



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



DETERMINACION DE LA MORFOMETRIA ESPERMATICA DE
OVINOS DE RAZA CORRIEDALE Y CRIOLLA EN EL
ALTIPLANO DE PERU

TESIS

PRESENTADA POR:

WILBER CHAÑI CHAVEZ

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:
MÉDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA

PUNO - PERÚ

2024



NOMBRE DEL TRABAJO

**DETERMINACION DE LA MORFOMETRIA
ESPERMATICA DE OVINOS DE RAZA CO
RRIEDALE Y CRIOLLA EN EL ALTIPLANO
D**

AUTOR

WILBER CHAÑI CHAVEZ

RECUENTO DE PALABRAS

13129 Words

RECUENTO DE CARACTERES

73364 Characters

RECUENTO DE PÁGINAS

81 Pages

TAMAÑO DEL ARCHIVO

5.3MB

FECHA DE ENTREGA

Sep 10, 2024 6:33 AM EST

FECHA DEL INFORME

Sep 10, 2024 6:34 AM EST

● **8% de similitud general**

El total combinado de todas las coincidencias, incluidas las fuentes superpuestas, para cada base de datos.

- 8% Base de datos de Internet
- Base de datos de Crossref
- 6% Base de datos de trabajos entregados
- 5% Base de datos de publicaciones
- Base de datos de contenido publicado de Crossref

● **Excluir del Reporte de Similitud**

- Material bibliográfico
- Material citado
- Coincidencia baja (menos de 12 palabras)


Mg.Sc. NUBIA LILIA CATAGORA FLORES
CMVP. 5032
UNA - PUÑO


Dr. Pedro Ubaldo Colla Añasco
CMVP.2642

Resumen



DEDICATORIA

Se lo dedico a mis queridos padres: Wilber Chañi Conza y Luz Marina Quispe Quispe, con mucho respeto, amor y admiración por su constate sacrificio, trabajo y dedicación, nunca se rindieron y siempre confiaron en mí.

A mis abuelos, tíos y demás familiares por su apoyo en toda la etapa de la universidad, en especial a mi abuela Sinfrosa Conza que me guía desde el cielo. A mi hermano Wilfredo Chañi que siempre me motivo a seguir adelante, por su apoyo moral.

A mi pareja Anita Yaully Yauli con mucho amor y respeto, por darme su apoyo incondicional en este trabajo de investigación, por su apoyo moral y motivacional. A mi hijo Iker Basthian por ser mi motivo y mi motor para ser cada vez más ser mejor.

Wilber Chañi Chavez



AGRADECIMIENTOS

Agradezco en primer lugar a Dios por siempre protegerme y brindarme las fuerzas necesarias para poder superar los obstáculos de mi vida

Agradecer a mis padres, pareja, hermano y otros familiares por su constante apoyo en toda esta etapa y su orientación para realizar la presente investigación.

Agradecer a mi asesora MVZ Mg. Sc. Nubia Catacora por su aporte en este trabajo de investigación, y por guiarme en la ejecución de la tesis y también en su redacción, de igual manera al Dr. Wilber García por sus enseñanzas y por su incondicional apoyo en la ejecución de la tesis

Agradecer a todos los docentes de la facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, de la universidad nacional del altiplano puno.

Wilber Chañi Chavez



ÍNDICE GENERAL

	Pág.
DEDICATORIA	
AGRADECIMIENTOS	
ÍNDICE GENERAL	
ÍNDICE DE TABLAS	
ÍNDICE DE FIGURAS	
ACRÓNIMOS	
RESUMEN	11
ABSTRACT.....	12
CAPÍTULO I	
INTRODUCCIÓN	
1.1. HIPÓTESIS DEL TRABAJO.....	14
1.1.1. Hipótesis general.....	14
1.1.2. Hipótesis específicas	15
1.2. OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN.....	15
1.2.1. Objetivo general	15
1.2.2. Objetivos específicos	15
CAPÍTULO II	
REVISIÓN DE LITERATURA	
2.1. MARCO TEÓRICO	16
2.1.1. Espermatogénesis.....	16
2.1.2. Maduración espermática	18
2.1.3. Control endocrino de la espermatogénesis	20
2.1.4. Estructura del espermatozoide	22



2.1.5. Colección de semen	24
2.1.6. Evaluación del semen	24
2.2. ANTECEDENTES	30
2.2.1. Morfometría espermática.....	30
2.2.2. Motilidad espermática.....	36

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. LUGAR DE ESTUDIO.....	38
3.2. DE LOS ANIMALES.....	38
3.3. ARMADO DE LA VAGINA ARTIFICIAL.....	38
3.4. COLECCIÓN DE SEMEN	39
3.5. PREPARACION DE DILUYENTE Y DILUCION DE LA MUESTRA. ...	39
3.6. EVALUACION DE LA MORFOMETRIA ESPERMATICA.....	40
3.7. EVALUACION DE LA MOTILIDAD TOTAL Y PROGRESIVA.....	41
3.8. EVALUACION DE LA MOTILIDAD TOTAL Y PROGRESIVA.....	41

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. MORFOMETRÍA ESPERMÁTICA EN OVINOS CORRIEDALE Y CRIOLLO.....	44
4.2. EVALUACIÓN DE LA MOTILIDAD TOTAL, MOTILIDAD PROGRESIVA EN OVINOS CORRIEDALE Y CRIOLLO.....	47
4.3. CORRELACIÓN ENTRE LA MOTILIDAD PROGRESIVA Y LA MORFOMETRÍA ESPERMÁTICA EN OVINOS CORRIEDALE Y CRIOLLO.....	49
V. CONCLUSIONES.....	52
VI. RECOMENDACIONES.....	53



VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	54
ANEXOS	63

Área: Reproducción Animal

Tema: Morfometría espermática

FECHA DE SUSTENTACIÓN: 13 de setiembre de 2024.



ÍNDICE DE TABLAS

	Pág.
Tabla 1 Características del semen de carnero	24
Tabla 2 Sistema de puntuación del movimiento ondulatorio bajo microscopía de baja potencia, de 10x a 50x.	26
Tabla 3 Morfometría espermática de ovinos Corriedale y Criollo (media de mínimos cuadrados \pm error estándar).....	44
Tabla 4 Media \pm error estándar de la motilidad total, motilidad progresiva de los espermatozoides de ovinos Criollo y Corriedale.	47



ÍNDICE DE FIGURAS

	Pág.
Figura 1 Maduración espermática en el epidídimo	19
Figura 2 Esquema del control hormonal reproductivo en el macho	22
Figura 3 Estructura del espermatozoide	23
Figura 4 Correlaciones de Pearson entre motilidad progresiva y características morfológicas en ovinos Corriedale	49
Figura 5 Correlaciones de Pearson entre motilidad progresiva y características morfológicas en ovinos Criollos	50



ACRÓNIMOS

ACP:	Análisis de componentes principales
ADN:	Ácido desoxiribonucleico
ALH:	Amplitud lateral de la cabeza
ABP:	Androgen binding proteins
ASMA:	Análisis automático de la morfología espermática
BCF:	Frecuencia de batido
CASA:	Computer Assisted Sperm Analysis
FSH:	Hormona folículo estimulante
GnRH:	Hormona liberadora de gonadotropinas
HOST:	Hiposmotic test
IA:	Inseminación artificial
ICSH:	Hormona estimulante de las células intersticiales
ISAS:	Integrated Semen Analysis System
LH:	Hormona luteinizante
LIN:	Linealidad
MP:	Motilidad progresiva
MT:	Motilidad total
STR:	Rectitud
TCG:	Tris Citrato Glucosa
VCL:	Velocidad curvilínea
VSL:	Velocidad rectilínea
VA:	Vagina artificial
VAP:	Velocidad media
WOB:	Oscilación



RESUMEN

La morfometría espermática es un parámetro importante en la evaluación seminal del macho y resulta necesario estudiar su relación con la motilidad progresiva del espermatozoide. El objetivo de esta investigación fue evaluar los parámetros cinéticos y la morfometría espermática en ovinos mediante el sistema CASA (Computer- Assisted Sperm Analysis). Además, determinar la relación entre la motilidad progresiva y la morfometría espermática. Se utilizaron 3 carneros de raza Corriedale y 3 carneros de raza Criolla de 3 a 4 años. La colecta de semen se realizó con una vagina artificial dos veces por semana hasta alcanzar cuatro repeticiones por carnero. Se utilizó el diluyente comercial Triladyl® para realizar la evaluación de la morfometría espermática (largo, ancho, área de la cabeza, distancia de la pieza intermedia y cola). Además, se evaluó la motilidad total y motilidad progresiva en el sistema computarizado CASA. Los resultados mostraron valores superiores ($P>0.05$) en el largo, ancho y área de la cabeza de los espermatozoides en ovinos de raza Criolla (9.93 μm , 5.76 μm y 46.77 μm^2 , respectivamente) en comparación a los ovinos de raza Corriedale (9.86 μm , 5.69 μm y 46.18 μm^2). No existieron diferencias para los parámetros cinéticos en el semen fresco entre ovinos de raza Corriedale y Criolla. Además, existe relación entre el tamaño de la cabeza del espermatozoide y la motilidad progresiva en el semen fresco de carneros.

Palabras clave: Criollo, Morfometría, Motilidad, Ovinos, Semen.



ABSTRACT

Sperm morphometry is an important parameter in the seminal evaluation of the male and it is necessary to study its relationship with progressive sperm motility. The objective of this research was to evaluate the kinetic parameters and sperm morphometry in sheep using the CASA (Computer- Assisted Sperm Analysis) system. In addition, to determine the relationship between progressive motility and sperm morphometry. Three rams of Corriedale breed and three rams of Criolla breed from 3 to 4 years old were used. Semen collection was performed with an artificial vagina twice a week until reaching four replicates per ram. The commercial extender Triladyl® was used to evaluate sperm morphometry (length, width, head area, midpiece distance and tail). In addition, total motility and progressive motility were evaluated in the CASA computerized system. The results showed higher values ($P>0.05$) for sperm length, width and head area in Criollo sheep (9.93 μm , 5.76 μm and 46.77 μm^2 , respectively) compared to Corriedale sheep (9.86 μm , 5.69 μm and 46.18 μm^2). There were no differences for kinetic parameters in fresh semen between Corriedale and Criollo sheep. In addition, there is a relationship between sperm head size and progressive motility in fresh semen from rams.

Keywords: Criollo, Morphometry, Motility, Semen, Sheep.



CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

La crianza de ovinos en el Perú es una de las actividades más importantes en el medio rural por encima de los 3800 metros sobre el nivel del mar. La población total de ovinos es 9 523 198 con mayor porcentaje del ovino Criollo con 81%, seguido de Corriedale con 11.4%, Hampshire Down con 2.6%, Black Belly con 0.9% y otras razas con 4.1%. La región con mayor cantidad de ovinos es Puno, seguido por Cusco, Junín, Ancash, Huánuco, Huancavelica, Ayacucho (MINAGRI, 2013). Es así que, para el mejoramiento genético en ovinos se utiliza la inseminación artificial vía cervical o por laparoscopia, siendo necesario investigar las características espermáticas como la morfometría y motilidad espermática y su influencia en la fertilidad del macho (Buzón, 2014).

En el Perú no se ha estudiado la correlación entre la morfometría y motilidad espermática en ovinos. Aunque, otros estudios fuera del país indican que, la motilidad espermática progresiva total y la proporción de espermatozoides grandes y de mayor longitud son indicadores de fertilidad (Yaniz et al., 2015). Por lo tanto, las diferencias en la longitud se han relacionado directamente con las tasas de concepción en algunas especies. Por ejemplo, una mayor variabilidad en la longitud de la cabeza del espermatozoide en toros y sementales se ha relacionado con una reducción de la tasa de concepción (Savage et al., 1930).

Para la evaluación objetiva de la morfometría espermática existen sistemas computarizados asistida por ordenador (CASA), este sistema se compone de un microscopio que, a través de una cámara incorporada, transmite imágenes procedentes de muestras de espermatozoides previamente teñidas, hacia una tarjeta capturadora ubicada



en el ordenador. La imagen microscópica digitalizada es procesada por el software de análisis, informando de forma individualizada las características morfométricas de los espermatozoides capturados (Sancho et al., 1998) en cuanto a tamaño (área, perímetro, longitud y anchura) y forma (elipticidad, elongación, regularidad y rugosidad) (Alvarez, 2003).

Por otro lado, la motilidad espermática es un parámetro importante y está fuertemente relacionada a la habilidad de migración del espermatozoide a través del tracto genital de la hembra, con la finalidad de interactuar y fertilizar al ovocito (Suarez y Pacey, 2006). Además, la motilidad progresiva esta correlacionada con la fertilización *in vitro* (FIV) (Herrera et al., 2005) y una baja motilidad espermática se ha relacionado con bajas tasas de fertilidad (Puglisi et al., 2012).

Así, en el Perú existen trabajos que miden los parámetros cinéticos del espermatozoide del ovino (Catacora et al., 2022) o sus parámetros morfométricos (Choquepuma et al., 2017). Sin embargo, no se han realizado hasta la fecha ningún estudio en el que se correlacionen los valores obtenidos con ambos sistemas en muestras seminales frescas. Por lo tanto, el objetivo de este estudio fue determinar la correlación entre la morfometría y cinética espermática en ovinos Criollo y Corriedale en el altiplano de Perú.

1.1. HIPÓTESIS DEL TRABAJO

1.1.1. Hipótesis general

- Existen diferencias en la morfometría espermática en ovinos de raza Corriedale y Criolla, en el altiplano del Perú.



1.1.2. Hipótesis específicas

- Existen diferencias en la morfometría espermática entre ovinos de raza Corriedale y Criolla.
- Existen diferencias en la motilidad progresiva entre ovinos de raza Corriedale y Criolla.
- Existe una correlación entre la morfometría espermática y la motilidad progresiva en ovinos de raza Corriedale y Criolla.

1.2. OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN

1.2.1. Objetivo general

- Determinar la morfometría espermática en ovinos de raza Corriedale y Criolla en el altiplano del Perú.

1.2.2. Objetivos específicos

- Comparar la morfometría espermática entre ovinos de raza Corriedale y Criolla.
- Comparar la motilidad progresiva entre ovinos de raza Corriedale y Criolla.
- Correlacionar la morfometría espermática y la motilidad progresiva en ovinos de raza Corriedale y Criolla.



CAPÍTULO II

REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. MARCO TEÓRICO

2.1.1. Espermatogénesis

La espermatogénesis implica la producción de espermatozoides en los túbulos seminíferos a partir de espermatogonias (Arisnabarreta, 2021), todos los acontecimientos dependen de la funcionalidad de las células de Sertoli y de Leydig más allá del apoyo hormonal testicular y de las gonadotropinas (Marcondes et al., 2016).

La espermatocitogénesis, meiosis y espermiogénesis son las tres divisiones del proceso de la espermatogénesis y están caracterizados por el desarrollo de la espermatogonia, espermatocito y espermátidas, respectivamente (Benavente, 2002).

a) Espermatocitogenesis:

Los túbulos seminíferos son pequeños al momento del nacimiento y este se encuentra rodeado de las células mesenquimales mesodermales precursoras de las células intersticiales, cabe mencionar que estas son células poligonales encargadas de secretar testosterona (Marcondes et al., 2016). Las espermatogonias son células con una cara plana que se encuentra en contacto con la membrana basal y otra cara convexa en contacto con las células de Sertoli, cabe mencionar que existen 2 espermatogonias (espermatogonia tipo A conocida también como células madre y espermatogonia tipo B).



Las células madre contiene el número de cromosoma, este varía de acuerdo a la especie en caso del ovino es 54 pares. Las células madre (espermatogonia A) se dividen por mitosis solo para formar otra espermatogonia y estas deben tener 6 divisiones mitóticas para que estas puedan dar origen a las espermatogonias B. Esta última generación de espermatogonia B hace su última mitosis pasando a ser un espermatocito primario para entrar a meiosis (Perez 2009).

b) Meiosis:

En la meiosis existe una división celular donde el número de cromosomas se reduce a la mitad, los espermatocitos primarios logran atravesar la barrera hematotesticular y este se localiza en el compartimento luminal del túbulo seminífero donde suceden 2 divisiones meióticas (primaria y secundaria). La meiosis I (primaria) es una división reduccional que consta de 4 fases las cuales son: profase I, metafase I, anafase I, telofase I, es necesario mencionar que antes de la profase I, los espermatocitos primarios se replican su ADN, duplicando así su número de cromosoma (Handel, 2010). En la meiosis II los espermatocitos secundarios pasan a tener una segunda división meiótica, denominada una división ecuatorial, de igual manera tiene 4 fases y en la profase II se produce una condensación de los cromosomas, en la metafase II se forma el huso acromático y los cromosomas se ubican en la placa ecuatorial, en la anafase II se produce la separación de las dos cromátidas hacia polo opuesto, por último en la telofase II forman las envolturas nucleares alrededor de los 4 núcleos aploides y por lo cual desaparece el huso y da origen a las espermátidas. El resultado de la división meiótica es la formación de 4 células haploides a partir de una célula diploide (Rodriguez 2002).



c) Espermiogénesis:

Al término de la espermiogénesis, los espermatozoides se liberan en la luz de los túbulos seminíferos, culminando así la formación de gametos masculinos haploides (Cheng and Mruk, 2013).

2.1.2. Maduración espermática

La maduración espermática también conocida como la espermiación (etapa final del desarrollo), comprende la liberación de los espermatozoides en el lumen de los túbulos seminíferos. Una vez completada la espermiogénesis, los espermatozoides, a través de su cola, emergen del compartimento adluminal de los túbulos seminíferos hacia el ápex de las células de Sertoli y el lumen (Allende y Arisnabarreta, 2021). Durante el proceso, de migración desde la rete testis hacia el epidídimo y la eyaculación, los espermatozoides pierden su gota citoplasmática, sin embargo, no todos los que se encuentran en el eyaculado son normales (Allende y Arisnabarreta, 2021).

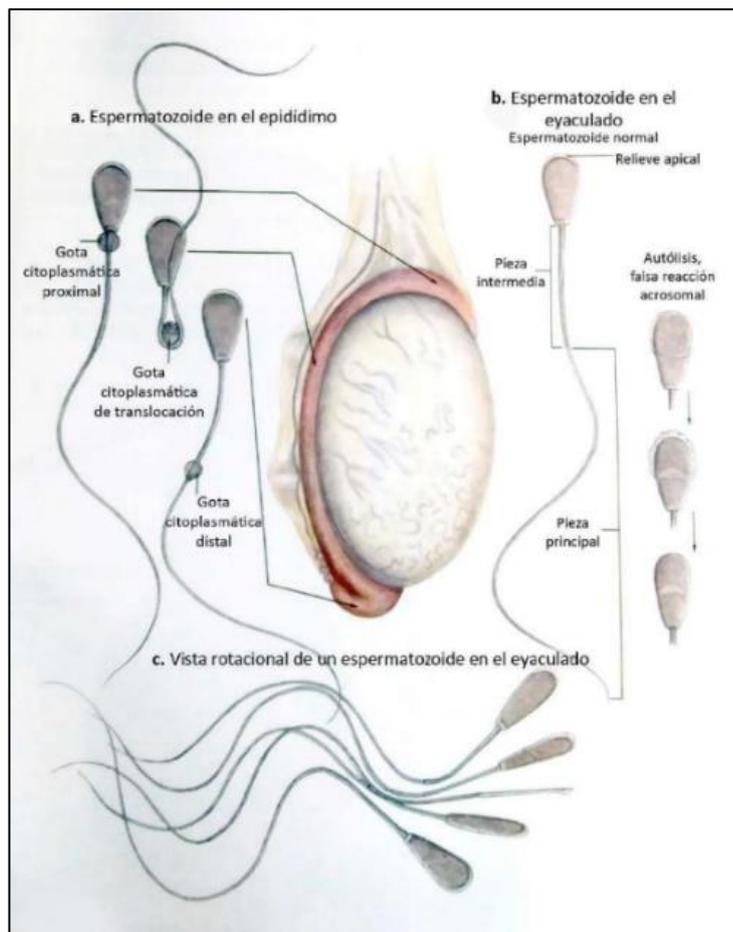
Los espermatozoides testiculares son transportados desde el testículo a través de un conducto altamente contorneado que recibe el nombre de epidídimo y durante este tránsito dichas células experimentan un proceso de maduración en el que adquieren la capacidad potencial de fecundar óvulos. En el segmento epididimario, es posible recuperar gametos fértiles y espermatozoides preeyaculatorios almacenados de 4 a 8 días. (Marcondes et al., 2016)

Los cambios en la maduración incluyen: las mitocondrias migran y logran anclarse alrededor del flagelo formando una espiral, de esta manera definiendo la pieza intermedia, se termina de condensar la cromatina nuclear (Franca 2008). Cuando el esperma logra los cambios morfológicos que conducen a su maduración

como se observa en la Figura 1, es almacenado en la cola del epidídimo, manteniendo su capacidad fertilizante y listos para ser eyaculados a través de los tubos deferentes y uretra. Por otra parte, es importante destacar que las secreciones del epidídimo están específicamente controladas por los andrógenos (Allende y Arisnabarreta, 2021). Así, podemos concluir que la maduración de los espermatozoides en el epidídimo es un proceso gradual, donde el gameto adquiere primero su motilidad progresiva, desarrollando luego su capacidad fecundante (Amann,1991).

Figura 1

Maduración espermática en el epidídimo



De acuerdo a (June Mullins y Saackena 2003).



Existe 3 eventos en la maduración que se detallan a continuación:

a) Espermatozoides en el epidídimo, de izquierda a derecha, espermatozoides con la gota citoplasmática proximal, adyacente a la cabeza, observados en la rete testis, conductos eferentes y cabeza del epidídimo. Espermatozoides con la gota citoplasmática de translocación, en la curvatura del flagelo, encontrados desde distal de la cabeza al cuerpo del epidídimo. Espermatozoide con la gota citoplasmática distal, al final de la pieza intermedia del flagelo, hallados en la cola del epidídimo.

b) Espermatozoide en el eyaculado, de arriba hacia abajo mostrando, la cabeza con el relieve apical del acrosoma, las piezas intermedias y principal del flagelo, seguidos por espermatozoides con cambios secuenciales en el acrosoma, falsa reacción acrosomal asociado con muerte celular. En el acrosoma normal e intacto, de un espermatozoide viable, se manifiesta por el relieve apical, una sobresalencia en el vértice apical de la cabeza espermática.

c) Observación rotacional de un espermatozoide nadando, con su cabeza en forma de paleta y la vista lateral de la cresta apical del acrosoma.

2.1.3. Control endocrino de la espermatogénesis

Para el funcionamiento testicular normal se requiere estimulación hormonal por gonadotropinas, las cuales a su vez son controladas por la secreción pulsátil de hormona liberadora de gonadotropina (GnRH) del hipotálamo (Hafez, 1996; Galina et al., 2008). La GnRH a su vez, estimula la síntesis y liberación de la hormona luteinizante (LH), la cual actúa directamente sobre las células de



Leydig (tejido intersticial) y la hormona foliculoestimulante (FSH) actúa sobre las células de Sertoli (túbulos seminíferos). Las células de Leydig son responsables de la secreción de testosterona y otras hormonas esteroideas. La secreción de testosterona es responsable de la libido y está controlada por la LH, también llamada hormona estimulante de las células intersticiales (ICSH) en el macho. La testosterona ejerce una retroalimentación negativa sobre el hipotálamo que se expresa en una disminución de la frecuencia de pulsos de GnRH. (Hafez, 1996)

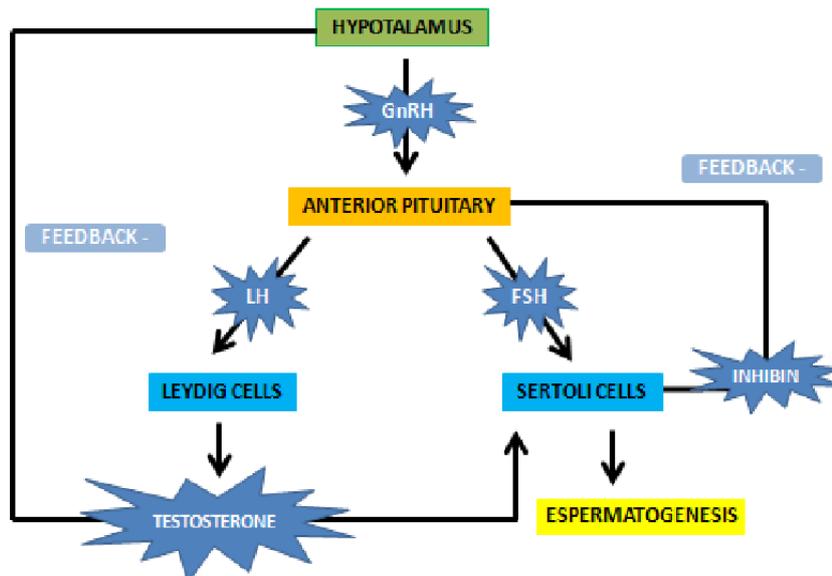
Además, los andrógenos actúan reduciendo la respuesta hipofisaria a la GnRH, lo que determina una reducción de los pulsos de LH y una disminución en la secreción de FSH (Galina et al., 2008). Las células de Sertoli producen diversos mediadores químicos, como factores de crecimiento, proliferación y diferenciación celular, que actúan durante toda la espermatogénesis (Reeves, 1982). La FSH, tiene receptores en la célula de Sertoli, donde estimula la síntesis de inhibina y de la proteína ligadora de andrógenos (ABP) (Galina et al., 2008), La inhibina actúa suprimiendo la secreción de FSH, se muestra que de la glándula pituitaria (Marcondes et al., 2016), mientras que la función principal de la ABP, es facilitar el transporte de los andrógenos dentro del testículo y concentrarlos en los túbulos seminíferos, donde son necesarios para la espermatogénesis (Galina et al., 2008).

La espermatogénesis está controlada esencialmente por la FSH, la cual estimula la producción de ABP (Androgen-binding protein) e inhibina por las células de Sertoli. La ABP forma un complejo andrógeno y es transportada junto con los espermatozoides hacia el epidídimo (Ganjam y Amann, 1976), pero para este proceso se requieren concentraciones adecuadas de testosterona. La secreción de hormonas se produce de forma pulsátil; a cada pulso de LH y FSH le sigue un

pulso de testosterona. La testosterona tiene un efecto de retroalimentación negativa al suprimir los impulsos de LH durante un periodo variable (Figura 2) (Marcondes et al., 2016).

Figura 2

Esquema del control hormonal reproductivo en el macho



2.1.4. Estructura del espermatozoide

Comprender la estructura de un espermatozoide es un primer paso esencial para analizar la motilidad. Los espermatozoides de mamíferos se componen de dos estructuras principales: la cabeza y el flagelo. La característica principal de la cabeza del espermatozoide es el núcleo aplanado oval, que contiene cromatina muy compacta. La cromatina condensada consiste en un complejo formado por ADN y una especie de proteínas básicas llamadas protaminas espermáticas, el contenido de ADN nuclear es haploide (Hafez, 1996). El flagelo contiene el aparato móvil necesario para inducir y regular la motilidad de los espermatozoides. Es responsable de generar la fuerza para el movimiento flagelar (Paoli et al., 2011). El flagelo puede dividirse a su vez en cuatro ultraestructuras

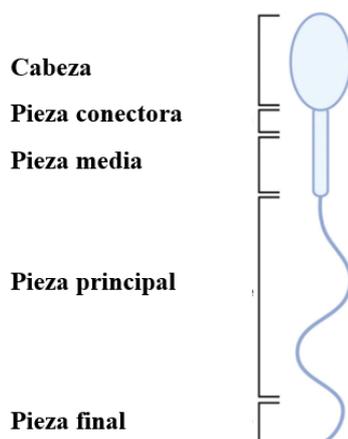
(Figura 3). La pieza de conexión une el flagelo a la cabeza del espermatozoide, la pieza media contiene mitocondrias la pieza principal y la pieza final generan conjuntamente la forma de onda flagelar (Turner, 2006).

La cabeza del espermatozoide en el extremo anterior del núcleo, está cubierto por el acrosoma, un delgado saco membranoso de doble capa estrechamente adherido al núcleo durante las últimas etapas de la formación del espermatozoide. Esta estructura en forma de casquete, que contiene varias enzimas hidrolíticas incluyendo proacrosina, hialuronidasa, esterases y ácido hidrolasas, participa en el proceso de la fecundación (Mann y Lutwak-Mann, 1981).

El segmento medio de la región del flagelo presenta el axonema y mitocondrias, las cuales generan la energía necesaria para la motilidad espermática. El segmento principal, se extiende hasta la punta de la cola, está formado por el axonema en el centro y sus fibras gruesas asociadas. El segmento caudal o terminal contiene solo el axonema cubierto por la membrana plasmática (Hafez, 1996).

Figura 3

Estructura del espermatozoide



2.1.5. Colección de semen

Los carneros pueden ser entrenados para montar una oveja en celo y eyacular en una vagina artificial (VA). Muchos factores afectan a la duración de este entrenamiento, así como la edad del carnero, la raza, la estación, la libido, la experiencia de apareamiento y el temperamento afectan al tiempo de entrenamiento (Shiple et al., 2007). La temperatura de la VA conjuntamente con la presión que ejerce por medio de ésta en el pene, son los estímulos para la eyaculación. El semen obtenido tiene las mismas características que el eyaculado durante la cópula (Galina et al., 2008). En la Tabla 1 se muestra las características del semen de carnero.

Tabla 1

Características del semen de carnero

Característica	Carnero
Volumen (mL)	0.75 – 2.0
Densidad ($\times 10^6$ /mL)	2000 (1250 – 3000)
Espermatozoides móviles (%)	>90
Espermatozoides normales (%)	>75

Fuente: Ruiz, 2005.

2.1.6. Evaluación del semen

Es muy fácil afectar negativamente a la motilidad de los espermatozoides después de la colecta de semen. Los espermatozoides son muy sensibles tanto al "choque frío" (disminución repentina por debajo de 30°C) como al térmico (aumento repentino por encima de 40°C), a los cambios de pH (contaminación de



la orina) y al choque osmótico (contaminación con agua, diluyentes de semen mal almacenados o preparados). La "regla de oro es que, en todo momento, todo aquello con lo que el semen entre en contacto debe estar caliente, seco y libre de polvo, moho o contaminantes químicos (McGowan, 2018).

2.1.6.1. Motilidad espermática

La evaluación de la motilidad espermática debe realizarse colocando una pequeña gota de semen en un portaobjetos caliente y se examina directamente utilizando el microscopio con un aumento de 4x (con el condensador bajado) para detectar la motilidad masal (a menudo se puntúa desde ninguna onda arremolinada hasta una onda rápida en una escala del 1 al 5 se muestra en la Tabla 2)(McGowan, 2018).

Tabla 2

Sistema de puntuación del movimiento ondulatorio bajo microscopía de baja potencia, de 10x a 50x.

PUNTAJE	CLASE	DESCRIPCION
5	Muy bueno	Ondas densas, de movimiento muy rápido; los espermatozoides individuales no se pueden ser observar; >90% de los espermatozoides son activos.
4	Bueno	Movimiento vigoroso, sin embargo, las olas y remolinos no son tan rápidos como los en la puntuación 5; del 70 al 90% de los espermatozoides son activos.
3	Regular	Sólo se observan ondas pequeñas y de movimiento lento; se pueden observar espermatozoides individuales; del 40 al 65% de los espermatozoides son activos.
2	Pobre	No se forma movimiento de ondas, pero se ve algún movimiento de los espermatozoides; entre el 20 y el 40% de los espermatozoides son activos.
1	Muy pobre	Menos del 10% de los espermatozoides están activos; es posible observar un ligero "parpadeo" de espermatozoides con poca movilidad
0	Muerto	Sin movimiento aparente

(Shipley et al., 2007).

La evaluación de la motilidad masiva evalúa el movimiento ondulatorio colectivo tridimensional de un grupo de espermatozoides, mientras que la evaluación microscópica de la motilidad consiste en estimar visualmente el porcentaje de espermatozoides individuales progresivamente móviles en un eyaculado. Sin embargo, la naturaleza subjetiva de estos métodos limita la precisión y la repetibilidad, con el riesgo potencial de no ser fiables cuando se trata de la evaluación de la fertilidad masculina (Verstegen et al., 2002).



Por subjetivo entendemos que la puntuación de la motilidad la determina el técnico y, por tanto, se ve afectada por la interpretación individual y, por tanto, depende de la interpretación individual. Como alternativa, la tecnología de análisis de espermatozoides asistido por ordenador (CASA), ampliamente utilizada en la industria, proporciona una evaluación objetiva de la motilidad espermática (Palacín et al., 2013).

2.1.6.2. Análisis de la motilidad y morfometría espermática mediante el sistema computarizado Computer Assisted Sperm Analysis (CASA).

Este sistema computarizado permite una valoración objetiva del semen e identificar la existencia de subpoblaciones de espermatozoides con diferentes patrones de movimiento que coexisten en la misma muestra de semen, dando una visión más real que la motilidad media de la muestra, dado que una muestra de semen es una población heterogénea de espermatozoides (Allende y Arisnabarreta, 2021).

El equipo CASA difiere en gran medida entre máquinas, basándose en la óptica y el software utilizado para la identificación de espermatozoides y la reconstrucción de trayectorias. En el sistema, también se pueden seleccionar la frecuencia de adquisición de fotogramas (número de fotogramas/s analizados) entre 15, 30 o 60 Hz a partir de los cuales un espermatozoide será rastreado con éxito para su inclusión en el análisis del movimiento. Los usuarios también pueden definir diferentes configuraciones (intensidad, valores de tamaño), que son esenciales para



discriminar entre las cabezas de los espermatozoides y otras células eventualmente presentes en la muestra evaluada (Verstegen et al., 2002).

a) Motilidad

El análisis de esperma asistido por ordenador proporciona los medios para una clasificación objetiva de una población determinada de espermatozoides. Utilizando imágenes digitales de la trayectoria de cada espermatozoide, las máquinas CASA son capaces de analizar, mediante algoritmos de procesamiento, las propiedades de movimiento de los espermatozoides. Los parámetros más frecuentes son la motilidad total, motilidad progresiva entre otros (Verstegen et al., 2002).

b) Morfometría

Para reducir la subjetividad de la morfología espermática, se ha desarrollado la morfometría espermática asistida por ordenador (CASMA o ASMA), estos sistemas proporcionan una serie de parámetros objetivos que han facilitado la evaluación morfológica del semen (Kruger et al., 1993). La mayoría de los estudios se han centrado en el estudio de las cabezas espermáticas. Sólo unos pocos estudios han evaluado por separado las diferentes estructuras espermáticas, como el núcleo (Yaniz et al., 2012).

La morfometría espermática detallada requiere una distinción clara de los límites de las diferentes partes de la célula, lo cual es en algunas especies con los protocolos de tinción y óptica convencionales (Yaniz et al., 2013).



2.1.6.3. Morfología espermática

Si se recoge una muestra de semen de un macho, debe determinarse siempre el porcentaje de espermatozoides morfológicamente normales. Este parámetro ha demostrado estar significativamente asociado con los resultados del apareamiento y es casi con toda seguridad un rasgo heredable. Proporciona una medida sensible de la salud de los testículos, epidídimos y glándulas sexuales accesorias. Además, cuando los machos se crían y aparean en entornos en los que los animales experimentan extremos estacionales de temperatura/humedad, plano de nutrición y parasitismo, puede proporcionar una indicación útil del animal a su entorno (McGowan, 2018).

Para la evaluación de la morfología espermática, la tinción con eosina-nigrosina se utiliza en el laboratorio y se denomina tinción diferencial debido a su incapacidad para atravesar las membranas celulares vivas (Bearden et al., 2004). El uso de la eosina-nigrosina es sencilla y eficaz y permite ver fácilmente los espermatozoides. También se denomina tinción "vivo-muerto", que permite valorar la integridad de membrana y al mismo tiempo que la morfología del espermatozoide (Björndahl et al., 2003).

Las anomalías suelen dividirse en tipos de anomalías primarias y secundarias o anomalías mayores y menores; en algunos sistemas de clasificación (Kebede et al., 2007). Mientras que, Gil et al. (2003) consideran que el semen con menos del 10% de anormalidades como normal en ovinos.



2.2. ANTECEDENTES

2.2.1. Morfometría espermática

2.2.1.1. Tinción espermática

Castro (2014) comparó las tinciones Diff Quick (DQ) Vs. Spermac (S) y Azul de Toluidina (AT) en la capacidad para medir correctamente la morfometría de la cabeza espermática en μm de Largo (L), Ancho (A), Perímetro (P) y Área (Ar) μm en caprinos. Para lo cual utilizó el programa informático que valora la morfometría espermática (ASMA) y que distribuye comercialmente la empresa ISAS® (Proiser, Valencia, España). Los resultados (promedio \pm error estándar) mostraron diferencias altamente significativas entre las tinciones ($P \leq 0,01$) encontrando: L ($8,24 \pm 0,02\text{AT}$ Vs. $9,79 \pm 0,02\text{DQ}$ Vs. $9,67 \pm 0,02\text{S}$), A ($4,44 \pm 0,01\text{AT}$ Vs. $4,97 \pm 0,009\text{DQ}$ Vs. $4,90 \pm 0,01\text{S}$), P ($22,23 \pm 0,05\text{AT}$ Vs. $26,53 \pm 0,05\text{DQ}$ Vs. $26,06 \pm 0,07\text{S}$), Ar ($31,67 \pm 0,13\text{AT}$ Vs. $41,84 \pm 0,11\text{DQ}$ Vs. $40,55 \pm 0,17\text{S}$).

Yaniz et al. (2013), evidenciaron diferencias en la morfométrica de la cabeza del espermatozoide y del acrosoma en el carnero y según el tipo de tinción la mayoría de los parámetros morfométricos primarios de la cabeza del espermatozoide y el área acrosomal, se observó la siguiente relación: glutaraldehído $>$ hemacolor \geq metanol \geq Spermblye $>$ sin tratamiento. El método de frotis fijados con glutaraldehído se recomienda para un uso más práctico para muestras frescas, por proporcionar imágenes de mejor calidad que los otros métodos. Así también, Sancho (1998) estudió las técnicas de fijación, así como las técnicas de tinción y la calidad

de la tinción, encontrando diferencias significativas en las dimensiones de la cabeza del espermatozoide (área, perímetro, longitud, anchura, factor de forma y masa) que se observaron en los carneros al evaluar los efectos de diferentes fijadores (SUZA, gluta, metanol, etanol, éter).

2.2.1.2. Influencia de la raza y edad sobre la morfometría espermática

En un estudio en carneros Merino y Muflón en España, el área de la cabeza del espermatozoide no difirieron entre los grupos Merino ($35,7 \pm 0,5 \mu\text{m}^2$ en la mitad de estación reproductiva frente a $34,8 \pm 1,0 \mu\text{m}^2$ al final de estación reproductiva), mientras que el Muflón fue mayor en el grupo final de estación reproductiva que en el grupo mitad de estación reproductiva ($38,3 \pm 0,2$ frente a $34,3 \pm 0,1 \mu\text{m}^2$ $P=0,029$) (Martínez-Fresneda et al., 2019).

En otro estudio, se detectaron diferencias significativas en la morfometría de la cabeza espermática entre carneros pertenecientes a diferentes rebaños. Por lo tanto, el efecto del origen del rebaño sobre la morfometría del espermatozoide, apoya la hipótesis de un control genético de este rasgo espermático. Las características morfométricas del semen fresco fueron: longitud de la cabeza $8.90 \mu\text{m}$, ancho $4.79 \mu\text{m}$, área $35.02 \mu\text{m}^2$, perímetro $26.80 \mu\text{m}$ (Maroto – Morales et al., 2010).

Y en ovinos de raza aragonesa, los valores de morfometría espermática del semen diluido en leche descremada, fueron: área de la cabeza $30.4 \mu\text{m}^2$, perímetro $22.6 \mu\text{m}$, longitud $8.25 \mu\text{m}$, ancho $4.67 \mu\text{m}$ (Santolaria et al., 2015).



En carneros Najdi se evaluó la morfometría después de la congelación y los resultados fueron: longitud de la cabeza del espermatozoide 10.79 μm , el ancho 5.12 μm , el área de la cabeza 41.72 μm^2 , el perímetro 28.72 μm , la distancia de la pieza intermedia fue de 1.10 μm . (Ba-Awadh et al., 2023).

En otro estudio, los parámetros morfométricos de los espermatozoides del semen fresco de carneros Corriedale evaluados en el sistema CASA (ISAS, Proiser) fueron: longitud de la cabeza 8.52 μm , ancho 4.64 μm , área 32.11 μm^2 , perímetro 24.34 μm , distancia de la pieza intermedia 0.14 μm (Coquepuma et al., 2017).

Y al análisis en microscopio electrónico de los parámetros morfométricos de carneros adultos Deccani (2 años), estos fueron: longitud de la cabeza 7.80 μm , ancho 4.33 μm , área 26.84 μm^2 , perímetro 20.63 μm , longitud de la pieza intermedia 14.03 μm (Rajashiri et al., 2017).

Por otro lado, se realizó un estudio de la morfometría espermática en carneros y se utilizaron dos técnicas de colecta de semen como son la vagina artificial y la electroeyaculación, sin diferencias estadísticas entre las dos técnicas. Los valores para la longitud de la cabeza fueron: 7.68 μm y 7.71 μm , ancho 4.42 μm y 4.68 μm , área 34.46 μm^2 y 36.38 μm^2 , respectivamente (Tapaloaga y Tapaloaga, 2016).

Dulaimi et al. (2015), no observaron diferencias significativas en la dimensión o forma de la cabeza del espermatozoide en carneros nativos Romanian entre los individuos de mediana edad o mayores ($P > 0,05$). Los



valores de elipticidad de la cabeza fueron mayores en la categoría joven y de mediana edad, $1,76\pm 0,03$ y $1,76\pm 0,05$ pero inferiores en la categoría de mayor edad, $1,74\pm 0,03$. La elongación registró el mismo valor $0,27\pm 0,01$, pero la variabilidad en su interior fue del 4,17%. En cuanto a la regularidad, el experimento revela el hecho de que este parámetro derivado registró el valor más alto en los carneros viejos, siendo seguido por las otras dos categorías con el valor medio de $0,93\pm 0,01$. Este estudio confirma que la edad de los carneros está relacionada con el tamaño morfométrico de los espermatozoides. Por lo tanto, proporciona información sobre la maduración de los espermatozoides de carnero y apoya la idea de que las dimensiones de los espermatozoides de carnero pueden tomarse como una indicación aproximada de su madurez relativa.

En un estudio se valoró la morfometría espermática de carneros Ile de France en España en el sistema CASA (Computer Assisted Semen Analysis) y el software de morfometría del sistema ISAS® (Integrated Semen Analysis System), para lo cual una vez diluidas las muestras de semen fueron teñidas con Hematoxilina de Harris. En este trabajo se ha comprobado que el factor carnero afecta a la variabilidad de las características seminales estudiadas exceptuando la rugosidad espermática (Bravo, 2010).

En otro estudio, se investigó la asociación entre las subpoblaciones para la morfométrica y cinemática de los espermatozoides de carneros de raza Aragonesa en España, las muestras de semen se recogieron semanalmente utilizando una vagina artificial durante 6 semanas consecutivas. Los valores de morfometría espermática fueron: área 31.28



μm , longitud $8.42 \mu\text{m}$, perímetro $22.67 \mu\text{m}$ y área $31.28 \mu\text{m}^2$ para la subpoblación con cabeza grande y alargada (Yaniz et al, 2015).

2.2.1.3. Asociación entre morfología y fertilidad

En un estudio a gran escala en ovejas manchegas (*Ovis aries*), se evaluó la relación entre la forma de la cabeza del espermatozoide y la fertilidad del macho. Se recogió semen de 83 carneros maduros y, antes de la inseminación, se midieron cinco parámetros de la forma de la cabeza: área, perímetro, longitud, ancho y $p2a$ ($\text{perímetro}^2/2p \text{ área}$) mediante un análisis morfométrico del esperma asistido por ordenador. No se encontraron relaciones entre las tasas de fertilidad de los machos y los valores medios de las dimensiones de la cabeza de los espermatozoides. Sin embargo, las diferencias en las tasas de fertilidad entre carneros estaban fuertemente asociados a la proporción con cabezas cortas y alargadas. Los valores medios de los parámetros morfométricos de la cabeza del espermatozoide de los 83 carneros incluidos en este estudio fueron: $8,87 \pm 0,24 \mu\text{m}$ para la longitud, $4,79 \pm 0,20 \mu\text{m}$ para el ancho, $34,90 \pm 2,09 \mu\text{m}^2$ para el área, $26,95 \pm 1,41 \mu\text{m}$ para el perímetro, $1,67 \pm 0,17$ para $p2a$. Ninguno de los parámetros morfométricos medios se correlacionó significativamente con la fertilidad de los machos (Maroto-Morales et al., 2015).

En una investigación, la proporción de espermatozoides con cabeza alargada se asoció con la tasa de fertilidad de los machos, revelando que la relación entre la forma de los espermatozoides y la fecundación era clara cuando la heterogeneidad del semen fue considerada en función de la



morfometría de la cabeza de los espermatozoides. Así, la fertilidad masculina parece asociarse a la proporción de un tipo concreto de espermatozoides (espermatozoides con cabeza corta y alargada) (Maroto-Morales et al., 2015).

La evaluación de las características morfométricas de cabezas de espermatozoides del semen fresco de carneros Ile de France de un centro de inseminación ovina a lo largo de un año en el sistema asistido por ordenador (CASMA). La morfometría se analizó en esperma fresco y se encontró una longitud de 8.24 μm , ancho 4.88 μm y 37.76 μm^2 (Bravo et al., 2014).

En un estudio la motilidad espermática se evaluó mediante análisis de espermatozoides asistido por ordenador (CASA). La distribución de las subpoblaciones entre los diagramas de fertilidad de campo alta y baja fue significativamente diferente ($P \leq 0,05$), con porcentajes más altos de espermatozoides con movimientos rápidos y lineales y de aquellos con núcleos grandes y alargados en el grupo de fertilidad alta. Sin embargo, estas subpoblaciones no estaban correlacionadas. También se realizaron análisis de regresión logística para evaluar la utilidad relativa de las distintas subpoblaciones para clasificar a los carneros como de alto y bajo índice de fertilidad. Se concluyó en que los carneros de alta y baja fertilidad presentan claras diferencias en la morfometría y cinemática de las subpoblaciones espermáticas y los indicadores más consistentes de fertilidad fueron motilidad progresiva y la proporción de espermatozoides grandes y largos presentes en el eyaculado. Esto puede ser útil en la



selección de machos para la inseminación artificial en función de la calidad del esperma (Yaniz et al., 2015).

2.2.2. Motilidad espermática

Para la determinación de los parámetros cinéticos del semen refrigerado de carneros de raza Criolla y Corriedale bajo condiciones del altiplano de Perú, se colectó mediante la vagina artificial en la estación reproductiva y se utilizó el sistema CASA (Motilidad total y motilidad progresiva). Los valores de motilidad total y progresiva en el semen refrigerado de carneros de la raza Criolla, fueron 89,48% y 85,10%, respectivamente y para la raza Corriedale 85.32% y 70.56%, respectivamente (Catacora et al., 2022).

Se evaluó la capacidad fecundante In vitro de los espermatozoides congelados / descongelados provenientes de la cola del epidídimo colectados a través de la técnica de lavado retrogrado y de corte modificado; utilizando un total de 20 testículos de carneros provenientes del Camal. Los resultados en la calidad espermática fueron: motilidad masal 57,30 % y 50,10%, motilidad individual 54,90 % y 47,90 %, Test Hipo-osmótico 46,60 % y 43,50 % ($P \leq 0.05$), vitalidad 49,50 % y 47,80 %, anormalidades 19,10 % y 18,90 %, integridad de acrosoma 67.70 % y 64.90% ($P > 0.05$) para espermatozoides antes de la congelación y después de la descongelación respectivamente (Condemayta, 2017).

El objetivo del trabajo fue comparar la recuperación de la motilidad al descongelar el semen congelado en pellets utilizando el diluyente Tris-glucosa-yema de huevo o Lactosa-yema de huevo. Se obtuvieron 30 eyaculados de nueve carneros por medio de una vagina artificial y se evaluó el volumen, la motilidad progresiva, la concentración y la morfología espermática. Motilidad progresiva



del semen diluido con Tris-glucosa-yema de huevo fue 78.93% y con lactosa-yema de huevo de 78.68% (Brito et al, 2004).

Los parámetros de motilidad espermática total, motilidad progresiva, el tiempo de supervivencia, la integridad de la membrana plasmática, la integridad del acrosoma y algunos parámetros cinemáticos, como la velocidad curvilínea, se estudiaron en carneros Hu durante la temporada de cría y se utilizaron los diluyentes A (a base de Tris y fructosa), B (a base de fructosa y citrato de sodio), C (a base de glucosa), D (a base de fructosa) y E (Control, solución salina fisiológica) y se almacenaron a 16°C. La motilidad total para los cuatro diluyentes fue: 84.39%, 89.18%, 81.19%, 81.84% y 84.53%, respectivamente; la motilidad progresiva de 79.58%, 83.93%, 70.34%, 72.97% y 78.44%, respectivamente (Zhang et al., 2021).

El otro estudio se comparó las características de motilidad y los parámetros cinemáticos del semen de carnero fresco, refrigerado y sexado con el objetivo de seleccionar los eyaculados de alta calidad para el sexado del semen. Se analizó mediante CASA el semen fresco, refrigerado y sexado de 4 carneros de raza Frisona del Este, y se determinó la motilidad de los eyaculados. La Motilidad total fue $93.77 \pm 6.31\%$ y la motilidad progresiva $70.27 \pm 22.75\%$ (Yotov et al., 2021).



CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. LUGAR DE ESTUDIO

Se realizó en el Centro Experimental Chuquibambilla de la Universidad Nacional del Altiplano, situado en el Distrito de Umachiri, Provincia de Melgar, Región Puno, a 3974 m.s.n.m, se caracteriza por presentar un clima frío y templado, presenta una temperatura máxima de 20.4°C en el mes de diciembre y una temperatura mínima de -18.4°C en el mes de junio, con un promedio anual de 8°C, la humedad relativa promedio anual es de 53% (máxima 81%, mínima 18%); presentando una precipitación pluvial anual promedio de 659 mm (SENAMHI, 2020).

3.2. DE LOS ANIMALES

Se utilizaron tres carneros reproductores de raza Criolla del plantel de Buenavista y tres reproductores de raza Corriedale de los criadores aledaños. En ambas razas se colectaron en sus respectivas cabañas, la edad de los carneros estuvo entre los 3 a 4 años de edad. Todos los machos fueron entrenados mediante una vagina artificial y mantuvieron un régimen de recogidas regulares (dos veces por semana) en estación reproductiva. Se obtuvieron 4 repeticiones por carnero.

3.3. ARMADO DE LA VAGINA ARTIFICIAL

- Se utilizó una vagina artificial con un cuerpo rígido, funda de látex recta, vaso colector de vidrio y funda protectora externa.
- Se colocó la funda recta en el interior del cuerpo rígido de la vagina artificial, luego se sujetó con ligas el extremo opuesto a la válvula.



- Se echó agua caliente hasta un tercio de la vagina artificial y se aseguró el extremo faltante.
- Se insufló aire hasta lograr una adecuada presión.
- Se colocó el vaso colector de vidrio en la ranura del extremo posterior de la válvula.
- Se colocó lubricante en la entrada de la vagina artificial y se midió la temperatura, la cual osciló entre 42 a 43°C.

3.4. COLECCIÓN DE SEMEN

- La colecta de semen se realizó en la sala de inseminación de Buenavista en las mañanas.
- Los machos fueron estimulados con una oveja en celo, la cual estuvo inmovilizada en un brete.
- Se realizó la higienización del prepucio con agua destilada y papel toalla antes de cada colecta, además se recortó la lana sucia o contaminada de la región prepucial.
- Los machos fueron pre excitados acercándolos y alejándolos de las hembras para obtener una muestra concentrada.
- Una vez estimulado a los carneros, se colocó la vagina artificial previamente armada en la dirección de la salida del pene de la bolsa prepucial.
- Finalmente se obtiene la muestra en el vaso colector de vidrio, le cual también fue previamente calentado a 37°C.

3.5. PREPARACION DE DILUYENTE Y DILUCION DE LA MUESTRA.

- El diluyente utilizado fue Triladyl® y se mezcló de la siguiente manera:
- Para preparar 50 ml: se mezcló 30 ml de agua destilada, 10 ml de Triladyl y 10 ml de yema de huevo.
- El diluyente se calentó a 37°C en baño maría.



- Una vez obtenido la muestra de semen se mezcló con el diluyente preparado en una proporción de 1:1.
- Una vez diluida la muestra se llevó a temperatura ambiente al laboratorio de Reproducción de la Estación Experimental de IVITA-Marangani, perteneciente a la Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Para la evaluación de la morfometría espermática y motilidad progresiva.

3.6. EVALUACION DE LA MORFOMETRIA ESPERMATICA

- Se colocó 195 ul de diluyente TGC en un vial de 2ml en baño a maría a 36 °C durante 5 minutos.
- Luego se colocó 5 ul de la muestra de semen diluido en el vial con TCG durante 2 minutos.
- Posteriormente, se sacó 10ul y se colocó en un extremo de una lámina portaobjetos limpia, la cual estaba en una platina térmica a 36°C.
- Se realizó un frotis con otra lámina portaobjeto en un ángulo de 45°C.
- Se dejó secar por un minuto.
- Luego la lámina portaobjeto se sumerge en la solución fijadora de la batería de tinción Spermac® por un tiempo de 5 minutos, se retiró el portaobjeto y se eliminó el excedente en papel toalla y se colocó en la platina térmica por 15 minutos.
- Luego se sumerge la lámina portaobjeto en la solución A (color rojo) por 2 minutos, se dejó escurrir el excedente y se lavó en un recipiente con agua, sumergiéndolo 5 veces, luego se colocó el portaobjeto en forma vertical se secó sobre un papel toalla.
- Después se sumergió el portaobjeto en la solución B (verde claro) por un tiempo de 1 minuto, pasando este tiempo se retiró el portaobjeto dejando escurrir el excedente para luego sumergirlo de 5 veces en un vaso con agua, y luego se colocó



el portaobjeto sobre un papel toalla de forma vertical y secando con papel toalla por detrás del portaobjeto.

- Luego, se sumergió el portaobjeto en la solución C (verde oscuro) por un tiempo de 1 minuto, cumplido el tiempo se retiró el portaobjeto dejando escurrir el excedente para luego sumergir el portaobjeto en un vaso con agua 5 veces, luego se colocó de forma vertical sobre un papel toalla y se secó también la cara inferior, por último, se coloca el portaobjeto sobre una platina térmica a 37°C por un tiempo de 5 minutos.

3.7. EVALUACION DE LA MOTILIDAD TOTAL Y PROGRESIVA

- La evaluación de la motilidad total y progresiva del semen fresco diluido de los carneros se realizó mediante el sistema CASA AndroVision® system (Minitube, Tiefenbach, Germany).
- Las muestras de semen se diluyeron en TGC a una concentración final de 50×10^6 espermatozoides/ml.
- Luego, se depositó 10 μ l de la suspensión espermática en un portaobjetos y se cubrió con un cubreobjetos (22x22 mm).
- Se capturaron de 3 a 5 campos para cada muestra mediante el microscopio de contraste de fases (Zeiss Axio Scope-A1), analizándose un mínimo de 200 células/muestra.

3.8. EVALUACION DE LA MOTILIDAD TOTAL Y PROGRESIVA

Los datos de la motilidad progresiva y morfometría espermática fueron analizados en un modelo mixto donde el factor raza se ha considerado como factor fijo y a los carneros como factor aleatorio. Los datos fueron procesados en el programa R Core Team 2023. Para las correlaciones entre la motilidad progresiva y el área, largo, ancho y distancia



ia de la pieza intermedia del espermatozoide se utilizó la correlación de Pearson, usando una notación matricial el modelo fue (Kaps and Lamberson, 2017):

$$\mathbf{y} = \mathbf{X}\boldsymbol{\beta} + \mathbf{Z}\boldsymbol{\mu} + \boldsymbol{\varepsilon}$$

Donde:

\mathbf{y} = es el vector de observaciones (variables microscópicas y morfométricas del semen de ovinos)

\mathbf{X} = es la matriz de efectos fijos (raza del carnero) que relaciona a \mathbf{y} con $\boldsymbol{\beta}$

$\boldsymbol{\beta}$ = es el vector de efectos fijos

\mathbf{Z} = es la matriz de efectos aleatorios (carnero) que relaciona a \mathbf{y} con $\boldsymbol{\mu}$

$\boldsymbol{\mu}$ = es el vector de efectos aleatorios

$\boldsymbol{\varepsilon}$ = es el vector de error aleatorio

Para la prueba de comparación múltiple se utilizó la prueba de Tukey-Kramer.

Los resultados se reportan mediante medias de mínimos cuadrados y su respectivo error estándar.

Para determinar las correlaciones se utilizó la correlación de Pearson (p) el cual está definido por (Kaps and Lamberson, 2017):

$$p = \frac{\sigma_{xy}}{\sqrt{\sigma_x^2 \sigma_y^2}}$$

Donde:

$$\sigma_x^2 = \text{varianza de x}$$



σ_y^2 = varianza de y

σ_{xy} = covarianza entre x e y

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. MORFOMETRÍA ESPERMÁTICA EN OVINOS CORRIEDALE Y CRIOLLO

En la tabla 3, se observan los resultados del largo, ancho, área, distancia de la pieza intermedia y cola del espermatozoide en ovinos Corriedale y Criollo.

Tabla 3

Morfometría espermática de ovinos Corriedale y Criollo (media de mínimos cuadrados \pm error estándar)

Raza	Área (μm^2)	Cabeza del espermatozoide Largo (μm)	Ancho (μm)	Cola (μm)	Asimetría de la pieza intermedia (μm)
Criollo	46.77 ± 0.15^a	9.93 ± 0.03^a	5.76 ± 0.01^a	63.62 ± 0.14^a	0.18 ± 0.01^a
Corriedale	46.18 ± 0.14^b	9.86 ± 0.02^b	5.69 ± 0.01^b	63.80 ± 0.14^a	0.17 ± 0.01^a

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$), prueba LSD Fisher.

Donde los resultados de morfometría espermática, que muestran el área de la cabeza del espermatozoide que fue de $46.77 \pm 0.15 \mu\text{m}^2$ y $46.18 \pm 0.14 \mu\text{m}^2$, largo $9.93 \pm 0.03 \mu\text{m}$ y $9.86 \pm 0.02 \mu\text{m}$, ancho $5.76 \pm 0.01 \mu\text{m}$ y $5.69 \pm 0.01 \mu\text{m}$, en carneros de la raza Criolla y Corriedale, respectivamente. Así, el factor raza influiría significativamente sobre el área, largo y ancho de la cabeza del espermatozoide ($p \leq 0.05$). El largo de la cola fue de $63.62 \pm 0.14 \mu\text{m}$ y $63.80 \pm 0.014 \mu\text{m}$, la asimetría de la pieza intermedia fue 0.18 ± 0.01 y 0.17 ± 0.01 en carneros de raza Criolla y Corriedale, respectivamente, sin diferencias significativas entre razas ($p > 0.05$). Estos valores encontrados en el altiplano del Perú son valores mayores a los reportes de otros autores.



El largo, ancho y área de la cabeza de los espermatozoides en ovinos de raza Corriedale y Criolla evaluamos mediante el sistema computarizado CASA con el software Androvisión del presente trabajo, muestra valores superiores comparado a Castro (2014), quién encontró una área de $40.55 \mu\text{m}^2$, largo $9.67 \mu\text{m}$ y ancho $4.90 \mu\text{m}$ y utilizó la misma tinción Spermac en el sistema computarizado ASMA con el software ISAS y también son superiores a lo que indica Choquepuma (2017), en borregas Corriedale de la sierra de Cusco utilizando el sistema CASA (ISAS, Proiser), encontrando una longitud de la cabeza $8.52 \mu\text{m}$, ancho $4.64 \mu\text{m}$, área $32.11 \mu\text{m}^2$ y en ovinos Merino un área de $35.7 \mu\text{m}^2$ (Martínez-Fresneda et al., 2019) y en la raza Aragonesa los valores son de longitud de $8.25 \mu\text{m}$, ancho de $4.67 \mu\text{m}$ y un área de $30.42 \mu\text{m}^2$. En el semen carneros de la raza Ile de France, la longitud fue de $8.24 \mu\text{m}$, ancho $4.88 \mu\text{m}$ y $37.76 \mu\text{m}^2$ (Bravo et al., 2014). De manera similar Maroto-Morales et al. (2010), encontraron una longitud de $8.90 \mu\text{m}$, ancho de $4.79 \mu\text{m}$ y área de $35.02 \mu\text{m}^2$.

Además, son mayores cuando se utilizaron el mismo método de colecta con la vagina artificial indicado por Tapaloaga y Tapaloaga, (2016) con una longitud de $7.68 \mu\text{m}$, ancho de $4.42 \mu\text{m}$ y área de $34.46 \mu\text{m}^2$. En adición, Yaniz et al. (2015) indica un área de $31.28 \mu\text{m}^2$, longitud $8.42 \mu\text{m}$ con el mismo método de colecta de semen.

Podemos indicar entonces que, los valores de morfometría espermática en los diferentes estudios están en los siguientes rangos: área de la cabeza del espermatozoide desde $30.42 \mu\text{m}^2$ hasta $40.55 \mu\text{m}^2$, longitud de $8.24 \mu\text{m}$ a $9.67 \mu\text{m}$, ancho de $4.42 \mu\text{m}$ a $4.90 \mu\text{m}$. Todos estos rangos son menores a lo que encontramos en nuestro estudio. Por otro lado, no existe información acerca de la longitud de la cola en espermatozoides de carnero, lo cual si se pudo realizar con el sistema computarizado CASA Androvisión



En cuanto a la comparación entre razas, en este trabajo la raza Criolla mostró mayores valores del largo, ancho y área de la cabeza del espermatozoide en comparación a la raza Corriedale, es decir que existiría un control genético de este rasgo espermático (Maroto – Morales et al., 2010) y que también el efecto el factor carnero afecta a la variabilidad de las características espermáticas (Bravo, 2010). Además, los trabajos anteriores realizados en diferentes razas de ovinos indican valores distintos de morfometría espermática en estas razas, es decir que la raza influye en las dimensiones de los espermatozoides.

Por otro lado, las diferencias en los resultados de morfometría espermática se deberían al método de tinción utilizado como lo demostró Castro (2014), Hidalgo et al. (2006) y Soler et al. (2005), cuando compararon diferentes tinciones utilizando Diff Quick, Spermac y Azul de Toluidina, estas afectaron significativamente a las dimensiones de los espermatozoides. Entonces, la variación en una sola variable de procesamiento del semen (como el método de fijación o tinción) causando importantes diferencias en la morfometría de la cabeza del espermatozoide (Yániz et al., 2012; Gravance et al., 1998). Por lo tanto, todas las modificaciones realizadas en el proceso de cuantificación morfológica influyen en los valores obtenidos (Verstegen et al., 2002). Por ejemplo, cuando los espermatozoides se tiñen, al utilizar preparaciones en seco o fijándolas el citoplasma celular se deshidrata y como resultado se produce una disminución del tamaño de la cabeza espermática (Hidalgo et al., 2006). Esto se ha descrito en muestras de semen humano y de caballo teñidas con Papanicolaou y Feulgen respectivamente con una reducción media del área de la cabeza, y si se contempla la longitud y la anchura, esta disminución para el caballo oscila entre el 20% y el 13% respectivamente, frente a espermatozoides no fijados y no teñidos (Ball and Mohammed, 1995; Katz et al., 1986).

Por otro lado, también deberían esperarse diferencias cuando todos los procedimientos, incluido el etiquetado fluorescente en lugar de la tinción tradicional y el software utilizado (Yániz et al., 2012). También, se ha sugerido la existencia de variaciones en los resultados obtenidos en una misma muestra de semen empleando distintos sistemas CASA (Verstegen et al., 2002), debido principalmente a que cada sistema reconstruye las trayectorias espermáticas de forma distinta o utilizan métodos diferentes para la localización e identificación de los espermatozoides, así como algoritmos para el cálculo de los parámetros cinéticos. Incluso se ha sugerido que un mismo parámetro podría variar entre versiones distintas del mismo sistema CASA (Mortimer, 2000). Es así que, el procedimiento CASMA muestra los valores más altos para todos los parámetros morfométricos y el procedimiento por microscopía electrónica los más bajos. Por lo tanto, el análisis de una muestra de semen cuando sólo se utiliza la media de los parámetros morfométricos para describir la población celular, es demasiado limitado para interpretar su capacidad fecundante (de Paz et al., 2011).

4.2. EVALUACIÓN DE LA MOTILIDAD TOTAL, MOTILIDAD PROGRESIVA EN OVINOS CORRIEDALE Y CRIOLLO

En la tabla 4, se observan los resultados de motilidad total y motilidad progresiva de los espermatozoides en ovinos Corriedale y Criollo.

Tabla 4

Media ± error estándar de la motilidad total, motilidad progresiva de los espermatozoides de ovinos Criollo y Corriedale.

Variable	Criollo	Corriedale
Motilidad Total (%)	90.82 ± 5.01 ^a	90.37 ± 2.12 ^a
Motilidad Progresiva (%)	86.93 ± 5.39 ^a	86.82 ± 2.31 ^a

Letras similares en la misma fila no indican diferencia significativa ($p > 0.05$), prueba de Tukey-Kramer.



Los resultados de la motilidad total fueron de $9.82 \pm 5.01 \%$ y $9.37 \pm 2.12 \%$, motilidad progresiva de 86.93 ± 5.39 y 86.82 ± 2.31 en ovinos Criollo y Corriedale, respectivamente. Lo cual indicaría que el factor raza no tiene influencia significativa sobre la motilidad total y motilidad progresiva espermática en el semen fresco de ovinos Criollo y Corriedale ($p > 0.05$). Por lo tanto, la raza no influye en la motilidad progresiva de los espermatozoides de ovinos de raza Criolla y Corriedale.

La motilidad total (MT) y motilidad progresiva (MP) de los espermatozoides del semen fresco de ovinos Corriedale y Criollo, fueron mayores a lo indicado, donde evaluaron la motilidad total y progresiva en el semen refrigerado de ovinos Criollos y Corriedale en el altiplano peruano, mediante el sistema CASA Androvisión y los valores fueron: 89,48% y 85,10%, respectivamente y 85.32% y 70.56%, respectivamente (Catacora et al., 2022). También, son superiores a los reportados por Carvajal-Serna *et al.* (2018), quienes evaluaron la motilidad total y progresiva del semen fresco a 2,510 metros sobre el nivel mar en ovinos de raza Criolla. De manera similar a nuestros resultados, Vozaf et al. (2022), indican que no existen diferencias en la motilidad total y progresiva del semen fresco entre razas de carneros. Entonces, nuestros resultados similares en la motilidad progresiva entre razas se deberían a que los carneros utilizados fueron seleccionados por su aptitud reproductiva y no manifestaron ninguna enfermedad que haya afectado el proceso de espermatogénesis. Además, el semen fue diluido adecuadamente y no sufrió ningún proceso de refrigeración o criopreservación que pueda afectar la motilidad progresiva.

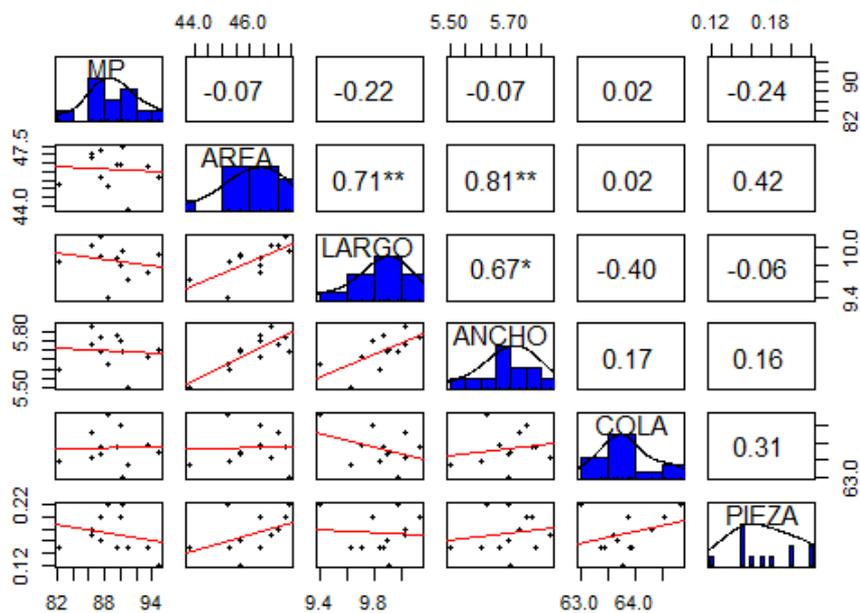
Contrariamente a nuestros resultados, otros autores como Kumar et al. (2010), al realizar la evaluación de los parámetros cinéticos del semen fresco de ovinos de las razas: nativa Malpura y Bharat merino, en el sistema CASA, encontraron valores mayores de motilidad para la raza nativa Malpura. Además, Carvajal-Serna *et al.* (2018), evaluaron

la motilidad total y progresiva del semen fresco a 2,510 metros sobre el nivel mar en ovinos de raza Criolla y Rommey Marsh, encontrando valores superiores para la raza Criolla

4.3. CORRELACIÓN ENTRE LA MOTILIDAD PROGRESIVA Y LA MORFOMETRÍA ESPERMÁTICA EN OVINOS CORRIEDALE Y CRIOLLO.

Figura 4

Correlaciones de Pearson entre motilidad progresiva y características morfológicas en ovinos Corriedale

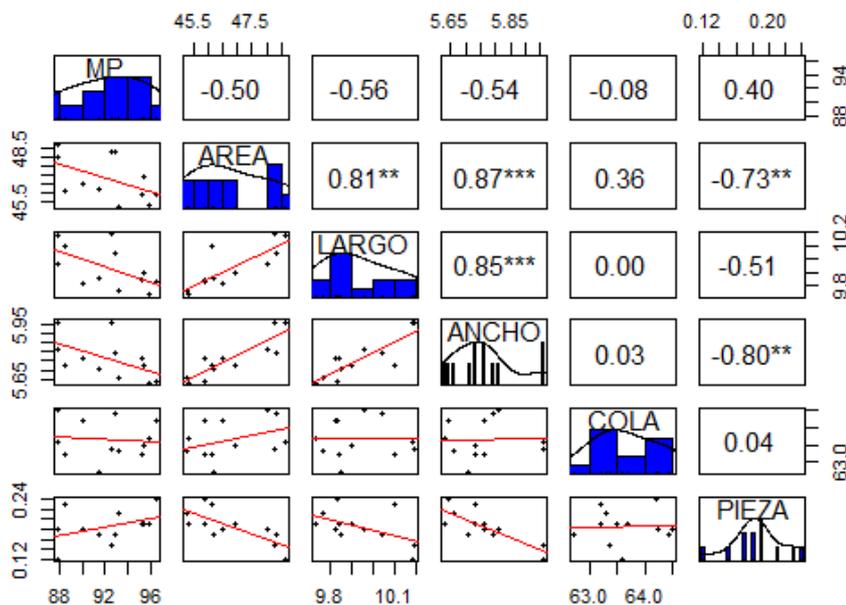


En la Figura 4, se observan las correlaciones entre la motilidad progresiva y las medidas morfológicas de los espermatozoides (área, largo, ancho de la cabeza del espermatozoide, cola y asimetría de la pieza intermedia del espermatozoide) en ovinos Corriedale. Donde, las correlaciones entre el área, largo, ancho de la cabeza del

espermatozoide fueron negativas con respecto a la motilidad progresiva, es decir que a medida que una variable aumenta, la otra tiende a disminuir, y viceversa.

Figura 5

Correlaciones de Pearson entre motilidad progresiva y características morfológicas en ovinos Criollos



En la Figura 5, se observan las correlaciones entre la motilidad progresiva y las medidas morfológicas de los espermatozoides (área, largo, ancho de la cabeza del espermatozoide, cola y asimetría de la pieza intermedia del espermatozoide) en ovinos Criollos. Donde, las correlaciones entre el área, largo, ancho de la cabeza del espermatozoide y longitud de la cola del espermatozoide fueron negativas con respecto a la motilidad progresiva, es decir que a medida que una variable aumenta, la otra tiende a disminuir, y viceversa.

De manera similar a nuestros resultados, Osorio-Melendez et al., (2018), sugiere que en el semen criopreservado de búfalos, los espermatozoides con menor perímetro de



la cabeza del espermatozoide son más rápidos, en cambio, aquellos espermatozoides con mayor dimensión de la cabeza del espermatozoide presentan mayor posibilidad de encontrarse estáticos, es decir que existe relación entre la forma-tamaño de la cabeza del espermatozoide y la cinética espermática. En adición, en sementales, las medidas medias de longitud, área y perímetro fueron significativamente mayores en el grupo subfétil que en el fértil (5,77 μm frente a 5,33 μm , 12,66 μm frente a 11,37 μm y 14,59 μm frente a 13,64 μm respectivamente). La anchura de las cabezas espermáticas de los sementales del grupo subfétil también tendía a ser mayor que la de los sementales fétiles, es decir que pueden existir diferencias en las dimensiones de las cabezas espermáticas entre sementales fétiles y subfétiles (Casey et al., 1997). Y en verracos de alta fertilidad, estos tenían cabezas espermáticas significativamente más pequeñas que los verracos con una menor fertilidad y sus cabezas espermáticas eran menos alargadas (Hirai et al., 2001)



V. CONCLUSIONES

- Los valores de morfometría espermática para los ovinos de raza Criolla fueron: largo 9.93 μm , ancho 5.76 μm y área de la cabeza 46.77 μm^2 y en la raza Corriedale fueron largo 9.86 μm , ancho 5.69 μm y área de la cabeza 46.18 μm^2 . Con diferencia significativa entre razas, siendo los valores superiores en la raza Criolla.
- La motilidad progresiva en ovinos de raza Criolla y Corriedale fue de 86.93% y 86.82%, respectivamente. No mostrando diferencias entre razas.
- Los valores de correlación entre el área, largo, ancho de la cabeza del espermatozoide y longitud de la cola del espermatozoide fueron negativas con respecto a la motilidad progresiva, es decir que a medida que una variable aumenta, la otra tiende a disminuir, y viceversa.



VI. RECOMENDACIONES

- Se sugiere más estudios en la morfometría espermática en machos reproductores y en mayor cantidad de animales.
- Se recomienda evaluar con la misma técnica en otras razas, edades y distintas fechas
- Se necesita correlacionar los datos de morfometría espermática con los parámetros de fertilidad como tasa de preñez y tasa de natalidad.
- Se recomienda estudiar si existe una correlación en cuanto al tamaño de cabeza con la tasa de preñez.



VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Al Dulaimi, M. K. H., Tapaloaga, P. R., Tapaloaga, D., Calin, I., Popica, M., & Moru, D. (2015). Age related morphometric features of spermatozoa in ram. *Journal of Biotechnology*, (208), S37.
- Allende, R., & Arisnabarreta, E. (2021). Fisiología espermática, producción de semen y evaluación de la calidad seminal.
- Alvarez LC. Análisis integrado de morfología y movilidad espermática humana con el uso del sperm class analyzer. 2003 14.
- Amann, R. P., y Waberski, D. (2014). Computer-assisted sperm analysis (CASA): Capabilities and potential developments. *Theriogenology*, 81(1), 5-17.e3. <https://doi.org/10.1016/J.THERIOGENOLOGY.2013.09.004>
- Arthur GH, Noakes DE, Pearson H. *Veterinary Reproduction and Obstetrics*. 6th ed. London: Baillière-Tindall; 1989.
- Ba-Awadh, H. A., Olarinre, I. O., Alowaimer, A. N., Saadeldin, I. M., & Swelum, A. A. (2023). Comparison between rapid and slow cryopreservation protocols for ram semen. *Slovenian Veterinary Research*, 60, 249-257.
- Ball BA, Mohammed HO. Morphometry of stallion spermatozoa by computer-assisted image analysis. *Theriogenology* 1995;44(3):367-377.
- Bearden, H.J., Fuquay, J.W. & Willard, S.T., 2004. *Applied Animal Reproduction*. 6th Edition, Mississippi State University, USA. p. 427.
- Björndahl, L., Soederlund, I. & Kvist, U., 2003. Evaluation of the one-step eosin nigrosin staining technique for human sperm vitality assessment. *Hum. Reprod.*18, 813-816.
- Bravo, J. A., Montanero, J., Calero, R., & Roy, T. J. (2014). Influence of season and reproductive management on the morphometry of ram sperm head. *Small Ruminant Research*, 119(1-3), 114-119.
- Brito, F. I., Valencia, M. J., Balcázar, S. A., Angulo, M. R., & Mejía, V. O. (2004). Congelación de semen de carnero en pellets con los diluyentes Tris-glucosa-yema



- de huevo o Lactosa-yema de huevo. Avances en investigación agropecuaria, 8(2), 0.
- Buzón A. Análisis cinético y morfométrico del espermatozoide del caballo empleando el sistema Sperm Class Analyzer. 2014.
- Castro Moreno, E. (2017). Comparación de tres tinciones en la evaluación morfométrica de la cabeza en espermatozoides caprinos a través del sistema asma de isas v 1.2®.
- Carvajal-Serna M, Cardozo JA, Grajales-Lombana H, Cebrián-Pérez JA, Muiño-Blanco T. Sperm quality and seminal plasma proteins in three sheep breeds under high altitude and tropical conditions 2018; ART-2018-107590.
- Carrigo C, Barbas JP, Pimenta J, Simões J. Effect of In Vitro Addition of Melatonin and Glutathione on Seminal Parameters of Rams in Diluted Semen and after Thawing. Veterinary Sciences 2023;10(7):446.
- Casey PJ, Gravance CG, Davis RO, Chabot DD, Liu IKM. Morphometric differences in sperm head dimensions of fertile and subfertile stallions. Theriogenology 1997;47(2):575-582.
- Catacora N, García W, Choque W, Rodriguez F, Condori E, Luque N. (2022). Effect of breed and diluent on kinetic parameters of chilled and cryopreserved ram semen under conditions of Peruvian highlands. Spermova 12(2): 203-209.
- Choquepuma W, Ordoñez C, Quispe H, Cucho H. Efecto de la congelación en los parámetros morfométricos del espermatozoide de carnero. SPERMOVA 2017; (1):48-52.
- Condemayta Cutipa, D. (2017). Criopreservación de espermatozoides colectados del epidídimo de carneros criollos y viabilidad In vitro
- de Paz P, Mata-Campuzano M, Tizado EJ, Álvarez M, Álvarez-Rodríguez M, Herraes P, Anel L. The relationship between ram sperm head morphometry and fertility depends on the procedures of acquisition and analysis used. Theriogenology 2011;76(7):1313-1325.



- Esteso, M. C., Fernández-Santos, M. R., Soler, A. J., & Garde, J. J. (2003). Head dimensions of cryopreserved red deer spermatozoa are affected by thawing procedure. *Cryoletters*, 24(4), 260-267.
- Esteso, M. C., Soler, A. J., Fernández-Santos, M. R., Quintero-Moreno, A. A., & Garde, J. J. (2006). Functional significance of the sperm head morphometric size and shape for determining freezability in Iberian red deer (*Cervus elaphus hispanicus*) epididymal sperm samples. *Journal of Andrology*, 27(5), 662-670.
- Galina Hidalgo, C., Saltiel Cohen, A., Valencia Méndez, J., Becerril Angeles, J., Bustamante Curiel, G., Calderón Yubi, A., ... & Zarco Quintero, L. (2008). *Reproducción de animales domésticos*.
- Ganjam V.K. y Amann R.P. (1976). Steroides in fluids and sperm entering and leaving the bovine epididymis, epididymal tissue and accessory sex gland secretions. *Endocrinol.* 99, 1618-1630.
- Gil, J., Lundeheim, N., Söderquist, L. & Rodríguez-Martínez, H., 2003. Influence of extender, temperature, and addition of glycerol on post-thaw sperm parameters in ram semen. *Theriogenology*, 59, 1241-1255.
- Gomendio M, Roldan ERS. Mechanisms of sperm competition: Linking physiology and behavioural ecology. *Trends in Ecology and Evolution* 1993;(8):95-100.
- Gravance CG, Champion ZJ, Casey PJ. Computer-assisted sperm head morphometry analysis (ASMA) of cryopreserved ram spermatozoa. *Theriogenology* 1998;49(6):1219-1230.
- Hafez E.S.E. (1996). *Reproducción e inseminación artificial en animales*. Sexta edición. Editorial Interamericana Mc Graw Hill. México.
- Herrera C, Brogliatti G, Cavia R, Conde P, Revora M, Pasqualini RS. CASA sperm parameters and their relation with in vitro fertilization. In *Proceedings of the 15th International Congress on Animal Reproduction* 2005;(2):411.
- Holt W, Watson P, Curry M, Holt C. Reproducibility of computer-aided semen analysis: comparison of five different systems used in a practical workshop. *Fertility and sterility* 1994;62(6)1:277-1282.



- Kjoestad H, Ropstad E, Andersen BK. Evaluation of spermatological parameters used to predict the fertility of frozen bull semen. *Acta Veterinaria Scandinavica* 1993;34(3): 299-303.
- Hidalgo M, Rodríguez I, Dorado J. Influence of staining and sampling procedures on goat sperm morphometry using the Sperm Class Analyzer. *Theriogenology* 2006;66(4):996-1003.
- Hirai M, Boersma A, Hoeflich A, Wolf E, Föll J, Aumüller R, Braun J. Objectively measured sperm motility and sperm head morphometry in boars (*Sus scrofa*): relation to fertility and seminal plasma growth factors. *Journal of Andrology* 2001;22(1):104-110.
- Jeyendran, R. S., Van der Ven, H. H., Perez-Pelaez, M., Crabo, B. G., & Zaneveld, L. J. D. (1984). Development of an assay to assess the functional integrity of the human sperm membrane and its relationship to other semen characteristics. *Reproduction*, 70(1), 219-228
- Katz DF, Overstreet JW, Samuels SJ, Niswander PW, Bloom TD, Lewis EL. Morphometric analysis of spermatozoa in the assessment of human male fertility. *Journal of Andrology* 1986;7(4):203-210.
- Kebede, M., Greyling, J.P.C. & Schwalbach, L.M.J., 2007. Effect of season and supplementation on percentage live sperm and sperm abnormalities in Horro (Zebu) bulls in sub-humid environment in Ethiopia. *Trop. Anim. Health Prod.* 39, 149-154
- Kruger, T. F., DuToit, T. C., Franken, D. R., Acosta, A. A., Oehninger, S. C., Menkveld, R., & Lombard, C. J. (1993). A new computerized method of reading sperm morphology (strict criteria) is as efficient as technician reading. *Fertility and sterility*, 59(1), 202-209.
- Luna-Orozco JR, González-Ramos MA, Calderón-Leyva G, Gaytán-Alemán LR, Arellano-Rodríguez F, Ángel-García O, Véliz-Deras FG. Comparison of different diluents based on liposomes and egg yolk for ram semen cooling and cryopreservation. *Iranian journal of veterinary research* 2019;20(2):126.



- Mann T y Lutwak-Mann C. (1981). *Male Reproductive Function and Semen*. New York, Springer-er-Verlag.
- Marcondes Seneda, M., Silva-Santos, K. C., & Marinho, L. S. R. (2016). *Biotechnology of Animal Reproduction*. Nova Science Publishers, Inc.
- Maroto-Morales, A., Ramón, M., García-Álvarez, O., Montoro, V., Soler, A. J., Fernández-Santos, M. R., ... & Garde, J. J. (2015). Sperm head phenotype and male fertility in ram semen. *Theriogenology*, 84(9), 1536-1541.
- Maroto-Morales, A., Ramón, M., García-Álvarez, O., Soler, A. J., Esteso, M. C., Martínez-Pastor, F., y Garde, J. J. (2010). Characterization of ram (*Ovis aries*) sperm head morphometry using the Sperm-Class Analyzer. *Theriogenology*, 73(4), 437-448.
- Martí, J. I., Aparicio, I. M., Leal, C. L. V., & García-Herreros, M. (2012). Seasonal dynamics of sperm morphometric subpopulations and its association with sperm quality parameters in ram ejaculates. *Theriogenology*, 78(3), 528-541.
- Martí, J. I., Aparicio, I. M., & García-Herreros, M. (2011). Head morphometric changes in cryopreserved ram spermatozoa are related to sexual maturity. *Theriogenology*, 75(3), 473-481
- Martínez-Fresneda L, O'Brien E, Velázquez R, Toledano-Díaz A, Martínez-Cáceres C M, Tesfaye D, Santiago-Moreno J. Seasonal variation in sperm freezability associated with changes in testicular germinal epithelium in domestic (*Ovis aries*) and wild (*Ovis musimon*) sheep. *Reproduction, fertility and development* 2019;31(10):1545-1557.
- Martínez-Rodríguez C, Alvarez M, López-Urueña E, Gomes-Alves S, Anel-López L, Tizado JE., de Paz P, et al. Head morphology of ram spermatozoa is associated with their ability to migrate in vitro and correlates with fertility. *Reproduction, Fertility and Development* 2016;28(11):1825-1837.
- McGowan, M. (2018). Evaluation of the fertility of breeding males. En *Veterinary Reproduction and Obstetrics*. Elsevier.



- Montoto LG, Sánchez MV, Tourmente M, Martín-Coello J, Luque-Larena JJ, Gomendio M, Roldan ERS. Sperm competition differentially affects swimming velocity and size of spermatozoa from closely related muroid rodents: Head first. *Reproduction* 2011;(142):819-830.
- Moreno-Avalos S, Veliz-Deras F, Calderon-Leyva G, Contreras-Villarreal V, Guillen-Muñoz J, Angel-García O. Determination of the quality of semen cryopreserved with soy lecithin or egg yolk, in male goats. *Abanico veterinario* 2021;11Tourmente M, Gomendio M, Roldan ERS. Sperm competition and the evolution of sperm design in mammals. *BMC Evol. Biol* 2011;(11):1–10.
- Morrow DA. *Current Therapy in Theriogenology*. 2nd ed. Philadelphia: WB Saunders; 1986:1084.
- Mortimer ST. CASA—practical aspects. *Journal of andrology*. 2000;21(4):515-524.
- Mujitaba MA, Kútvölgyi G, Debnár VJ, Tokár A, Posta J, Bodó S, Vass N. The impact of retrieval method and breed on the motility and kinematic parameters of fresh and post-thaw ram epididymal spermatozoa. *Acta Veterinaria Hungarica* 2024;71(3-4):210-218.
- Osorio-Meléndez C, Nava H, Hernández-Corredor L, Lozano-García L, Quintero A. Relación entre movimiento y morfometría de la cabeza espermática en semen criopreservado de búfalo (*Bos bubalis*). *Conexión Agropecuaria JDC* 2018;8(2):497.
- Palacín, I., Vicente-Fiel, S., Santolaria, P., & Yániz, J. L. (2013). Standardization of CASA sperm motility assessment in the ram. *Small ruminant research*, 112(1-3), 128-135.
- Paoli, D.; Gallo, M.; Rizzo, F.; Baldi, E.; Francavilla, S.; Lenzi, A.; Lombardo, F.; Gandini, L. (2011). Mitochondrial membrane potential profile and its correlation with increasing sperm motility. *Fertil. Steril.* 95, 2315–2319.
- Pérez, M. H., Rodríguez, I., Marín, D. P., Dorado, J., Sanz, J. S., & Sánchez, M. (2002). Parámetros morfométricos de la cabeza del espermatozoide de macho cabrío. In *XXVII Jornadas Científicas y VI Jornadas Internacionales de la Sociedad Española de Ovinotecnia y Caprinotecnia*: Valencia, 19-21, septiembre 2002:



- producción ovina y caprina, n° XXVII SEOC (pp. 1053-1058). Universidad Cardenal Herrera-CEU.
- Prochowska S, Napierkowska S, Czech B, Nizański W. Feline sperm head morphometry in relation to male pedigree and fertility. *Theriogenology* 2023;(208):119-125.
- Puglisi R, Pozzi A, Foglio L, Spanò M, Eleuteri P, Grollino MG, Galli A. The usefulness of combining traditional sperm assessments with in vitro heterospermic insemination to identify bulls of low fertility as estimated in vivo. *Animal Reproduction Science* 2012;32(1-2):17-28.
- Rajashri M, Reddy KR, Kumari GA, Kumari NN, Kesharwani S, Srinivas G. Qualitative ultrastructural changes and morphometry of deccani sheep spermatozoa preserved with egg yolk citrate extender. *Journal of Applied and Natural Science* 2017;9(3):1515-1521.
- Ryan, P. L., & Hoffmann, F. G. (2021). Endocrine and exocrine function of the bovine testes. *Bovine Reproduction*, 11-31.
- Reeves, J. J. (1982). Neuroendocrinologia da reprodução. In HAFEZ, E. S. (Ed), *Reprodução animal*, Manole, São Paulo, 128-144.
- Rotari D, Darie G, Chiselita O. Preservation of ram semen by refrigeration. *Scientific Papers. Series D. Animal Science* 2021;64(1), 87-93 Savage A, Williams WL, Fowler NM. A statistical study of head length variability of bovine spermatozoa and its application to the determination of fertility. *Trans Roy Soc Can Sect V* 1927; 21: 425–50
- Sailer BL, Jost LK, Evenson DP. Bull sperm head morphometry related to abnormal chromatin structure and fertility. *Cytometry* 1996; (24): 167–73
- Sancho M, Pérez-Sánchez F, Tablado L, De Monserrat J J, Soler C. Computer assisted morphometric analysis of ram sperm heads: evaluation of different fixative techniques. *Theriogenology* 1998;50(1):27-37.
- Savage A, Williams WL, Fowler NM. A Study of the head length variability of equine spermatozoa. *Can J Res* 1930; (3):327–35



- Suarez SS, Pacey AA. Sperm transport in the female reproductive tract. Human reproduction update 2006;12(1):23-37.
- SENAMHI. (2020). Servicio Nacional de Meteorología e Hidrográfica. Estación Experimental. Puno, Ayaviri, Perú. 2013.
- Shipley CFB, Buckrell BC, Mylne MJA, et al. Artificial insemination and embryo transfer in sheep. In: Youngquist RS, Threlfall WR (eds). Current Therapy in Large Animal Theriogenology, 2nd ed. St. Louis: Saunders Elsevier; 2007: 629–641.
- Soler C, Gadea B, Soler AJ, Fernández-Santos MR, Estes MC, Núñez J, Garde JJ, et al. Comparison of three different staining methods for the assessment of epididymal red deer sperm morphometry by computerized analysis with ISAS®. Theriogenology 2005;64(5): 1236-1243.
- Tapaloaga D, Tapaloaga PR. Assessment of Some Morphometric Parameters in Ram Sperm Correlated with the Collection Method. Agriculture and Agricultural Science Procedia 2016;(10):340-345.
- Turner, R.M. (2006). Moving to the beat: A review of mammalian sperm motility regulation. Reprod. Fertil. Dev. 2006, 18, 25–38.
- Roberts SJ. Veterinary Obstetrics and Genital Diseases. 3rd ed. Ithaca, NY: Self-published; 1986.
- Van Der Horst G. Computer Aided Sperm Analysis (CASA) in domestic animals: Current status, three D tracking and flagellar analysis. Animal reproduction science 2020;220, 106350.
- Verstegen, J., Iguer-Ouada, M., & Onclin, K. (2002). Computer assisted semen analyzers in andrology research and veterinary practice. Theriogenology, 57(1), 149-179.
- Vicente-Fiel S, Palacín I, Santolaria P, Fantova E, Quintín-Casorrán FJ, Sevilla-Mur E, Yániz, JL. In vitro assessment of sperm quality from rams of high and low field fertility. Animal reproduction science 2014;146(1-2):15-20.
- Vicente-Fiel, S., Palacín, I., Santolaria, P., & Yániz, J. L. (2013). A comparative study of sperm morphometric subpopulations in cattle, goat, sheep and pigs using a



- computer-assisted fluorescence method (CASMA-F). *Animal reproduction science*, 139(1-4), 182-189.
- Santolaria, P., Vicente-Fiel, S., Palacín, I., Fantova, E., Blasco, M. E., Silvestre, M. A., & Yániz, J. L. (2015). Predictive capacity of sperm quality parameters and sperm subpopulations on field fertility after artificial insemination in sheep. *Animal reproduction science*, 163, 82-88.
- Yániz JL, Palacín I, Vicente-Fiel S, Sánchez-Nadal JA, Santolaria P. Sperm population structure in high and low field fertility rams. *Animal Reproduction Science* 2015;(156):128-134.
- Yániz, J. L., Vicente-Fiel, S., Capistrós, S., Palacín, I., & Santolaria, P. (2012). Automatic evaluation of ram sperm morphometry. *Theriogenology*, 77(7), 1343-1350.
- Yániz JL, Palacín I, Vicente-Fiel S, Sánchez-Nadal JA, Santolaria P. Sperm population structure in high and low field fertility rams. *Animal Reproduction Science* 2015;(156):128-134.
- Yániz, J. L., Capistrós, S., Vicente-Fiel, S., Soler, C., Núñez de Murga, M., & Santolaria, P. (2013). Use of Relief Contrast® objective to improve sperm morphometric analysis by Isas® casa system in the ram. *Reproduction in Domestic Animals*, 48(6), 1019-1024
- Yotov S, Kistanova E, Abadjieva D, Karadaev M, Ivanova B, Bonev G, Sinapov B, et al. Comparative Analysis of Motility Characteristics and Kinematic Parameters of Fresh, Chilled and Sexed Ram Semen-Preliminary study. *Veterinarija ir Zootechnika* 2021;79(2).
- Yotov, S., Kistanova, E., Abadjieva, D., Karadaev, M., Ivanova, B., Bonev, G., ... & Sinapov, B. (2021). Comparative Analysis of Motility Characteristics and Kinematic Parameters of Fresh, Chilled and Sexed Ram Semen-Preliminary study. *Veterinarija ir Zootechnika*, 79(2).
- Zhang L, Sohail T, Yongjun LI, Yanhu WANG, Changjiang CHU, Yunkui FENG, Jinliang MA. Effect of different extenders on the sperm quality parameters of Hu ram semen preserved at 16°C. *Kafkas Üniversitesi Veteriner Fakültesi Dergisi* 2021;27(1).



ANEXOS

ANEXO 1: Resultados estadísticos

Nueva tabla : 11/10/2023 - 09:30:39 a.m. - [Versión : 30/04/2020]

Modelos lineales generales y mixtos

Especificación del modelo en R

```
mlm.modelo.000_Area_REML<-lme(Area~1+Raza
,random=list(Rep=pdIdent(~1))
,method="REML"
,control=lmeControl(niterEM=150
,msMaxIter=200)
,na.action=na.omit
,data=mlm.modeloR.data00
,keep.data=FALSE)
```

Resultados para el modelo: mlm.modelo.000_Area_REML

Variable dependiente: Area

Medidas de ajuste del modelo

n	AIC	BIC	logLik	Sigma	R2_0	R2_1
1081	5658.97		5678.90	-2825.48	3.28	0.01 0.05

AIC y BIC menores implica mejor

Pruebas de hipótesis secuenciales

	numDF	denDF	F-value	p-value
(Intercept)	1	817	202988.10	<0.0001
Raza	1	817	8.48	0.0037

Pruebas de hipótesis marginales (Empty)

Area - Medias ajustadas y errores estándares para Raza

LSD Fisher (Alfa=0.05)

Procedimiento de corrección de p-valores: No

Raza	Medias	E.E.	
2	46.77	0.15	A
1	46.18	0.14	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Parámetros de los efectos aleatorios

Modelo de covarianzas de los efectos aleatorios: pdIdent



Formula: ~1 | Rep

Desvíos estándares y correlaciones

 (Intercept)
(Intercept) 0.37

Especificación del modelo en R

```
mlm.modelo.001_Largo_REML<-lme(Largo~1+Raza
,random=list(Rep=pdIdent(~1))
,method="REML"
,control=lmeControl(niterEM=150
,msMaxIter=200)
,na.action=na.omit
,data=mlm.modeloR.data00
,keep.data=FALSE)
```

Resultados para el modelo: mlm.modelo.001_Largo_REML

Variable dependiente: Largo

Medidas de ajuste del modelo

n	AIC	BIC	logLik	Sigma	R2_0	R2_1
1081	1866.47	1886.41	-929.24	0.56	3.6E-03	0.13

AIC y BIC menores implica mejor

Pruebas de hipótesis secuenciales

	numDF	denDF	F-value	p-value
(Intercept)	1	817	294244.78	<0.0001
Raza	1	817	4.05	0.0446

Pruebas de hipótesis marginales (Empty)

Largo - Medias ajustadas y errores estándares para Raza

LSD Fisher (Alfa=0.05)

Procedimiento de corrección de p-valores: No

Raza	Medias	E.E.	
2	9.93	0.03	A
1	9.86	0.02	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Parámetros de los efectos aleatorios

Modelo de covarianzas de los efectos aleatorios: pdIdent

Formula: ~1 | Rep

Desvíos estándares y correlaciones



____ (Intercept)
(Intercept) 0.09

Especificación del modelo en R

```
mlm.modelo.002_Ancho_REML<-lme(Ancho~I+Raza
,random=list(Rep=pdIdent(~I))
,method="REML"
,control=lmeControl(niterEM=150
,msMaxIter=200)
,na.action=na.omit
,data=mlm.modeloR.data00
,keep.data=FALSE)
```

Resultados para el modelo: mlm.modelo.002_Ancho_REML

Variable dependiente: Ancho

Medidas de ajuste del modelo

n	AIC	BIC	logLik	Sigma	R2_0	R2_1
1081	-129.00		-109.07		68.50	0.22 0.02 0.08

AIC y BIC menores implica mejor

Pruebas de hipótesis secuenciales

	numDF	denDF	F-value	p-value
(Intercept)	1	817	630568.86	<0.0001
Raza	1	817	23.34	<0.0001

Pruebas de hipótesis marginales (Empty)

Ancho - Medias ajustadas y errores estándares para Raza

LSD Fisher (Alfa=0.05)

Procedimiento de corrección de p-valores: No

Raza	Medias	E.E.	
2	5.76	0.01	A
1	5.69	0.01	B

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Parámetros de los efectos aleatorios

Modelo de covarianzas de los efectos aleatorios: pdIdent

Formula: ~I | Rep

Desvíos estándares y correlaciones

____ (Intercept)
(Intercept) 0.03



Especificación del modelo en R

```
mlm.modelo.003_Cola_REML<-lme(Cola~1+Raza
,random=list(Rep=pdIdent(~1))
,method="REML"
,control=lmeControl(niterEM=150
,msMaxIter=200)
,na.action=na.omit
,data=mlm.modeloR.data00
,keep.data=FALSE)
```

Resultados para el modelo: mlm.modelo.003_Cola_REML

Variable dependiente: Cola

Medidas de ajuste del modelo

n	AIC	BIC	logLik	Sigma	R2_0	R2_1
1081	5783.45		5803.38	-2887.72	3.50	6.7E-04

AIC y BIC menores implica mejor

Pruebas de hipótesis secuenciales

	numDF	denDF	F-value	p-value
(Intercept)	1	817	359167.74	<0.0001
Raza	1	817	0.72	0.3969

Pruebas de hipótesis marginales (Empty)

Cola - Medias ajustadas y errores estándares para Raza

LSD Fisher (Alfa=0.05)

Procedimiento de corrección de p-valores: No

Raza	Medias	E.E.	
1	63.80	0.14	A
2	63.62	0.16	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Parámetros de los efectos aleatorios

Modelo de covarianzas de los efectos aleatorios: pdIdent

Formula: ~1 | Rep

Desvíos estándares y correlaciones

(Intercept)	
(Intercept)	3.9E-04

Especificación del modelo en R



```
mlm.modelo.004_Pieza_REML<-lme(Pieza~1+Raza
,random=list(Rep=pdIdent(~1))
,method="REML"
,control=lmeControl(niterEM=150
,msMaxIter=200)
,na.action=na.omit
,data=mlm.modeloR.data00
,keep.data=FALSE)
```

Resultados para el modelo: mlm.modelo.004_Pieza_REML

Variable dependiente: Pieza

Medidas de ajuste del modelo

n	AIC	BIC	logLik	Sigma	R2_0	R2_1
1081	-1102.66	-1082.72	555.33	0.14	9.2E-04	9.2E-04

AIC y BIC menores implica mejor

Pruebas de hipótesis secuenciales

	numDF	denDF	F-value	p-value
(Intercept)	1	817	1662.23	<0.0001
Raza	1	817	1.00	0.3180

Pruebas de hipótesis marginales (Empty)

Pieza - Medias ajustadas y errores estándares para Raza

LSD Fisher (Alfa=0.05)

Procedimiento de corrección de p-valores: No

Raza	Medias	E.E.	
2	0.18	0.01	A
1	0.17	0.01	A

Medias con una letra común no son significativamente diferentes ($p > 0.05$)

Parámetros de los efectos aleatorios

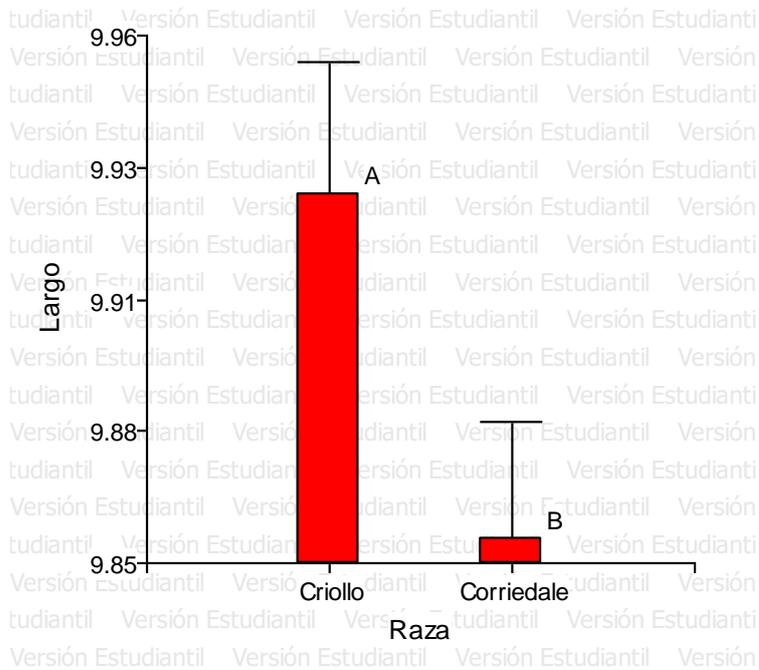
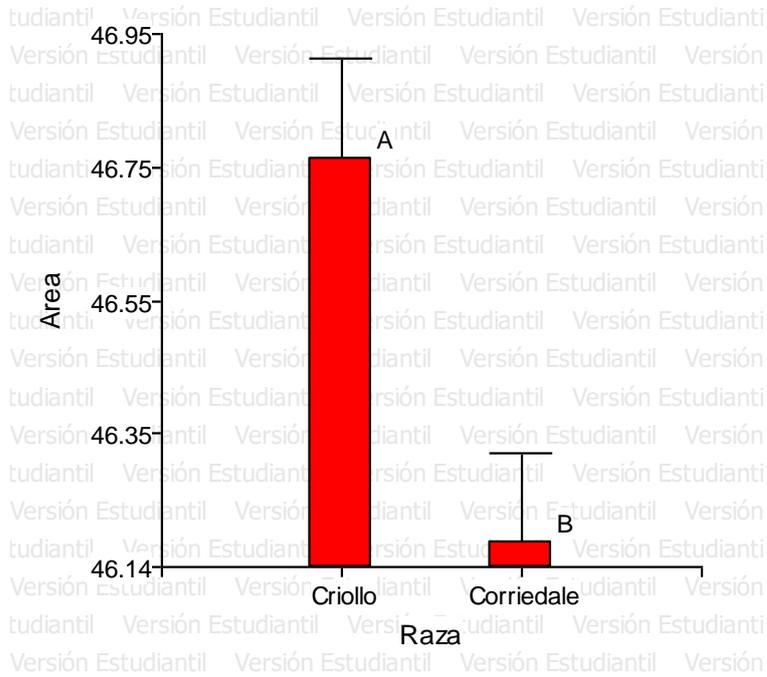
Modelo de covarianzas de los efectos aleatorios: pdIdent

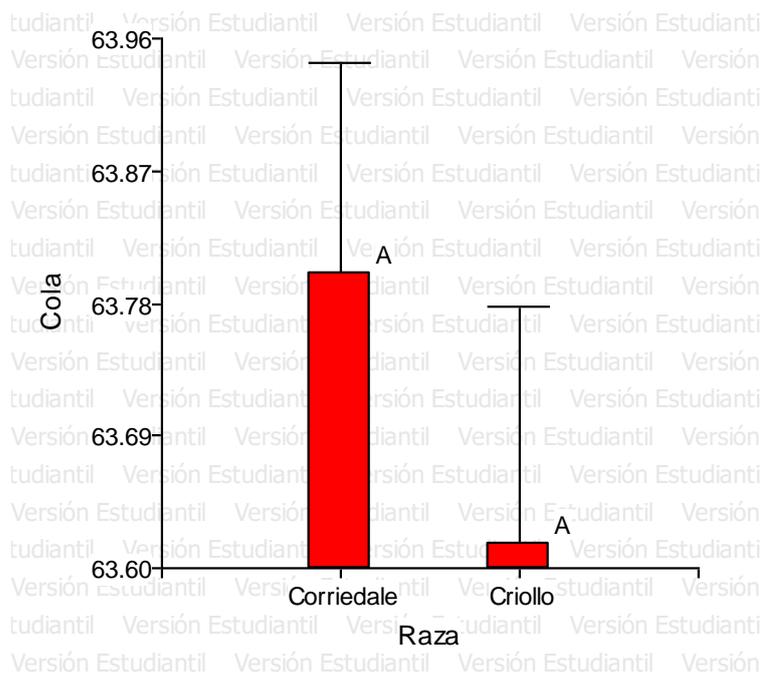
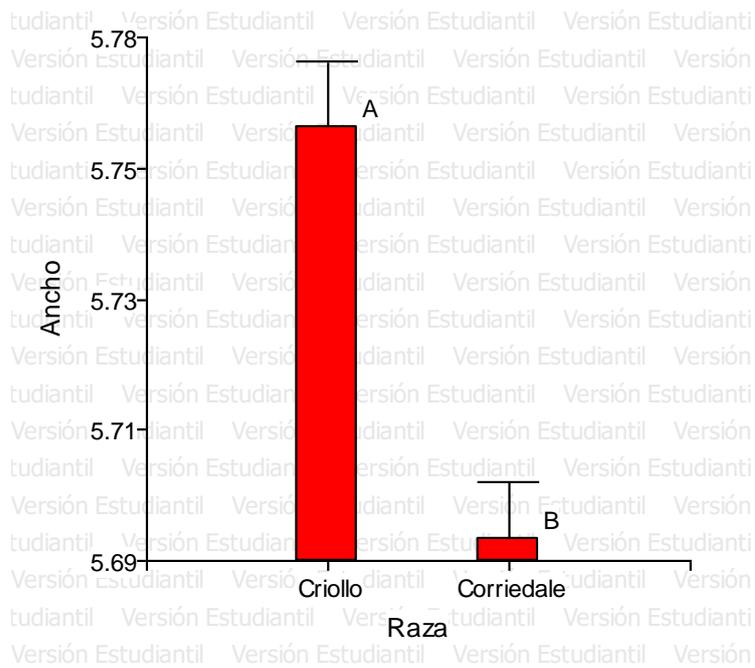
Formula: ~1 | Rep

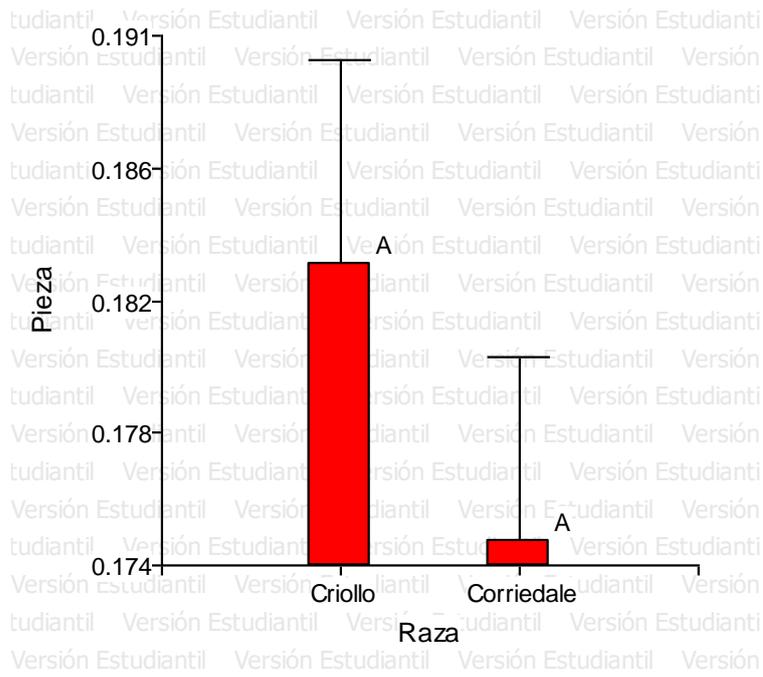
Desvíos estándares y correlaciones

(Intercept)	
(Intercept)	7.1E-06

ANEXO 2: Gráficos del análisis de morfometría espermática







ANEXO 3: Panel Fotográfico

Figura 1

Colecta de semen



Figura 2

Evaluación del semen



Figura 3

Evaluación de integridad de membrana



Figura 4

Preparación de la muestra



Figura 5

Evaluación de integridad de membrana



Figura 6

Tinción Spermac



Figura 7

Preparación de la tinción

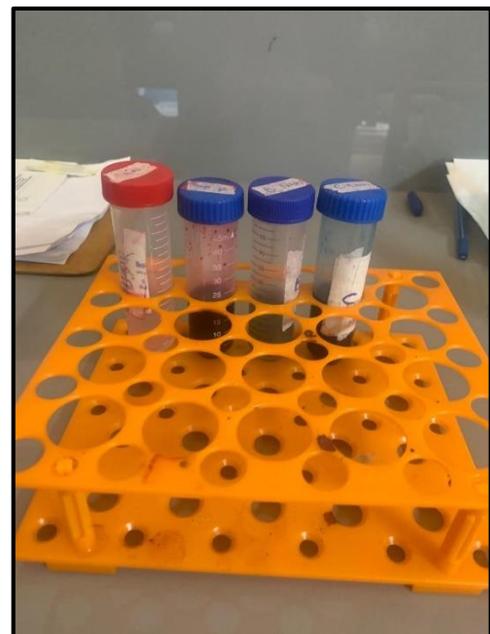


Figura 8

Preparación de la muestra de semen para la tinción



Figura 9

La lámina portaobjetos es colocada en el fijador



Figura 10

La lámina portaobjetos es colocada en la tinción A



Figura 11

Lectura de la lámina en el sistema CASA.



Figura 12

Análisis de la morfometría espermática

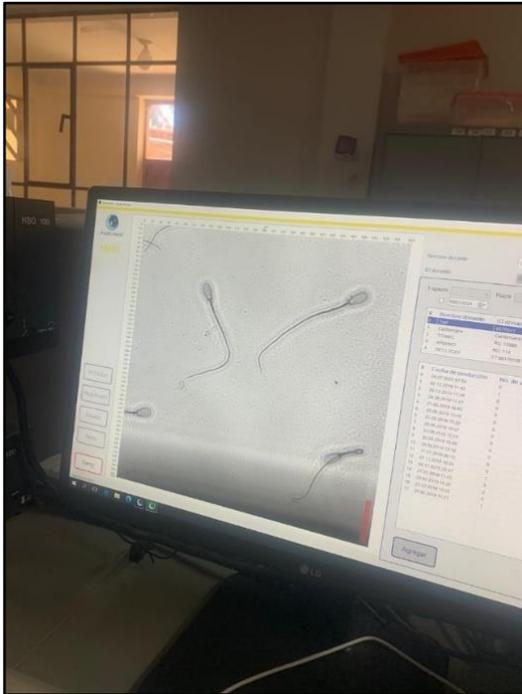


Figura 14

Resultados de morfometría espermática

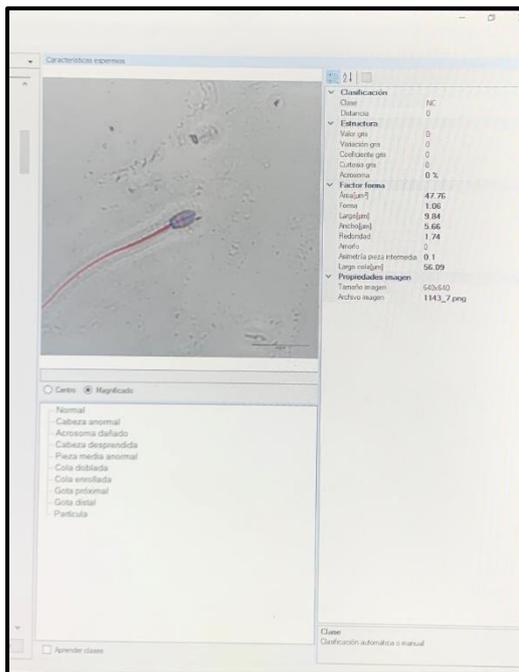


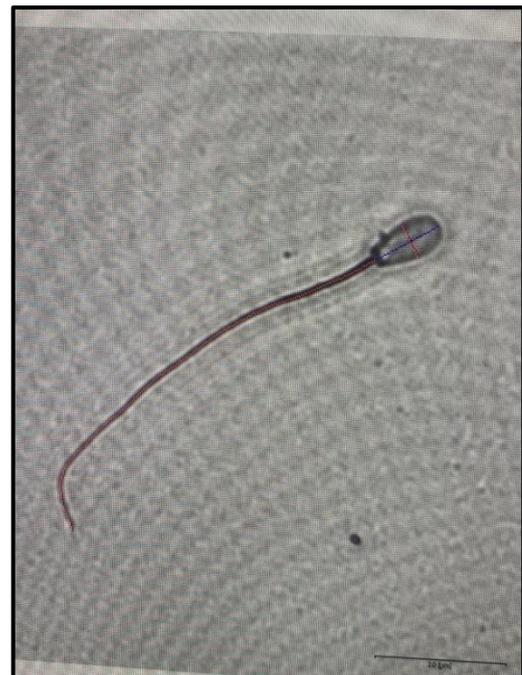
Figura 13

Observación de los resultados



Figura 15

Observación de morfometría





ANEXO 4: BASE DE DATOS EN EXCEL

n	Raza (Corriedale=1, Criollo=2)	Nombre en código	Rep	AREA	LARGO	ANCHO	COLA	PIEZA INTERMEDIA
4181	1	5	1	40.80	9.26	5.52	64.15	0.23
4193	1	5	2	45.88	10.26	5.64	60.51	0.06
4199	1	5	3	47.48	10.13	5.81	64.92	0.03
4201	1	5	4	45.41	10.08	5.72	62.21	0.09
4214	1	5	5	45.49	9.79	5.71	66.87	0.15
4217	1	5	6	46.83	10.11	5.76	61.84	0.07
4220	1	5	7	47.37	9.70	5.58	65.24	0.12
4222	1	5	8	53.94	10.34	5.98	63.36	0.02
4225	1	5	9	44.62	9.86	5.46	65.15	0.13
4232	1	5	10	45.36	9.85	5.71	64.82	0.06
4236	1	5	11	46.67	10.41	5.45	63.56	0.28
4237	1	5	12	46.05	10.12	5.48	64.56	0.25
4246	1	5	13	53.25	10.23	5.98	73.10	0.03
4249	1	5	14	49.95	10.80	6.03	65.81	0.17
4254	1	5	15	49.31	10.63	5.60	63.92	0.75
4255	1	5	16	49.64	9.96	6.05	64.51	0.03
4258	1	5	17	41.68	9.48	5.67	65.14	0.03
4267	1	5	18	45.53	10.16	5.85	63.00	0.15
4268	1	5	19	55.44	10.34	5.98	67.39	0.15
4269	1	5	20	51.80	10.06	6.06	63.80	0.06
4272	1	5	21	45.18	10.12	5.56	64.18	0.19
4273	1	5	22	42.21	9.56	5.63	63.49	0.32
4274	1	5	23	43.55	10.31	5.54	59.60	0.25
4277	1	5	24	55.46	10.67	5.99	69.41	0.10
4284	1	5	25	41.46	9.63	5.34	64.74	0.19
4286	1	5	26	47.47	10.23	5.63	63.28	0.03
Raza (Corriedale=1, Criollo=2)	Nombre en código	Rep	AREA	LARGO	ANCHO	COLA	PIEZA INTERMEDIA	
1	5	25	41.46	9.63	5.34	64.74	0.19	
1	5	26	47.47	10.23	5.92	63.28	0.02	
1	5	27	45.34	10.25	5.72	59.49	0.16	
1	5	28	44.25	10.00	5.70	59.95	0.21	
1	5	29	47.56	9.60	5.69	64.84	0.05	
1	5	30	46.35	10.32	5.72	63.02	0.27	
1	5	31	43.02	9.38	5.67	67.06	0.02	
1	5	32	51.36	9.98	5.84	65.60	0.10	
1	5	33	46.98	10.30	5.86	63.76	0.42	
1	5	34	46.92	10.23	5.94	65.57	0.31	
1	5	35	50.50	10.00	5.85	66.33	0.22	
1	5	36	46.26	9.74	5.89	63.33	0.38	
1	5	37	45.12	10.02	5.61	64.26	0.09	
1	5	38	48.43	10.14	5.66	59.23	0.19	
1	5	39	50.04	9.78	5.72	66.53	0.07	
1	5	40	50.04	9.98	5.89	62.12	0.20	
1	5	41	42.88	9.71	5.55	62.03	0.27	
1	5	42	47.44	9.69	5.34	65.11	0.15	
1	5	43	48.60	10.88	5.73	64.36	0.29	
1	5	44	42.02	9.64	5.46	61.54	0.09	
1	5	45	48.05	10.27	5.81	64.49	0.13	
1	5	46	49.81	10.12	5.66	68.27	0.02	
1	5	47	50.35	9.51	6.90	63.64	0.09	
1	5	48	43.86	9.73	5.20	66.11	0.39	
1	5	49	44.17	9.75	5.56	64.71	0.38	
1	5	50	47.43	10.42	5.77	64.48	0.46	
4372	1	5	51	47.14	10.27	5.78	64.71	0.02
4373	1	5	52	43.03	9.74	5.46	63.60	0.24
4390	1	5	53	44.84	9.51	5.92	62.93	0.13
4391	1	5	54	45.29	9.66	5.92	62.68	0.16
4402	1	5	55	41.73	9.69	5.61	63.79	0.33
4404	1	5	56	48.96	9.68	5.55	66.04	0.11
4408	1	5	57	47.05	10.07	5.81	62.59	0.31
4409	1	5	58	47.74	10.34	5.90	61.72	0.35
4414	1	5	59	44.24	9.72	5.77	61.12	0.28
4415	1	5	60	44.24	9.72	5.77	61.12	0.28
4416	1	5	61	49.43	9.85	5.85	66.61	0.01
4417	1	5	62	46.20	9.77	5.85	63.77	0.06
4419	1	5	63	49.99	9.58	5.89	67.55	0.05
4425	1	5	64	42.76	9.63	5.69	64.39	0.06
4432	1	5	65	43.05	9.56	5.52	58.92	0.02
4434	1	5	66	45.81	10.46	5.64	59.54	0.26
4438	1	5	67	41.56	9.63	5.30	61.93	0.34
4439	1	5	68	50.28	10.34	5.77	64.07	0.06
4441	1	5	69	45.85	9.94	6.03	64.90	0.22
4443	1	5	70	43.96	9.63	5.69	63.91	0.21
4450	1	5	71	45.38	9.92	5.61	64.87	0.01
4454	1	5	72	45.81	9.82	5.85	59.83	0.10
4455	1	5	73	43.70	9.85	5.51	63.89	0.05
4456	1	5	74	42.44	9.70	5.52	59.18	0.26



n	Raza (Corriedale=1 , Criollo=2)	Nombre en código	Rep	AREA	LARGO	ANCHO	COLA	PIEZA INTERMEDIA
4461	1	5	76	43.63	9.66	5.48	64.77	0.65
4470	1	5	77	50.79	10.05	5.56	67.09	0.19
4471	1	5	78	46.28	9.81	5.82	66.09	0.15
4473	1	5	79	46.07	10.16	5.78	60.36	0.18
4478	1	5	80	45.75	9.98	5.69	61.82	0.08
4480	1	5	81	45.79	9.84	5.77	66.57	0.02
4482	1	5	82	47.43	9.58	5.72	66.01	0.01
4487	1	5	83	45.05	9.82	5.73	64.47	0.03
4488	1	5	84	44.13	9.78	5.60	65.11	0.02
4501	1	5	85	46.39	10.41	5.75	64.34	0.42
4506	1	5	86	47.16	9.87	5.89	61.34	0.03
4507	1	5	87	47.31	10.03	5.44	62.64	0.34
4516	1	5	88	44.80	9.63	5.97	68.06	0.03
4518	1	5	89	46.62	10.52	5.80	66.45	0.75
4520	1	5	90	40.92	9.43	5.42	62.53	0.27
4523	1	5	91	47.83	9.71	5.46	66.95	0.18
4526	1	5	92	40.53	9.50	5.44	65.88	0.08
4527	1	5	93	42.30	9.52	5.44	65.97	0.12
4528	1	5	94	42.38	9.51	5.67	64.27	0.05
4529	1	5	95	42.44	9.48	5.52	64.35	0.06
4530	1	5	96	42.52	9.63	5.52	64.02	0.07
4534	1	5	97	44.92	9.64	5.77	64.50	0.18
4536	1	5	98	44.82	9.92	5.73	66.60	0.10
4537	1	5	99	46.33	10.54	5.42	62.25	0.03
4539	1	5	100	46.26	10.66	5.64	62.01	0.38

n	Raza (Corriedale=1 , Criollo=2)	Nombre en código	Rep	AREA	LARGO	ANCHO	COLA	PIEZA INTERMEDIA
4540	1	5	101	47.22	10.09	5.85	65.47	0.01
4542	1	5	102	57.42	10.78	5.88	63.41	0.08
4543	1	5	103	47.04	10.66	5.89	64.56	0.03
4544	1	5	104	50.02	9.78	5.86	60.61	0.11
4545	1	5	105	45.31	10.48	5.70	60.73	0.12
4600	1	5	106	42.85	9.84	5.34	62.04	0.12
4602	1	5	107	42.27	9.56	5.46	62.19	0.02
4609	1	5	108	47.37	9.51	5.72	62.25	0.16
4611	1	5	109	47.37	9.51	5.72	62.25	0.16
4614	1	5	110	44.14	9.64	5.59	65.34	0.21
4616	1	5	111	46.45	9.40	5.55	65.13	0.03
4617	1	5	112	42.33	9.54	5.69	64.44	0.24
4623	1	5	113	42.33	9.54	5.69	64.44	0.24
4626	1	5	114	45.82	10.08	5.73	64.02	0.06
4628	1	5	115	44.47	10.10	5.61	61.77	0.13
4637	1	5	116	45.43	10.08	5.77	62.13	0.12
4639	1	5	117	42.37	9.36	5.52	65.79	0.01
4640	1	5	118	48.45	10.01	5.44	62.26	0.16
4659	1	5	119	42.89	9.77	5.42	64.18	0.21
4661	1	5	120	43.36	9.64	5.55	59.33	0.09
4669	1	5	121	43.27	9.60	5.42	64.44	0.03
4670	1	5	122	49.49	10.28	5.89	66.38	0.11
4672	1	5	123	45.79	9.86	6.20	64.16	0.08
4685	1	5	124	45.79	10.06	5.71	65.43	0.03
4689	1	5	125	43.70	9.58	6.06	63.89	0.22
4690	1	5	126	46.22	9.69	5.54	60.67	0.18

n	Raza (Corriedale=1 , Criollo=2)	Nombre en código	Rep	AREA	LARGO	ANCHO	COLA	PIEZA INTERMEDIA
4692	1	5	126	46.22	9.69	5.54	60.67	0.18
4695	1	5	127	43.12	9.85	5.38	64.83	0.40
4700	1	5	128	47.22	10.25	5.77	64.21	0.28
4711	1	5	129	44.28	9.85	5.56	65.14	0.03
4720	1	5	130	46.14	9.98	5.90	65.68	0.20
4723	1	5	131	46.02	10.15	5.69	64.41	0.17
4730	1	5	132	47.04	10.61	5.72	66.36	0.32
4740	1	5	133	49.91	9.92	5.72	58.13	0.18
4744	1	5	134	43.02	9.77	5.46	64.63	0.20
4747	1	5	135	43.55	9.78	5.71	60.89	0.16
4752	1	5	136	49.73	10.01	5.55	62.96	0.05
4753	1	5	137	45.94	9.36	5.55	65.00	0.10
4758	1	5	138	48.02	9.95	6.15	65.71	0.10
4760	1	5	139	49.92	9.90	5.44	66.67	0.01
4762	1	5	140	44.32	9.93	5.56	58.95	0.01
4766	1	5	141	41.64	9.74	5.12	64.21	0.36
4768	1	5	142	42.56	10.31	5.38	63.47	0.29
4770	1	5	143	48.99	9.69	5.70	65.07	0.08
4771	1	5	144	44.39	9.75	5.56	63.86	0.40
4772	1	5	145	50.93	10.26	5.72	65.51	0.11
4775	1	5	146	45.10	9.90	5.59	62.66	0.18
4776	1	5	147	47.62	9.80	5.58	61.50	0.11
4778	1	5	148	43.34	10.15	5.37	64.00	0.26
4781	1	5	149	46.13	9.74	5.40	60.87	0.15
4783	1	5	150	44.59	9.58	5.40	59.24	0.25



n	Raza (Corriedale=1, Criollo=2)	Nombre en código	Rep	AREA	LARGO	ANCHO	COLA	PIEZA INTERMEDIA
4784	1	5	151	44.20	10.16	5.70	59.91	0.20
4785	1	5	152	42.52	9.92	5.30	62.99	0.17
4786	1	5	153	46.50	9.54	5.54	68.23	0.09
4787	1	5	154	44.47	10.04	5.52	64.67	0.12
4789	1	5	155	40.47	9.30	5.26	59.22	0.06
4810	1	5	156	55.10	11.22	6.33	73.71	0.75
4812	1	5	157	49.27	10.38	6.05	63.37	0.03
4813	1	5	158	47.08	10.00	6.02	64.63	0.21
4815	1	5	159	48.50	10.80	6.01	62.47	0.04
4818	1	5	160	47.30	10.20	5.73	64.00	0.17
4829	1	5	161	53.82	11.22	5.89	86.47	0.04
4843	1	5	162	45.20	10.20	5.70	58.27	0.26
4845	1	5	163	46.92	10.23	5.84	65.02	0.09
4846	1	5	164	45.23	9.91	5.57	69.75	0.41
4851	1	5	165	44.80	9.95	5.89	60.91	0.17
4852	1	5	166	54.66	10.55	5.87	59.78	0.06
4855	1	5	167	44.06	9.82	5.76	59.38	0.08
4858	1	5	168	45.57	10.20	5.67	64.13	0.39
4859	1	5	169	45.37	10.00	5.82	61.44	0.17
4862	1	5	170	45.17	10.12	5.69	66.35	0.35
4869	1	5	171	43.62	9.69	5.76	59.36	0.07
4870	1	5	172	52.83	10.34	5.77	60.54	0.06
4874	1	5	173	47.47	10.74	5.71	65.60	0.34
4878	1	5	174	54.56	10.44	5.77	65.00	0.16
4879	1	5	175	45.27	10.34	5.66	60.48	0.08

n	Raza (Corriedale=1, Criollo=2)	Nombre en código	Rep	AREA	LARGO	ANCHO	COLA	PIEZA INTERMEDIA
4881	1	5	176	45.96	9.54	5.40	65.06	0.19
4886	1	5	177	47.38	10.27	5.77	60.62	0.17
4895	1	5	178	44.44	9.18	5.45	65.21	0.14
4896	1	5	179	48.58	9.80	5.64	58.68	0.01
4899	1	5	180	48.91	9.74	5.79	61.96	0.07
4900	1	5	181	46.40	10.32	5.57	58.16	0.32
4901	1	5	182	45.69	9.90	5.71	65.58	0.31
4907	1	5	183	47.72	9.70	5.70	59.86	0.15
4909	1	5	184	49.14	9.69	5.64	62.90	0.09
4910	1	5	185	44.90	9.93	5.56	65.46	0.32
4919	1	5	186	46.96	9.85	6.20	64.49	0.35
4925	1	5	187	44.49	9.56	5.76	58.37	0.07
4931	1	5	188	48.24	9.66	5.71	66.01	0.06
4959	1	5	189	45.94	9.98	5.81	66.76	0.12
4960	1	5	190	47.40	10.77	5.70	64.76	0.35
4961	1	5	191	46.34	10.69	5.94	64.51	0.63
4963	1	5	192	47.40	10.17	5.92	65.30	0.38
4964	1	5	193	44.19	9.64	5.73	63.58	0.05
4968	1	5	194	45.67	10.63	5.70	63.08	0.20
4972	1	5	195	43.54	9.87	5.73	63.70	0.12
3352	1	6	1	42.89	9.61	5.42	66.62	0.03
3354	1	6	2	43.24	9.73	5.46	63.28	0.18
3356	1	6	3	49.88	9.68	5.55	65.11	0.07
3357	1	6	4	45.47	9.77	5.85	67.41	0.33
3358	1	6	5	42.63	9.52	5.25	61.05	0.06

n	Raza (Corriedale=1, Criollo=2)	Nombre en código	Rep	AREA	LARGO	ANCHO	COLA	PIEZA INTERMEDIA
3359	1	6	6	47.10	9.49	5.56	59.29	0.17
3363	1	6	7	43.80	9.70	5.78	81.90	0.21
3366	1	6	8	46.56	10.63	5.74	63.95	0.29
3369	1	6	9	52.13	1.20	6.05	62.31	1.01
3370	1	6	10	44.91	10.00	5.55	60.51	0.25
3371	1	6	11	45.55	10.20	5.73	59.71	0.01
3380	1	6	12	44.58	10.00	5.57	70.49	0.45
3392	1	6	13	44.66	10.00	5.67	66.82	0.04
3393	1	6	14	44.37	9.93	5.69	63.09	0.18
3396	1	6	15	46.17	10.00	5.75	63.95	0.34
3408	1	6	16	42.06	9.56	5.55	63.99	0.02
3410	1	6	17	47.54	10.06	5.40	66.43	0.28
3411	1	6	18	42.06	9.43	5.46	63.02	0.08
3413	1	6	19	44.21	9.87	5.55	63.36	0.10
3416	1	6	20	44.21	9.71	5.73	64.19	0.36
3559	1	6	21	44.17	9.31	5.26	65.51	0.04
3577	1	6	22	49.15	10.15	6.01	59.15	0.05
3592	1	6	23	42.37	9.86	5.55	63.76	0.30
3595	1	6	24	45.15	9.61	5.89	63.60	0.16
3596	1	6	25	40.56	9.08	5.52	62.98	0.01
3600	1	6	26	47.27	9.43	5.57	64.05	0.06
3605	1	6	27	40.91	9.56	5.55	62.89	0.06
3609	1	6	28	46.39	10.29	5.55	62.13	0.04
3611	1	6	29	45.36	10.61	5.72	58.05	0.12
3617	1	6	30	48.72	10.21	5.89	62.66	0.11



n	Raza (Corriedale=1, Criollo=2)	Nombre en código	Rep	AREA	LARGO	ANCHO	COLA	PIEZA INTERMEDIA
3611	1	6	29	45.36	10.61	5.72	58.05	0.12
3617	1	6	30	48.72	10.21	5.89	62.66	0.11
3619	1	6	31	46.58	9.81	5.97	64.31	0.04
3625	1	6	32	47.31	9.64	5.58	62.14	0.14
3636	1	6	33	51.57	10.01	5.89	63.06	0.08
3640	1	6	34	45.72	9.60	5.40	64.12	0.19
3646	1	6	35	47.72	10.03	5.85	66.08	0.16
3647	1	6	36	48.91	9.68	5.56	67.01	0.06
3652	1	6	37	43.01	9.73	5.51	59.31	0.24
3655	1	6	38	44.19	9.71	5.69	59.21	0.12
3656	1	6	39	47.20	10.50	5.85	63.42	0.09
3667	1	6	40	45.53	10.23	5.88	61.33	0.12
3669	1	6	41	47.28	9.79	5.94	62.43	0.33
3670	1	6	42	45.99	10.61	5.71	71.58	0.09
3673	1	6	43	46.02	10.45	5.61	63.98	0.43
3676	1	6	44	44.58	9.74	5.81	62.34	0.36
3677	1	6	45	45.88	10.48	6.01	62.58	0.24
3685	1	6	46	44.89	10.66	5.55	62.97	0.04
3686	1	6	47	41.91	9.44	5.64	60.61	0.17
3689	1	6	48	43.34	9.85	5.56	67.33	0.13
3690	1	6	49	45.23	10.66	5.70	64.54	0.24
3693	1	6	50	47.31	10.08	5.86	62.70	0.13
3694	1	6	51	44.26	9.51	5.77	65.88	0.03
3695	1	6	52	48.90	9.94	5.80	66.04	0.09
3696	1	6	53	44.00	9.64	5.73	60.57	0.05

n	Raza (Corriedale=1, Criollo=2)	Nombre en código	Rep	AREA	LARGO	ANCHO	COLA	PIEZA INTERMEDIA
3698	1	6	54	46.52	9.74	5.69	85.48	0.15
3699	1	6	55	47.93	9.78	5.64	59.81	0.08
3703	1	6	56	47.47	10.34	5.69	62.63	0.02
3704	1	6	57	44.14	9.66	5.77	63.62	0.04
3711	1	6	58	44.59	9.51	5.69	63.19	0.04
3713	1	6	59	41.95	9.57	5.63	62.75	0.01
3764	1	6	60	46.84	10.79	5.70	60.78	0.30
3787	1	6	61	44.77	10.48	5.56	62.64	0.04
3794	1	6	62	45.68	10.00	5.81	65.07	0.11
3797	1	6	63	43.91	9.52	5.73	62.56	0.04
3800	1	6	64	46.96	9.93	5.98	63.78	0.23
3802	1	6	65	51.98	10.23	5.88	66.73	0.07
3803	1	6	66	46.04	9.85	5.86	62.20	0.28
3804	1	6	67	47.21	10.23	5.86	64.24	0.29
3806	1	6	68	47.21	10.23	5.86	64.24	0.29
3811	1	6	69	47.33	9.66	5.66	65.19	0.13
3814	1	6	70	47.05	9.87	6.02	63.44	0.24
3823	1	6	71	43.27	10.31	5.85	62.64	0.22
3824	1	6	72	43.48	9.56	5.55	63.85	0.07
3825	1	6	73	42.44	9.78	5.31	62.43	0.02
3828	1	6	74	44.90	9.74	5.81	62.03	0.01
3830	1	6	75	44.90	9.74	5.81	62.03	0.01
3835	1	6	76	49.62	9.69	5.94	64.22	0.01
3839	1	6	77	52.64	10.81	6.34	65.50	0.21
3841	1	6	78	44.43	9.72	5.77	64.03	0.19

n	Raza (Corriedale=1, Criollo=2)	Nombre en código	Rep	AREA	LARGO	ANCHO	COLA	PIEZA INTERMEDIA
3844	1	6	79	46.90	9.50	5.58	65.69	0.07
3850	1	6	80	41.55	9.57	5.42	58.71	0.15
3853	1	6	81	43.24	9.99	5.61	59.78	0.34
3860	1	6	82	45.89	9.77	5.77	65.54	0.20
3863	1	6	83	44.89	9.75	5.82	64.44	0.01
3872	1	6	84	48.63	10.12	6.13	61.90	0.02
3877	1	6	85	47.98	9.97	5.94	63.97	0.43
3878	1	6	86	53.46	10.50	6.32	66.25	0.18
3881	1	6	87	57.69	11.18	6.43	64.92	0.21
3884	1	6	88	47.81	10.12	5.85	65.05	0.56
3885	1	6	89	45.03	9.92	5.73	63.56	0.12
3972	1	6	90	50.96	10.08	5.94	66.86	0.03
3976	1	6	91	46.26	10.25	5.56	49.21	0.06
3982	1	6	92	48.41	10.38	5.94	61.57	0.21
3986	1	6	93	41.66	9.50	5.71	63.26	0.01
3989	1	6	94	45.04	9.72	5.92	60.13	0.01
3990	1	6	95	47.76	9.99	5.82	63.84	0.05
3995	1	6	96	46.44	10.16	5.86	64.29	0.56
3997	1	6	97	45.89	9.77	5.86	64.46	0.02
3998	1	6	98	47.36	10.38	5.75	64.01	0.40
3999	1	6	99	49.91	9.60	5.91	68.51	0.01
4005	1	6	100	45.75	9.58	5.48	65.08	0.19
4006	1	6	101	45.83	10.66	5.55	59.10	0.14
4018	1	6	102	46.22	10.70	5.74	60.48	0.32
4019	1	6	103	45.15	9.56	5.73	59.81	0.08



ANEXO 5: Declaración jurada de autenticidad de tesis



Universidad Nacional
del Altiplano Puno



Vicerrectorado
de Investigación



Repositorio
Institucional

DECLARACIÓN JURADA DE AUTENTICIDAD DE TESIS

Por el presente documento, Yo Wilber Chañi Chavez
identificado con DNI 73201263 en mi condición de egresado de:

Escuela Profesional, Programa de Segunda Especialidad, Programa de Maestría o Doctorado

Medicina Veterinaria y Zootecnia

informo que he elaborado el/la Tesis o Trabajo de Investigación denominada:

"DETERMINACION DE LA MORFOMETRIA ESPERMATICA DE OVINOS
DE RAZA CORRIEDALE Y CRIOLLA EN EL ALTIPLANO DE PERU"

Es un tema original.

Declaro que el presente trabajo de tesis es elaborado por mi persona y no existe plagio/copia de ninguna naturaleza, en especial de otro documento de investigación (tesis, revista, texto, congreso, o similar) presentado por persona natural o jurídica alguna ante instituciones académicas, profesionales, de investigación o similares, en el país o en el extranjero.

Dejo constancia que las citas de otros autores han sido debidamente identificadas en el trabajo de investigación, por lo que no asumiré como tuyas las opiniones vertidas por terceros, ya sea de fuentes encontradas en medios escritos, digitales o Internet.

Asimismo, ratifico que soy plenamente consciente de todo el contenido de la tesis y asumo la responsabilidad de cualquier error u omisión en el documento, así como de las connotaciones éticas y legales involucradas.

En caso de incumplimiento de esta declaración, me someto a las disposiciones legales vigentes y a las sanciones correspondientes de igual forma me someto a las sanciones establecidas en las Directivas y otras normas internas, así como las que me alcancen del Código Civil y Normas Legales conexas por el incumplimiento del presente compromiso

Puno 21 de Agosto del 2024


FIRMA (obligatoria)



Huella



ANEXO 6: Autorización para el depósito de tesis en el Repositorio Institucional



Universidad Nacional
del Altiplano Puno



Vicerrectorado
de Investigación



Repositorio
Institucional

**AUTORIZACIÓN PARA EL DEPÓSITO DE TESIS O TRABAJO DE
INVESTIGACIÓN EN EL REPOSITORIO INSTITUCIONAL**

Por el presente documento, Yo Wilber Chañi Chavez,
identificado con DNI 73201263 en mi condición de egresado de:

Escuela Profesional, Programa de Segunda Especialidad, Programa de Maestría o Doctorado

Medicina Veterinaria y Zootecnia,
informo que he elaborado el/la Tesis o Trabajo de Investigación denominada:

" DETERMINACION DE LA MORFOMETRIA ESPERMATIA DE OVINOS
DE RAZA CORRIEDALE Y CRIOLLA EN EL ALTIPLANO DE PERU"

para la obtención de Grado, Título Profesional o Segunda Especialidad.

Por medio del presente documento, afirmo y garantizo ser el legítimo, único y exclusivo titular de todos los derechos de propiedad intelectual sobre los documentos arriba mencionados, las obras, los contenidos, los productos y/o las creaciones en general (en adelante, los "Contenidos") que serán incluidos en el repositorio institucional de la Universidad Nacional del Altiplano de Puno.

También, doy seguridad de que los contenidos entregados se encuentran libres de toda contraseña, restricción o medida tecnológica de protección, con la finalidad de permitir que se puedan leer, descargar, reproducir, distribuir, imprimir, buscar y enlazar los textos completos, sin limitación alguna.

Autorizo a la Universidad Nacional del Altiplano de Puno a publicar los Contenidos en el Repositorio Institucional y, en consecuencia, en el Repositorio Nacional Digital de Ciencia, Tecnología e Innovación de Acceso Abierto, sobre la base de lo establecido en la Ley N° 30035, sus normas reglamentarias, modificatorias, sustitutorias y conexas, y de acuerdo con las políticas de acceso abierto que la Universidad aplique en relación con sus Repositorios Institucionales. Autorizo expresamente toda consulta y uso de los Contenidos, por parte de cualquier persona, por el tiempo de duración de los derechos patrimoniales de autor y derechos conexos, a título gratuito y a nivel mundial.

En consecuencia, la Universidad tendrá la posibilidad de divulgar y difundir los Contenidos, de manera total o parcial, sin limitación alguna y sin derecho a pago de contraprestación, remuneración ni regalía alguna a favor mío; en los medios, canales y plataformas que la Universidad y/o el Estado de la República del Perú determinen, a nivel mundial, sin restricción geográfica alguna y de manera indefinida, pudiendo crear y/o extraer los metadatos sobre los Contenidos, e incluir los Contenidos en los índices y buscadores que estimen necesarios para promover su difusión.

Autorizo que los Contenidos sean puestos a disposición del público a través de la siguiente licencia:

Creative Commons Reconocimiento-NoComercial-CompartirIgual 4.0 Internacional. Para ver una copia de esta licencia, visita: <https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/>

En señal de conformidad, suscribo el presente documento.

Puno 21 de Agosto del 2024


FIRMA (obligatoria)



Huella