Para inhibir la respuesta al dolor por procedimientos quirúrgicos existen varias técnicas entre las que destaca la anestesia regional, la cual se encuentra en boga; la técnica epidural continúa siendo de elección para múltiples procedimientos quirúrgicos (Tetzlaff, 1999).

La anestesia epidural se produce mediante la infiltración de soluciones de anestésico local dentro del espacio peridural, el cual bloquea cola, vulva, ano, zona perineal y parte de la región del musculo (Stoelting, 1997).

La anestesia epidural ha sido y es empleada para practicar numerosas intervenciones sobre cola, periné, ano, recto, vulva, vejiga, vagina y manipulaciones obstétricas, ya que con ella se consigue la anestesia de los nervios caudales y los últimos tres pares de los nervios sacros (Lumb y Jones, 1983; Booth y col. 1988; Serantes y Gonzalo, 1994; Muir y col. 2001; Doherty y Valverde, 2006).

La práctica de la anestesia paravertebral en vacunos es frecuente en clínica veterinaria, aunque ofrece posibilidades de realizar intervenciones sobre los flancos, la pared abdominal y fosa paralumbar (p. ej., laparotomías). Los nervios anestesiados con mayor frecuencia son el último torácico (T13) y los dos primeros lumbares. Los puntos de inyección de anestésico local se localizan aproximadamente a 10 cm. de la línea media dorsal del animal, en el punto medio entre los extremos distales de las apófisis transversas de las vértebras lumbares (para los nervios lumbares 1 y 2, entre las apófisis 1a 2a y 3a) o entre el borde caudal de la última costilla y el extremo de la apófisis transversa de la primera vértebra lumbar, en el caso de la T13 (Muir y Hubbell, 1991; Serantes y Gonzalo, 1994).

La ventaja de estas técnicas en rumiantes en la que se introducen el uso del 106 catéter, comparada con las mismas técnicas utilizando una aguja, reside en que con la punta del catéter se llega a la raíz de los nervios pudiendo y pelviano, por lo tanto se minimiza la dosis de anestesia

requerida para producir la anestesia caudal. El catéter también proporciona una vía para repartir pequeñas dosis de anestesia local como la lidocaína durante la intervención quirúrgica (Muir y Hubbell, 1991).

La lidocaína pertenece al grupo de amino-amida. En términos generales la toxicidad de los anestésicos locales en los rumiantes está en relación directa con su potencia analgésica, esto fue el motivo primordial que generó el desarrollo de nuevas moléculas, la lidocaína además de producir mayor diferencial de bloqueo sensitivo más pronunciado que bloqueo motor y otros anestésicos locales con un perfil semejante, por lo que su uso en los animales tiene muy buena aceptación para realizar bloqueos anestésicos locales y/o regionales (Akerman, 1986).

Cuando los anestésicos locales se aplican sobre el tejido nervioso en concentraciones adecuadas, alivian el dolor por bloqueo de la conducción de un impulso nervioso sensitivo desde el receptor hasta la corteza cerebral. Su acción anestésica se aprecia sobre cualquier membrana excitable, es decir, los anestésicos locales pueden actuar en cualquier punto de la neurona, ya sea soma, dendritas, axón, terminación sináptica y terminación receptora, inclusive en grupos neuronales como ganglios y en la membrana muscular y el miocardio. Además los anestésicos locales como la lidocaína no influyen sobre la conciencia, contrariamente a lo que sucede con los anestésicos generales (Booth, 1988; Hurlé, 1997).

La lidocaína es considerada un antiaritmico. Se piensa que actúa combinándose con los canales de sodio cuando están inactivos, lo que

inhibe la recuperación después de la repolarización en niveles terapéuticos (Plumb, 2010).

Los anestésicos locales reducen la permeabilidad de la membrana celular. Como resultado no puede producirse la difusión de iones potasio y sodio, lo que bloquea los cambios que dan lugar al impulso nervioso. A nivel electrofisiológico, los anestésicos locales no modifican el potencial de reposo, disminuyen la velocidad de despolarización y, por lo tanto, la velocidad de conducción, al bloquear el canal en su forma inactiva, alargan el período refractario. Como consecuencia el número de potenciales de acción que el nervio puede transmitir por unidad de tiempo va disminuyendo a medida que aumenta la concentración de anestésico hasta que el bloqueo es completo y el nervio es incapaz de despolarizarse (Hurlé, 1997).

La lidocaína tiene un efecto dilatador sobre las arterias y venas (McGraw-Hall, 1970), deprime el miocardio junto con una vasodilatación local, disminuye el trabajo cardiaco, causa aprehensión, excitación, vómitos y náuseas (Lumb y Wynn, 1981).

La lidocaína tiene un defecto anticolinérgico o para simpaticolítico, antiarrítmico, a dosis elevadas puede causar depresión cardiaca e hipotensión arterial, por lo que su uso estará regido de acuerdo al peso del paciente para evitar problemas de toxicidad (Litter, 1980).

El tiempo de absorción del fármaco hacia el torrente sanguíneo varía de acuerdo a la dosis y zona de aplicación siendo el menor tiempo en caso de administración vía endovenosa seguido por vía intramuscular (Litter, 1980).

La lidocaína se absorbe con rapidez después de su administración parenteral y desde las vías digestivas y respiratorias. Aunque es eficaz cuando se emplea con algún vasoconstrictor, en presencia de adrenalina disminuyen su tasa de absorción y su toxicidad, y suele prolongarse su acción. Se desalquila en el hígado por acción de oxidasa de función mixta hasta monoetilglicinxilidina y glicinxilidida, que se pueden metabolizar aún más hasta monoetilglicina y xilidida. En el ser humano, cerca de 75% de la xilidida se excreta por la orina como el metabolito ulterior 4-hidroxi-2.6-dimetilalanina. (Waldman y Terzic, 2012).

La duración y efecto de la lidocaína dependerá directamente del tiempo que este en contacto con el tejido nervioso, y su velocidad de absorción dependerá de la vascularización o del flujo sanguíneo de la zona de aplicación (Thomson, 2003).

La lidocaína es metabolizada principalmente en el hígado, siendo hidrolizada tras la pérdida de un grupo etilo de su grupo dietilamino. La hidrólisis no se producirá hasta que esto suceda (Booth y Mc Donald, 1988; Hall, 1970), y es excretada la mayor parte de metabolitos a través de los riñones (Riebold y col., 1986).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. Lugar de estudio

Este trabajo de investigación se realizó durante los meses de (Marzo, Abril y Mayo del 2017) con animales del sector Cuypani Conduriri en el Distrito de Santa Rosa Mazocruz de la provincia El Collao - llave de la región Puno, que se encuentra ubicado geográficamente a 4500 m.s.n.m. y entre las coordenadas geográficas de 6° 44' 31.62" de latitud sur y de 69° 43' 23.93" latitud oeste (SENAMHI, 2015).

3.2. Material de estudio

Material experimental.

Animales.

Se utilizó 10 alpacas hembras adultas y 10 machos adultos de raza Huacaya, clínicamente sanos con un sistema de crianza extensivo y alimentado con pastos naturales quienes fueron seleccionados al azar del grupo de alpacas del sector Cuypani Conduriri.

Material de anestesia.

- Aguja N° 21 x 1,5"
- Jeringas hipodérmicas de 5, 10 y 20 ml
- Jeringas hipodérmicas de tuberculina

Fármaco

- Lidocaína al 2%

Equipo de examen clínico.

- Estetoscopio
- Termómetro clínico rectal

Material Quirúrgico

- Campos operatorios fenestrados
- Guantes Quirúrgicos
- Guantes de exploración
- Algodón
- Barbijo
- Mandil

Material de asepsia y antisepsia

- Jabón carbólico
- Alcohol yodado al 3%.

Material de campo

- Sogas
- Libreta de campo
- Balanza de cien kilos
- Pintura acrilán.

Material de apoyo

- Cuaderno de apuntes
- Fichas de control
- Cámara fotográfica
- Calculadora
- Lapicero
- Soga, wincculla
- Hojas de afeitar
- Aceite mineral

3.3. Metodología

SELECCIÓN, EVALUACIÓN DE LOS ANIMALES Y APLICACIÓN DEL ANESTESICO.

PRE- ANESTESIA

Para el presente trabajo de investigación se seleccionaron 20 alpacas de raza Huacaya hembras y machos adultos, sometidas a ayuno. Luego fueron evaluadas mediante el examen físico por medios propedéuticos (Inspección, palpación, percusión y auscultación), en la que se determinó que los pacientes se encontraban clínicamente sanos.

- **Frecuencia respiratoria:** Estando el animal en reposo se le tomo la frecuencia respiratoria por los movimientos respiratorios tóracoabdominal de la alpaca, determinándose el número de movimientos por minuto con ayuda del cronómetro.

- **Frecuencia cardiaca:** Se tomaron el número de latidos cardiacos expresados por minuto, con ayuda del estetoscopio en el área cardíaca del lado izquierdo sobre el borde esternal, entre cuarto y quinto espacio intercostal con el miembro anterior izquierdo ligeramente hacia adelante del animal con ayuda del cronometro.
- **Temperatura:** Se tomó la temperatura con el termómetro rectal previamente lubricado con aceite mineral y luego se introdujo por vía rectal, luego se esperó por un tiempo de 2 a 3 minutos para luego hacer la lectura en el termómetro.
- **Peso de los animales:** Las alpacas fueron pesados con la ayuda de una balanza de 100 Kg. que permitió calcular la dosis de estos para cada animal.

Los animales estuvieron sometidos a ayuno sólido y líquido durante las 12 horas previas a ser sometidos a la anestesia, fueron escogidos al azar para las dosis D1 y D2 se calculó y administró la dosis según el peso.

Tabla N° 01. Animales y dosis de la anestesia sacra paravertebral con el uso de lidocaína al 2%

	1ra dosis	2da dosis
Lidocaína	8.0 mg / KPV	12.0mg / KPV
N° animales	10	10

Se colocó a los animales en un corral acondicionado para esta especie, estando el animal inmovilizado se realizó la ubicación de los agujeros sacros dorsales donde se aplicó la punción esto con ayuda de la palpación

del hueso sacro y conocimiento de la anatomía del hueso sacro, hallado dicho área se procedió a rasurar una extensión de 10cm, se lavó y aplicó un antiséptico que fue el alcohol yodado al 3 % y se colocó el campo operatorio fenestrado en la zona de inyección sacra.

TÉCNICA DE ANESTESIA SACRA EN ALPACAS

- ✓ La dosis se calculó por medio de una regla de tres simple, tanto en mg. como en ml.
- ✓ Una vez calculada la dosis de las drogas cargamos en seis jeringas diferentes.
- ✓ Para realizar la anestesia sacra se procedió con la ubicación anatómica del sacro, tomando referencia de la articulación lumbo-sacra y se ubicó las apófisis espinosas del hueso sacro, luego se procedió con el rasurado de la zona de aplicación anestésica del área de punción para la anestesia sacra comprendida entre las articulaciones de los cinco huesos sacros.
- ✓ Se efectuó la antisepsia de la región sacra con alcohol yodado al 3%.
- ✓ Se procedió a colocar los campos fenestrados para la delimitación de la zona de punción.
- ✓ Se efectuó la punción con la aguja Nro. 21 por 1.5 pulgadas de la siguiente forma:
- ✓ Con el bisel hacia arriba y en ángulo de 90°, se realizó la punción en los forámenes sacros dorsales.

- ✓ Luego la aguja se dirigió hacia abajo y se procedió a dirigir la aguja dentro del foramen sacro, aproximadamente un centímetro de la aguja.
- ✓ Luego se conectó la jeringa con la dosis calculada a la aguja.
- ✓ Se procedió a administrar el fármaco lidocaína con la dosis respectiva.

TIEMPO DE INDUCCIÓN

Para determinar la duración del tiempo de inducción en los animales se consideró desde la administración de la lidocaína por vía sacra hasta la pérdida de la sensibilidad de la cola o flacidez de la cola.

TIEMPO DE LATENCIA

Para la determinación del tiempo de duración del efecto anestésico (latencia) de la lidocaína se consideró desde la pérdida de la sensibilidad de la cola del animal hasta el regreso de la sensibilidad dolorosa por punciones a la respuesta al estímulo doloroso.

Luego se determinó el inicio de los efectos de la lidocaína para luego procederá determinar el tiempo de duración o el tiempo latencia de la acción anestésica de la lidocaína.

Durante este tiempo se observó los efectos farmacológicos de la lidocaína como: pérdida de la coordinación motora de los miembros posteriores y postración de los animales. Así mismo se determinó el tiempo de duración anestésica mediante la estimulación dolorosa por medio de pinzamiento y/o

punciones con aguja a nivel de la región sacra, cadera y articulación del corvejón y la membrana interdigital de los miembros posteriores.

Durante este tiempo se tomaron los datos de las constantes clínicas como frecuencia respiratoria, frecuencia cardíaca y temperatura; se registraron los datos de cada animal.

TIEMPO DE RECUPERACIÓN

Se determinó el tiempo de recuperación desde el regreso de la sensibilidad dolorosa hasta que el animal sienta dolor en todas las zonas mapeadas por el pinzamiento y/o punciones. Durante este periodo se tomaron las constantes clínicas.

MAPEO DE LA ZONA INSENSIBLE

Para la dosis D1 y D2, las alpacas anestesiadas con lidocaína al 2%, fueron evaluadas inmediatamente después de la administración de la anestesia, se realizó el mapeo de la zona insensible y se demarco en el animal mediante la ayuda de las temperas para cada dosis, se bordeo la zona insensible sometida a punción (sensibilidad dolorosa).

3.4. Diseño estadístico

Para el análisis de los resultados de los periodos de anestesia se utilizó un Diseño Completamente al Azar (DCA) donde se consideró dos dosis con anestesia sacra paravertebral con el uso de lidocaína al 2% D1 (8mg/KPV. de lidocaína 2%), para la D2 (12mg/kpv. de lidocaína al 2%), tres tiempos

de anestesia (inducción, latencia y recuperación), siendo el modelo matemático el siguiente:

$$Y_{ij} = \mu + A_i + B_j + AB_{ij} + E_{ijk}$$

Donde

i = 02 (Dosis)

j = 03 (tiempos de anestesia)

μ = Promedio general del experimento

A_i = Efecto del factor dosis

B_j = Efecto del tiempo de anestesia

AB_{ij} = Efecto interacción dosis/tiempo de anestesia.

E_{ijk} = Error experimental.

Para interpretar los resultados de la anestesia sacra paravertebral con el uso de lidocaína al 2%, frente a las constantes clínicas (Frecuencia respiratoria, frecuencia cardiaca y temperatura), se usó un Diseño Completamente al Azar con arreglo factorial de 2x2, teniendo 02 dosis lidocaína al 2% D1 (8.0mg/kpv. de lidocaína D2 (12.0mg/kpv. de lidocaína y 03 periodos (inducción, latencia y recuperación).

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Periodo de la dosis de lidocaína al 2% para la anestesia sacra paravertebral en alpacas

TIEMPO DE INDUCCIÓN

Tabla N° 02. Tiempo de inducción (segundos) de anestesia sacra paravertebral con el uso de lidocaína al 2% en alpacas

Dosis en mg/kpv	$X \pm DS$	N° de animales	Valor inferior	Valor superior
Dosis 1	193,8 \pm 66,0 ^a	10	120	290
Dosis 2	190,5 \pm 15,9 ^b	10	165	220

Dosis 1 =8.0mg/kg lidocaína 2%

Dosis 2 =12.0mg/kg lidocaína 2%

En la tabla que antecede se muestra el tiempo de inducción anestésica con lidocaína al 2% habiéndose obtenido un promedio de 193,8 \pm 66,0 segundos, con valores inferiores de 120 y superiores 290 segundos para la dosis D1 (8mg/kg de lidocaína al 2%) y para la dosis D2 (12mg/kg de lidocaína al 2%) habiéndose alcanzado lo siguiente 190,5 \pm 15,9 en segundos con un valor inferior 165 y un valor superior de 220.

Los resultados llevados a la prueba estadística muestran diferencia significativa ($P \leq 0.05$), indica que la dosis administrada para anestesia sacra paravertebral en alpacas con el uso de lidocaína al 2% es variable, esto es originado por que los nervios raquídeos están más cerca posible a la salida de los agujeros de conjunción (Lumb, 1979).

Comparando la anestesia sacra paravertebral obteniendo los resultados de 193.8 y 190.5 segundos similar a los tiempos de inducción con la anestesia paravertebral con lidocaína en llamas se obtuvo un tiempo de inducción promedio de 2.84 como promedio (Percca, 2006). La anestesia paravertebral es considerado como un método sencillo, corto, seguro y sin consecuencias tal como menciona Rebold, (1986) de la misma forma la anestesia sacra en las alpacas no presento complicación alguna en el animal.

En la anestesia sacra paravertebral en alpacas utilizando lidocaína al 2% a diferentes dosis investigación realizada coincide con los tiempos de inducción de otras técnicas de bloqueo anestésico paravertebral en alpacas que se obtuvo un promedio de tiempo de inducción de 3 minutos (Carpio, 1990). En otras especies mencionan, que los animales mayores presentan un periodo inducción aproximadamente de 15 minutos (Sloss, 1980; Derivaux y Ectors, 1984; Lumb, 1979; Rebold, 1986) lo mencionado no sucedió con la anestesia sacra paravertebral en alpacas con el uso de lidocaína al 2%.

TIEMPO DE LATENCIA

Tabla N° 03. Tiempo de latencia (minutos) de anestesia sacra paravertebral con el uso de lidocaína al 2% en alpacas

Dosis en mg/kpv	X±DS	N° de animales	Valor inferior	Valor superior
Dosis 1	168,1±16,4 ^b	10	140	190
Dosis 2	209,5±20,9 ^a	10	180	240

En la tabla que antecede se muestra el tiempo de latencia anestésica con lidocaína al 2% habiéndose obtenido un promedio de 168,1±16,4 minutos, con valores inferiores de 140 y superiores 190 minutos para la dosis D1 (8mg/kg de lidocaína al 2%) y para la dosis D2 (12mg/kg de lidocaína al 2%) habiéndose alcanzado lo siguiente 209,5±20,9 minutos con un valor inferior 180 y un valor superior de 240.

Los resultados llevados a la prueba estadística muestran diferencia significativa ($P \leq 0.05$), indica que la dosis de asociación administrada para anestesia sacra paravertebral en alpacas con el uso de lidocaína al 2% es variable, al infiltrar un anestésico por lo general novocaína o lidocaína al 2%, alrededor del tronco nervioso con lo cual se logra que la zona inervada por el mismo quede insensible y se produzca relajación muscular de 1 a 2 horas (Sloss, 1980) obteniendo similar a lo describe el autor con la anestesia sacra para vertebral con el uso de lidocaína al 2% contrastando así con los autores mencionados (Brunicardi et al., 2006).

Con la anestesia sacra paravertebral con el uso de lidocaína al 2% en alpacas los tiempos son similares a los obtenidas por otros autores con una

duración de 1 hora y 30 minutos lo que constituye el tiempo ampliamente suficiente para la realización de intervenciones quirúrgicas a nivel del flanco izquierdo o derecho en vacunos (García, 1950), coincidiendo con la anestesia sacra paravertebral en alpacas con lidocaína al 2% los resultados obtenidos en el tiempo de latencia es de 168.1 para la D1 y 209.5 para la D2 alcanzando así un tiempo mayor. Los resultados para el tiempo de latencia en el trabajo del bloqueo anestésico paravertebral en la llama, obtuvo un promedio general de 62.18 minutos, habiendo obtenido 58,86 minutos para la dosis 2cc., 65.46 minutos para la dosis 3cc. y 68.18 minutos para la dosis 4cc. (Percca, 2006) que los resultados de la anestesia sacra muestra mayor tiempo de duración de la anestesia el cual ha de permitir la realización de intervenciones quirúrgicas que faciliten su aplicabilidad.

En el bloqueo de la fosa paralumbar en alpacas mediante la técnica paravertebral (farquarson y kakala), realizada por Salazar, (1997), el tiempo de duración de la anestesia incrementa a medida que la dosis es mayor, es así que la dosis de 3mL mostro una duración de 92.8 minutos, para las dosis de 6mL fue 119.4 minutos y para la dosis de 9mL alcanzo un tiempo de 121.4 minutos. Para la anestesia sacra paravertebral en alpacas con lidocaína al 2% los resultados obtenidos en el tiempo de latencia es de 168.1 para la D1 y 209.5 para la D2 alcanzando así un tiempo mayor de duración de la anestesia sacra.

TIEMPO DE RECUPERACIÓN

Tabla N° 04. Tiempo de recuperación (en minutos) de anestesia sacra paravertebral con el uso de lidocaína al 2% en alpacas

Dosis en mg/kpv	X±DS	N° de animales	Valor inferior	Valor superior
Dosis 1	228,7±18,5 ^b	10	200	255
Dosis 2	297,0±27,3 ^a	10	250	340

En la tabla que antecede se muestra el tiempo de recuperación anestésica con lidocaína al 2% habiéndose obtenido un promedio de 228,7±18,5 minutos, con valores inferiores de 200 y superiores 255 minutos para la dosis D1 (8mg/kg de lidocaína al 2%) y para la dosis D2 (12mg/kg de lidocaína al 2%) habiéndose alcanzado lo siguiente 297,0±27,3 en minutos con un valor inferior 250 y un valor superior de 340.

Los resultados llevados a la prueba estadística muestran diferencia significativa ($P \leq 0.05$), indica que la dosis de lidocaína al 2% administrada para anestesia sacra paravertebral en alpacas es variable.

En el bloqueo anestésico de la fosa paralumbar en la llama que reportó Percca (2006) los valores en minutos del tiempo de recuperación, fue de un promedio general de 122.77 minutos, habiendo sido 120 minutos para la dosis de 2cc., 128.66 minutos para la dosis 3cc. y 119.66 para la dosis 4cc. Que comparando con la anestesia sacra paravertebral en alpacas con lidocaína al 2% los resultados obtenidos en el tiempo de recuperación fue de 228.7 minutos para la D1 y 297.0 minutos para la D2 alcanzando así un tiempo mayor por la siguientes razones, la eliminación de los agentes

anestésicos puede estar influenciado por el estado físico del paciente como en insuficiencia hepática y renal, a parte que la hiperpotasemia, acidosis y alcalosis influyen en el metabolismo de los agentes anestésicos locales (Taiman,1995).

Resultados para el tiempo de recuperación en el bloqueo de la fosa paralumbar en alpacas mediante la técnica paravertebral (farquarson y kakala) realizada por Salazar, (1997) se obtuvo un promedio general de 111.15 minutos y referente a la dosis los promedios obtenidos fueron de 92.8 minutos para la dosis de 3ml., 119.4 minutos para la dosis de 6ml. y 121.25 minutos para la dosis de 9ml. Obteniendo resultados similares con la anestesia sacra paravertebral en alpacas con el uso de lidocaína al 2% lo cual indica que los metabolitos son eliminados por vía renal con un tiempo superior a los descritos por autores mencionados

4.2. MAPEO

El mapeo de la analgesia sacra tras la administración de lidocaína al 2% de anestesia paravertebral en alpacas.

Tabla N°05. Inicio de la analgesia () en diferentes regiones anatómicas para la dosis D1 en alpacas**

Regiones anatómicas	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	MEDIA	D.E.
Cola	1	1	2	1	1	2	1	2	2	2	1,500	0,527
Ano	1	2	2	2	1	2	2	2	2	2	1,800	0,422
Vulva	1	2	2	2	1	2	2	3	2	2	1,900	0,568
Region perianal	1	2	2	2	2	2	2	3	2	2	2,000	0,471
Grupa	3	3	3	3	3	3	3	3	4	4	3,200	0,422
Nalga	3	3	3	3	4	3	4	4	4	4	3,500	0,527
Muslo	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4,000	0,000
Pierna	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4	4,000	0,000
Corvejón	4,5	4,5	4,5	4,5	4	4,5	4,5	4	4,5	4,5	4,400	0,211
Caña	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5	5,000	0,000
Nudo												
Cuartilla												
Dedo												
Babilla												
Flanco												

() = Tiempo en minutos D.E. = Desviación Estándar**

A1, A2, A3...A10. = N° de animales.

La tabla 05 muestra los tiempos en minutos del inicio de la analgesia por vía sacra con la dosis D1 en las diferentes regiones anatómicas.

FIGURA N°01

Zona anatómica insensible con la dosis 1 en alpacas

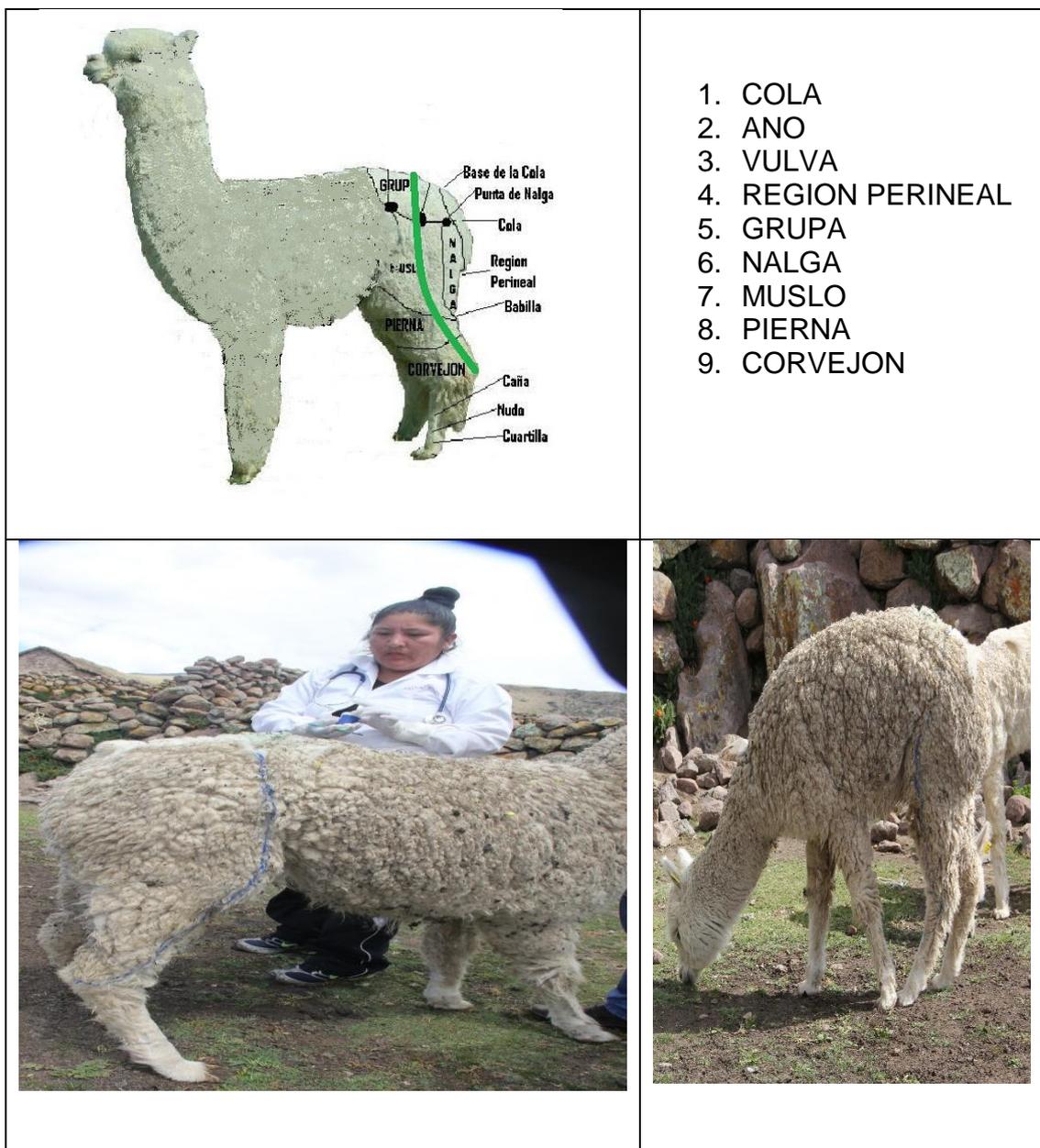


Tabla N°06. Inicio de la analgesia () en diferentes regiones anatómicas para la dosis D2 en alpacas**

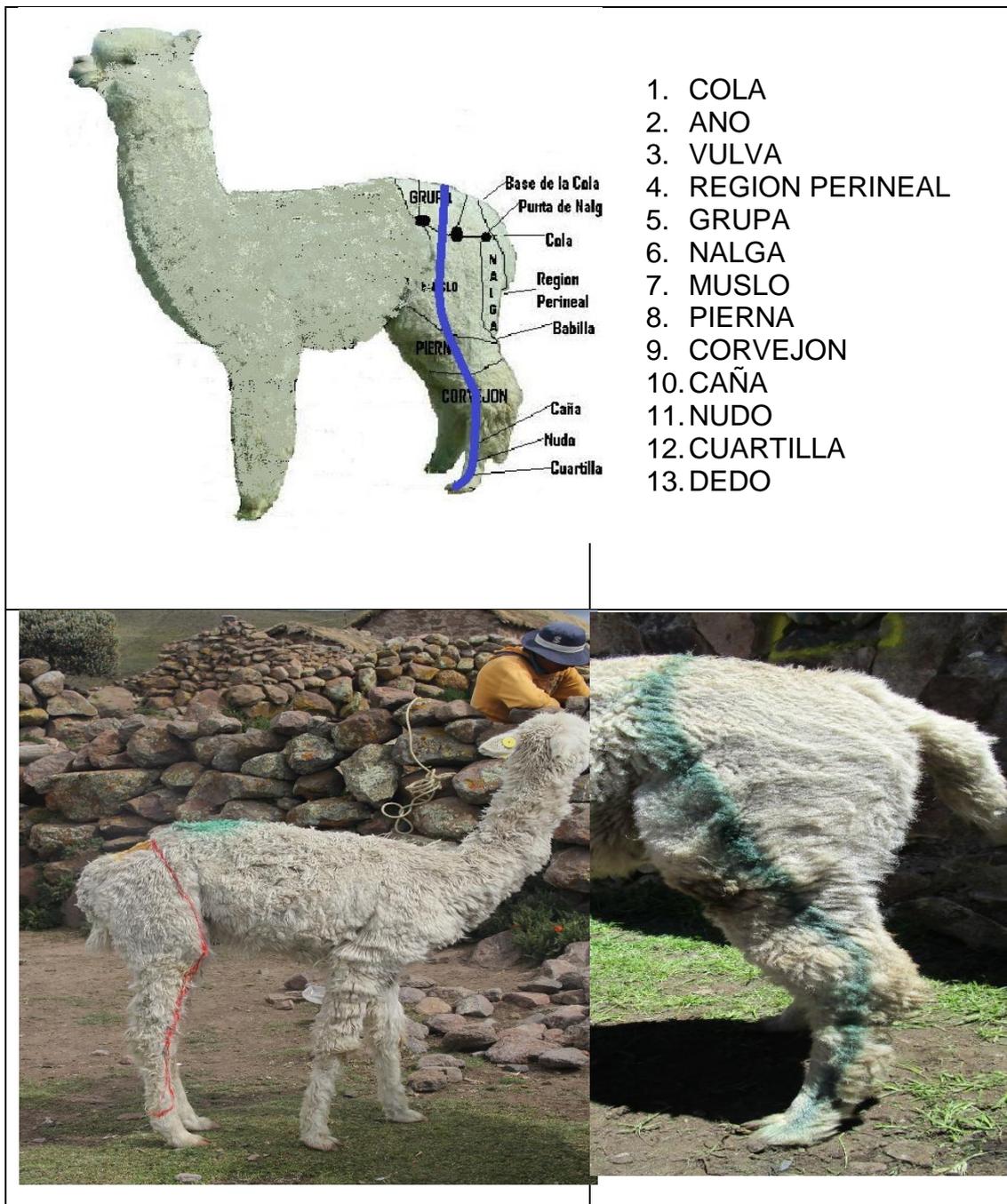
regiones anatómicas	A1	A2	A3	A4	A5	A6	A7	A8	A9	A10	MEDIA	D.E.
Cola	1	1	2	1	2	1	1	2	2	2	1,500	0,527
Ano	1	1	2	1	2	1	1	2	2	2	1,500	0,527
Vulva	1	1	2	1	2	1	1	2	2	2	1,500	0,527
Región perianal	1	1	2	1	2	1	1	2	2	2	1,500	0,527
Grupa	1	1	2	1	2	1	2	2	2	2	1,600	0,516
Nalga	2	1, 5	2,5	1,5	2,5	2	2	3	2,5	2,5	2,200	0,483
Muslo	2, 5	2	2,5	2,8	2,5	3	3	3	2,9	2,5	2,670	0,327
Pierna	4, 5	4	5	4,5	5,5	5	4	3,5	3	3	4,200	0,856
Corvejón	4, 5	4, 5	5	5	4	5	5	5	5	4	4,700	0,422
Caña	6	5	5	6	6	6	5	6	5	4	5,400	0,699
Nudo	6	5	5	6	7	6	6	6	7	6	6,000	0,667
Cuartilla	6	5	5	6	8	7	6	7	7	7	6,400	0,966
Dedo	6	0	5	0	10	8	0	9	8	8	5,400	3,978
Babilla												
Flanco												

() = Tiempo en minutos D.E. = Desviación Estándar**
A1, A2, A3...A10. =N° de animales

La tabla 07 muestra el inicio de la analgesia por vía sacra con la administración de la dosis D2.

FIGURA N°02

Zona anatómica insensible con la dosis 2 en alpacas



El trabajo realizado en el sector cuypani conduriri del distrito de Santa Rosa Mazocruz, provincia el Collao llave de la Región Puno, se determinó la analgesia del área mediante la anestesia sacra paravertebral con el uso de lidocaína al 2% obteniendo así las zonas insensibles como son la región

sacra, cola, ano, vulva, región perianal, grupa, nalga, muslo, pierna y corvejón con la primera dosis y con la segunda dosis abarcando las regiones corvejón, caña, nudo, cuartilla y almohadilla plantar.

En ovinos y cabras, aplicando lignocaina al 1% en una dosis de 5ml por punto de aplicación, reporta valores de 10 a 15 minutos como periodo de expansión (Riebold, 1986). En vacunos el periodo de expansión es alrededor de 10 minutos con una dosis de 10ml por punto de aplicación (Hall, 1970).

La anestesia sacra paravertebral en alpacas con el uso de lidocaína al 2% produce una depresión reversible de la transmisión nerviosa, tanto de la inervación aferente como eferente de una determinada área del organismo lo que lleva a presentar efectos tales como: analgesia, y relajación muscular en diferentes regiones del miembro posterior de la alpaca. Este bloqueo no es simultáneo para todos los tipos de fibras que inervan la zona sino que hay un bloqueo diferencial establecido en base a que desaparecen las sensaciones en un orden cronológico bien notorio. Primero desaparecen las sensaciones dolorosas, luego las sensaciones térmicas, continuando con las sensaciones táctiles de presión y finalmente se bloquean las fibras motoras, siendo la recuperación en sentido inverso (Perez, 2010).

4.3. CONSTANTES CLÍNICAS

Frecuencia Respiratoria

Tabla N° 07. Frecuencia Respiratoria por minuto a distintas dosis por tiempo de la anestesia sacra paravertebral con lidocaína al 2%

Dosis	PRE ANESTESIA				LATENCIA				RECUPERACIÓN			
	Media	D.S.	v.inf.	v. sup.	media	D.S.	v.inf.	v. sup.	media	D.S.	v.inf.	v. sup.
D1	36,8 ^a	13,348	21	64	31,2 ^a	11,558	20	56	30,1 ^a	11,030	20	56
D2	25,9 ^b	7,965	20	39	27 ^b	8,551	15	44	22,5 ^b	6,753	16	38

v.inf. = valor inferior v. sup. = valor superior

Dosis 1 = 8mg/kg lidocaína al 2%

Dosis 2 = 12mg/kg lidocaína al 2%

En la tabla 07, se muestra la frecuencia respiratoria por minuto a diferentes dosis y tiempo de anestesia en alpacas con anestesia sacra paravertebral con lidocaína al 2%, habiéndose obtenido para el tiempo de pre anestesia un promedio de $36,8 \pm 13,348$ respiraciones por minuto, con valores inferiores de 21 respiraciones por minuto y valores superiores de 64 respiraciones por minuto para la dosis D1; para la dosis D2 se obtuvo como promedio de $25,9 \pm 7,965$ respiraciones por minuto, con valores inferiores de 20 y valores superiores de 39 respiraciones por minuto.

Para el periodo de latencia los resultados obtenidos fueron los siguientes, un promedio de $31,2 \pm 11,558$ respiraciones por minuto, con valores inferiores de 20 respiraciones por minuto y valores superiores de 56 respiraciones por minuto para la dosis D1; para la dosis D2 se obtuvo como promedio de $27 \pm 8,551$ respiraciones por minuto, con valores inferiores de 15 y valores superiores de 44 respiraciones por minuto.

Para el periodo de recuperación los resultados obtenidos fueron los siguientes, un promedio de $30,1 \pm 11,030$ respiraciones por minuto, con valores inferiores de 20 respiraciones por minuto y valores superiores de 56 respiraciones por minuto para la dosis D1; para la dosis D2 se obtuvo como promedio de $22,5 \pm 6,753$ respiraciones por minuto, con valores inferiores de 16 y valores superiores de 38 respiraciones por minuto.

Los resultados llevados a la prueba estadística, según periodos de la anestesia existen diferencias estadísticas ($P \leq 0.05$), según la dosis existe una diferencia estadística en la frecuencia respiratoria. En la anestesia sacra paravertebral en alpacas con el uso de lidocaína al 2% los resultados obtenidos la dosis administrada en cualquier procedimiento de anestesia local influye en los niveles plasmáticos y por ende puede presentarse ligera variación en las constantes clínicas (Klein, 1999).

En la anestesia sacra para vertebral con el uso de lidocaína al 2% concuerda en la estadística con el trabajo que se realizó en el centro de investigación y producción la raya se determinó la frecuencia respiratoria cuyos resultados fueron: llamas kara y chacu es altamente significativo para la variedad, sexo, edad y hora de muestreo ($p \leq 0.01$). Siendo el promedio general de 24.79 ± 3.99 resp/min, con valores extremos de 18-34 respiraciones por minuto (Leque, 2000).

Frecuencia Cardíaca

Tabla N° 08. Frecuencia cardíaca por minuto a distintas dosis por tiempo de la anestesia sacra paravertebral con lidocaína al 2%

Dosis	PRE ANESTESIA				LATENCIA				RECUPERACIÓN			
	media	D.S.	v. inf.	v. sup.	media	D.S.	v. inf.	v. sup.	media	D.S.	v. inf.	v. sup.
D1	63,4	6,535	56	72	64,5	4,882	56	76	66,1	4,677	55	72
D2	67,1	5,820	58	76	68	12,293	56	100	67,2	4,131	58	72

La tabla 08 , muestra la frecuencia cardíaca por minuto a distintas dosis y tiempo de anestesia en alpacas anestesiadas con lidocaína al 2% con la técnica sacra paravetebral, se observa los resultados para el tiempo de pre anestesia, para la D1 se obtuvo el promedio de $63,4 \pm 6,535$ latidos por minuto, con valores inferiores de 56 y valores superiores de 72 latidos por minuto; para la D2 se obtuvo como promedio de $67,1 \pm 5,820$ latidos por minuto, con valores inferiores de 58 y superiores de 76 latidos por minuto.

También se muestra los resultados para el tiempo de latencia, para la D1 un promedio de $64,5 \pm 64,5$ latidos por minuto, con valores inferiores de 56 y superiores de 76 latidos por minuto; para la D2 se obtuvo como promedio de $68 \pm 12,293$ latidos por minuto, con valores inferiores de 56 y valores superiores de 100 latidos por minuto.

En el tiempo de recuperación se observa para la D1, un promedio de $66,1 \pm 4,677$ latidos por minuto, con valores inferiores de 55 y superiores de 72 latidos por minuto; para la D2 se obtuvo como promedio de $67,2 \pm 4,131$

latidos por minuto, con valores inferiores de 58 y valores superiores de 72 respiraciones por minuto.

Los datos de la tabla llevados al análisis estadístico, la frecuencia cardiaca para las variables dosis y periodo de anestesia no mostró diferencia estadística ($P \geq 0.05$), esto indica que no existe diferencia en cuanto a la frecuencia cardiaca frente a la dosis administrada y el tiempo de anestesia, y que no ha sido absorbido a la circulación general de la sangre, no es significativo de acuerdo al análisis estadístico. Enriquez (2014) obtuvo resultados semejantes en las alpacas cuando aplico xilacina/ketamina por vía epidural en alpacas. La probable ligera variación de la frecuencia cardiaca es por el factor ambiente y manejo del animal.

Los anestésicos locales pueden producir cambios cardiovasculares profundos directamente por acción cardíaca y vascular periférica, e indirectamente por bloqueo de la conducción de las fibras autónomas. La localización básica de la acción es el miocardio, donde hay disminución de la excitabilidad eléctrica, del ritmo de conducción y de la fuerza de contracción. Las altas concentraciones de anestésicos locales dilatan los vasos sanguíneos, pero las bajas pueden causar vasoconstricción. La inhibición del aumento de la conductibilidad del sodio desempeña un papel muy importante respecto a los efectos cardíacos de los anestésicos locales y probablemente también respecto a los efectos vasculares lo cual no se vio con la anestesia sacra paravertebral en alpacas los datos llevados al análisis estadístico no muestran significancia (Heavner, 2007).

En el trabajo que se realizó en el centro de investigación y producción la raya donde se determinó la frecuencia cardiaca cuyos resultados fueron: llamas kara y chacu es altamente significativo para la variedad, sexo, edad y hora de muestreo ($p \leq 0.01$). Obteniendo un promedio general de 70.49 ± 5.20 lat/min, con valores extremos de 60-81 lat/min en la anestesia sacra paravertebral no se tuvo diferencia significativa (Leque, 2000).

Frecuencia de pulso

Tabla N° 09. Frecuencia de pulso por minuto a distintas dosis por tiempo de la anestesia sacra paravertebral con lidocaína al 2%

Dosis	PRE ANESTESIA				LATENCIA				RECUPERACIÓN			
	media	D.S.	v. inf.	v. sup.	media	D.S.	v. inf.	v. sup.	media	D.S.	v. inf.	v. sup.
D1	62,1	7,309	48	72	64,2	4,917	56	75	65,4	3,688	59	70
D2	63,9	4,483	58	72	68	11,479	60	98	65,3	3,234	61	70

v. inf. = valor inferior v. sup. = valor superior

Dosis 1 = 8mg/kg lidocaína al 2%

Dosis 2 = 12mg/kg lidocaína al 2%

La tabla, muestra la frecuencia pulso por minuto a distintas dosis y tiempo de anestesia en alpacas anestesiadas con lidocaína al 2% con la técnica sacra paravetebral, se observa los resultados para el tiempo de pre anestesia, para la D1 se obtuvo el promedio de $62,1 \pm 7,309$ latidos por minuto, con valores inferiores de 48 y valores superiores de 72 latidos por minuto; para la D2 se obtuvo como promedio de $63,9 \pm 4,483$ latidos por minuto, con valores inferiores de 58 y superiores de 72 latidos por minuto.

También se muestra los resultados para el tiempo de latencia, para la D1 un promedio de $64,2 \pm 4,917$ latidos por minuto, con valores inferiores de 56 y superiores de 75 latidos por minuto; para la D2 se obtuvo como promedio de $68 \pm 11,479$ latidos por minuto, con valores inferiores de 60 y valores superiores de 98 latidos por minuto.

En el tiempo de recuperación se observa para la D1, un promedio de $65,4 \pm 3,688$ latidos por minuto, con valores inferiores de 59 y superiores de 70 latidos por minuto; para la D2 se obtuvo como promedio de $65,3 \pm 3,234$ latidos por minuto, con valores inferiores de 61 y valores superiores de 70 respiraciones por minuto.

Los datos de la tabla llevados al análisis estadístico, la frecuencia pulso para las variables dosis y periodo de anestesia no mostró diferencia estadística ($P \geq 0.05$), esto indica que no existe diferencia en cuanto a la frecuencia Pulso frente a la dosis administrada y el tiempo de anestesia, similar a la frecuencia cardiaca que no hubo alteraciones, no es significativo de acuerdo al análisis estadístico (Enriquez, 2014).

Temperatura

Tabla N° 10. Temperatura por minuto a distintas dosis por tiempo de la anestesia sacra paravertebral con lidocaína al 2%

Dosis	PRE ANESTESIA				LATENCIA				RECUPERACIÓN			
	Media	D.S.	v.inf.	v. sup.	media	D.S.	v.inf.	v. sup.	media	D.S.	v.inf.	v. sup.
D1	38,32	0,573	37,6	39,2	37,9	0,670	37,5	39,8	38,3	0,6	37,8	39,7
D2	38,11	0,482	37,6	38,8	37,9	0,414	37	38,5	38,32	0,557	37	38,8

La tabla muestra la temperatura a distintas dosis y tiempo de anestesia en alpacas con el uso de lidocaína al 2%, para el tiempo de pre anestesia habiendo obtenido para la D1 un promedio de 38.32 ± 0.573 °C, con valores inferiores de 37.6 °C y valores superiores de 39.2°C; para la D2 se obtuvo como promedio 38.11 ± 0.482 °C, con valores inferiores de 37.6°C y valores superiores de 38.8 °C. Se observa el tiempo de latencia para la D1 un promedio de 37.9 ± 0.670 °C, con valores inferiores de 37.5 y superiores de 39.8 °C; para la D2 se obtuvo como promedio de 37.9 ± 0.414 °C, con valores inferiores de 37.0 y valores superiores de 38.5°C.

En el tiempo de recuperación se obtuvo para la D1 un promedio de 38.3 ± 0.6 °C, con valores inferiores de 37.8 y valores superiores de 39.7°C; para la D2 se obtuvo como promedio de 38.32 ± 0.557 °C, con valores inferiores de 37.0 y valores superiores de 38.8°C.

Los datos de la tabla llevados al análisis estadístico, muestran que, la temperatura para las variables dosis y periodos de anestesia no mostró diferencia significativa ($P \geq 0.05$) esto indica que no existe diferencia de la

variación de la temperatura frente a la dosis administrada y el tiempo de anestesia. Esta se atribuye a que según los efectos de sinergia del anestésico local lidocaína al 2% la frecuencia cardiaca no se altera notablemente por ello no se altera la temperatura (Enriquez, 2014).

En esta técnica de anestesia sacra paravertebral con el uso de lidocaína al 2% no se observó la variación de la temperatura, sin embargo Deppe (1983) indica que después de la administración de la xilacina por vía epidural en vacunos, algunos animales presentan una elevación pasajera de la temperatura, en el vacuno alcanza un incremento de 1.9°C y Fouad y Khamis (1973) reporta que en los búfalos aumenta entre 0.4 – 0.8 °C. También Enriquez, (2014) manifiesta que no existe diferencia significativa estadísticamente de la temperatura corporal en alpacas, coincidimos con los datos obtenidos en alpacas.

En el trabajo de la anestesia sacra paravertebral se obtuvieron resultados similares que la anestesia de la fosa para lumbar con lidocaína en llamas reporta valores para el periodo de pre anestesia de 37.37, 37.77 y 38.17 para las dosis de 2,3 y 4cc. Siendo el promedio general de 37.89. Por otra parte en el periodo de trans anestesia se tuvo valores de 37.73, 37.77 y 38.17 para las dosis de 2,3 y 4cc. Respectivamente siendo el promedio general de 37.89; asimismo la temperatura en el periodo post anestesia se tuvo valores de 37.73, 38.37 y 38.20 para las dosis de 2,3 y 4cc. Siendo el promedio general de 38.1 (Percca, 2006)

V. CONCLUSIONES

- 1) Los tiempos de la anestesia sacra paravertebral en alpacas fue: para el tiempo de inducción en la D1 fue de $193,8 \pm 66.0$ segundos., para la D2 de 190.5 ± 15.9 segundos. Referente al tiempo de latencia para la D1 se obtuvo valores de 168.1 ± 16.4 min., para la D2 fue de 209.5 ± 20.9 min. En el tiempo de recuperación para la D1 se mostraron valores de 228.7 ± 18.5 min., para la D2 fue de 297.0 ± 27.3 min. Los tiempos de la anestesia sacra paravertebral con el uso de lidocaína al 2% en alpacas mostro el tiempo de inducción para la D1 mayor frente a la D2; el tiempo de latencia para D1 fue menor frente a la D2 y el tiempo de recuperación fue menor para la D1 referente a la D2.
- 2) El mapeo de las diferentes regiones de la anestesia sacra paravertebral con el uso de lidocaína al 2% en alpaca para la D1 abarca desde la región sacra, cola, ano, vulva región perianal, grupa, nalga, muslos, pierna y corvejón y hasta la caña en algunos de los animales, y para la D2 abarco desde la cola, hasta la cuartilla y dedo en la mayoría de los animales.
- 3) En cuanto a la monitorización de las constantes clínicas para los periodos de inducción, latencia y recuperación en las dosis establecidas, la frecuencia respiratoria aumento ligeramente en el periodo de latencia llegando a sus valores normales en el periodo de recuperación, en la frecuencia cardiaca, frecuencia de pulso y temperatura corporal no mostraron diferencia significativa ($P \leq 0.05$) en los tiempos de inducción, latencia y recuperación.

VI. RECOMENDACIONES

- 1) Se recomienda el uso la anestesia sacra para vertebral con lidocaína al 2% en alpacas, porque es efectiva y abarca regiones anatómicas de la región pelviana y miembros posteriores
- 2) Aplicar la anestesia sacra paravertebral con uso de lidocaína al 2% en casos clínicos de emergencia, porque tiene un periodo de inducción sin complicación, periodo de latencia considerable para realizar intervenciones quirúrgicas y un tiempo de recuperación sin que se presenten alteraciones secundarias en el paciente.

VII. REFERENCIAS

- Abdel-Maboud, M., y A. Shabaan. 1999. Epidural xylazine analgesia in some domesticated animals. Alexandria Journal of Veterinary Science.
- Achawarse, E. 1970. Compendio de Anatomía Veterinaria. Editorial Acribia, Zaragoza España.
- Ahumada, F. y E. Caballero. 2002. SNP. Anestésicos Locales. Técnicas De Anestesia Local. En: Botana LM, Fabiana M, Martín-Jiménez T (eds). Farmacología y Terapéutica Veterinaria. 1ª edición. Madrid: Ed Interamericana. McGraw-Hill. Pp. 148-157.
- Akerman, B. 1986 .Studies on the relative pharmacological effects of enantiomers of local anesthetics with special regard to block of nervous excitation (PhD thesis). Uppsala University.
- Alexander, A. 1986 Técnicas quirúrgicas en animales y temas de terapéutica quirúrgica. 6ta Edición. Editorial Interamericana S.A. Mexico.
- Alexander, A. 1986. Técnicas quirúrgicas en animales y temas de terapéutica quirúrgicaa. 6ta Edición. Editorial Interamericana S.A. Mexico.
- Berge, E.M. 1973. Técnica Operatoria Veterinaria. 4ta Edición. Ed. Labor S.A. Barcelona-España.
- Booth, H., y E. Mc Donald. 1988. Farmacología terapéutica veterinaria. Editorial Acribia S. A. Zaragoza – España.
- Booth, H. y E. Mc Donald. 1988. Farmacología terapéutica veterinaria. Editorial Acribia S. A. Zaragoza – España.
- Booth, N., y L. Mc. Donald. 1988. Farmacología Terapéutica Veterinaria; 1ra ed. Volumen I, Editorial Acribia, S. A. Zaragoza – España, Pg. 198, 199, 282, 356, 354, 277, 353, 516.
- Booth, N.H. 1988. Neuroleptoanalgésicos, narcóticos-analgésicos y

antagonistas analgésicos. En: Booth NH, Mc. Donald LE (eds). *Farmacología y terapéutica veterinaria*. Pp303-335. Ed. Acribia S.A., Zaragoza, España.

Botana, L. 2002. *Farmacología y terapéutica veterinaria*, 1ra edición, McGraw – Hill Interamericana editores, Madrid.

Brunicardi, F., A. Charles, K. Danna, T. Billiar, L. David, J. G. Hunter, R. E. Pollock principios de cirugía. Volume I. 8ta edición. Editorial Mc Graw-Hill interamericana. México DF 2006.

Brunton, L. 2012 *Las Bases Farmacológicas de la Terapéutica*. 12va Edición. Editorial McGrawHill. México.

Butterworth, J. F. and G. R. Strichartz. 1990. Molecular Mechanisms Of Local Anesthesia: A Review. *Anesthesiology* 72:711-734.

Cakala, S. A. 1961. Technique For The Paravertebral Lumbar Block In Cattle. *Cornell Vet* 51:64-67.

Carpio, E. 1990. *Anestesia obstetricia en la alpaca*. Tesis universitaria. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. UNA – Puno – Peru.

Caulket, A., D. Macdonald, D. Janzen, N. Cribb, and B. Fretz. 1993 Xilazine hydrochloride epidural analgesia: a method of providing sedation and analgesia to facilitate castration of mature bulls. *The Compendium on Continuing Education for the Practicing Veterinarian*.

Deppe, F. 1983. *Anestesia veterinaria*, Universidad Austral – Chile, pág. 28, 88, 38.

Derivaux, J. y F. Ectors. 1984. *Fisiopatología de la gestación y Obstetricia veterinaria*. 1ra edición. Editorial Zaragoza - España.

Doherty, T. and A. Valverde. 2006. Epidural analgesia and anesthesia. En *Manual of equine anesthesia and analgesia*. Ed. Blackwell Publishing. Oxford. pp. 276-282.

- Engelhardt, W., y G. Breves. 2004. Neurotransmisores. Fisiología veterinaria. Editado por ENGELHARDT, W.V.; BREVES, G. Ed. Acribia. Zaragoza.
- Enriquez, C. 2014. Anestesia epidural con la asociación de xilacina y ketamina en alpacas. FMVZ – UNA Puno.
- Falk, J., L. Walfner, S. Cotter, J. Gudmundson, and D. Barth. 2001 Effects of epidural lidocaine anesthesia on bulls during electroejaculation. Canadian veterinary journal.
- Farquharson, J. 1940. Paravertebral Lumbar Anesthesia in The Bovine Species. *Jam Vet Med Assoc* 97:54-57.
- Fernandez, S. 1991. Avances y perspectivas del conocimiento de los camélidos sudamericanos. Primera edición. Editorial. FAO – RLAC, Santiago de Chile.
- Fernández-Baca, S. 2005. Situación actual de los camélidos sudamericanos en Perú. Proyecto de Cooperación Técnica en apoyo de la crianza y aprovechamiento de los camélidos sudamericanos en la región Andina, TCP/RLA/2914.Roma.
- Fouad, K. y Y. Khamis. 1973. Noticias médico veterinarias, cuaderno n° 4 pág. 332, 333, 337, 340, 341
- Franson, R., y T. Spurgeon. 1995 Anatomía del sistema nervioso. Anatomía y fisiología de los animales domésticos. 5ª Edición. Editorial Interamericana-Mc Graw-Hill. México.
- Franklin, W., y K. Powell. 1994 Guard llamas: a part of integrated sheep protection. Iowa State University. University Extension. Ames, IA, USA.
- Frimer, M. 1970. Farmacología y toxicología Veterinaria. Primera edición. Ed. Acribia S.A. Zaragoza-España.
- García, A. 1950. Tratado de operaciones de Veterinaria, 2da. Edición. Ed. Biosca-Madrid.

- Garnero, O. y O. Perusia. 2002. Manual de anestésicos y cirugías del bovino, Editorial San Cayetano. 125 pp.
- Gill, C., P. Bello, F. Saldaña, y M. Huertos. 2003 Analgesia epidural. <http://tratado.uninet.edu/c1203i.html>, Octubre 2013.
- Goodman, A. 2002. Las bases farmacológicas de la terapéutica. Décima edición ,1905p.
- Hall, L. W. 1970. Anestesia y Anestesiología Veterinaria. 2da. Edición. Ed. Acribia. Zaragoza-España.
- Hall, L., K. Clarke, and C. Trim. 2000 Anaesthesia of the horse. Veterinary anaesthesia. Ed. Saunders. London.
- Hawkins, J.M; and Meehan, J.G. 2002. Local anesthetic techniques and adjunts. En: Dionne R A, Phero JC, Becker DE. Management of pain & anxiety in the dental office. Philadelphia: WBSaunders Company; p. 179-82.
- Heavner, J.E. 2007. Local anesthetics. Current opinión in Anaesthesiology 20: 336-342.
- Hellyer, P., I. Rodan, and J. Brunt. 2007. AAHA/AAFP pain management guide lines or dogs and cats. Journal of Feline Medicine and Surgery9; Pp.466-480.
- Hoeben, D., P. Mijten, y A. Kruif. 1996. Complications occurring during the ceaesarean section on the standing caw. vlaams diergeneeskunding tijdschrift.
- Huaman, L. 1993 Anatomía de la medula espinal y plexo lumbosacro de la alpaca. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia – UNA. PUNO - PERU.
- Hurlé, M.A. 1997. Anestésicos locales. En: Flórez J (ed). *Farmacología Humana*. 3rdEd., Masson, Barcelona. España. Pp295-301.

- Ibancobichi, C. J. 2003. Exámen preanestésico, Memorias de anestesia. En: VIII curso internacional MEVEPA Octava región. Sociedad de médicos veterinarios especialistas en pequeños animales. Tomé, Chile.
- INEI. 2012. Instituto Nacional de estadística e Informática III Censo Nacional Agropecuario (III CENAGRO), Lima (Perú)
- Katzung, B. 2010 Farmacología Basica y Clinica. 12va Edición. Editorial McGrawHill. Mexico.
- Khatra, S., y P. Tyagi. 1972 Regional anesthesia of paralumbar fossa a study buffalo calves. indian vet.
- Klein, D.1999. Anestesia local. 1ra edición. Editorial Salvat. Barcelona – España.
- Lee I., N. Yamagishi, K. Oboshi, and H. Yamada. 2003. Antagonistic effects of intravenous or epidural atipamezole on xilazine induced dorsolumbar epidural analgesia in Cattle. Veterinary Journal; 166(2):194-197.
- Leque, E. 2000. Constantes fisiológicas en llamas (*Lama glama*) – CIP la Raya. Tesis Pre Grado. Facultad Medicina Veterinaria y Zootecnia. UNA – PUNO.
- Lipp, M.D.W. 1998. Preparaciones de anestésicos locales. En: Lipp MDW. Anestesia local en odontología. Barcelona: Espaxs; p. 103-10 y p. 29-31.
- Litter, M. 1984. Farmacología experimental y clínica. Editorial el Ateneo Buenos Aires - Argentina.
- Litter, M. 1980. Farmacología Experimental y Clínica; Editorial el ateneo, Buenos Aires -Argentina.
- Lumb, V. y W. Jones. 1979. Anestesia veterinaria, Primera edición en español, compañía editoriales Continental s.a. México.
- Lumb, W.y E. Jones, 1983. Anestesia Espinal. En Anestesia Veterinaria. Editado por Lumb, W.; Jones, E. Ed. Continental. Madrid. pp.417- 420.

- Lumb, W. y E. Wynn. 1981. Anestesia Espinal. En Anestesia Veterinaria. 295 Editado por LUMB, W.; JONES, E. Ed. Continental. Madrid.
- Malamed, S. 2006. Manual de anestesia local. Quinta edición. ELSEVIER MOSBY, Barcelona; 381p y p. 55- 80.
- Mehra, P; A. Caiazzo and P. Maloney. 1998. Lidocaine toxicity. Anesth Prog. Winter; 45(1): 38-41.
- Molenaar, G. 1999. Sistema Nervioso en Anatomía Veterinaria. Editado por DYCE, K.M.; SACK, W.O. 2da Edición. Editorial Interamericana-Mcgraw-Hill. Madrid.
- Moscuzza, C., y M. Becaluba. 2008. Anestésias loco-regionales en el rumiante.
- Muir, W. W., J. A. E. Hubbell, R. T. 1991. Manual De Anestesia Veterinaria. 2ª edición. Madrid: Ed Mosby. Editorial Acripia, S.A. Zaragoza España.
- Muir, W., J. Hubbell, R. Bednarski, y R. Skarda. 2008. Manual de Anestesia Veterinaria, 4.a Edición Editorial Elsevier -- España.
- Muir, W., y R. Skarda. 2002. Fármacos y técnicas anestésicas locales. Manual de anestesia veterinaria. 3ra Edición. Madrid.
- Muir, W., J. Hubbell, y R. Bednarski. 2008. Manual de anestesia veterinaria. 4ta Edición. Editorial Elsevier. España.
- Otero, P. 2004. Drogas analgésicas en el dolor, evaluación y tratamiento en pequeños animales. 1ra edición. Editorial Inter-médica. Buenos Aires - Argentina.
- Palmer, W. 2005. Welfare aspects of theriogenology: investigating alternatives to electroejaculation of bulls. Theriogenology.
- Percca, O. 2006. Bloqueo anestésico de la fosa paralumbar en llamas (*Lama glama*). Tesis Bachillerato. Fac. Med. Vet. y zootecnia. Univ. Nac. Del Altiplano puno. Perú.

- Pérez, R. 2010. Farmacología Veterinaria. Universidad de Concepción – Facultad de Ciencias Veterinarias. Chile.
- Pino, J. 2013. Bloqueos Regionales en Anestesia. Centro de Neurología Veterinaria. Madrid.
- Plumb, D. 2010. Manual de farmacología veterinaria, sexta edición 302 Intermedica Buenos Aires – Argentina.
- Rebold, E. 1986. Anestesia de Grandes Animales. 4ta. Edición. Ed. Acribia. Zaragoza-España.
- Riebold, W., O. Gable, y R. Gelser. 1986. Anestesia de grandes animales, Editorial Acribia Zaragoza. España.
- Ritchie, J.M. y N.M. Greene. 1991. Anestésicos Locales. Las Bases Farmacológicas De LaTerapéutica. 8ª edición. Mexico: EdMédica Panamericana. Pp. 313-332.
- Robertson, S.A., and P.M. Taylor. 2004. Pain management in cats- past, present and future. Part 2. Treatment of pain-clinical pharmacology. Journal of Feline Medicine and Surgery 6; 313-320 y 321-333.
- Salazar, U.B. 1997. Bloqueo de la fosa paralumbar en Alpacas (lama pacos). Tesis Bachillerato. Fac. Med. Vet. y zootecnia. Univ. Nac. Del Altiplano puno. Perú.
- Sandoval, J. 2003. Cordón Espinal en Tratado de Anatomía Veterinaria. Tomo IV. Ed. Imprenta Series. Madrid España.
- Scott, R. 2004. Epidural analgesic regimens for common surgical and bstetrical procedures in farm animal practis. irishveteriary journal.
- Serantes A. y J.M. Gonzalo. 1994. Anestesia en équidos. En Cirugía Veterinaria. Editado por Gonzalo JM. Ed. Interamericana-Mcgraw-Hill. Madrid. pp. 543-564.

- Short, C. E. 1987. Principles And Practice Of Veterinary Anesthesia. Baltimore: Ed Williams and Wilkins.
- Sisson, S., J. Grossman y R. Getty. 1996. Anatomía de los animales domésticos. Vols. I y II. 5a edición. Ed. Salvat S.A. Barcelona, España. p. 2302.
- Skarda, R. 1996. Local and regional anesthetic and analgesic techniques: horses. En: ThurmonJC, Tranquilli WJ, Benson GJ (eds). Lumb& Jones's veterinary anesthesia.Ed. MD: Williams & Wilkins. Baltimore. U.S.A.
- Skarda, R.T. and W.J. Tranquilli, 2007. Local Anesthetics. En: Tranquilli, W.J.,Thurmon, J.C. y Grimm, K.A. (Eds), LumbandJones' Veterinary Anesthesia and Analgesia. Cuarta Edición. Blackwell Publishing,Iowa, E.U.A. pp. 395-418.
- Sloss, V. 1980. Manual de obstetrician bovina, 1ra edicion. Editorial el continental S.A. mexico D.F.
- Stafford, J., J. Mellor, E. Dooley, D. Smeaton, and A. Mcdermott. 2005. The cost of alleviating the pain caused by the castration of beef calves. Proceedings of the New Zealand society of animal production.
- Stoelting, R. 1997. Anestesia epidural, bases de la anestesia.
- Sumano, H., y L. Ocampo. 2006. Farmacología Veterinaria. 3ra Edición. Editorial McGrawHill. Mexico.
- Taiman, H. 1995. The clemystry of local anesthetic agents, classification of bloking agents. Br. J. Anaesth.
- Tetzlaff, J. 1999. Bloqueos raquídeos epidural y caudal anestesiología clínica.
- Thomas, J, Kronenberg R, Cox MC et al. 2004. Intravenous lidocaine relieves severe pain: results of an inpatient hospice chart review. J Palliat Med.,;7:660-667.

- Thomson, P. 2003. Diccionario de Especialidades Farmacocinéticas. Edición 49. México.
- Thurmon, J. C., W. J. Tranquilli, G. T. Benson, Lumb and Jones. 1996. Veterinary Anesthesia. 3ª edición. Baltimore: Ed Williams and Wilkins.
- Traverso, C. 2009. Medicina Operatoria II. Cirugía en Animales Grandes. FMVZ – UNA Puno.
- Trucco, T. y J. Brynkier. 2016. anestesia sacra paraveterbral en vacunos. Disponible en: <http://tomastruccomedvet.blogspot.pe/2016/04/>. Fecha de acceso: 20 de abril de 2017.
- Vatti, G. 1980. "Ginecología y obstetricia veterinaria". Primera edición. Editorial Hispano Americano S.A. de C.V. México.
- Vidal, M., M. Hernández, S. Gerardo, M. Hernández y A. Hernández. 2004. Levobupivacaína comparada con ropivacaína para bloqueo caudal en pacientes pediátricos. Rev. Mex. Anesthesiol. 27(3):134-139.
- Waldman, S.A. y A. Terzic. 2012. Farmacología y terapéutica. Manual moderno, México. 1375p
- Walid, M.S., S.N. Donahue and D.M. Darmohray. 2008. The Fifth Vital Sign—What Does It Mean? Pain Practice 8;417-422.
- Waterman-Pearson, A. 2001. Analgesia. pp: 79–95 En: C. Seymour, R. Gleed (Eds.). Manual de anestesia y analgesia en pequeños animales. Ediciones. Barcelona, España.
- Webb, A.L., and L.S. Pablo. 2009. Agentes anestésicos inyectables. En: JE Riviere, MG Papich (Eds.) Farmacología y Terapéutica Veterinaria. 9ª ed. Wiley-Blackwell , Ames, IA, EE . UU. 383

ANEXOS

**TABLA 11: ANÁLISIS DE VARIANZA PARA EL TIEMPO DE INDUCCIÓN
(minutos) EN ALPACAS.**

ANOVA PARA EL PERIODO DE INDUCCION

		SC	GI	CM	Fc	Sig.
INDUCCION	Inter-grupos	54,450	1	54,450	0,024	0,880
	Intra-grupos	41532,100	18	2307,339		
	Total	41586,550	19			

**TABLA 12: ANÁLISIS DE VARIANZA PARA EL TIEMPO DE LATENCIA
(minutos) EN ALPACAS.**

ANOVA PARA EL PERIODO DE LATENCIA

		SC	GI	CM	Fc	Sig.
LATENCIA	Inter-grupos	8569,800	1	8569,800	24,264	0,000
	Intra-grupos	6357,400	18	353,189		
	Total	14927,200	19			

**TABLA 13: ANÁLISIS DE VARIANZA PARA EL TIEMPO DE RECUPERACIÓN
(Minutos) EN ALPACAS**

ANOVA PARA EL PERIODO DE RECUPERACION

		SC	GI	CM	Fc	Sig.
RECUPERACION	Inter-grupos	23324,450	1	23324,450	42,823	0,000
	Intra-grupos	9804,100	18	544,672		
	Total	33128,550	19			

TABLA 14: ANÁLISIS DE VARIANZA PARA LA FRECUENCIA RESPIRATORIA SEGÚN TIEMPO DE ANESTESIA EN ALPACAS

ANOVA de periodos						
		SC	gl	CM	Fc	Sig.
FR	Inter-grupos	312,769	2	156,385	1,381	0,260
	Intra-grupos	6453,814	57	113,225		
	Total	6766,583	59			

TABLA 15: ANÁLISIS DE VARIANZA PARA LA FRECUENCIA CARDIACA SEGÚN TIEMPO DE ANESTESIA EN ALPACAS

ANOVA segun Tiempos						
		SC	gl	CM	Fc	Sig.
FC	Inter-grupos	25,844	2	12,922	0,268	0,766
	Intra-grupos	2745,006	57	48,158		
	Total	2770,850	59			

TABLA 16: ANÁLISIS DE VARIANZA PARA LA FRECUENCIA DE PULSO SEGÚN TIEMPO DE ANESTESIA EN ALPACAS

ANOVA según tiempo						
		SC	gl	CM	Fc	Sig.
FP	Inter-grupos	141,727	2	70,863	1,731	0,186
	Intra-grupos	2333,257	57	40,934		
	Total	2474,983	59			

TABLA 17: ANÁLISIS DE VARIANZA PARA LA TEMPERATURA CORPORAL SEGÚN TIEMPO DE ANESTESIA EN ALPACAS

ANOVA según tiempo						
		SC	gl	CM	Fc	Sig.
T	Inter-grupos	1,585	2	,793	2,719	0,075
	Intra-grupos	16,617	57	,292		
	Total	18,202	59			

TABLA 18: ANÁLISIS DE VARIANZA PARA LA FRECUENCIA RESPIRATORIA SEGÚN DOSIS ANESTESICA EN ALPACAS

ANOVA de dosis

		SC	gl	CM	Fc	Sig.
FR	Inter-grupos	858,817	1	858,817	8,432	0,005
	Intra-grupos	5907,767	58	101,858		
	Total	6766,583	59			

TABLA 19: ANÁLISIS DE VARIANZA PARA LA FRECUENCIA CARDIACA SEGÚN DOSIS ANESTESICA EN ALPACAS

ANOVA de dosis

		SC	gl	CM	Fc	Sig.
FC	Inter-grupos	114,817	1	114,817	2,507	0,119
	Intra-grupos	2656,033	58	45,794		
	Total	2770,850	59			

TABLA 20: ANÁLISIS DE VARIANZA PARA LA FRECUENCIA DE PULSO SEGÚN DOSIS ANESTESICA EN ALPACAS

ANOVA de dosis

		SC	gl	CM	Fc	Sig.
FP	Inter-grupos	50,417	1	50,417	1,206	0,277
	Intra-grupos	2424,567	58	41,803		
	Total	2474,983	59			

TABLA 21: ANÁLISIS DE VARIANZA PARA LA TEMPERATURA CORPORAL SEGÚN DOSIS ANESTESICA EN ALPACAS

ANOVA de dosis

		SC	gl	CM	Fc	Sig.
T	Inter-grupos	0,048	1	0,048	0,154	0,696
	Intra-grupos	18,154	58	0,313		
	Total	18,202	59			

TABLA 22: ANÁLISIS DE VARIANZA PARA LA FRECUENCIA RESPIRATORIA SEGÚN SEXO EN ALPACAS

ANOVA de sexo						
		SC	gl	CM	Fc	Sig.
FR	Inter-grupos	3,750	1	3,750	0,032	0,858
	Intra-grupos	6762,833	58	116,601		
	Total	6766,583	59			

TABLA 23: ANÁLISIS DE VARIANZA PARA LA FRECUENCIA CARDIACA SEGÚN SEXO EN ALPACAS

ANOVA de sexo						
		SC	gl	CM	Fc	Sig.
FC	Inter-grupos	8,817	1	8,817	0,185	0,669
	Intra-grupos	2762,033	58	47,621		
	Total	2770,850	59			

TABLA 24: ANÁLISIS DE VARIANZA PARA LA FRECUENCIA DE PULSO SEGÚN SEXO EN ALPACAS.

ANOVA de sexo						
		SC	gl	CM	Fc	Sig.
FP	Inter-grupos	,017	1	,017	0,000	0,984
	Intra-grupos	2474,967	58	42,672		
	Total	2474,983	59			

TABLA 25: ANÁLISIS DE VARIANZA PARA LA TEMPERATURA CORPORAL SEGÚN SEXO EN ALPACAS

ANOVA de sexo						
		SC	gl	CM	Fc	Sig.
T	Inter-grupos	,888	1	,888	2,975	0,090
	Intra-grupos	17,314	58	,299		
	Total	18,202	59			