



**FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS Y
BIOLÓGICAS**
**CARRERA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA
Y ZOOTECNIA**

**“EMPLEO DE LA ELECTROEYACULACIÓN EN CAMÉLIDOS
SUDAMERICANOS”**

Trabajo de investigación para optar el grado académico de:
Bachiller en Medicina Veterinaria y Zootecnia

Presentado por:

Renato Fabián Del Aguila Vera (0000-0002-0922-9691)

Asesor:

Martha Alejandra Ugarelli Galarza (0000-0002-1254-1571)

Lima – Perú

2021

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE BACHILLER

Lima, 25 de agosto del 2021.

Los integrantes del Jurado del Trabajo de Investigación:

Presidente: Mg. JORGE LUIS VILELA VELARDE
Miembro: Mg. LUIS FELIPE RUIZ GARCÍA
Miembro: M.V. MILENA PAOLA MONTENEGRO VEGA

Se reúnen para evaluar el trabajo de investigación titulado:

"EMPLEO DE LA ELECTROEYACULACIÓN EN CAMÉLIDOS SUDAMERICANOS"

Presentada por el bachiller:

RENATO FABIÁN DEL ÁGUILA VERA

Para optar el Grado Académico de Bachiller en **Medicina Veterinaria y Zootecnista**

Asesorado por: **M.V.Z. ALEJANDRA UGARELLI GALARZA**

Luego de haber evaluado el informe final del trabajo de investigación y evaluado el desempeño del egresado de la carrera de **Medicina Veterinaria y Zootecnia** en la sustentación, concluyen de manera unánime (X) por mayoría simple () calificar a:

RENATO FABIÁN DEL ÁGUILA VERA			Nota (en letras): Dieciseis
Aprobado ()	Aprobado - Muy buena (x)	Aprobado - Sobresaliente ()	Desaprobado ()

Los miembros del jurado firman en señal de conformidad.

Mg. JORGE LUIS VILELA VELARDE
Presidente

M.V.Z. ALEJANDRA UGARELLI GALARZA
Asesora

Mg. LUIS FELIPE RUIZ GARCÍA
Miembro 1

M.V. MILENA PAOLA MONTENEGRO VEGA
Miembro 2

INDICE GENERAL

Resumen.....	Pag.1
Abstract.....	Pag.2
I. Introducción.....	Pag.4
II. Revisión de Literatura.....	Pag.5
2.1.Fisiología endocrina y nerviosa de la eyaculación.....	Pag.5
2.2.Colecta de semen en camélidos sudamericanos	Pag.6
2.3.Electroeyaculación en camélidos sudamericanos	Pag.8
2.3.1. Preparación física del animal.....	Pag.9
2.3.1.1.Preparación y limpieza.....	Pag.9
2.3.1.2.Ecografía prostática.....	Pag.10
2.3.2. Protocolos para la electroeyaculación.....	Pag.11
2.3.3. Ventajas y desventajas de la electroeyaculación.....	Pag.16
2.3.4. Cuidados o recomendaciones.....	Pag. 18
III. Conclusiones.....	Pag.19
IV. Referencias bibliográficas.....	Pag. 21

INDICE DE FIGURAS

Figura 1.....	pag.7
Figura 2.....	pag.9
Figura 3.....	pag.10
Figura 4.....	pag.11
Figura 5.....	pag. 12

INDICE DE CUADROS

Cuadro 1.....Pag. 14-17

RESUMEN

La electroeyaculación es una de las técnicas más utilizadas en camélidos sudamericanos para la colecta de semen. Esta técnica se basa en el uso de voltaje aplicado en la próstata con el fin de estimular los nervios hipogástrico y pudiendo, promoviendo así, la erección y, posteriormente, la eyaculación. Es considerada sencilla en cuanto a su aplicación debido a que no requiere de un entrenamiento previo, lo que permite ser aplicada en casi cualquiera animal doméstico y silvestre, sin embargo, debemos tener en cuenta que se necesita utilizar fármacos anestésicos para evitar el estrés de los animales, además de la estimulación a la micción y la limpieza de pene y prepucio para evitar la contaminación de la muestra. En el caso de camélidos sudamericanos se observó que es utilizada principalmente en llamas, sin embargo, también se reporta para alpacas y vicuñas. Los protocolos se basan, principalmente, de Director, et al. (2007), debido a que utiliza voltajes en rangos de 2 a 10 volteos (V), evitando el estrés en los animales y obteniendo muestras con buenos parámetros de concentración, motilidad y volumen. Es por esto que se llega a la conclusión de que la electroeyaculación es una técnica factible para la colecta de semen en camélidos sudamericanos, utilizando voltajes en rangos de 2 a 10V y teniendo un correcto manejo previo a su aplicación, obteniendo muestras viables con parámetros ligeramente menores en comparación a otras técnicas de colecta como la vagina artificial, aspiración post-cópula o colecta de espermatozoides epididimarios

ABSTRACT

Electroejaculation is one of the most commonly used techniques in South American camelids for semen collection. This technique is based on the use of voltage applied to the prostate in order to stimulate the hypogastric and pudendal nerves, thus promoting erection and, subsequently, ejaculation. It is considered simple in its application because it does not require previous training, which allows it to be applied in almost any domestic and wild animal, however, we must take into account that it is necessary to use anesthetic drugs to avoid the stress of the animals, in addition to the stimulation of urination and the cleaning of the penis and foreskin to avoid contamination of the sample. In the case of South American camelids, it was observed that it is mainly used in llamas; however, it is also reported for alpacas and vicuñas. The protocols are mainly based on Director, et al. (2007), because it uses voltages in the range of 2 to 10 volts (V), avoiding stress in the animals and obtaining samples with good parameters of concentration, motility and volume. Therefore, it is concluded that electroejaculation is a feasible technique for semen collection in South American camelids, using voltages in the range of 2 to 10 V and having a correct handling prior to its application, obtaining viable samples with slightly lower parameters compared to other collection techniques such as artificial vagina, post-copulation aspiration or epididymal sperm collection

I. Introducción

La familia *Camelidae* esta agrupado en 2 géneros: los del viejo mundo representados por los camellos bactrianos y dromedarios, encontrados en el continente africano y asiático, y por los del nuevo mundo, donde encontramos a las alpacas y llamas como representantes domésticos, y vicuñas y guanacos como silvestres, encontrados principalmente en Sudamérica (de Lamo, 2011).

La producción de camélidos sudamericanos, representa una de las principales fuentes de ingresos para pobladores de la comunidades altoandinas de Perú, Bolivia, Chile, Argentina y Ecuador (Huanca, 2013). Esto implica que se busque constantemente lograr el mejoramiento genético para lograr el desarrollo de la producción del sector (García, 2019). Para lograr esto es necesario, entre muchas cosas, realizar la colecta de semen para su posterior evaluación (Adams et al., 2009).

La evaluación reproductiva en el macho se divide en dos etapas: la primera es la evaluación andrológica y la segunda es la evaluación del semen o espermograma (García, 2019). A pesar de que ambas etapas son fundamentales para la evaluación de reproductores, aun no existe una técnica exacta para la colecta de semen. Dentro de estas, se conoce el empleo de la vagina artificial, la electroeyaculación, el lavado post coital, la recuperación de espermatozoides epididimarios y el uso de dispositivos como los condones, esponjas vaginales, entre otros (Abraham et al., 2017; Morrell y Abraham, 2020).

Entre todas las técnicas antes mencionadas, la electroeyaculación es una de la más empleadas (Director et al., 2007). Por lo tanto, el objetivo del siguiente trabajo es recaudar

información relacionadas al empleo de la electroeyaculación en camélidos sudamericanos y que así sea más sencillo poder emplear la técnica.

II. Revisión de literatura

2.1.Fisiología endocrina y nerviosa de la eyaculación.

En los machos, la erección y eyaculación son controladas por el sistema simpático y parasimpático, los cuales están encargados de regulación de respuestas corporales, y los nervios somáticos, específicamente, las ramas del nervio pudendo y del nervio hipogástrico (Addelecia, 2015; Cruz y San Juan, 2012; Giuliano, 2011). Se conoce que en el cuerpo del animal existen dos zonas sensitivas receptoras: la primaria, que se encuentra en el glande y frenillo del pene; y la secundaria que son externas al pene (Cruz & San Juan, 2012). Al estimular alguna o ambas zonas, produce que el nervio pudendo envía señales al tálamo y la corteza cerebral promoviendo mecanismos de actividad simpática y parasimpática que son conducidos a través de la medula espinal llegando al nervio hipogástrico, el cual, junto al nervio pudendo, desencadena los procesos de eyaculación conocidos como la emisión y la expulsión (Addelecia, 2015; Giuliano, 2011). La emisión consiste en la contracción de músculos que producen la secreción de fluidos seminales de las glándulas a la uretra pélvica, además de la contracción de conductos deferentes y las ampollas deferenciales para impulsar a los espermatozoides desde el epidídimo a la uretra prostática para que se mezclen con estos fluidos, de esta manera se acumulan gracias a que los esfínteres internos y externos permanecen cerrados, esto es principalmente dado por el sistema simpático dorsolumbar (Cruz & San Juan, 2012). Posteriormente, en la fase de expulsión el sistema parasimpático, a través el nervio pudendo interno genera las contracciones clónicas de la musculatura y el cierre del cuello de la vejiga generando una cámara de alta presión en la uretra posterior que conduce,

finalmente, a la expulsión del semen a través de la uretra peneana (Addelecia, 2015; Cruz & San Juan, 2012). Tal como se observa en la Figura 1.

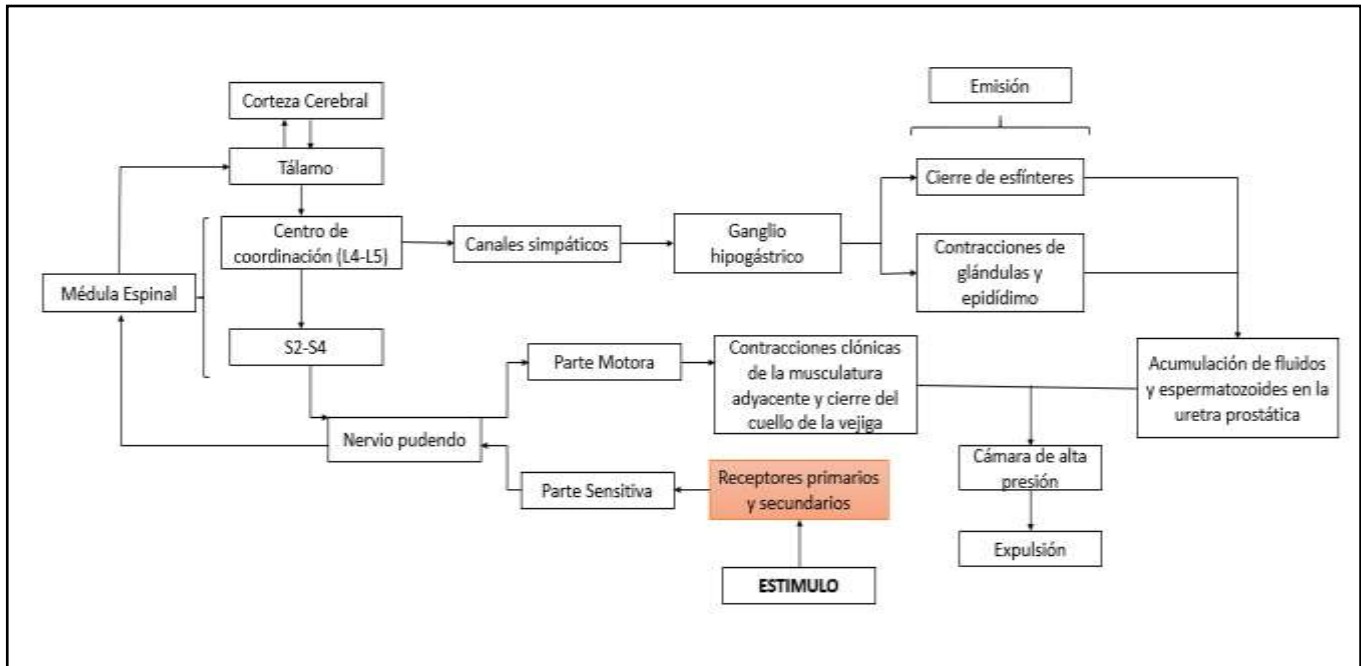


Figura 1: Esquema en el que se observa el recorrido nervioso que ocurre para que se produzca la eyaculación

FUENTE: Esquema propio

2.2. Colecta de semen en camélidos sudamericanos

Dentro de las principales técnicas utilizadas para la colecta de semen podemos encontrar (Morrell y Abraham, 2020):

- La vagina artificial (Figura 2A): Es la técnica es la más empleada para colección de semen (Muchotrigo et al., 2013). Entre las ventajas que podemos encontrar se menciona como una técnica limpia, debido a que el semen obtenido no entra en contacto con las secreciones de la hembra; sin embargo, no es una técnica sencilla de emplear ya que los machos necesitan de entrenamiento previo (Muchotrigo et al., 2013). Alarcon et al., (2012) encontró que solo el 60% de los machos

entrenados aceptaban el maniquí, y Muchotrigo et al., (2013) determinaron que solo los machos que presentaban más líbido aceptaban el maniquí.

- Aspiración post cópula: Es un método de colección en la cual el animal no necesita de entrenamiento previo, ya que realiza una monta natural y luego el eyaculado es recuperado del tracto reproductivo de la hembra (Morrell y Abraham, 2020). Abraham et al., (2017) mencionan que la desventaja de esta técnica es que la muestra obtenida se contamina con las secreciones de la hembra, aunque Alarcon et al., (2012) mencionan que estas secreciones son naturales del coito y no deberían ser una preocupación al utilizar esta técnica.
- Recuperación de espermatozoides epididimarios (Figura 2B): Esta técnica consiste en recuperar espermatozoides de la cola del epidídimo en animales post mortem (Ugarelli et al., 2017) o castrados. La ventaja de esta técnica es que al no tener plasma seminal es mucho más sencillo emplearla para distintas biotecnologías reproductivas como la evaluación espermática, entre otras (Santiani et al., 2016). Sin embargo, al ser post mortem, el tiempo es un factor determinante que puede afectar negativamente en la motilidad y concentración espermática (Banda et al., 2009).
- Electroeyaculación (Figura 4): a diferencia de otras técnicas donde el animal requiere estar consciente y presentar buen líbido, en esta no es necesario. Esta consiste en la aplicación de un voltaje a través del recto con la finalidad de conseguir la protrusión del pene, erección y, finalmente la eyaculación (Director et al., 2007). Es empleada en casi todos los animales de producción como bovinos (Baiee et al., 2018), Cerdo (Chen et al., 2020) y ovinos (Ledesma et al., 2014) además de silvestres (Pacheco et al., 2011).

- Empleo de condones o sacos y las esponjas vaginales: La mayor desventaja de estas técnicas es lo poco sencillas de armar, además que pueden causar un severo daño a la hembra, y la muestra suele ser ineficiente y de baja calidad (Adams, et al. 2009).

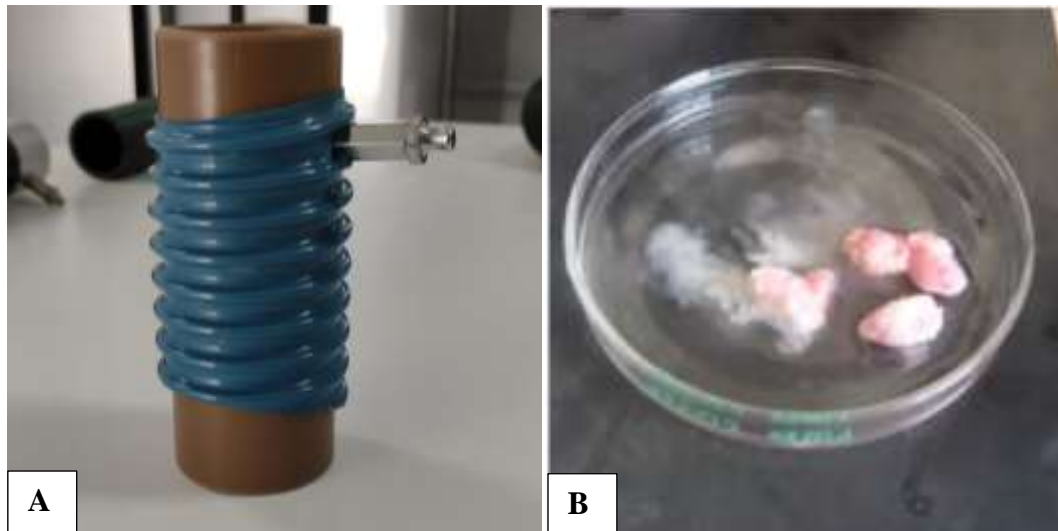


Figura 2: **Métodos de colección de semen.** A: vagina artificial, B: recuperación de espermatozoides epididimarios

FUENTE: Fotos propias

2.3. Electroeyaculación en camélidos sudamericanos

El objetivo de la técnica es reemplazar los estímulos externos encargados de la erección y eyaculación, por estímulos eléctricos alrededor de la próstata producidos por un electroeyaculador (**Figura 3**), y así obtener el eyaculado (Nuñez et al., 2018). El electroeyaculador es un artefacto que consta de una sonda (Figura 3 y 4), el cual contiene electrodos separados por un promedio de 0.5 a 1 cm de distancia entre cada uno, un generador de impulsos eléctricos que genera las descargas eléctricas (Figura 4) y, finalmente, una batería encargada de proporcionar energía al equipo (Figura 4) (Valle, 2013).

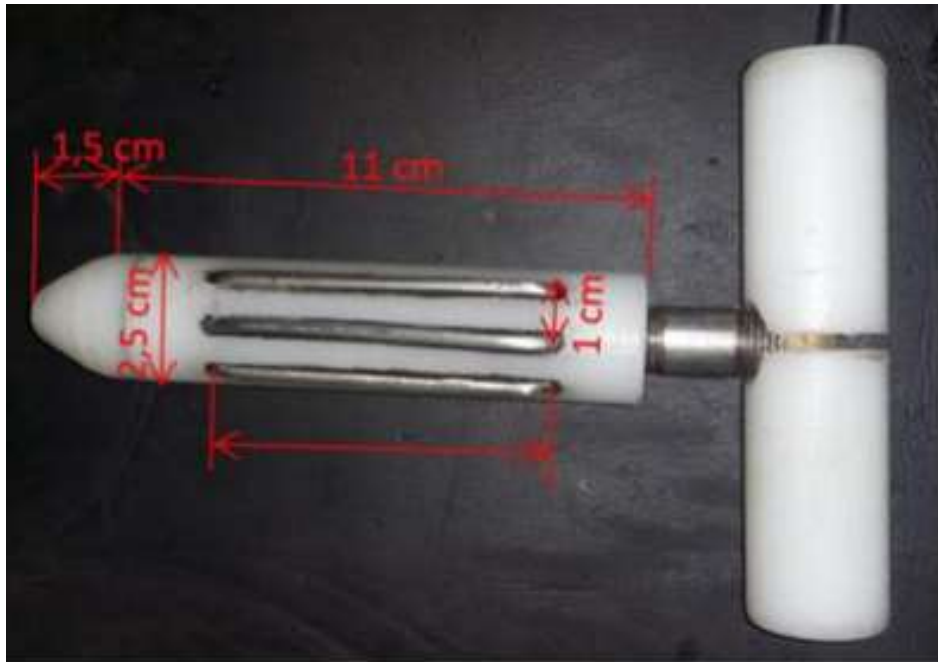


Figura 3: Sonda rectal para electroeyaculación y sus dimensiones.

FUENTE: Gutierrez y Quiroga, (2016)



Figura 4: Equipo de electroeyaculación

FUENTE: Foto propia

2.3.1. Preparación Física del animal

2.3.1.1.Preparación y limpieza

Antes de la limpieza, Ccoiso, (2019) menciona que es importante hacer que el animal miccione, bien llevándolo al corral de otro macho (Director et al., 2007; Giuliano et al., 2008) o, en todo caso, privarlos de agua toda la noche; esto para evitar la contaminación por orina. Luego de esto, Gallegos, (2019) menciona que es necesario limpiar la zona del pene, prepucio y recto con agua destilada a una temperatura de 37°C por consiguiente, se debe realizar el desenvaine del pene y la sujeción para una adecuada limpieza (Figura 5).



Figura 5: **Desenvaine y sujeción del pene**

FUENTE: Foto Propia

2.3.1.2.Ecografía prostática

Teniendo en cuenta que la técnica consiste en que el transductor debe ser introducido por el recto para estimular los nervios pudendo, hipogástrico y los nervios esplénicos (Enciso,

2009); y que el punto de referencia más cercano para identificarlos es la próstata, es necesario medir la distancia que hay entre el recto y ese órgano (Director et al., 2007). Cabe resaltar que esta distancia puede variar entre individuos y especie, debido a las diferencias de tamaños (Thibaut et al., 2009).

Director et al., (2007) mencionan que hay una distancia desde el recto a la próstata de 11.24 ± 1.17 cm en llamas, empleando un escáner ecográfico B-mode en tiempo real Berger LC-2010 6 plus, con un transductor de matriz lineal de 5 MHz agarrado de una extensión de 30 cm. En el caso de alpacas, Masabanda, (2020) determinó para su trabajo que había una distancia entre 8 y 10 cm, sin embargo, no mencionan con qué tipo de ecógrafo o transductor realizaron las medidas, y en general, la mayoría de trabajos no mencionan la distancia. Finalmente, para vicuñas Pacheco et al., (2011) mencionan que la distancia entre el recto y la próstata fue entre 7 a 8 cm.

2.3.2. Protocolos para la electroeyaculación

El alto estrés que produce el voltaje aplicado al animal, puede conllevar a la obtención de una muestra de mala calidad (Abril-Sánchez, et al., 2019; Adams, et al. 2009). Para evitar este estrés, se emplean fármacos como anestésicos y/o sedantes; sin embargo, existe predilección por este último, debido a que reduce el riesgo de muerte del animal (Abril-Sánchez, et al., 2018).

Los protocolos farmacológicos utilizados en la mayoría de especies se basan principalmente de Director et al., (2007), empleando el mismo o realizando pequeñas modificaciones como se observa en el cuadro 1. Se emplea xilacina, como relajante muscular, y ketamina, como fármaco disociativo, para la contención química. En base a la búsqueda bibliográfica realizada, de los dos fármacos mencionados, el más empleado en los protocolos es la xilacina; sin embargo, hay que tener en cuenta que uno de los

principales efectos adversos es la relajación del cardias, que produce regurgitación en los pacientes, por lo que se recomienda que los animales estén en ayunas para evitar inconvenientes (Sánchez, 2015).

En el caso de vicuñas, Enciso, (2009) utilizó el protocolo de Director, et al. (2007) además aplicó midazolam y atropina, como se observa en el cuadro 1, como potenciador de la relajación muscular. Esto podría deberse a que, al ser animales silvestres, la misma captura genera estrés que puede ocasionar daños musculares, potenciando el posible daño que podría generar la electroeyaculación, a diferencia de Pacheco et al., (2011) quien si emplea solamente el protocolo de Director et al., (2007), a pesar de que también trabaja con animales silvestres, pero la diferencia es que estos están en cautiverio.

Respecto al voltaje, también se suele emplear de base el protocolo de Director et al., (2007). En la mayoría de trabajos encontrados se aplicó un voltaje al primer estímulo de entre 2V a 3 V, con una duración promedio de 3 segundos, posteriormente este se disminuye a 0V, dejando un periodo de descanso que varía según el protocolo entre 1 o 2 segundos, para luego ser subir al voltaje previo más el intervalo de subida como se muestra en el cuadro 1. Este proceso se repite hasta llegar al voltaje máximo según protocolo o hasta conseguir la eyaculación.

En el caso de vicuñas, Enciso, (2009) empleo 3 series: la primera presenta 10 estímulos de 2V, 4V y 6V; la segunda 10 estímulos de 4V,6V y 10V; y 10 estímulos de 10 y 12 V. Cada estímulo tenía una duración de 2 o 3 segundos y un periodo de descanso de 1 a 2 segundos entre ellos, agregando también un periodo de descanso entre series de 3 a 4 minutos. En cambio, Pacheco et al., (2011) emplea un protocolo de varios estímulos constantes y rítmicos de 6 volteos cada 4 segundos.

Cuadro 1: Protocolos empleados en electroeyaculación de Camélido Sudamericanos

Autor	Dosis y Fármacos utilizados	Voltaje	Tiempos	Especie
Director et al., (2007)	Xilacina: 0.2 mg/kg Ketamina: 1,5 mg/kg	Mínimo: 2V Máximo: 10V Intervalo de subida: 0.2V	Periodo de descanso: 1 Segundo Duración de cada estímulo: 3 segundos	Llama
Giuliano et al., (2008)	Xilacina: 0.2 mg/kg Ketamina: 1,5 mg/kg	Mínimo: 2V Máximo: 10V Intervalo de subida: 0.2V	Periodo de descanso: 1 Segundo Duración de cada estímulo: 3 segundos	Llama
Ccoiso, (2019)	Xilacina: 1,92 mg/kg Ketamina: 3,5 mg/kg	Mínimo: 2V Máximo: 20V Intervalo de subida: 2V cada 3 estímulos en	Periodo de descanso: 1 Segundo	Llama

...Continuación			un mismo	Duración de	
			voltaje	cada estímulo:	
				3 segundos	
Gallegos, (2019)	Xilacina: 2,8 mg/kg	Mínimo: 3V		Periodo de Llama	
		Máximo: 10V		descanso: 2	
	Ketamina: 0,3 mg/kg		Intervalo de	Segundo	
			subida: 3V cada	Duración de	
			3 estímulos en	cada estímulo:	
			un mismo	3 segundos	
			voltaje		
Masabanda, (2020)	No menciona anestesia	Tratamiento 1:	Intervalo de Alpacas		
		Voltaje: 10V	subida: de 3 a 5		
			segundos		
		Tratamiento 2			
		Voltaje 12			
Ordoñez et al., (2015)	Xilacina: 0.2 mg/kg	Mínimo: 2V		Periodo de Alpaca	
		Máximo: 10V		descanso: 1	
	Ketamina: 2,5 ml/ 100 kg PV		Intervalo de	Segundo	
			subida: 0.2V	Duración de	
				cada estímulo:	
				3 segundos	

...Continuación					
Díaz V. et al., (2015)	Xilacina: 0.2 mg/kg Ketamina: 1,5 mg/kg	0.2 1,5	Mínimo: 2V Máximo: 10V Intervalo de subida: 0.2V	Periodo de descanso: Segundo Duración de cada estímulo: 3 segundos	de Alpaca 1
Huanca et al., (2020)	Xilacina: 0.2 mg/kg Ketamina: 1,5 mg/kg	0.2 1,5	Mínimo: 2V Máximo: 10V Intervalo de subida: 0.2V	Periodo de descanso: Segundo Duración de cada estímulo: 3 segundos	de Alpaca 1
Enciso, (2009)	Xilacina: 1,20 mg/kg Ketamina: 7,83 mg/kg Atropina: 0.07 mg/kg Midazolam: 0.35 mg/kg	1,20 7,83 0.07	1ra serie 10 estímulos de 2V, 4V y 6V 2da Serie 10 estímulos de 4V, 6V y 10V 3ra serie 10 estímulos de 10V y 12V	Periodo de descanso entre series: 3 a 4 minutos Duración de cada estímulo: 2 a 3 segundos Periodo de descanso entre	de Vicuña

...Continuación

estímulos: 1 a 2
segundos

Pachecho, et al. (2011)	Ketamina: 1,5 mg/kg	Voltaje: 6V	Intervalo entre estimulos: 4 segundos	Vicuña
	Xilacina: 0.2 mg/kg			

FUENTE: elaboración propia

Considero en base a la información obtenida, que el mejor protocolo para electroeyaculación es el utilizado por Director et al., (2007) puesto que el voltaje máximo utilizado a comparación de otros estudios es menor y el aumento voltaje entre estímulos es leve y progresivo, además que el tiempo para conseguir el eyaculado es de tan solo 6 minutos y un 100% de muestras colectadas, de las cuales 96 de 106 no estaban contaminadas con orina. Sin embargo, las dosis de fármacos deben ser adaptadas dependiendo de la especie y el animal, tomando en cuenta su condición corporal y estado anímico, debido a que estos factores son determinantes para el efecto anestésico.

2.3.3. Ventajas y desventajas de la electroeyaculación.

Durante el empleo de esta técnica en diferentes especies se ha observado muchas ventajas, como por ejemplo, en ovinos corridale se han obtenido muestras con mayor concentración espermática, mayor número espermatozoides con membranas y mitocondrias funcionales, mayor proporción de plasma seminal, mayor contenido proteico total y proteínas de bajo peso molecular comparadas a las muestras obtenidas con vagina artificial (Ledesma et al., 2014). En toros se logró realizar un protocolo de 3 etapas, en el que se colectaban muestras de semen con buenas características y generaba una baja inconformidad en los animales

(Baiee et al., 2018). De mismo modo, se vio que en cerdos la colecta de un semen con buenos parámetros era posible con descargas eléctricas de bajo voltaje, que evitaban la incomodidad (Chen et al., 2020).

En el caso de camélidos sudamericanos, una de las ventajas más importante es que reduce en gran medida la formación de espuma a diferencia de la vagina artificial (Ccoiso, 2019; Gallegos, 2019;

Giuliano et al., 2008). Otras ventajas que podemos mencionar de esta técnica es que puede ser utilizado en cualquier animal que sea maduro sexualmente, lo cual es bastante útil para la extracción de muestras de vicuñas salvajes (Enciso, 2009). Cabe recalcar que no es necesario el uso de una hembra señuelo o entrenar a los animales para que utilicen un maniquí (Abraham et al., 2017; Morrell & Abraham, 2020) como sí se debe realizar en las otras técnicas como la vagina artificial (Muchotrigo et al., 2013) . Asimismo, es muy útil en la evaluación de reproductores a campo, debido a que permite la colecta de semen de manera simultánea al examen clínico (Valle, 2013). Finalmente, podemos mencionar que no es necesario la evaluación de la libido de los machos previo a su aplicación (Gallegos, 2019) y el tiempo de colecta de semen es más corto que al utilizar otras técnicas (Ccoiso, 2019).

En el caso de la calidad de la muestra en llamas, Giuliano et al., (2008) realizaron un estudio en el cual comparaban los valores seminales básicos entre electroeyaculación y vagina artificial, encontrando un volumen de 2.78 ± 1.5 ml, una concentración de $50.28 \pm 73.13 \times 10^6/\text{ml}^{-1}$ y motilidad de $32.19 \pm 31.03\%$ y 2.45 ± 1.62 ml, $72,79 \pm 68.96 \times 10^6/\text{ml}^{-1}$, $27.02 \pm 25.44\%$, respectivamente. En el estudio determinaron que la electroeyaculación presentaba mejor volumen y motilidad ($p < 0.01$), mientras que la diferencia en concentraciones no fue significativa ($p > 0.01$). En otro estudio realizado en

llamas también, Director et al., (2007) obtuvieron volúmenes de 2.91 ± 1.33 ml, motilidad de $28.1 \pm 25.43\%$, concentración de $39.43 \pm 33.58 \times 10^6$ /ml y un color variable, desde grisáceo hasta blanco. Siendo valores mayores si los comparamos con el estudio de Giuliano et al., (2008).

En el caso de la calidad de la muestra en alpacas, Masabanda, (2020), encontró volúmenes promedio de 0.75 ml a 1.10 ml, concentración de 1.12×10^6 spz/ml, y motilidad de 80% a 81.25%; Huanca et al., (2020), obtuvieron resultados de 1.22 ± 0.51 ml de volumen, $67.9 \pm 67.9 \times 10^6$ spz/ml de concentración y $14.7 \pm 11.2\%$ de motilidad así como Huanca-Marcav et al., (2020) obtuvieron concentraciones de $67.92 \pm 67.92 \times 10^6$ spz/ml y motilidades de $14.68 \pm 11.21\%$. Si observamos los resultados, los valores de volumen son muy cercanos entre ellos mientras que la concentración y motilidad encontrada por Huanca et al., (2020) y Huanca-Marca et al., (2020) son similares entre sí pero superiores a las encontradas por Masabanda, (2020).

Si quisieramos comparar los resultados obtenidos con los valores de otras técnicas, en el caso de vagina artificial, tenemos el trabajo de Alarcon et al., (2012) el cual determinaron valores de 1.5 ± 0.9 ml de volumen, $80.3 \pm 25.5 \times 10^6$ spz/ml de concentración y $69.0 \pm 12.4\%$ de motilidad y; Huanca-Marca et al., (2020) que determinaron $100,32 \pm 56,13 \times 10^6$ spz/ml de concentración y $12.44 \pm 7.27\%$ motilidad. Comparando los resultados, el volumen y la concentración espermática de la muestra obtenida por vagina artificial resultó ser mayor debido tal vez al estímulo directo que realiza la vagina en cambio, la motilidad espermática resultó ser muy similar en promedio. Otra técnica con la cual podríamos comparar es la desviación de los conductos deferentes. Huanca-Marca et al., (2020) encontraron valores de $247 \pm 186.70 \times 10^6$ spz/ml de concentración y $16.27 \pm 11.97\%$ motilidad, mientras que Huanca et al., (2020) obtuvieron volúmenes de 0.03 ± 0.02 ml, concentración de $247 \pm 1879 \times 10^6$ spz/ml y motilidad de $16.3 \pm 12.0\%$. Lo que respecta al

volumen, la electroeyaculación nos da volúmenes y motilidades mucho mayores tal vez debido a que estamos obteniendo muestras con plasma seminal a diferencia de la desviación de conductos en cambio, la concentración por electroeyaculación es muchísimo menor, esto podría deberse a que al obtener a los espermatozoides directamente del conducto, ya no se pierden tantos durante el trayecto al pene. Y por último, los valores obtenidos por aspiración post cópula en base a lo encontrado por Alarcon et al., (2012) fueron de 3.6 ± 1.3 ml de volumen, $75.2 \pm 20.3 \times 10^6$ spz/ml de concentración y 73.5 ± 7.9 % de motilidad y de Huanca et al., (2020) fueron volúmenes de 2.80 ± 2.12 ml, $100.3 \pm 56.19 \times 10^6$ spz/ml de concentración y motilidad de 12.4 ± 7.3 %. El volumen y la concentración siguen siendo superiores, tal vez por el estímulo más natural en cambio, la motilidad sigue teniendo valores muy similares.

Dentro de las desventajas podemos mencionar, principalmente, la posibilidad de que las muestras se contaminen con orina (Abril-Sánchez et al., 2019; Morrell & Abraham, 2020; Pacheco et al., 2011; Serres, 2012), debido a que la zona de estimulación está íntimamente relacionada con el sistema de regulación del reflejo de micción. Sin embargo, Director et al., (2007); Giuliano et al., (2008), demuestran que al inducir al animal a que orine y la limpieza del pene previo a la técnica podría evitar que esto suceda. Otra desventaja que se menciona es que la razón por la que la electroeyaculación genera muestras de mayor volumen que otras técnicas está íntimamente relacionado a la estimulación de glándulas accesorias, y no a la cantidad de espermatozoides (El-Hassanein, 2017; Morrell y Abraham, 2020).

2.3.4. Cuidados o recomendaciones.

Un punto importante que vale la pena resaltar de la electroeyaculación es que la cantidad de estimulación debe ser medida en base a la respuesta del animal y no centrar la atención

únicamente en el voltaje, debido a que algunos machos son más sensibles a los estímulos eléctricos.

En los periodos de descanso el pene debe ser sujetado con gasa para evitar que este se retracte. Del mismo modo, en caso de que el animal no protruya el pene al empezar con la técnica, se debe presionar la flexura sigmoidea para exponerlo y ser sujetado durante todo el procedimiento (Valle, 2013).

III. Conclusiones

Ante todo, lo mencionado previamente, se puede llegar a las siguientes conclusiones:

- La electroeyaculación es una técnica factible para la colección de muestras seminales, siempre y cuando se realice un protocolo en el cual se incluya el uso de sedantes que permitan una colecta segura, con mínimos efectos adversos, además de tomar medidas para evitar la contaminación de la muestra como la limpieza del pene y el inducir a los animales a que orinen previo al procedimiento.
- Según lo investigado, el voltaje mínimo ideal utilizado es de 2V, hasta un máximo de 10V, debido a que es efectivo y al no ser tan alto genera menos estrés en los animales, permitiendo una mejor calidad en la muestra.
- Este método puede ser utilizado en cualquiera especie de camélido sudamericano, tal como se observa en la revisión, debido a que no necesita de un entrenamiento como otras técnicas.
- La identificación de la próstata a través de ecografía es fundamental para que la estimulación eléctrica sea aplicada en el correcto lugar y sea efectiva para lograr la colecta del semen.

- Los fármacos más utilizados en los protocolos de electroeyaculación son la combinación de ketamina con xilacina, los cuales dependiendo de la respuesta del animal y del efecto deseado pueden ir en rangos desde 0,3 a 7,83 y 0,2 a 2,8 respectivamente.
- Los parámetros espermáticos obtenidos con la electroeyaculación pueden llegar a ser ligeramente más bajos que los obtenidos por otras técnicas como vagina artificial, desviación de conductos deferentes o aspiración post cópula sin embargo, las ventajas presentadas en esta revisión la siguen colocando como una técnica de elección para obtener semen en camélidos sudamericanos.

Referencias Bibliográficas

- Abraham, M. et al. (2017). Semen collection methods in alpacas. *Veterinary Record*, 180(25), 613. <https://doi.org/10.1136/vr.104074>
- Abril-Sánchez, S., et al. (2018). Sedation or anaesthesia decrease the stress response to electroejaculation and improve the quality of the collected semen in goat bucks. *Animal*, 12(12), 2598–2608. <https://doi.org/10.1017/S1751731118000320>
- Abril-Sánchez, S., et al. (2019). Sperm collection by electroejaculation in small ruminants: A review on welfare problems and alternative techniques. *Animal Reproduction Science*, 205, 1–9. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2019.03.023>
- Adams, G. et al. (2009). Artificial insemination in South American camelids and wild equids. *Theriogenology*, 71(1), 166–175. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2008.09.005>
- Addelecia, O. (2015). *Nerve growth factor: its role in male fertility as an ovulation inducer* [University of Saskatchewan]. <http://weekly.cnbnews.com/news/article.html?no=124000>
- Alarcon, V., et al. (2012). Inseminación artificial de alpacas con semen colectado por aspiración vaginal y vagina artificial. *Revista de Investigaciones Veterinarias Del Peru*, 23(1), 58–64. <https://doi.org/10.15381/rivep.v23i1.882>
- Baiee, F., et al. (2018). Modification of electro-ejaculation technique to minimise discomfort during semen collection in bulls. *Pakistan Journal of Zoology*, 50(1), 83–89. <https://doi.org/10.17582/journal.pjz/2018.50.1.83.89>
- Banda, J., et al. (2009). Effect of extenders based on tris, tes and skim milk on cryopreservation of epididymal alpaca sperm. *Revista de Investigaciones Veterinarias Del Peru*, 20(1), 145–153.
- Ccoiso, R. (2019). *Estimación de parámetros de motilidad y determinación de subpoblaciones espermáticas en semen de llama (Lama glama), por dos métodos de colección* [Universidad Nacional de San Antonio Abad del Cusco].

<http://repositorio.unsaac.edu.pe/handle/UNSAAC/1808>

Chen, Y., et al. (2020). Novel low-voltage electro-ejaculation approach for sperm collection from zoo captive Lanyu miniature pigs (*Sus barbatus sumatranus*). *Animals*, *10*(10), 1–13.

<https://doi.org/10.3390/ani10101825>

Cruz, N., & San Juan, A. (2012). Anatomía y fisiología de la eyaculación. Clasificación de los trastornos de la eyaculación. In *Tratado de Andrología y Medicina Sexual*.

de Lamo, D. (2011). Camélidos sudamericanos: Historia, usos y sanidad animal. In *Senasa*. Servicio Nacional de Sanidad y Calidad Agroalimentaria.

<http://scholar.google.com/scholar?hl=en&btnG=Search&q=intitle:Camélidos+sudamericanos+Historia+,+usos+y+sanidad+animal#0>

Díaz V., et al. (2015). Características Bioquímicas del Plasma Seminal Fresco y Congelado/Descongelado de Alpaca (*Vicugna pacos*). *Revista de Investigaciones Veterinarias Del Perú*, *26*(1), 43.

<https://doi.org/10.15381/rivep.v26i1.10911>

Director, A., et al. (2007). Electroejaculation in llama (*Lama Glama*). *Journal of Camel Practice and Research*, *12*(2), 203–206.

https://www.researchgate.net/publication/286998870_Electroejaculation_in_llama_Lama_glama

El-Hassanein, E. (2017). Prospects of improving semen collection and preservation from elite dromedary camel breeds. *World's Veterinary Journal*, *7*(2), 47–64.

<https://doi.org/10.5455/wvj.20170494>

Enciso, M. (2009). *Reproducción en la vicuña macho Vicugna vicugna : evaluación del método de contención química , colección de*. Universidad Nacional Mayor de San Marcos.

Gallegos, M. (2019). *Determinación De las Características Macroscópicas, microscópicas y subpoblaciones espermáticas del semen de llama (Lama glama) colectado por electroeyaculación y vagina artificial* [Universidad Nacional de San Antonio Abad del

desierto]

Cusco].

<http://repositorio.unsaac.edu.pe/bitstream/handle/UNSAAC/2874/253T20171097.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

García, L. (2019). *Biotecnologías reproductivas en camélidos*. Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo.

Giuliano, F. (2011). Neurophysiology of Erection and Ejaculation. *Journal of Sexual Medicine*, 8(SUPPL. 4), 310–315. <https://doi.org/10.1111/j.1743-6109.2011.02450.x>

Giuliano, S., et al. (2008). Collection method, season and individual variation on seminal characteristics in the llama (*Lama glama*). *Animal Reproduction Science*, 104(2–4), 359–369. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2007.02.016>

Gutierrez, E., & Quiroga, G. (2016). *Desarrollo de un equipo de electro eyaculación simple y bajo costo en carneros*. 6(2), 133–136.

Huanca, N., et al. (2020). Índice de fragmentación del ADN espermático de alpacas (*Vicugna pacos*) utilizando la prueba de dispersión de la cromatina espermática. *Revista de Investigaciones Veterinarias Del Perú*, 31(4), e19025. <https://doi.org/10.15381/rivep.v31i4.19025>

Huanca-Marca, N., et al. (2020). Parámetros morfométricos del espermatozoide de alpaca (*Vicugna pacos*), obtenidos por tres métodos de colección. *Journal of the Selva Andina Animal Science*, 7(2), 50–62. http://www.scielo.org.bo/pdf/jsaas/v7n2/v7n2_a02.pdf

Huanca, W. (2013). Los desafíos en el manejo reproductivo de los camélidos sudamericanos The challenges in reproductive management of South American camelids. *Archivos Latinoamericanos de Producción Animal.*, 21(4), 233–236. http://www.produccion-animal.com.ar/produccion_de_camelidos/reproduccion/37-manejo_reproductivo.pdf

Ledesma, A., et al. (2014). Electroejaculation Increases Low Molecular Weight Proteins in Seminal Plasma Modifying Sperm Quality in Corriedale Rams. *Reproduction in Domestic*

Animals, 49(2), 324–332. <https://doi.org/10.1111/rda.12279>

Masabanda, E. (2020). *Inseminación Artificial de alpacas con semen colectado por electroeyaculador ajustado a 2 voltajes* [Universidad Técnica de Cotopaxi].

<http://repositorio.utc.edu.ec/handle/27000/5126>

Morrell, J. M., & Abraham, M. C. (2020). Semen Handling in South American Camelids: State of the Art. *Frontiers in Veterinary Science*, 7(November), 1–6.

<https://doi.org/10.3389/fvets.2020.586858>

Muchotrigo, D., et al. (2013). Probabilidad de obtención de semen de alpaca utilizando vagina artificial en lotes de machos sin entrenamientos. *Spermova*, 3(1), 95–96.

Núñez, L., et al. (2018). *Rol de la eyaculación en la respuesta de estrés a la electroeyaculación en ovinos*. Univesidad de la República.

Ordoñez, C., et al. (2015). EVALUACIÓN DE TRES DILUTORES EN LA CRIOPRESERVACIÓN DE SEMEN DE ALPACA (*Vicugna pacos*) EN PELETS.

Spermova, 5(1), 119–123. <https://doi.org/10.18548/aspe/0002.27>

Pacheco, J., et al. (2011). Colección De Semen Mediante Electroeyaculacion De Vicuñas Mantenido En Cautiverio. *Spermova*, 1, 131–133.

<http://spermova.pe/site2/files/Revistas/Rev.No.1Vol1/131-133COLECCIN-DE-SEMEN-MEDIANTE-ELECTROEYACULACION-DE-VICUASpacheco2011-131-133.pdf>

Sánchez, M. (2015). *Efecto farmacológico de la asociación del propofol con xilacina y clorpromazina con xilacina en perros (canis familiaris) adultos mestizos de la altura pre medicados con atropina*. [Univarsidad Nacional del Altiplano].

http://repositorio.unap.edu.pe/bitstream/handle/UNAP/2041/Sanchez_Calcina_Mily_Yelka.pdf?sequence=1&isAllowed=y

Santiani, A., et al. (2016). Characterization of functional variables in epididymal alpaca (*Vicugna pacos*) sperm using imaging flow cytometry. *Animal Reproduction Science*, 173,

49–55. <https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2016.08.010>

Serres, C. (2012). Métodos tradicionales y alternativos de extracción de semen. *Revista Complutense de Ciencias Veterinarias*, 6(2), 125–134.

<https://doi.org/10.5209/RCCV.40091>

Singh, B., et al. (2019). *Advances in Animal Biotechnology*. <https://doi.org/10.1007/978-3-030-21309-1>

Thibaut, J., et al. (2009). Estudio comparativo de la próstata en perros mediante ecografía transrectal y transabdominal. *Archivos de Medicina Veterinaria*, 41(1), 61–66.

<http://proxy.timbo.org.uy/login?url=http://search.ebscohost.com/login.aspx?direct=true&db=edssci&AN=edssci.S0301.732X2009000100008&lang=es&site=eds-live>

Ugarelli, A., et al. (2017). Evaluación de la Integridad Acrosomal en Espermatozoides Epididimarios de Alpaca mediante Citometría de Flujo. *Revista de Investigaciones Veterinarias Del Perú*, 28(1), 130. <https://doi.org/10.15381/rivep.v28i1.12947>

Valle, E. (2013). *Evaluación de dos técnicas de colección de semen en llamas (Lama glama) en la estación experimental de Choquenaira* [Universidad Mayor de San Andres].

<https://repositorio.umsa.bo/bitstream/handle/123456789/10500/T-2337.pdf?sequence=1&isAllowed=y>