



# **UNIVERSIDAD ESTATAL DE BOLÍVAR**

**Facultad de Ciencias Agropecuarias, Recursos Naturales y del Ambiente**

## **Carrera de Medicina Veterinaria**

### **Tema:**

**EVALUACIÓN DE LA CALIDAD ESPERMÁTICA EN BOVINOS POST  
MORTEM**

**Proyecto de Investigación previo a la obtención del título de Médico Veterinario/a Otorgado por la Universidad Estatal de Bolívar a través de la Facultad de Ciencias Agropecuarias, Recursos Naturales y del Ambiente, Carrera de Medicina Veterinaria**

### **Autores:**

Juan José Tasgacho Chida  
Genesis Carolina Rodríguez Jaramillo

### **Tutor:**

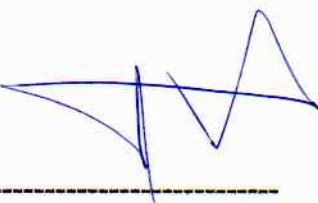
Dr. Franco Bolívar Cordero Salazar MSc.

Guaranda – Ecuador

2025

EVALUACIÓN DE LA CALIDAD ESPERMÁTICA EN BOVINOS POST  
MORTEM

**REVISADO Y APROBADO POR:**



---

Dr. Franco Bolívar Cordero Salazar MSc.

**TUTOR**



---

Dr. Franklin Antonio Román Cárdenas MSc

**PAR LECTOR**



---

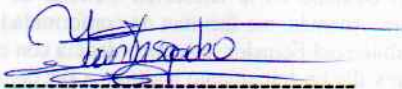
Dr. Freddy Rodrigo Güillín Núñez MSc.

**PAR LECTOR**

## CERTIFICACIÓN DE AUTORÍA

Yo, Juan José Tasgacho Chida, con CI 0202359659 y Génesis Carolina Rodríguez Jaramillo, con CI 1600694895, declaro que el trabajo y los resultados presentados en este informe, no han sido previamente presentados para ningún grado o calificación profesional; y, que las referencias bibliográficas que se incluyen han sido consultadas y citadas con su respectivo autor(es).

La Universidad Estatal de Bolívar, puede hacer uso de los derechos de publicación correspondientes a este trabajo, según lo establecido por la Ley de Propiedad Intelectual, su Reglamentación y la Normativa Institucional vigente.



Juan José Tasgacho Chida

CI: 0202359659

**AUTOR**



Genesis Carolina Rodríguez Jaramillo

CI: 1600694895

**AUTORA**



Dr. Franco Bolívar Cordero Salazar MSc.

CI: 1102759329

**TUTOR**



ESCRITURA N°20250201004P00669

DECLARACIÓN JURAMENTADA

OTORGAN:

GENESIS CAROLINA RODRIGUEZ JARAMILLO Y

LJUAN JOSE TASGACHO CHIDA

CUANTÍA: INDETERMINADA

Di 2 COPIA


P.A.

En el Cantón Guaranda, Provincia Bolívar, República del Ecuador, hoy martes a los veintidós del mes de julio del año dos mil veinticinco, ante mi **DOCTORA MSc. GINA LUCIA CLAVIJO, NOTARIA CUARTA DEL CANTÓN GUARANDA**, comparecen con plena capacidad, libertad y conocimiento, a la celebración de la presente escritura, la señorita **GENESIS CAROLINA RODRIGUEZ JARAMILLO**, de estado civil soltera y el señor **JUAN JOSE TASGACHO CHIDA**, de estado civil soltero, ambas por sus propios y personales derechos en calidad de OTORGANTES. Los comparecientes declaran ser de nacionalidad ecuatorianos, mayores de edad, de estado civil como se deja expresado, de ocupación estudiantes ambas partes, domiciliada la primera, en la parroquia Puyo, cantón Pastaza, provincia Pastaza y de paso por este cantón Guaranda, Provincia Bolívar, con número celular cero nueve seis ocho nueve seis ocho ocho nueve cuatro; y, con correo electrónico [gerodriguez@mailes.ueb.edu.ec](mailto:gerodriguez@mailes.ueb.edu.ec); y, el segundo, domiciliado en la parroquia Echeandía, cantón Echeandía y de paso por este cantón Guaranda, provincia Bolívar, con número celular cero nueve seis nueve ocho cero cero nueve cero cinco; y, con correo electrónico [jtasgacho@mailes.ueb.edu.ec](mailto:jtasgacho@mailes.ueb.edu.ec), hábiles en derecho para contratar y contraer obligaciones, a quienes de conocer doy fe, en virtud de haberme exhibido sus documentos de identificación, en base a los cuales obtengo la certificación de datos biométricos del Registro Civil. Los comparecientes me autorizan de conformidad con el artículo setenta y cinco de la Ley Orgánica de Gestión de la Identidad y Datos Civiles, a la obtención e impresión del Registro Personal Único cuyo custodio es la Dirección General de Registro Civil, Identificación y Cedulación, que incorporo a la presente escritura. Además, me facultan de conformidad con el artículo sesenta y seis, numeral diecinueve de la Constitución de la República del Ecuador, en concordancia con el artículo ocho, de la Ley Orgánica de Protección de Datos Personales, a declarar y dar un tratamiento legítimo a sus datos personales en el presente instrumento público y además a petición expresa de las partes adjunto sus documentos personales como son cédulas de ciudadanía y certificados de votación, mismos que agrego a esta escritura como habilitantes. Advertidos los comparecientes por mi la Notaria de los efectos y resultados de esta escritura, así como examinados que fueron en forma aislada y separada de que comparecen al otorgamiento de esta escritura sin coacción, amenazas, temor reverencial, ni promesa o seducción instruidos por mí de la obligación que tienen de decir la verdad con claridad y exactitud; y, advertidos sobre la gravedad del juramento y de las penas de perjurio, me solicitan que recepte su declaración juramentada. Nosotros: **GENESIS CAROLINA RODRIGUEZ JARAMILLO**, de estado civil soltera y **JUAN JOSE TASGACHO CHIDA**, de estado civil soltero, declaramos bajo juramento que los criterios e ideas emitidos en el presente proyecto de investigación, es de nuestra absoluta autoría, titulado: "EVALUACIÓN DE LA CALIDAD ESPERMÁTICA EN BOVINOS POST MORTEM", previo a la obtención del título de Médicos Veterinarios, otorgado por la Universidad Estatal de Bolívar, a través de la Facultad de Ciencias Agropecuarias, Recurso Naturales y del Ambiente.- Es todo cuanto podemos declarar en honor a la verdad.- Para su otorgamiento se observaron los preceptos de ley y leída que les fue a los comparecientes íntegramente por mí la Notaria, aquellos se afirman y ratifican en la aceptación de su total contenido y firman junto conmigo en unidad de acto, incorporando al protocolo de esta Notaria la presente escritura de Declaración Juramentada, de todo lo cual doy Fe.



SRTA. GENESIS CAROLINA RODRIGUEZ JARAMILLO.

C.C.1600694895



SR. JUAN JOSE TASGACHO CHIDA

C.C.090235959



DOCTORA MSc. GINA CLAVIJO CARRION  
NOTARIA CUARTA DEL CANTÓN GUARANDA



# Juan José y Génesis Carolina Tasgacho Chida y Ro... 222.docx

📅 2025

📅 2025

🎓 Universidad Estatal de Bolívar

## Detalles del documento

Identificador de la entrega

trn:old::3117:475742165

Fecha de entrega

23 jul 2025, 10:26 a.m. GMT-5

Fecha de descarga

23 jul 2025, 10:35 a.m. GMT-5

Nombre de archivo

222.docx

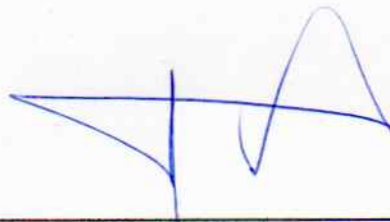
Tamaño de archivo

6.8 MB

99 Páginas

19.821 Palabras

106.426 Caracteres



---

Dr. Franco Bolívar Cordero Salazar MSc.  
TUTOR

## 9% Similitud general

El total combinado de todas las coincidencias, incluidas las fuentes superpuestas, para ca...




### Filtrado desde el informe

- ▶ Bibliografía
- ▶ Texto citado
- ▶ Texto mencionado
- ▶ Coincidencias menores (menos de 21 palabras)

### Exclusiones

- ▶ N.º de fuentes excluidas

### Fuentes principales

- 8%  Fuentes de Internet
- 0%  Publicaciones
- 5%  Trabajos entregados (trabajos del estudiante)

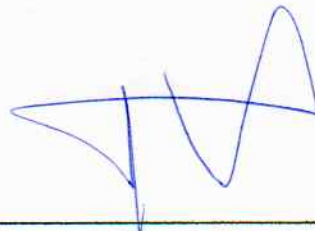
### Marcas de integridad

#### N.º de alertas de integridad para revisión

No se han detectado manipulaciones de texto sospechosas.

Los algoritmos de nuestro sistema analizan un documento en profundidad para buscar inconsistencias que permitirían distinguirlo de una entrega normal. Si advertimos algo extraño, lo marcamos como una alerta para que pueda revisarlo.

Una marca de alerta no es necesariamente un indicador de problemas. Sin embargo, recomendamos que preste atención y la revise.



Dr. Franco BOLívar Cordero Salazar MSc.  
TUTOR

## DEDICATORIA

Quizá las palabras no sean suficientes para agradecer y dedicar a cada una de las personas que formaron parte de este gran logro, parte de un gran laberinto en el cual cada una de ellas fueron mi luz en medio de la oscuridad, por eso son aquellos quienes se llevan el mérito de este proyecto, a pesar de las circunstancias siempre supieron apoyarme de todas las formas posibles.

A ti madre querida Elvia Eloísa, quien nunca conoció el cansancio, aquella que no veía el reloj, usted quien día a día se sacrificó desde un inicio para que no me faltara nada, y hoy sus consejos, valores inculcados y todo aquello que me hacían una mejor persona, a usted le dedico este logro que siempre será nuestro, la admiro porque es una gran mujer, madre que siempre supo sacarme adelante.

Andrés Eugenio, Padre querido a usted le debo mis experiencias, su forma de ver las cosas y poder liderar con ellas, a usted que siempre me enseñó a corregirme y ser responsable con las obligaciones que se me pongan, este logro también es suyo, un hombre que siempre estuvo dispuesto a darlo todo, incansable con sus trabajos, usted y mi madre siempre han sido y serán mi pilar fundamental en todo.

Agradezco a Dios por la vida, la salud y la sabiduría. Agradezco infinitamente a Dios y a mis padres por darme hermanos y hermanas que siempre estuvieron pendientes a mí, quienes fueron mi segundo pilar fundamental en toda la vida universitaria, siempre estaré agradecido con ustedes, aun mas a ti Viviana Tasgacho por ser un ejemplo a seguir superándome de forma profesional, a ti que siempre eres como mi segunda madre, agradezco a cada uno de mis hermanos y hermanas por siempre estar ahí, Fabian Tasgacho un hombre de fortaleza gracias por ese apoyo a usted Yolanda Tasgacho por siempre cuidarme y brindarme su apoyo.

Este proyecto está dedicado a toda mi familia, todo se pudo lograr siendo perseverante y constante, a ti Génesis Carolina Rodríguez, quien formo parte de mi vida hasta el final, a ti que siempre fuiste una persona muy firme, paciente y responsable, que también formaste parte de mi vida personal y profesional, este logro es nuestro y siempre va hacer así cada meta que logremos en la vida, gracias por todo.

*Juan José Tasgacho Chida*

## DEDICATORIA

Dedico este proyecto primeramente a Dios, por brindarme fortaleza y sabiduría, por sostenerme en los momentos difíciles y no dejarme rendir ante los obstáculos. Gracias por darme las fuerzas necesarias para seguir adelante y cumplir cada uno de mis propósitos y metas.

Con profundo amor y gratitud, dedico este logro a mis padres, Ivonne y Fernando, por ser el pilar fundamental de mi vida. Mamá gracias por tu apoyo incondicional, por tu amor infinito y por enseñarme a luchar por mis sueños sin rendirme jamás. Me has inculcado valores firmes, con tu ejemplo constante y tu presencia en cada etapa de mi camino. Papá, gracias por ser un modelo de fortaleza, sabiduría y amor. Tu compañía, tus consejos y el impulso constante a dar siempre lo mejor de mí ha sido esencial a lo largo de este camino. Todo lo que soy se lo debo a ustedes. Gracias por creer en mí y por caminar a mi lado con amor, guía y firmeza.

A mi hermano Didier por estar ahí en los momentos en que más lo necesité. Gracias por tu apoyo, tus palabras de aliento y por siempre animarme a seguir adelante.

En el corazón de este logro también están mis abuelitos: María, Pedro y Fortunato, gracias por su amor incondicional, por su sabiduría compartida y por enseñarme, con su ejemplo, que la perseverancia y la lucha constante son la clave para alcanzar los sueños.

A mi angelita del cielo, mi abuelita, aunque ya no estés físicamente a mi lado, tu amor, tu sabiduría y el ejemplo de vida que me dejaste siguen guiando cada uno de mis pasos. Hoy, más que un recuerdo, eres una presencia constante en mi corazón y mi mayor fuente de inspiración. Sé que, desde donde estás, me acompañas y celebras conmigo este logro, que también te pertenece. Esta meta es para ti y por ti. Siempre estarás en mi corazón.

Mis fieles compañeros: Benji, Nena, Kiara, Alaska y Leo, quienes, con su amor incondicional, estuvieron a mi lado en cada desvelo. Su compañía fue un consuelo y una fuente de alegría inmensa en este recorrido.

A Juan y Anderson, gracias por acompañarme a lo largo de esta etapa académica, por su apoyo y por estar para mí. Su presencia ha significado mucho en este camino.

*Genesis Carolina Rodríguez Jaramillo*

## **AGRADECIMIENTO**

Agradecemos primeramente a Dios, por ser nuestra guía constante, por darnos fortaleza en los momentos de dificultad, sabiduría en cada decisión y la bendición de permitirnos culminar con éxito esta importante etapa de nuestras vidas.

Expresamos un especial agradecimiento al Laboratorio de Investigación y Vinculación de la Universidad, por abrirnos sus puertas y permitirnos desarrollar nuestro trabajo de titulación. Valoramos enormemente el acompañamiento de su equipo técnico, cuya colaboración fue clave durante todo el proceso investigativo.

De manera muy especial, extendemos nuestra más profunda gratitud a nuestro tutor, el Dr. Franco Cordero, por su orientación constante, sus valiosos conocimientos, su paciencia, dedicación y compromiso incondicional en cada etapa del desarrollo de esta investigación.

Agradecemos también al Dr. Fernando Carrasco, por compartir con nosotros su experiencia, su tiempo y sus valiosos aportes, que fueron fundamentales para enriquecer este proyecto.

Finalmente, y con especial cariño, damos gracias a nuestros padres y familias, por ser nuestro pilar fundamental, por su amor incondicional, sus sacrificios, su apoyo constante y por creer en nosotros incluso en los momentos en que nosotros dudamos.

A todas las personas que, de una u otra manera, formaron parte de este logro: gracias por ser parte de nuestro camino.

## ÍNDICE DE CONTENIDO

CONTENIDO	Pag
CAPÍTULO I	1
1.1 INTRODUCCIÓN	1
1.2 PROBLEMA	3
1.3 OBJETIVOS	4
1.3.1 Objetivo General	4
1.3.2 Objetivos Específicos	4
1.4 HIPÓTESIS	5
CAPÍTULO II	6
2 MARCO TEÓRICO	6
2.1 Aparato reproductor del macho	6
2.2 Órganos principales	6
2.3 Órganos sexuales secundarios	8
2.4 Glándulas sexuales accesorias	11
2.5 Neuroendocrinología reproductiva del macho	13
2.6 Espermatogénesis	14
2.7 Espermatocitogénesis	15
2.8 Espermiogénesis	16
2.9 Morfología del espermatozoide	17
2.10 Alteraciones de la morfología espermática	19
2.11 Evaluación de la calidad del semen	21
2.12 Características Microscópicas	23
2.13 Estadística de animales faenados en el Camal de Guaranda.	26
2.14 Diluyente	27
2.15 Tinciones o colorantes	29
CAPÍTULO III	30
3 MARCO METODOLÓGICO	30
3.1 Ubicación y características de la investigación	30
3.2 Metodología	31

CAPÍTULO IV	40
4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN	40
4.1 INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS	40
4.1.1 Calidad espermática	40
4.1.2 Volumen	41
4.1.3 Color	43
4.1.4 Olor	44
4.1.5 Densidad	45
4.1.6 Edad	46
4.1.7 Longitud testicular y epidídimo	47
4.1.8 Circunferencia testicular	50
4.1.9 Motilidad masal	51
4.1.10 Motilidad individual	53
4.1.11 Viabilidad	55
4.1.12 Vitalidad	56
4.1.13 Concentración Espermática	57
4.1.14 Morfología	59
4.1.15 Peso epidídimo	60
4.1.16 Comparación ANOVA	62
4.2 COMPROBACIÓN DE HIPÓTESIS	65
CAPITULO V	66
5.1 CONCLUSIONES	66
5.2 RECOMENDACIONES	67
BIBLIOGRAFÍA	68
ANEXOS	

## ÍNDICE DE TABLAS

Nº	Detalle	Pag
1.	Porcentaje de Células Móviles	25
2.	Velocidad de movimiento de células	25
3.	Índice de faenamiento	27
4.	Distribución de la calidad en tres tiempos post mortem	40
5.	Comparación del volumen expresado en horas post mortem.	41
6.	Análisis de la densidad seminal en diferentes momentos post mortem	45
7.	Estimación de la edad de los animales muestreados	46
8.	Variación de la longitud del epidídimo en diferentes tiempos post mortem	47
9.	Análisis del ancho testicular en distintos intervalos de tiempo	49
10.	Evaluación de la circunferencia escrotal en diferentes períodos post mortem	50
11.	Variación de la motilidad masal en distintos momentos post mortem	51
12.	Estudio de la motilidad individual en función del tiempo post mortem	53
13.	Evaluación comparativa de la viabilidad en distintos intervalos post mortem	55
14.	Análisis del porcentaje de espermatozoides vivos en tres tiempos post mortem	56
15.	Concentración espermática ( $\times 10^6/\text{ml}$ ) en función del tiempo post mortem	57
16.	Alteraciones morfológicas espermáticas en función de los intervalos post mortem	59
17.	Variación del peso epididimario en función del tiempo post mortem	60
18.	Comparación de variables seminales post mortem mediante análisis de varianza (ANOVA)	62

## ÍNDICE DE FIGURAS

Nº	Detalle	Pag
1.	Porcentaje de Animales de Faenamiento	27
2.	Edad de los animales muestreados	46
3.	Circunferencia escrotal	50

## ÍNDICE DE ANEXOS

Nº	DETALLE
1.	Mapa de Ubicación de la Investigación
2.	Croquis del Ensayo
3.	Base de datos
4.	Evidencias Fotográficas
5.	Formatos de Fichas de recolección de datos
6.	Glosario de Términos Técnicos

## RESUMEN

La recuperación de espermatozoides post mortem representa una alternativa para conservar genética de alto valor reproductivo en bovinos. El objetivo general de este estudio fue evaluar la calidad espermática en bovinos post mortem mediante la técnica de flushing epididimario, en distintos intervalos de tiempo. El diseño metodológico fue experimental, completamente al azar, con arreglo factorial  $A \times B$ , donde se evaluaron 45 testículos bovinos distribuidos en tres tiempos post mortem (4, 8 y 16 horas). Se analizaron variables macroscópicas (color, olor, densidad) y microscópicas (motilidad, viabilidad, morfología), aplicando la prueba no paramétrica de Friedman. Los resultados indicaron que la calidad y viabilidad espermática fueron significativamente mayores a las 4 y 8 horas post mortem, disminuyendo de forma considerable a las 16 horas. La motilidad masal e individual fue más alta en los primeros dos intervalos, mientras que la calidad del semen a las 16 horas se calificó predominantemente como regular. Además, se comprobó que la mayor concentración espermática se localizó en la cola del epidídimo, validando su relevancia anatómica para la recuperación seminal post mortem. Se concluye que el intervalo óptimo para recuperar semen viable no debe exceder las 8 horas post mortem, y que la aplicación adecuada de la técnica de flushing puede preservar parámetros espermáticos funcionales en condiciones controladas. Considerándose útil para programas de conservación genética e inseminación artificial.

### **Palabras clave:**

Flushing epididimario, calidad espermática, bovinos, viabilidad, post mortem

## ABSTRACT

Post-mortem sperm retrieval represents an alternative for preserving high-value reproductive genetics in cattle. The general objective of this study was to evaluate sperm quality in bovines post mortem using the epididymal flushing technique at different time intervals. The methodological design was experimental, completely randomized, with a factorial A × B arrangement, evaluating 45 bovine testicles distributed across three post-mortem times (4, 8, and 16 hours). Macroscopic variables (color, odor, density) and microscopic variables (motility, viability, morphology) were analyzed using the non-parametric Friedman test. The results indicated that sperm quality and viability were significantly higher at 4 and 8 hours post mortem, with a considerable decrease at 16 hours. Both mass and individual motility were greater during the first two intervals, while semen quality at 16 hours was predominantly rated as regular. Additionally, the highest sperm concentration was located in the tail of the epididymis, confirming its anatomical relevance for post-mortem semen recovery. It is concluded that the optimal interval for retrieving viable semen should not exceed 8 hours post mortem, and that proper application of the flushing technique can preserve functional sperm parameters under controlled conditions. This information is useful for genetic conservation and artificial insemination programs at the local level.

### **Keywords:**

Epididymal flushing, sperm quality, cattle, viability, post mortem

# CAPÍTULO I

## 1.1 INTRODUCCIÓN

La preservación de la genética en animales de alto valor es esencial para la reproducción asistida y la biotecnología moderna. Durante décadas, los investigadores han buscado métodos eficaces para la extracción de semen de alta calidad genética, con el objetivo de salvaguardar la diversidad biológica y prevenir la extinción de especies con gran importancia comercial. Estos esfuerzos son clave para garantizar la continuidad genética y el mejoramiento de especies en peligro o de interés económico.

Una de las técnicas emergentes en este campo es la técnica de Flushing que consiste en la extracción de espermatozoides del epidídimo, que ha mostrado ser una opción prometedora para la recuperación de material genético post mortem. El epidídimo es una estructura clave del sistema reproductivo, cumple dos funciones: La maduración ocurre en la cabeza y cuerpo del epidídimo, donde los espermatozoides adquieren la capacidad fertilizante, mientras que el almacenamiento tiene lugar en la cola, donde es posible recuperar espermatozoides viables incluso después de la muerte del animal. Sin embargo, es vital que la extracción se realice rápidamente, ya que la viabilidad espermática disminuye con el tiempo debido a la descomposición de los testículos.

La calidad del semen varía en función de varios factores, como la edad del animal, la temperatura en la que se realiza la reproducción, el clima, la condición corporal, el tamaño de los testículos y la raza. La preservación de la calidad seminal depende en gran medida de una manipulación apropiada, pues cualquier procedimiento incorrecto puede provocar alteraciones significativas en sus características biofuncionales.

Además de evaluar la calidad espermática, es fundamental tomar en cuenta la viabilidad celular, la cual está íntimamente relacionada con la integridad de la

membrana acrosomal y la funcionalidad de la mitocondria. Para garantizar su capacidad fecundante, es necesario que los espermatozoides conserven un estado fisiológico integro. Aunque muestran una actividad mitocondrial correcta, una viabilidad limitada restringe su capacidad para conseguir la fertilización.

En Ecuador, el conocimiento sobre esta técnica es limitado, lo que representa un desafío, especialmente en situaciones donde la muerte de animales de alta calidad genética puede ocurrir de manera inesperada o por un manejo inadecuado. En la provincia de Bolívar, este desconocimiento es particularmente evidente, aunque las tasas de mortalidad animal son bajas. Esta investigación tuvo como objetivo proponer una técnica post mortem para la extracción de semen en bovinos, evaluando sus características espermáticas con el propósito de fortalecer las estrategias de mejoramiento genético en el país.

## **1.2 PROBLEMA**

La preservación de la genética de animales con alto valor representa un desafío significativo en el ámbito de la reproducción animal, especialmente ante prácticas de manejo inapropiadas que llevan a la pérdida de ejemplares valiosos. Ante esta situación, se identificó la necesidad de desarrollar técnicas eficaces para la obtención y conservación de espermatozoides viables después del fallecimiento del animal, lo que permite resguardar su patrimonio genético y asegurar su legado en futuras generaciones.

La falta de conocimiento y desarrollo en este campo no solo limita las posibilidades de conservar líneas genéticas, sino que también pone en riesgo la continuidad de rasgos genéticos deseables, especialmente en especies en riesgo o con alto valor reproductivo. En respuesta a esta necesidad, se planteó la aplicación de la técnica de Flushing, un método que permite la extracción de espermatozoides desde la cola del epidídimo en animales fallecidos, ofreciendo una alternativa viable para preservar la genética de ejemplares de gran valor, incluso después de su muerte.

Por ello, el presente trabajo se centró en investigar las características morfológicas y funcionales de los espermatozoides obtenidos tras la muerte del animal, teniendo en cuenta factores como el tiempo transcurrido y los métodos de conservación. La posibilidad de utilizar espermatozoides post mortem no solo amplía las opciones de reproducción asistida, sino que abre nuevas perspectivas en la medicina veterinaria. Con ello, se generó conocimiento útil para la preservación genética en condiciones post mortem, lo cual contribuye a mejorar las estrategias reproductivas y de conservación animal.

## **1.3 OBJETIVOS**

### **1.3.1 Objetivo General**

Evaluar la calidad espermática en bovinos post mortem.

### **1.3.2 Objetivos Específicos**

- Comparar la calidad espermática en bovinos post-mortem en intervalos de tiempo.
- Determinar cuál de los intervalos de tiempo permite mantener la viabilidad espermática.
- Establecer en que región del epidídimo se encuentra la mayor concentración espermática.

## **1.4 HIPÓTESIS**

**Ho:** La calidad espermática en bovinos no presenta diferencias significativas en función de la técnica de Flushing ni del tiempo post mortem.

**Ha:** La calidad espermática en bovinos presenta diferencias significativas en función de la técnica de Flushing y el tiempo post mortem.

## **CAPÍTULO II**

### **2 MARCO TEÓRICO**

#### **2.1 Aparato reproductor del macho**

Está compuesto por varios órganos. Los testículos son los órganos principales. Los órganos sexuales secundarios incluyen los conductos deferentes, el epidídimo, los vasos eferentes que conectan los testículos con el exterior, y el pene, que contiene la uretra, la cual sirve tanto para la expulsión de la orina como de las secreciones sexuales y los espermatozoides. Además, los órganos sexuales accesorios comprenden la glándula prostática, las vesículas seminales y las glándulas bulbouretrales o de Cowper. Todos estos órganos, principales, secundarios y accesorios, en conjunto forman el aparato reproductor masculino. (Melgar Montalvan, 2022)

#### **2.2 Órganos principales**

##### **2.2.1 Testículos**

Son órganos pares que tienen una forma oval un poco prolongada y se ubican en la región inguinal. Se encuentran dentro de una estructura cutánea en forma de saco denominada escroto, el cual tiene la función de proteger, sostener y mantener la temperatura adecuada para la espermatogénesis. (Stornelli & Sota, 2016)

Los testículos se definen como una glándula mixta que tienen doble función: exocrina (secretan células o espermatozoides) y endocrina (producción de hormonas). Las células de Leydig (intersticiales) secretan testosterona (T2) en respuesta a la estimulación de la hormona luteinizante (LH). Por otro lado, las células de Sertoli sintetizan y secretan dos hormonas proteicas, inhibina y activina, que junto con T2 ejercen una retroalimentación negativa sobre el eje hipotálamo-pituitario-gonadal, controlando así la secreción de las gonadotropinas LH y FSH (hormona folículo estimulante), que controlan la producción de espermatozoides. (Stornelli & Sota, 2016)

### **2.2.2 Morfofisiología funcional**

El tamaño de los testículos de un bovino puede variar según diversos factores como la edad, la raza y desarrollo físico. En promedio, los testículos de un toro adulto suelen pesar entre 250 y 500 gr cada uno, representando aproximadamente el 0,09% del peso vivo del animal. En cuanto a las dimensiones, los testículos de un toro adulto pueden tener una longitud que varía entre 10 y 15 centímetros, con un diámetro que oscila entre 5 y 8,5 centímetros. Es común observar una ligera asimetría entre ambos testículos, tanto en su longitud como en su diámetro. (Melgar Montalvan, 2022)

El exterior de cada testículo está rodeado por la túnica vaginal formada por mesotelio y tejido conectivo. En su interior se encuentra la túnica albugínea, que es una cápsula gruesa con un tejido conectivo denso e irregular en el exterior. El interior de este saco está compuesto de tejido conectivo laxo que está altamente vascularizado y se llama capa vascular (membrana vascular). La túnica albugínea es más gruesa a lo largo de la superficie caudal del testículo y forma el mediastino testicular. Las trabéculas fibrosas se originan en el mediastino testicular y dividen de manera incompleta el testículo en compartimentos piramidales, los lóbulos testiculares. (Barbeito & Diessler, Introducción a la Histología Veterinaria, 2022)

El parénquima testicular está formado por túbulos seminíferos, que son responsables de la producción de espermatozoides, y por tejido intersticial que incluye vasos sanguíneos, linfáticos y nervios. Los espermatozoides producidos en los túbulos seminíferos son recolectados por la rete testis, situada en el mediastino testicular, y luego transportados a través de la túnica albugínea hacia los conductos eferentes. Finalmente, los espermatozoides llegan a la cabeza del epidídimo, donde continúan su maduración. (Mancheno Herrera C. , 2022)

Las células de Sertoli tienen un citoplasma extendido y una forma piramidal. Estas células sostienen el epitelio germinativo y forman la estructura de los túbulos seminíferos. Están situadas sobre la membrana basal y se conectan entre sí mediante

complejos de unión especializados en la porción basal, lo que impide que las diferentes capas celulares penetren en la luz del túbulo, salvo a través del citoplasma de las células de Sertoli. Estas células son cruciales para la nutrición de las células germinales mientras se desplazan desde la membrana basal hacia la luz del túbulo. (Cuaran Calva & Burbano Coral , 2014)

## **2.3 Órganos sexuales secundarios**

### **2.3.1 Escroto y cordón espermático**

Es una bolsa membranosa y delgada situada entre la región inguinal y el ano, que envuelve a los testículos y epidídimos. Su función es sostener, proteger y regular la temperatura de los testículos y epidídimos. Está formada por piel pigmentada y cubierta por pocos pelos finos. Está dividida por un septo medio en dos cavidades que albergan los testículos, el epidídimo y la parte distal del cordón espermático. Debajo de la piel, existen glándulas sebáceas bien desarrolladas y una capa poco definida de músculo liso, con fibras elásticas y colágeno, conocida como dartos. También se encuentra el músculo cremáster, un músculo estriado que se origina del músculo oblicuo interno del abdomen y se inserta en la capa parietal de la túnica vaginal. Junto con el dartos, el cremáster permite el movimiento del escroto en relación con el cuerpo mediante su contracción y relajación, contrayéndose en respuesta a bajas temperaturas y relajándose cuando estas son elevadas. Este movimiento, junto con la piel delgada con pocos pelos y las glándulas sebáceas, le confieren al escroto su función de termorregulador para los testículos y epidídimos (Stornelli & Sota, 2016).

### **2.3.2 Control de la temperatura**

El testículo necesita mantenerse a una temperatura de 4 °C por debajo de la corporal. El escroto y el sistema vascular testicular actúan como termorreguladores mediante un mecanismo de intercambio de calor en el cordón espermático. La arteria testicular se alarga a medida que el testículo desciende al escroto, siendo esta elongación mayor de lo necesario para permitir los movimientos del testículo

durante la regulación térmica. El estrés térmico en el escroto puede causar alteraciones en la función testicular, como la pérdida de peso testicular, la pérdida de células germinales, un aumento de la apoptosis celular, una disminución en la concentración, viabilidad y motilidad espermática, y una reducción en la capacidad fecundante de los espermatozoides, resultando en infertilidad temporal (Huanca, Coronado, & Galloway, 2015)

La posición anatómica de los testículos en los bóvidos, alejada del núcleo térmico del cuerpo y de la zona calórica mesentérica, permite que se mantengan de 4 °C por debajo de la temperatura corporal. El gradiente térmico del complejo escrotal y testicular muestra diferentes temperaturas, desde la corporal (39.8°C), la sangre arterial (39.6°C), el interior del vaso espermático (38.6°C), el músculo cremáster (36.4°C) y los vasos testiculares (33.0°C), hasta el núcleo testicular (33.0°C). Estas diferencias térmicas facilitan la termorregulación del escroto y los testículos para mantener la hipotermia regional sectorial. (Araúz, Santamaría, Cuevas, & Mudarra, 2018)

La bolsa escrotal y el cordón espermático cumple un papel fundamental en el control de la temperatura testicular, acercando los testículos al cuerpo cuando la temperatura ambiente es baja y distanciándolos cuando es alta. Con la finalidad de mantener un ambiente térmico óptimo para la espermatogénesis. La membrana de dartos (el músculo liso que recubre el escroto) y el músculo cremáster (el músculo liso que rodea el cordón espermático) son dos músculos sensibles a la temperatura. Durante los períodos fríos, la contracción de estos músculos hace que el escroto se retraiga y el cordón espermático se acorte, acercando los testículos al cuerpo. Primero deben ser sensibles a la testosterona para poder responder a los cambios de temperatura ambiente. (Luzón Cevallos F. E., 2015)

### **2.3.3 Epidídimo**

El epidídimo es una estructura alargada ubicada en la superficie dorsolateral del testículo, y se divide en tres partes anatómicas: la cabeza, el cuerpo y la cola. La

cabeza del epidídimo se sitúa en el polo craneal del testículo, comenzando en la parte medial y extendiéndose lateralmente para continuar con el cuerpo, que recorre la superficie dorsolateral. La cola está unida a la porción caudal del testículo mediante el ligamento propio del testículo. La función principal del epidídimo es proporcionar el ambiente adecuado para la maduración de los espermatozoides, dándoles motilidad y capacidad fertilizante, además de servir como reservorio para los mismos. (Stornelli & Sota, 2016).

La maduración de los espermatozoides ocurre durante el tránsito por el epidídimo; la motilidad aumenta a medida que aquellos entran en el cuerpo de éste. El ambiente de las células espermáticas en la cola del epidídimo proporciona factores que favorecen la capacidad fecundante. La cola es el principal órgano de almacenamiento, contiene alrededor del 75% de las células espermáticas alojadas en el epidídimo. (Montovio, 2021)

Se calcula que el tiempo de migración a través del epidídimo es de aproximadamente 10, 11, 14 y 15 días, respectivamente. Durante este periodo, los espermatozoides experimentan cierta maduración y pueden permanecer viables por períodos prolongados debido a su baja motilidad y metabolismo. En los machos bovinos, el epidídimo tiene una gran capacidad de almacenamiento de espermatozoides, que varía entre 20,000 y 80,000 millones, dependiendo de la edad y el desarrollo testicular. (Héctor Pérez, 2009)

#### **2.3.4 Pene**

Es el órgano encargado de la copulación y se divide en tres partes: base, cuerpo y glande. La base está fijada al arco isquiático. El cuerpo constituye la mayor parte del pene y, en su parte ventral, contiene la uretra rodeada por tejido eréctil llamado cuerpo esponjoso, así como dos estructuras adicionales de este tejido conocidas como cuerpos cavernosos. Estos cuerpos están muy desarrollados en especies con pene de tipo vascular, en contraste con las que tienen un pene fibroelástico, que está envuelto en una cápsula de tejido conectivo que impide la expansión de su diámetro

y presenta una flexura sigmoidea o "S" perineal que permite su extensión durante la erección, regulada por el músculo retractor del pene. El glande es la parte final y distal del pene, rica en terminaciones sensitivas y cuya forma varía según la especie. (Mancheno Herrera C. , 2022)

El pene de un bovino es fibroelástico y tiene forma cilíndrica, con una longitud de 90 cm y un grosor de 3 a 4 cm. (Melgar Montalvan, 2022)

### **2.3.5 Prepucio**

Es un segmento que envuelve una porción del pene con el propósito de resguardarlo. Está formado por tejido epitelial y mucoso, dividido en una sección interna y externa, y cuenta con un orificio para el paso de la orina y la salida del pene. (Melgar Montalvan, 2022)

## **2.4 Glándulas sexuales accesorias**

### **2.4.1 Glándulas accesorias**

Su función es producir el plasma seminal, que constituye la parte líquida del semen, y sirve como medio de transporte para los espermatozoides, además de proporcionarles nutrientes, limpiar la uretra y actuar como coagulante después de la eyaculación. Todas las glándulas accesorias están rodeadas de músculo liso, el cual facilita la secreción de su contenido durante la eyaculación. (Mancheno Herrera C. , 2022)

### **2.4.2 Glándulas vesiculares**

Las glándulas vesiculares están ubicadas en posición lateralmente respecto a las porciones finales de cada conducto deferente y en los rumiantes son estructuras compactas y lobuladas. Estas glándulas tienen una función secretora activa, produciendo una secreción rica en fructosa y ácido cítrico. Habitualmente, el conducto de las glándulas vesiculares y el conducto deferente se combinan para

formar un conducto eyaculatorio común que desemboca en la uretra. (Montovio, 2021)

### **2.4.3 Próstata**

Es una glándula accesoria de pequeño tamaño situada transversalmente en la cara dorsal del cuello de la vejiga, en el inicio de la uretra. Produce un líquido opaco con una reacción neutra, caracterizado por un olor distintivo, rico en proteínas y sales minerales. Esta glándula es la única que se encuentra consistentemente en todas las especies de animales machos domésticos. Su cuerpo mide 2,5 cm de ancho y entre 1 y 1,5 cm de grosor, por lo que puede palpase a través del recto. La porción diseminada rodea la uretra pélvica y está cubierta por el músculo uretral. (Melgar Montalvan, 2022)

### **2.4.4 Glándulas bulbouretrales o de Cowper**

Tienen forma cilíndrica y están ubicadas a cada lado de las dos terceras partes caudales de la uretra pélvica, cerca del arco isquiático. Miden 12 cm de largo y 2,5 a 3 cm de ancho. Están parcialmente cubiertas por una capa de músculo estriado, el músculo bulbo glandular, que ayuda en su vaciado. Estas glándulas son responsables de producir y secretar la porción gelatinosa del eyaculado. (Stornelli & Sota, 2016)

### **2.4.5 Glándulas uretrales o de Littre**

Están compuestas por dos tipos de glándulas: las intramucosas, que son pequeñas y abundantes en la región cavernosa de la uretra y se encuentran en la lámina propia, y las extramucosas, que son más grandes y tienen conductos que suelen abrirse en la uretra formando ángulos agudos. Ambos tipos de glándulas secretan una sustancia mucoide que, junto con la secreción de las glándulas de Cowper, tiene la función de limpiar y lubricar la uretra antes del paso de los espermatozoides. (Luzón Cevallos F. E., 2015)

## **2.5 Neuroendocrinología reproductiva del macho**

### **2.5.1 Hormonas reproductoras primarias de la glándula pituitaria**

Las principales hormonas reproductivas del lóbulo anterior son la hormona folículo estimulante (FSH), hormona luteinizante (LH) y prolactina. Las LH y FSH se conocen conjuntamente como gonadotropinas debido a su función de estimular las gónadas. En el macho, la LH también se denomina ocasionalmente hormona estimulante de las células intersticiales (ICSH). La inhibina, una proteína producida por los testículos, actúa directamente sobre la hipófisis anterior para inhibir la liberación de FSH.

En el macho, la FSH estimula la espermiogénesis en los testículos al actuar sobre las espermatogonias y las células de Sertoli. Además, la FSH induce a las células de Sertoli a producir inhibina y una proteína fijadora de andrógenos (ABP). La ABP se secreta en el lumen de los túbulos seminíferos y facilita el transporte de testosterona. Por otro lado, la LH estimula a las células de Leydig, ubicadas en el tejido intersticial de los testículos, para producir testosterona y otros andrógenos. (Luzón Cevallos F. E., 2015)

### **2.5.2 Control de la glándula pituitaria por el hipotálamo**

El hipotálamo forma parte del piso y las paredes laterales del tercer ventrículo del cerebro y está estrechamente vinculado con la hipófisis. El sistema portal hipofisario conecta el hipotálamo con la hipófisis anterior, mientras que la hipófisis posterior es una extensión directa del hipotálamo. Las fibras nerviosas provenientes de células neurosecretoras del hipotálamo se extienden hasta la hipófisis posterior.

La secreción de hormonas gonadotrópicas por la hipófisis anterior está regulada por una hormona liberadora peptídica producida por el hipotálamo. En especies como cerdos y ovejas, se ha aislado y caracterizado un péptido denominado hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH). Esta hormona, secretada por el hipotálamo, estimula la adenohipófisis para producir y liberar LH (hormona luteinizante) y FSH

(hormona foliculoestimulante), las cuales actúan sobre los testículos al unirse a receptores específicos. Además, la GnRH también participa en la regulación de la síntesis de la hormona del crecimiento (GH).

La FSH actúa en las células de Sertoli, estimulando la espermatogénesis, mientras que la GH favorece el metabolismo testicular y también apoya la espermatogénesis. Además, la liberación y retención de prolactina en la hipófisis anterior están reguladas por la hormona liberadora de prolactina (PRH) y la hormona inhibidora de prolactina (PIH). Finalmente, la hormona liberadora de corticotropina (CRH) estimula la liberación de hormona adrenocorticotropa (ACTH). (Luzón Cevallos F. E., 2015)

## **2.6 Espermatogénesis**

La espermatogénesis consiste en una serie de procesos mediante los cuales las espermatogonias se convierten en espermatozoides. Este conjunto de eventos tiene lugar en el estroma testicular, específicamente a nivel de los túbulos seminíferos, y comienza con la pubertad del toro. De esta manera, se produce esperma a partir de células primordiales bajo un control endocrino, paracrino y autocrino. (Mejia, 2016)

### **2.6.1 Control endocrino**

Antes de la pubertad, cuando comienza la espermatogénesis, este proceso está marcado por la adecuada producción del factor de liberación de gonadotropinas (GnRH) en el hipotálamo y la secreción de FSH (hormona estimulante de células de Sertoli) y LH (hormona estimulante de las células de Leydig) por la hipófisis, así como de esteroides sexuales producidos por las células de Leydig en los testículos.

La liberación de LH ocurre en pulsos de aproximadamente 10 a 20 minutos, entre 4 y 8 veces al día. En contraste, las concentraciones de FSH son más bajas, pero sus pulsos tienen una duración mayor. Además, los testículos mantienen una secreción

continua de inhibina. Las células de Leydig, que poseen receptores de membrana específicos para LH, sintetizan y secretan testosterona dentro de los 30 minutos posteriores a la liberación de esta hormona, con una duración de acción relativamente breve, entre 20 y 30 minutos.

La espermatogénesis comienza con la división de las células germinales fetales para producir espermatogonias, que a su vez generan diversas células. El lumen de los túbulos seminíferos se forma aproximadamente entre los 5 y 8 meses de edad del ternero, periodo durante el cual también se produce FSH, lo que resulta en una alta proliferación de células de Sertoli, alargamiento y aumento del diámetro de los túbulos seminíferos.

Los eventos que ocurren durante la espermatogénesis incluyen la espermatocitogénesis y la espermiogénesis. (Gerrero & Galina, 2021)

## **2.7 Espermatocitogénesis**

Consiste en una serie de divisiones mitóticas desde espermatogonias hasta lograr la transformación en espermatogonia B, pasando por una serie de espermatogonias como son A1, A2, A3, A4, espermatogonia 1.

Estos eventos se encuentran bajo una actividad endocrina por medio de la FSH, que a través del sistema sanguíneo actúa desde la hipófisis encontrando receptores de células de Sertoli, estas son células moldeadoras de células primordiales hasta formarse como espermatozoide, las células de Sertoli requieren de la acción paracrina por medio de la testosterona que provienen de las células intersticiales o de leydig.

En el inicio de la meiosis tiene como propósito la reducción el número de cromosomas en el gameto para lograr de esta manera un estado haploide. Los espermatocitos primarios son el resultado de una división mitótica, donde posee 5

estados que se conocen como preleptoteno, leptoteno, zygoteno, paquitenos y diploteno, cada uno de estos estados corresponde a la síntesis y replicación de DNA.

De esta manera, la profase de la primera división meiótica asegura la heterogeneidad genética en cada uno de los espermatocitos secundarios y la espermatíde obtenida será única desde el punto de vista genético. Una vez obtenido el espermatocito primario, lo que ha durado entre 18 y 19 días corresponde al 30% de la espermatogénesis completa, se forma el espermatocito secundario donde dura de 1 a 2 días, rápidamente este a su vez hace su segunda división meiótica, dando lugar a un espermatíde haploide de tipo esférico. (Olivera, Ruiz, Tarazona, & Giraldo, 2006)

## **2.8 Espermiogénesis**

Durante esta etapa, la célula en transformación experimenta un cambio drástico de su forma esférica hasta convertirse en un espermatozoide completo. Este proceso incluye las fases de Golgi, encasquetamiento, acrosomal y maduración.

### **2.8.1 Fase de Golgi**

Se caracteriza por eventos que ocurren en la espermatíde y tienen que ver con la formación del acrosoma que a su vez es una organela subcelular que se forma a partir de gránulos proacrosómicos dentro del aparato de Golgi. El aparato de Golgi es un sistema de empaquetamiento que utiliza un grupo de vesículas proacrosómicas, donde se fusionan dando lugar a una gran vesícula que se adhiere a la envoltura nuclear.

Mientras que los centriolos migran al citoplasma a la base del núcleo, el centriolo proximal formará una base o implante que permitirá la unión de la cabeza con la cola, mientras que el centriolo distal permite el desarrollo del axonema o cola del espermatozoide. (Olivera, Ruiz, Tarazona, & Giraldo, 2006)

### **2.8.2 Fase de encasquetamiento**

Ocurre la dispersión de gránulo acrosómico sobre la porción anterior del núcleo, el aparato de Golgi se aleja del núcleo hacia la parte caudal de la espermatíde. Los componentes del axonema en desarrollo de la cola se alargan más allá de la periferia del citoplasma celular, proyectándose de la espermatíde hacia el lumen del túbulo seminífero. (Lozano, 2019)

### **2.8.3 Fase acrosómica**

Da inicio una elongación del núcleo y del citoplasma de la espermatíde, donde se presenta una rotación de cada espermatíde para que el acrosoma se dirija hacia la base o pared externa del túbulo seminífero y la cola hacia el lumen del mismo. Esta serie de modificaciones son moldeadas por las células de Sertoli, donde las espermatídes se encuentran en este momento profundamente incrustadas. (Lozano, 2019)

### **2.8.4 Fase de maduración**

En la fase de la maduración hay porciones del manguito que migran hacia la cola y comienzan a desaparecer, mientras que el resto va a formar la capa posnuclear. Las mitocondrias se ensamblan en forma helicoidal alrededor del flagelo en la región posterior del núcleo para formar la pieza media. Las células de Sertoli forman la membrana citoplasmática restante luego del alargamiento de la espermatíde. (Lozano, 2019)

## **2.9 Morfología del espermatozoide**

Se caracteriza por tener una cabeza ovalada y aplanada, con un acrosoma bien desarrollado que tiene enzimas para la penetración del ovulo. El cuello del espermatozoide contiene el centriolo, que es crucial para la división celular. La pieza intermedia y la cola proporcionan la energía necesaria para el movimiento del

espermatozoide. La morfología del espermatozoide es fundamental para la función reproductiva y la fertilidad.

La morfología espermática es uno de los parámetros más relevantes para detectar la precocidad sexual bovina. En el momento del eyaculado, las células espermáticas deben presentar un grado adecuado de madurez, con la cromatina debidamente condensada e integrada al acrosoma, la pieza intermedia debe estar en condiciones óptimas y sin la presencia de gotas citoplasmáticas en el flagelo. Estas características estructurales son importantes para asegurar un movimiento eficiente de la célula espermática en el tracto reproductor femenino y aumentar las probabilidades de fertilización exitosa. (Chicaiza, 2022)

### **2.9.1 Cabeza**

En la porción anterior de la cabeza se encuentra el acrosoma, una estructura que cubre aproximadamente dos tercios de su superficie. Su función está relacionada con la reacción acrosómica y la penetración de la zona pelúcida del ovocito. En la línea ecuatorial se localiza la región postacrosómica.

### **2.9.2 Cola**

Está formada por el cuello, el cual se une al cuerpo basal del flagelo. Su estructura interna se conforma de nueve pares de microtúbulos unidos entre sí mediante un complejo proteico denominado dineína. El flagelo se divide en tres segmentos, la pieza media formada en su interior por mitocondrias, la pieza principal con elementos estructurales del axonema y fibras, por último, tenemos la pieza terminal con fibras de cobertura. (Chicaiza, 2022)

### **2.9.3 Pieza media**

El filamento axial consta de dos microtúbulos centrales y nueve dupletas periféricas. Estas estructuras están rodeadas por nueve fibras externas dispuestas longitudinalmente y conectadas con las fibras del cuello. A su vez las mitocondrias

dispuestas en patrón helicoidal conforman el aparato metabólico y rodean las nueve fibras. Un engrosamiento en forma de anillo señala el límite entre la pieza media y la principal.

#### **2.9.4 Pieza principal**

Esta es la porción más larga del flagelo. La estructura del filamento axial es idéntica a la de la pieza media y también está rodeada por fibras externas que continúan desde dicha región. No obstante, estas estructuras presentan variaciones en tamaño y forma, estrechándose progresivamente hacia el extremo distal de la pieza principal. Además, la vaina fibrosa periférica, característica de esta región, se forma por la fusión de dos fibras externas con bandas semicirculares de proteínas estructurales.

#### **2.9.5 Pieza terminal**

Esta comienza donde finaliza la vaina fibrosa de la pieza principal, contiene solamente el complejo del filamento axial, y los microtúbulos se reducen gradualmente en unidades que terminan en niveles diferentes. (Luzón, 2015)

### **2.10 Alteraciones de la morfología espermática**

La morfología espermática proporciona parámetros esenciales para seleccionar espermatozoides que aseguren el éxito en los tratamientos de reproducción asistida. La teratozoospermia, caracterizada por la presencia de espermatozoides anormales, puede impactar negativamente en la fertilidad, el desarrollo embrionario y generar pérdidas económicas, además de consumir tiempo.

Las alteraciones espermáticas se clasifican en dos tipos: primarias, que son causadas por anomalías en los testículos o fallos en la espermatogénesis, y secundarias, que ocurren durante el tránsito a través del sistema ductal o por errores en el manejo del semen durante la recolección.

En la mayoría de los mamíferos, se considera que un semen de buena calidad debe contener más del 70% de espermatozoides con morfología normal, con anomalías primarias representando menos del 10% y las secundarias menos del 20%. Así, las anomalías totales no deben superar el 30%.

### **2.10.1 Anormalidades primarias**

- Forma de cabeza: periforme, lanceolada, angosta o estrecha.
- Acrosoma: desprendido, rugoso, pequeño.
- Tamaño de cabeza: microcefalia, macrocefalia.
- Cabeza desprendida.
- Doble cabeza
- Colas accesorias
- Cola fuertemente enrollada
- Cuello paraxial

### **2.10.2 Anormalidades secundarias**

- Espermatozoides con gota citoplasmática proximal.
- Espermatozoides con gota citoplasmática distal.
- Espermatozoides con cola enrollada.
- Espermatozoides con acrosoma desprendido.
- Espermatozoides con cola quebrada
- Colas con curvas suaves.
- Colas enrolladas en la porción terminal.

También existe la presencia de células epiteliales, eritrocitos, formación de medusas, células precursoras de los espermatozoides, estas son consideradas anomalías secundarias. (Ávalos, González, Vargas, & Herrera, 2018)

### **2.10.3 Extracción de espermatozoides del epidídimo**

Existen varios métodos para la recuperación de espermatozoides, incluyendo la recolección por reflujo retrógrado.

### **2.10.4 Técnica de Flushing (por reflujo retrogrado)**

Es fundamental comprender la técnica y las distintas metodologías para su ejecución, ya sea con o sin los testículos. Frecuentemente, el procedimiento se realiza mediante la extracción del epidídimo. Una vez separado del testículo, el epidídimo se coloca en una caja Petri con solución de lactato de Ringer precalentada a 37 °C, con el objetivo de eliminar residuos sanguíneos y preservar la viabilidad espermática. Como alternativa, puede disponerse sobre papel absorbente fijado, quedando listo para la extracción junto a la caja Petri.

Posteriormente, se identifica la región más próxima a la zona media del epidídimo y se realiza un corte transversal con bisturí para exponer los túbulos seminíferos. Luego, se localiza el conducto deferente y se introduce una aguja de calibre 22 o 23, seleccionada en función del diámetro interno del conducto.

Seguidamente, se acopla una jeringa de 10 a 15 ml cargada con diluyente seminal. Para evitar el reflujo del diluyente o del fluido espermático, se coloca una pinza que bloquea el retroceso del líquido. De este modo, el material seminal es recolectado en la caja Petri, garantizando su adecuada preservación para el análisis posterior.

Es importante destacar que el tiempo y la temperatura desempeñan un papel fundamental en este procedimiento, ya que influyen directamente en la viabilidad y supervivencia de los espermatozoides. (Arieta, Fernández, & Menchaca, 2014)

## **2.11 Evaluación de la calidad del semen**

La evaluación del semen implica considerar tanto características específicas como generales, las cuales están influenciadas por las condiciones de vida del animal, su raza y su edad. Estos factores son determinantes para la calidad espermática, especialmente en términos de su valor genético.

### **2.11.1 Características Macroscópicas**

#### **2.11.2 Calidad**

La calidad espermática es uno de los factores más importantes para determinar la viabilidad del espermatozoide, ya que incluye aspectos clave como la motilidad progresiva, indispensable para la fertilización. Además de la motilidad, otras características como la integridad de la membrana plasmática, la morfología y la funcionalidad mitocondrial juegan un papel importante en la capacidad de los espermatozoides para fecundar eficazmente. Estos parámetros, al ser evaluados de manera integral, permiten predecir con mayor precisión el potencial reproductivo del semen.

#### **2.11.3 Volumen**

Normalmente, el semen bovino eyaculado se presenta denso, cremoso y ligeramente amarillento. El análisis del volumen y el aspecto se realiza inmediatamente después de la eyaculación. El volumen medio de eyaculado establecido para el ganado bovino es de 4-6  $cm^3$ , con una variación que puede oscilar entre 1-15  $cm^3$ , Los toros jóvenes suelen eyacular entre 1 a 3  $cm^3$ , mientras que los toros de 11 a 13 años de edad, pueden eyacular entre 10 a 15  $cm^3$ . (Aventín S. , 2016)

#### **2.11.4 Olor**

El olor es característico, ligeramente intenso y persistente.

#### **2.11.5 Color**

El color del eyaculado puede evaluarse visualmente. Este color varía según la cantidad de riboflavina presente, siendo normalmente blanco marfil o ligeramente amarillento. Sin embargo, también puede presentarse un tono rojizo, indicativo de presencia de sangre fresca, o un color parduzco, causado por sangre vieja

(hemolizada), lo que se conoce como hemospermia. Por otro lado, un tono grisáceo sugiere contaminación. (Aguero, 2012)

### **2.11.6 Densidad**

Podemos categorizar la densidad del semen de la siguiente manera:

- Muy buena (MB): semen cremoso, granular con 750 a 1,000 millones de espermatozoides/ml o más.
- Buena (B): semen lechoso con 400 a 750 millones de espermatozoides/ml.
- Suficiente (S): semen semejante a leche descremada con 250 a 400 millones de espermatozoides/ml.
- Pobre (P): semen translucido con menos de 250 millones de espermatozoides/ml. (Stornelli & De la Sota, 2011)

## **2.12 Características Microscópicas**

### **2.12.1 Viabilidad**

Depende de una evaluación integral de la calidad del semen, que incluye factores como la motilidad progresiva y la fisiología de los espermatozoides. Para que un espermatozoide sea valorado como viable, no solo debe mostrar un movimiento apropiado, sino también contar con una estructura celular intacta, abarcando la integridad de la membrana plasmática y el estado funcional de sus orgánulos, como las mitocondrias. Estos aspectos son esenciales para asegurar la capacidad fecundante y la potencial fertilización exitosa.

### **2.12.2 Motilidad**

La evaluación de la motilidad espermática consiste en una estimación subjetiva de la viabilidad de los espermatozoides y de la calidad de su movimiento, sin la capacidad de desplazamiento que poseen los espermatozoides de los mamíferos, sería imposible que llegaran a recorrer la distancia desde su deposición en el tracto

de la hembra ya sea esta acción por monta natural o inseminación artificial. (Cabrera & Pantoja, 2012)

### **2.12.3 Motilidad o movimiento en masa**

Barth A (2001) concreta que la motilidad masal es el resultado de la concentración espermática, el porcentaje de células con movimiento progresivo y velocidad de movimiento de los espermatozoides. Esto produce movimientos de flujo y la formación de verdaderas olas de zoospermos. No obstante, cuando su concentración o vitalidad se encuentra disminuida, estos patrones se atenúan, lo que refleja una reducción en la calidad del eyaculado

Baracaldo M (2007) menciona que el movimiento en masa de los espermatozoides está determinado por varios factores, entre ellos la concentración, el porcentaje de células con movimiento progresivo y la velocidad o vigor del desplazamiento. Si alguno de estos parámetros se ve comprometido, la intensidad del movimiento en masa disminuirá considerablemente.

### **2.12.4 Motilidad individual progresiva**

Se estima el porcentaje de espermatozoides con movimientos progresivos lineal en una muestra de semen diluido en una solución. Este es el resultado de la evaluación del movimiento progresivo de los espermatozoides y de los cambios en su motilidad, debe ser observada en un aumento de 200 x – 500 x, de preferencia bajo contraste. (Maroto, 2020)

Escala basada en el porcentaje de células móviles.

**Tabla 1***Porcentaje de Células Móviles*

<b>Valor descriptivo</b>	<b>% de células móviles</b>
<b>Muy buena</b>	80 – 100 % de células móviles
<b>Buena</b>	60 – 79 % de células móviles
<b>Regular</b>	40 – 59 % de células móviles
<b>Mala</b>	Menos de 40 % de células móviles

En la motilidad según Echeverry (2007), permite predecir la fertilidad o habilidad para congelar, ya que la motilidad post-descongelación es frecuentemente usada para ajustar la concentración de espermatozoides por pajilla, cuando el semen se designa para IA. De igual manera la motilidad progresiva también puede ser evaluada siguiendo la velocidad de movimiento o grado de movimiento.

Escala basada en la velocidad de movimiento de las células según Echeverry (2007)

**Tabla 2***Velocidad de movimiento de células*

<b>Valor descriptivo</b>	<b>Velocidad de movimiento.</b>
<b>0</b>	Sin movimiento.
<b>1</b>	Leve movimiento de cola sin desplazamiento progresivo.
<b>2</b>	Lento movimiento de la cola con algo de movimiento progresivo.
<b>3</b>	Movimiento progresivo a velocidad lenta.
<b>4</b>	Movimiento progresivo rápido.
<b>5</b>	Movimiento progresivo rápido donde es fácil seguir la célula determinada.

### 2.12.5 Evaluación del acrosoma

Este juega un papel muy importante en la fecundación. En el acrosoma, se pueden identificar tres regiones claramente diferenciadas: la zona acrosomal con su borde

apical, la zona post-acrosomal y el segmento ecuatorial entre ambas. Este segmento tiende a sufrir rupturas durante el proceso de refrigeración. (Cabrera & Pantoja, 2012)

#### **2.12.6 Recuento electrónico**

Normalmente, se emplean fotómetros para este propósito. Se toma una muestra de semen diluida en una cubeta con un volumen específico de diluyente, y luego esta dilución se analiza con el fotómetro. Este análisis suele tomar alrededor de 30 segundos. El fotómetro determina el número de dosis que se congelarán y el volumen final del diluyente que se utilizará.

#### **2.12.7 Cámara de Neubauer**

También conocida como hemocitómetro, es un dispositivo de vidrio que presenta dos superficies reticuladas diseñadas para el conteo de células, junto con dos columnas laterales que tienen una altura de 0,1 mm por encima del retículo. El retículo de Neubauer está dividido en 9 cuadrantes, pero solo se utilizan los 4 cuadrantes laterales (L1, L2, L3 y L4). El cuadrante central (H total) está subdividido en varios subcuadrantes más pequeños, con un total de 25 (H1, H2, H3, H4 y H5 son los más relevantes). Este hemocitómetro es considerado el método estándar para determinar la concentración celular y para calibrar sistemas eléctricos de recuento celular. Aunque es confiable y económico, requiere más tiempo, al menos 10 minutos por muestra evaluada, e implica el recuento visual de los espermatozoides. (Cardona, Berdugo, & Cadavid, 2008)

#### **2.13 Estadística de animales faenados en el Camal de Guaranda.**

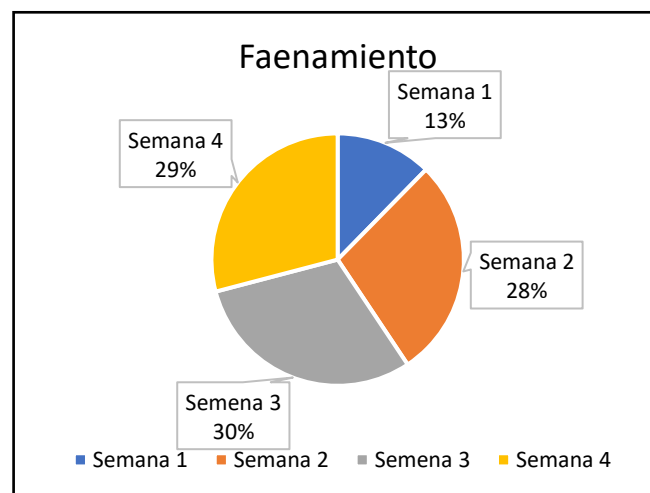
La cantidad de animales faenados en el Cantón Guaranda varía considerablemente según la época del año. En particular, el análisis correspondiente al mes de agosto de 2024 reveló un total de 251 reses, tanto hembras como machos, mayores de 2,5 años de edad. A continuación, se presenta una tabla que ilustra los datos obtenidos para este periodo.

**Tabla 3**

*Índice de faenamiento*

<b>Animales faenados mensualmente en el Cantón Guaranda</b>					
	<b>Hembras</b>	<b>Edad</b>	<b>Machos</b>	<b>Edad</b>	<b>Total</b>
<b>Semana 1</b>	12	2, 5 - 3 años	19	3,5 años	31
<b>Semana 2</b>	17	2,5 años	54	3 años	71
<b>Semana 3</b>	24	3 años	52	4,5 años	76
<b>Semana 4</b>	28	3 años	45	3,5 - 4 años	73
<b>Total, de animales al mes.</b>					<b>251</b>

**Figura 1** *Porcentaje de Animales de Faenamiento*



### 2.14 Diluyente

Son soluciones acuosas diseñadas para aumentar el volumen del eyaculado mientras se preservan las características funcionales de los espermatozoides, asegurando así un nivel adecuado de fertilidad. Estos diluyentes desempeñan diversas funciones, como proporcionar energía para el metabolismo de los espermatozoides, neutralizar residuos, mantener el equilibrio osmótico y estabilizar las membranas de los espermatozoides. (Cuenca & Avellaneda, 2017).

Los diluyentes comúnmente utilizados son del tipo tris (buffer), los cuales deben contener sustancias iónicas o no iónicas para mantener la osmolaridad del medio.

Además, deben incluir una fuente de lipoproteínas de alto peso molecular, como yema de huevo o leche descremada, así como fuentes de energía como fructosa o glucosa, y principalmente un crioprotector. (Medina, Sanchez, Velasco, & Cruz, 2007).

#### **2.14.1 AndroMed**

Es un concentrado estéril diseñado para la preparación de diluyentes, y fue introducido en el mercado en el año 2000. Desde entonces, este producto ha experimentado un aumento significativo en su uso, con un incremento mundial del 60% al 100%. AndroMed ha establecido su liderazgo en los laboratorios que se dedican a la producción moderna de semen. Este concentrado está especialmente formulado para eyaculados bovinos y está libre de yema de huevo. Es adecuado para la congelación de semen a temperaturas entre 5 °C y 10 °C. Además, puede ser utilizado para semen de cabras, ovejas y ciervos.

#### **2.14.2 Composición**

- Fosfolípidos
- TRIS
- Ácido cítrico
- Azúcares
- Antioxidantes
- Tampones
- Glicerina
- Agua de altísima pureza

#### **2.14.3 Unidades activas**

- Tilosina 5,0 mg
- Gentamicina 25,0 mg
- Espectinomicina 30,0 mg

- Lincomicina 15,0 mg

#### **2.14.4 Preparación del diluyente**

Para preparar el diluyente comercial de 200 ml, se debe diluir con 800 ml de agua destilada estéril que ha sido previamente calentada a una temperatura entre +30 °C y +35 °C. Aunque es factible preparar volúmenes más pequeños, es fundamental mantener la proporción de 4 partes de agua destilada por cada parte de concentrado, garantizando así las propiedades óptimas de conversión de AndroMed.

#### **2.15 Tinciones o colorantes**

##### **2.15.1 Eosina G, solución al 2% para tinción supravital**

Penetra las membranas de las células dañadas, tiñendo las lesiones y los espermatozoides no viables o muertos de color rosa.

##### **2.15.2 Nigrosina, solución al 4% para tinción supravital, 50 ml**

Proporciona un fondo oscuro que resalta los espermatozoides, permitiendo observar claramente su morfología.

## CAPÍTULO III

### 3 MARCO METODOLÓGICO

#### 3.1 Ubicación y características de la investigación

##### 3.1.1 Localización de la investigación

La presente investigación se llevó a cabo en las instalaciones del Laboratorio de Investigación y Vinculación Laguacoto II, ubicada en el Cantón Guaranda, en el sector de Laguacoto II Km 1  $\frac{1}{2}$  vía San Simón.

##### 3.1.2 Situación geográfica y edafoclimática

<b>Parámetros</b>	<b>Localidad</b>
Altitud	2608.00 msnm
Latitud	-1.614378° S
Longitud	-78.998339° O
Temperatura máxima	19 °C
Temperatura mínima	10 °C
Temperatura media anual	14 °C
Precipitación media anual	619 mm <sup>3</sup>
Humedad relativa (%)	72%

##### 3.1.3 Zona de vida

Según el sistema de clasificación de zonas de vida por Leslie Ransselaer Holdrige el cantón Guaranda corresponde a la formación Bosque Húmedo Montano Bajo (B.h.m.b).

## 3.2 Metodología

### 3.2.1 Material experimental

45 glándulas sexuales masculinas

### 3.2.2 Factores en estudio

**Factor A:**

**A1:** Calidad espermática

**Factor B: Tiempo Post mortem**

**B1:** 4 horas

**B2:** 8 horas

**B3:** 16 horas

### 3.2.3 Tratamientos

Tratamientos	Código	Descripción
<b>T1</b>	A1B1	Calidad espermática a las 4 horas post mortem.
<b>T2</b>	A1B2	Calidad espermática a las 8 horas post mortem.
<b>T3</b>	A1B3	Calidad espermática a las 16 horas post mortem.

### 3.2.4 Descripción técnica del ensayo.

<b>Número de tratamientos</b>	3
<b>Número de repeticiones</b>	15
<b>Número de animales por unidad experimental</b>	1
<b>Número total de unidades experimentales.</b>	45

### **3.2.5 Tipo de diseño experimental o estadístico**

Se empleó un diseño Completamente al Azar (DCA) con un arreglo factorial de AxB (Calidad espermática x tiempos Post mortem) con 15 repeticiones.

### **3.2.6 Manejo de la investigación**

#### **Recolección de muestras y rotulación**

La recolección de muestras se llevó a cabo a las 04:35 a. m. en el camal de Guaranda. Inmediatamente, fueron depositadas en un cooler para garantizar su conservación durante el traslado al laboratorio de Investigación y Vinculación Lagucoto II.

A las 08:00 a. m., se procedió al empaquetado y rotulación de las muestras en bolsas Ziploc, preparándolas para su respectivo análisis. Previamente, se llevó a cabo el precalentamiento de los materiales necesarios en una plancha térmica, incluyendo cajas Petri, cubreobjetos, portaobjetos, bisturí, mango de bisturí y puntas de micropipetas, con el fin de optimizar las condiciones experimentales.

Posteriormente, una de las muestras rotuladas fue sometida a un baño maría a 35 °C durante un intervalo de 10 a 15 minutos para su acondicionamiento. Paralelamente, se preparó la dilución del diluyente de semen bovino mediante la mezcla de 2 mL de diluyente con 3 mL de agua bidestilada previamente calentada a 35 °C. Es importante destacar que el diluyente se encontraba refrigerado a 7 °C antes de su uso. Una vez obtenida la dilución, se homogenizó y se mantuvo en baño maría a 35 °C para su posterior empleo en la técnica de extracción de semen desde la cola del epidídimo.

Seguidamente, se procedió a la toma de datos, registrando parámetros como la longitud y el ancho testicular, la circunferencia escrotal, el peso del epidídimo y su longitud. Posteriormente, se llevó a cabo la separación del testículo y el epidídimo, identificando el conducto deferente para la inserción de una aguja sin bisel, cuya selección dependió del diámetro del conducto. Finalmente, se realizó la técnica de

Flushing, asegurando una extracción eficiente del material seminal para su análisis posterior.

### **Técnica de flushing**

Para la ejecución de la técnica, se utilizó una jeringa de 5 mL previamente precalentada, con la cual se extrajo la dilución del medio diluyente. Antes de su aplicación, se procedió a la canalización del conducto deferente utilizando una aguja sin bisel, asegurando un acceso adecuado para la irrigación del diluyente.

Posteriormente, se colocó una caja Petri precalentada bajo la cola del epidídimo y se efectuó un corte, ya sea transversal o longitudinal, con el propósito de exponer los túbulos seminíferos contenidos en esta región. Una vez realizada la incisión, se acopló la jeringa cargada con el diluyente a la aguja que previamente canalizó el conducto deferente. Seguidamente, se envió el diluyente de manera gradual y constante, favoreciendo su avance a lo largo del conducto hasta alcanzar la base de la cola del epidídimo. Este proceso permitió la salida del material seminal a través del corte previamente realizado, depositándolo sobre la caja Petri.

Una vez obtenida la muestra seminal, se procedió su homogenización durante un minuto para asegurar una distribución uniforme de los espermatozoides. Finalmente, la muestra fue colocada sobre una plancha térmica a 35 °C, donde se dejó en reposo por un período de 10 minutos antes de su posterior análisis.

### **Análisis microscópicos**

#### **Motilidad individual**

Con ayuda de una pipeta colocamos 10 microlitros es decir una gota de la muestra diluida sobre un portaobjetos atemperado a 36-37°C, sobre ésta un cubreobjetos, también a la misma temperatura y se observa al microscopio, siempre sobre la platina térmica, con una magnificación de 40X. Se deben observar entre dos y tres campos y valorar subjetivamente los espermatozoides que se mueven en forma rectilínea progresiva, siendo éstos los que atraviesan el campo de observación. Los espermatozoides que giran en círculo o avanzan en forma oscilatoria, .se consideran que tienen movimientos anormales. El porcentaje que se indica es el de los espermatozoides con movimiento rectilíneo progresivo del total de los

espermatozoides, siendo el valor mínimo aceptable para un toro de rodeo general del 60 %. Según el porcentaje de espermatozoides motiles se puede clasificar en cuatro categorías:

- **MB** = 80-100%
- **B** = 60-79%
- **R** = 40-59%
- **P** = menos de 40%

### **Motilidad masal**

Con una pipeta colocamos 10 microlitros, dicho de otra manera, una gota de semen puro sobre un portaobjetos atemperado a 36-37°C, sobre una platina térmica de microscopio. Mediante observación con lupa a una magnificación de 40x, se evaluó la presencia de movimiento en forma de ondas omega. La evaluación se realizó cerca del borde de la gota, donde la menor profundidad facilita la observación de los espermatozoides.

### **Clasificación de la motilidad masal:**

- **Muy buena (MB):** movimiento en ondas veloz formando remolinos
- **Buena (B):** remolinos lentos
- **Regular (R):** no hay remolinos, pero se observa movimiento individual.
- **Malo (M):** escaso o nulo movimiento

### **Concentración espermática (cámara de Neubauer)**

Para la evaluación en la cámara de Neubauer se tomó 10 microlitros de semen puro con 190 de la solución salina formolada al 2% en un tubo eppendorf. Para preparar la cámara, se humedeció los bordes de ésta antes de colocar el cubrecámara. Luego se presionó ejerciendo una leve fricción para que ambas partes queden unidas y al invertir la cámara, no se separen. Una vez homogeneizada la dilución del semen con el formol, se tomó aproximadamente 10µl y se cargó por capilaridad ambos retículos, teniendo en cuenta de cargar otros 10 µl para el segundo retículo

volviendo a homogeneizar entre una carga y otra. Luego se dejó reposar unos minutos para permitir que todos los espermatozoides decanten y se ubiquen en un mismo plano para poder contarlos. El conteo se realizó en el retículo central de glóbulos rojos con una magnificación de 40X. Se contaron todos los espermatozoides que se encontraban en las cuatro cuadrículas de las puntas y la central (5 en total de 25 cuadrículas totales). Se contaron los retículos de ambos lados de la cámara con ayuda de un hemocitómetro (HemocytometerSidekick).

### **Cálculo del recuento de espermatozoides**

La fórmula que se utilizó para calcular el recuento de espermatozoides, al contar 5 cuadrados pequeños dentro del cuadrado central grande, fue:

Número de espermatozoides contados x factor de dilución/volumen x 1000 = espermatozoides/ml.

**Ejemplo:** Se cuentan 50 espermatozoides en los cinco cuadrados pequeños. La dilución es 1:20.

Espermatozoides/ml =  $50 \times 20 / 0,02 \text{ mm}^3 \times 1000 \text{ mm}^3 / \text{ml} = 50\,000\,000$  espermatozoides/ml.

Si la dilución es 1:20 y se cuentan los 5 cuadrados pequeños habituales, la fórmula se puede simplificar de la siguiente manera:

Espermatozoides/ml = Espermatozoides contados x 1 000 000.

### **Vitalidad (vivos)**

Por medio de esta técnica se determinó el porcentaje de espermatozoides con membrana intacta a través de la realización de un frotis con una coloración de eosina-nigrosina. Se realizó extrayendo una gota de aproximadamente 10 microlitros de semen puro y colocándola sobre la punta de un portaobjetos limpio y desengrasado atemperado a 36,-37°C, sobre esta gota se colocó una gota aproximadamente 10 microlitros de la tinción, que debe estar a la misma temperatura del semen. Se mezcló suavemente con la punta de la pipeta por 20 segundos y luego se realizó el extendido. Se dejó secar sobre la platina térmica y se procedió a su lectura. Para calcular el porcentaje de espermatozoides vivos se lo

realizó con un contador de glóbulos blancos (HemocytometerSidekick) seguidamente se procedió a observar el frotis con una magnificación de 40X, contando en guarda griega todos los espermatozoides de cada campo evaluando, discriminando los que están teñidos, como muertos y los sin teñir como vivos. Se cuentan no menos de 100 células y se saca el porcentaje. Se considera como valor mínimo aceptable 70% de espermatozoides vivos.

### **Calidad**

Los parámetros que tomamos en cuenta para evaluar la calidad fueron: Concentración espermática, Volumen, Motilidad y Vitalidad.

### **Viabilidad**

Para calcular la viabilidad se sacó un promedio entre la motilidad individual y porcentaje de vivos.

### **Análisis macroscópicos**

#### **Olor**

Se evidenció un olor ligeramente intenso y persistente. Esta característica organoléptica puede asociarse a procesos de autólisis y degradación proteica, propios del intervalo post mortem, los cuales influyen en la calidad seminal y podrían afectar parámetros como la motilidad y viabilidad espermática

#### **Color**

Se observó un color blanco a amarillento, considerado dentro de los rangos normales para el semen bovino post mortem. No se observaron alteraciones cromáticas patológicas, tales como tonalidades rosadas, amarronadas o verdosas, las cuales suelen asociarse a procesos inflamatorios, presencia de sangre (hematospermia) o contaminación purulenta.

#### **Densidad del semen**

En la evaluación macroscópica se observó un semen de aspecto cremoso y denso, correspondiente a la clasificación de Muy Buena (MB), según la escala de valoración de densidad seminal. Esta categoría se asocia a una concentración

espermática superior, lo cual indica una alta calidad en términos de carga celular espermática.

**Clasificación:**

- **MB** = Cremoso, espeso 750.000 esp/mm<sup>3</sup>
- **B** = lechoso, 400 a 750.000 esp/mm<sup>3</sup>
- **R** = leche aguachenta, 250 a 400.000 esp/mm<sup>3</sup>
- **P** = traslucido, menos de 250.000 esp/mm<sup>3</sup>

**Volumen**

Una vez realizados los análisis microscópicos correspondientes, se procedió a la medición del volumen del material seminal. Para ello, la muestra fue vertida en un tubo Falcon, permitiendo cuantificar con precisión el volumen obtenido, el cual fue entre 2 y 4 mL.

**3.2.7 Métodos de evaluación**

**Calidad:** Para evaluar la calidad del semen se tomó en cuenta la cantidad de espermatozoides, el volumen total del eyaculado, el movimiento de los espermatozoides y el porcentaje de células vivas.

**Volumen:** Tras la extracción del líquido seminal, este fue colocado en tubos Falcón para su evaluación. Se procedió a la observación directa, registrando volúmenes que variaron entre 2 y 4 ml, en función del grado de madurez sexual del toro.

**Color:** La evaluación del color se realizó mediante inspección visual directa, observándose tonalidades que oscilaron entre blanco marfil y amarillo tenue, consideradas dentro del rango normal para el semen bovino.

**Olor:** Mediante evaluación olfativa, se identificó un olor ligeramente intenso y persistente, considerándolo normal.

**Densidad:** Una vez recolectado el líquido seminal, se procedió a su evaluación visual, clasificándolo según una escala cualitativa que contempla las categorías: Muy Buena, Buena, Regular y Pobre. En la muestra analizada se evidenció un aspecto cremoso y denso, correspondiente a la categoría Muy Buena, indicativo de una alta concentración espermática

**Edad:** La estimación de la edad en los bovinos post mortem se realizó mediante la evaluación fenotípica del desarrollo y tamaño testicular, parámetros que permiten inferir la etapa reproductiva del animal y su madurez sexual.

**Longitud testicular y epidídimo:** Se utilizó una cinta métrica para medir la longitud de los testículos y del epidídimo, con el fin de valorar el grado de desarrollo y madurez sexual del bovino

**Circunferencia testicular:** Se utilizó una cinta métrica para medir la circunferencia testicular, lo que permitió obtener información precisa fundamental para la evaluación del desarrollo reproductivo.

**Motilidad masal:** se evaluó utilizando una pipeta para depositar 10 microlitros de semen sin diluir sobre un portaobjetos. Posteriormente, mediante observación al microscopio, se determinó el porcentaje de espermatozoides con movimiento progresivo, lo que permitió obtener una medida más precisa de la capacidad funcional del eyaculado.

**Motilidad individual:** mediante el uso del microscopio, se analizó la motilidad individual de los espermatozoides en una muestra de semen diluida, determinando el porcentaje de células que presentan un movimiento rectilíneo progresivo y movimientos anormales. Este enfoque permitió una evaluación detallada de la viabilidad espermática.

**Viabilidad:** Se estimó calculando el promedio entre la motilidad individual y el porcentaje de espermatozoides vivos, lo que permitió obtener un indicador general de la funcionalidad celular del eyaculado.

**Vitalidad:** Se evaluó mediante tinción vital, utilizando semen puro mezclado con eosina-nigrosina a 37 °C. Tras realizar el extendido y su secado, se procedió a la lectura microscópica a 40X, diferenciando los espermatozoides vivos (no teñidos) de los muertos (teñidos). El recuento se efectuó con un contador manual, permitiendo calcular el porcentaje de células viables en la muestra.

**Morfología:** Se realizó mediante observación microscópica, permitiendo examinar detalladamente la estructura de los espermatozoides. No se evidenciaron anomalías en la forma de la cabeza, pieza intermedia o cola, lo que sugiere una morfología espermática dentro de los parámetros normales.

### **3.2.8 Análisis de datos**

En esta investigación se realizó un análisis de varianza (ANOVA) y, posteriormente, se aplicó la prueba de Tukey para determinar si existen diferencias significativas entre los grupos. Adicionalmente, se utilizó la prueba de rangos múltiples de Fisher (LSD) para contrastar las hipótesis planteadas. Se estableció un nivel de significancia del 5 % para todo el estudio.

## CAPÍTULO IV

### 4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

#### 4.1 INTERPRETACIÓN DE RESULTADOS

##### 4.1.1 Calidad espermática

**Tabla 4**

*Distribución de la calidad en tres tiempos post mortem*

	Calidad 4 h/ post mortem		Calidad 8 h/ post mortem		Calidad 16 h/ post mortem	
	F	%	F	%	F	%
<b>Muy Bueno</b>	10	66,7	7	46,7	0	0
<b>Bueno</b>	5	33,3	8	53,3	6	40,0
<b>Regular</b>	0	0,0	0	0,0	9	60,0
<b>Total</b>	15	100,0	15	100,0	15	100,0

	N	Media	Desv. Desviación	Desv. Error
<b>Calidad</b> 4 h/ post mortem	15	2,6667	0,48795	0,12599
8 h/ post mortem	15	2,4667	0,51640	0,13333
16 h/ post mortem	15	1,4000	0,50709	0,13093
Total	45	2,1778	0,74739	0,11141

*Nota: F: (Frecuencia); N: (Total de muestras); Tiempo post mortem (4h, 8h, 16h)*

Los resultados muestran una clara disminución en la calidad de la muestra seminal a medida que aumenta el tiempo post mortem. A las 4 horas, el 66,7% de las muestras fueron calificadas como "Muy Bueno", mientras que a las 8 horas esta categoría se reduce al 46,7%. A las 16 horas post mortem, ninguna muestra alcanzó esta clasificación; en cambio, el 60% se consideró "Regular". Esto evidencia que el tiempo de recolección post mortem influye directamente en la calidad del semen, con una tendencia decreciente conforme pasan las horas. La media de calidad también lo refleja, descendiendo de 2,67 ( $\pm 0,49$ ) a las 4 horas, a 2,47 ( $\pm 0,52$ ) a las 8 horas, y finalmente a 1,40 ( $\pm 0,51$ ) a las 16 horas.

Los resultados obtenidos en la Tabla 4 evidencian una disminución significativa en la calidad seminal a medida que transcurre el tiempo post mortem, siendo “Muy Bueno” el 66,7% de las muestras a las 4 horas, y cayendo a 0% a las 16 horas, donde predomina la clasificación “Regular” (60%). Esta tendencia decreciente es consistente con lo reportado por Aventín Andrés (2016), quien en su estudio con toros de lidia observó que solo en las primeras 12-15 horas post mortem era posible preservar la calidad seminal con valores adecuados de motilidad y viabilidad espermática, especialmente si los testículos eran refrigerados a 5 °C inmediatamente tras la muerte. El estudio concluyó que, pasado ese umbral de tiempo, la degradación celular se acentúa, afectando la funcionalidad del semen y su potencial reproductivo.

#### 4.1.2 Volumen

**Tabla 5**

*Comparación del volumen expresado en horas post mortem.*

	Volumen (ml) 4 h/ post mortem		Volumen (ml) 8 h/ post mortem		Volumen (ml) 16 h/ post mortem	
	F	%	F	%	F	%
<b>1,00</b>	-	-	-	-	1,00	6,67
<b>1,40</b>	1,00	6,67	-	-	-	-
<b>1,50</b>	-	-	-	-	2,00	13,33
<b>2,00</b>	1,00	6,67	1,00	6,67	2,00	13,33
<b>2,50</b>	4,00	26,67	2,00	13,33	2,00	13,33
<b>2,70</b>	-	-	1,00	6,67	-	-
<b>3,00</b>	3,00	20,00	3,00	20,00	2,00	13,33
<b>3,10</b>	-	-	1,00	6,67	2,00	13,33
<b>3,20</b>	1,00	6,67	3,00	20,00	1,00	6,67
<b>3,30</b>	-	-	1,00	6,67	1,00	6,67
<b>3,40</b>	1,00	6,67	2,00	13,33	1,00	6,67
<b>3,50</b>	2,00	13,33	1,00	6,67	-	-

<b>4,00</b>	1,00	6,67	-	-	-	-
<b>4,30</b>	1,00	6,67	-	-	1,00	6,67
<b>Total</b>	15,00	100,00	Total	15,00	100,00	100,00

*Nota: F: (Frecuencia); % (Porcentaje)*

La tabla 5 evidencio que el volumen del semen recuperado post mortem se concentró principalmente entre 2,0 ml y 3,5 ml en los tres tiempos evaluados. A las 4 horas post mortem, el volumen más frecuente fue 2,5 ml (26,67%), seguido de 3,0 ml (20%). A las 8 horas, esta distribución se mantuvo relativamente estable con un 20% en 3,0 ml y 3,2 ml. No obstante, a las 16 horas, aunque los valores perduraron por encima de 2,0 ml en muchos casos, se observó mayor dispersión, incluyendo un valor de 1,0 ml, lo que refleja pérdida de líquido seminal o efectos de la deshidratación post mortem.

Este patrón evidenció que el volumen seminal, no presentó una disminución significativa y tendió a estabilizarse en valores intermedios (2,5–3,2 ml) cuando la recolección se efectuó durante las primeras 8 horas. A partir de las 16 horas, se registraron volúmenes más bajos y una mayor dispersión de los datos, lo que confirmó una influencia moderada del tiempo post mortem sobre este parámetro.

Estos resultados coinciden con lo descrito por Benítez-González et al. (2018), quienes en su estudio sobre recolección epididimaria post mortem reportaron volúmenes promedio de  $2,2 \pm 0,5$  ml para toros faenados en el camal de Loja. Destacan que los mejores resultados se obtuvieron cuando la recolección se realizó dentro de las primeras 6 a 8 horas post mortem, antes de que el tejido epididimario comenzara a deshidratarse significativamente.

### 4.1.3 Color

**Tabla 6**

*Análisis del color del eyaculado en diferentes intervalos de tiempo*

		<b>Frecuencia</b>	<b>Porcentaje</b>
<b>Color 4 h/ post mortem</b>	Bl, Am	15	100,0
<b>Color 8 h/ post mortem</b>	Bl, Am	15	100,0
<b>Color 16 h/ post mortem</b>	Bl, Am	15	100,0

*Nota: Bl: (Blanco marfil); Am (Amarillento)*

El color de las muestras seminales permaneció constante en los tres tiempos evaluados (4, 8 y 16 horas post mortem). El 100% de las muestras presentó tonalidades blanco marfil y ligeramente amarillentas, lo cual se considera normal dentro de las características macroscópicas del semen bovino, tal como lo indica Agüero (2012).

Esta uniformidad cromática indicó que no se produjo contaminación evidente ni degradación visible en los espermatozoides durante las primeras 16 horas posteriores a la faena. La ausencia de tonalidades anómalas, como el color rojizo (indicativo de hemospermia) o grisáceo (sugestivo de contaminación), confirmó que las condiciones de extracción, manejo y conservación de los testículos fueron adecuadas para preservar la integridad del eyaculado.

En consecuencia, se determinó que el color no representó un indicador sensible de deterioro seminal en los tiempos evaluados, a diferencia de parámetros como motilidad o viabilidad espermática que sí mostraron variación progresiva con el paso del tiempo.

#### 4.1.4 Olor

**Tabla 7**

*Comparación del olor seminal en distintos intervalos post mortem*

		<b>Frecuencia</b>	<b>Porcentaje</b>
<b>Olor 4 h/ post mortem</b>	P	15	100,0
<b>Olor 8 h/ post mortem</b>	P	15	100,0
<b>Olor 16 h/ post mortem</b>	P	15	100,0

*Nota: P, correspondiente a un olor característico, ligeramente intenso y persistente, propio del semen bovino.*

La persistencia del olor seminal en bovinos hasta las 16 horas post mortem, con una frecuencia del 100 %, evidenció un patrón constante e independiente del deterioro celular espermático. Este resultado confirmó que, a pesar de la disminución significativa de parámetros como la motilidad y la vitalidad, el olor característico; ligeramente intenso y persistente, se mantuvo intacto. Tal estabilidad se atribuye a compuestos volátiles en el plasma seminal que no se degradan rápidamente, posicionando al olor como un posible indicador macroscópico de conservación del medio seminal, más que de la calidad celular

A pesar de que el olor no es un parámetro convencionalmente evaluado en estudios de calidad espermática, su presencia constante ofrece información complementaria sobre la integridad del plasma seminal post mortem. Estudios como los de Benítez-González et al. y Luzón Cevallos señalan una disminución gradual de la viabilidad espermática, sin mención directa del olor.

#### 4.1.5 Densidad

**Tabla 6**

*Análisis de la densidad seminal en diferentes momentos post mortem*

		<b>Frecuencia</b>	<b>Porcentaje</b>
<b>Densidad 4 h/ post mortem</b>	Cr,Dns	15	100,0
<b>Densidad 8 h/ post mortem</b>	Cr,Dns	15	100,0
<b>Densidad 16 h/ post mortem</b>	Cr,Dns	15	100,0

*Nota: Cr: (Cremoso); Dns (Denso)*

En todas las muestras evaluadas, sin importar el tiempo post mortem, la densidad del semen se mantuvo en la categoría “cremoso y denso”, lo cual corresponde a un contenido espermático superior a los 750 millones de espermatozoides por mililitro, según la escala de Stornelli y De la Sota (2011).

El hecho de que el 100% de las muestras mantuvieran esta característica macroscópica sugiere que la concentración espermática se conservó en niveles óptimos al menos hasta las 16 horas después del sacrificio. Este hallazgo fue relevante, ya que indica que, aunque la viabilidad y la motilidad espermática disminuyen con el tiempo, la densidad visual del eyaculado no reflejó inmediatamente esa degradación funcional.

Estos resultados están relacionados con una adecuada preservación de los testículos, que evitó la lisis celular rápida y mantuvo la integridad estructural de los espermatozoides en suspensión. Además, concuerdan con lo reportado por Aventín (2016), quien señaló que la densidad del semen puede mantenerse estable si las condiciones térmicas y sanitarias del almacenamiento post mortem son controladas desde el primer momento.

#### 4.1.6 Edad

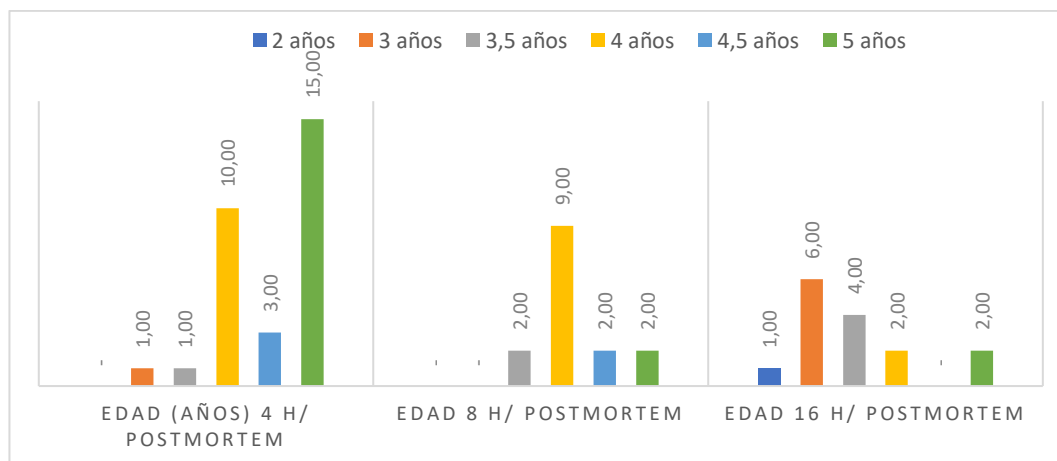
**Tabla 7**

*Estimación de la edad de los animales muestreados*

	Edad (años)		Edad		Edad	
	4 h/ post mortem		8 h/ post mortem		16 h/ postmortem	
	F	%	F	%	F	%
<b>2 años</b>	-	-	-	-	1,00	6,67
<b>3 años</b>	-	-	-	-	6,00	40,00
<b>3,5 años</b>	1,00	6,67	2,00	13,33	4,00	26,67
<b>4 años</b>	10,00	66,67	9,00	60,00	2,00	13,33
<b>4,5 años</b>	1,00	6,67	2,00	13,33	-	-
<b>5 años</b>	3,00	20,00	2,00	13,33	2,00	13,33
<b>Total</b>	15,00	100,00	15,00	100,00	15,00	100,00

*Nota: F: (Frecuencia); %: (porcentaje)*

**Figura 2** *Edad de los animales muestreados*



*Nota: Post mortem: (después de la muerte)*

La edad de los animales muestreados presentó una mayor concentración en el rango de 4 a 5 años, especialmente a las 4 horas post mortem, donde el 66,7% correspondió a animales de 4 años y el 20% a los de 5 años. A las 8 horas, el grupo de 4 años también predominó (60%), aunque se observó una mayor dispersión en edades entre 3,5 y 5 años (cada una representando el 13,33%). En contraste, a las

16 horas post mortem se evidenció un cambio en la distribución etaria, con una concentración en animales de 3 y 3,5 años (40% y 26,67%, respectivamente), mientras que la representación de animales de 4 y 5 años disminuyó notablemente (ambos con 13,33%).

Este comportamiento coincide con los hallazgos de Delgado y Morocho (2023), quienes demostraron que la calidad espermática post mortem, incluyendo integridad de membranas y motilidad, se mantiene mejor en toros jóvenes cuando el tiempo de conservación se extiende más allá de las 12 horas. Su estudio sobre espermatozoides epididimarios criopreservados mostró mejores resultados cinéticos y estructurales en muestras recuperadas de toros entre 3 y 4 años.

#### 4.1.7 Longitud testicular y epidídimo

**Tabla 8**

*Variación de la longitud del epidídimo en diferentes tiempos post mortem*

	Largo epidídimo (cm) 4 h/ post mortem		Largo epidídimo (cm) 8 h/ post mortem		Largo epidídimo (cm) 16 h/ post mortem	
	F	%	F	%	F	%
<b>12,50</b>	-	-	-	-	1,00	6,67
<b>13,50</b>	-	-	-	-	1,00	6,67
<b>14,30</b>	-	-	-	-	1,00	6,67
<b>15,00</b>	-	-	1,00	6,67	-	-
<b>16,00</b>	-	-	1,00	6,67	-	-
<b>17,00</b>	2,00	13,33	2,00	13,33	3,00	20,00
<b>17,30</b>	1,00	6,67	2,00	13,33	-	-
<b>17,50</b>	2,00	13,33	-	-	-	-
<b>18,00</b>	-	-	1,00	6,67	1,00	6,67
<b>18,20</b>	1,00	6,67	2,00	13,30	-	-
<b>18,50</b>	-	-	2,00	13,30	2,00	13,33

<b>19,00</b>	1,00	6,67	2,00	13,33	1,00	6,67
<b>19,50</b>	1,00	6,67	-	-	1,00	6,67
<b>20,00</b>	-	-	-	-	2,00	13,33
<b>20,50</b>	1,00	6,67	-	-	-	-
<b>21,00</b>	2,00	13,33	2,00	13,33	1,00	6,67
<b>22,00</b>	1,00	6,67	-	-	-	-
<b>22,50</b>	2,00	13,33	-	-	-	-
<b>23,00</b>	-	-	-	-	1,00	6,67
<b>25,00</b>	1,00	6,67	-	-	-	-
<b>Total</b>	15,00	100,00	15,00	100,00	15,00	100,00

*Nota: F: (Frecuencia); %: Porcentaje*

Los resultados de la tabla evidencian que el largo del epidídimo en los especímenes evaluados se encuentra mayoritariamente en el rango de 17 a 21 cm, especialmente a las 4 y 8 horas post mortem. El valor más frecuente a las 16 horas post mortem fue 17 cm (20%), seguido por 18,5 cm (13,33%). Aunque se observó una mayor dispersión de los valores a las 16 horas, no hay una variación drástica en los promedios respecto a los tiempos más tempranos, lo cual indica que esta medida anatómica no se ve significativamente afectada por el paso del tiempo post mortem durante las primeras 16 horas. Esto sugiere que el largo del epidídimo es una variable estable, útil para estudios morfométricos y de correlación con calidad seminal.

Este patrón se relaciona con el estudio de Delgado y Morocho (2023), quienes mencionan que el largo epididimario promedio en bovinos adultos oscila entre 17 y 22 cm, y que no se ve afectado significativamente por el tiempo post mortem si se mantiene una adecuada conservación de los testículos (temperatura entre 4 y 5 °C). Además, el estudio evidenció que epidídimos con mayor longitud presentaban una recuperación espermática más abundante y con mejores parámetros cinético.

**Tabla 9***Análisis del ancho testicular en distintos intervalos de tiempo*

	Ancho testicular (cm) 4 h/ post mortem		Ancho testicular (cm) 8 h/ post mortem		Ancho testicular (cm) 16 h/ post mortem	
	F	%	F	%	F	%
<b>13,0</b>	-	-	-	-	1,00	6,67
<b>14,0</b>	-	-	1,00	6,67	1,00	6,67
<b>15,0</b>	-	-	-	-	1,00	6,67
<b>16,0</b>	1,00	6,67	1,00	6,67	1,00	6,67
<b>17,0</b>	2,00	13,33	3,00	20,00	2,00	13,33
<b>17,5</b>	1,00	6,67	1,00	6,67	-	-
<b>18,0</b>	4,00	26,67	5,00	33,33	2,00	13,33
<b>19,0</b>	4,00	26,67	2,00	13,33	4,00	26,67
<b>19,5</b>	1,00	6,67	-	-	-	-
<b>20,0</b>	2,00	13,33	1,00	6,67	-	-
<b>21,0</b>	-	-	-	-	2,00	13,33
<b>22,0</b>	-	-	1,00	6,67	1,00	6,67

*Nota: F: (Frecuencia); %: (Porcentaje)*

La Tabla 11 presenta la distribución del ancho testicular en los especímenes muestreados a distintos intervalos post mortem. A las 4 y 8 horas, el rango más frecuente fue de 18,0 cm (26,67% y 33,33%, respectivamente), mientras que a las 16 horas predominó el valor de 19,0 cm (26,67%). Estos resultados reflejan un tamaño testicular compatible con toros en edad reproductiva madura. A pesar del aumento del tiempo post mortem, la distribución del ancho testicular se mantuvo dentro de un rango constante de 17,0 a 19,0 cm, lo que sugiere que esta variable morfométrica no se ve significativamente afectada durante las primeras 16 horas posteriores a la faena.

Estos resultados son similares a los obtenidos por Delgado y Morocho (2023), quienes reportaron en su estudio sobre criopreservación de espermatozoides epididimarios que los toros con un ancho testicular entre 17 y 20 cm presentaron mejores parámetros de calidad seminal, tanto antes como después del proceso de congelación, especialmente cuando se aplicaban técnicas de selección espermática previa.

#### 4.1.8 Circunferencia testicular

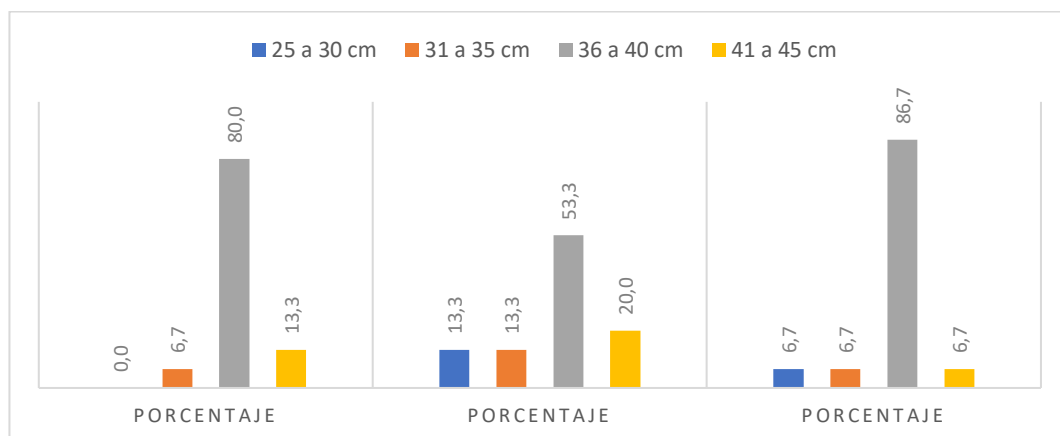
**Tabla 10**

*Evaluación de la circunferencia escrotal en diferentes períodos post mortem*

	Circunferencia escrotal (cm) 4 h/ post mortem		Circunferencia escrotal (cm) 8 h/ post mortem		Circunferencia escrotal (cm) 1 6 h/ post mortem	
	F	%	F	%	F	%
<b>25 a 30 cm</b>	0	0,0	2	13,3	1	6,7
<b>31 a 35 cm</b>	1	6,7	2	13,3	1	6,7
<b>36 a 40 cm</b>	12	80,0	8	53,3	13	86,7
<b>41 a 45 cm</b>	2	13,3	3	20,0	1	6,7
<b>Total</b>	15	100,0	15	100,0	15	100,0

*Nota: F: (Frecuencia); %: Porcentaje*

**Figura 3** *Circunferencia escrotal*



Los datos presentados en la Tabla indican que la mayoría de los animales muestreados, independientemente del tiempo post mortem, mostraron una circunferencia escrotal dentro del rango de 36 a 40 cm, el cual fue predominante en los tres intervalos evaluados: 80,0% a las 4 horas, 53,3% a las 8 horas y 86,7% a las 16 horas post mortem. Este rango es indicativo de una etapa de madurez sexual óptima, ya que una circunferencia escrotal superior a 36 cm se asocia con mayor producción espermática, mejor calidad seminal y una mayor capacidad reproductiva. La baja frecuencia de otros rangos (25-30 cm y 41-45 cm) sugiere la presencia ocasional de toros más jóvenes o de razas con menor desarrollo testicular. Este hallazgo coincide con los resultados del estudio de Benítez-González et al. (2018), quienes reportaron que los toros con una circunferencia escrotal entre 36 y 40 cm presentaron mejores indicadores de motilidad, concentración y vitalidad espermática, especialmente cuando la recolección post mortem fue rápida y se utilizó el método de lavado retrógrado.

#### 4.1.9 Motilidad masal

**Tabla 11**

*Variación de la motilidad masal en distintos momentos post mortem*

	Motilidad Masal 4 h/ post mortem		Motilidad Masal 8 h/ post mortem		Motilidad Masal 16 h/ post mortem	
	F	%	F	%	F	%
<b>Muy Bueno</b>	9,00	60,00	6,00	40,00	-	-
<b>Bueno</b>	4,00	26,67	9,00	60,00	4,00	26,67
<b>Regular</b>	2,00	13,33	-	-	11,00	73,33
<b>Total</b>	15,00	100,0	15,0	100,0	15,00	100,00
		0	0	0		
			<b>N</b>	<b>Medi a</b>	<b>Desv. Desviación</b>	<b>Desv. Error</b>

<b>Motilidad Masal</b>	4 h/ post mortem	15	2,466	0,74322	0,1919
			7		0
	8 h/ post mortem	15	2,400	0,50709	0,1309
			0		3
	16 h/ post mortem	15	1,266	0,45774	0,1181
			7		9
	Total	45	2,044	0,79646	0,1187
			4		3

*Nota: F: (Frecuencia); N: (Número de repeticiones); %: (Porcentaje)*

Los resultados obtenidos para la variable motilidad masal evidencian una disminución progresiva en la actividad colectiva de los espermatozoides a medida que avanza el tiempo post mortem. A las 4 horas, el 60% de las muestras fueron clasificadas como “Muy Bueno” y el 26,67% como “Bueno”, con una media de 2,46. Esta tendencia comienza a modificarse a las 8 horas, con una reducción en la proporción de muestras “Muy Bueno” al 40%, aunque se incrementa la categoría “Bueno” al 60%, y la media desciende levemente a 2,40. No obstante, a las 16 horas post mortem no se registraron muestras en la categoría “Muy Bueno”, y predominó la clasificación “Regular” con un 73,33%, acompañada de una marcada disminución de la media a 1,27. Esta pérdida de motilidad masal se asocia directamente con el deterioro estructural y funcional de los espermatozoides debido al efecto del tiempo post mortem prolongado.

Estudios como el de Benítez-González et al. (2018) respaldan este hallazgo, señalando que la motilidad masal disminuye significativamente después de las 8 horas, aun bajo refrigeración, debido al estrés celular y a la reducción en la concentración espermática activa. De igual forma, Aventín Andrés (2016) observó que la motilidad masal se conserva adecuadamente solo en las primeras horas tras la muerte, recomendando limitar la recolección a un margen de 6 a 8 horas para garantizar la calidad seminal. Estos resultados refuerzan la necesidad de realizar la recolección en un periodo óptimo, pues a partir de las 12 horas se compromete seriamente la capacidad fecundante del semen.

#### 4.1.10 Motilidad individual

**Tabla 12**

*Estudio de la motilidad individual en función del tiempo post mortem*

	Motilidad Individual % 4 h/ post mortem		Motilidad Individual % 8 h/ post mortem		Motilidad Individual % 16 h/ post mortem	
	F	%	F	%	F	%
<b>0</b>	-	-	-	-	1,00	6,67
<b>10,00</b>	1,00	6,67	-	-	3,00	20,00
<b>15,00</b>	-	-	-	-	1,00	6,67
<b>20,00</b>	-	-	-	-	4,00	26,67
<b>40,00</b>	1,00	6,67	-	-	1,00	6,67
<b>50,00</b>	1,00	6,67	-	-	1,00	6,67
<b>60,00</b>	2,00	13,33	-	-	2,00	13,33
<b>70,00</b>	-	-	1,00	6,67	-	-
<b>75,00</b>	1,00	6,67	-	-	2,00	13,30
<b>80,00</b>	1,00	6,67	1,00	6,67	-	-
<b>85,00</b>	2,00	13,33	3,00	20,00	-	-
<b>87,00</b>	-	-	1,00	6,67	-	-
<b>88,00</b>	-	-	1,00	6,67	-	-
<b>90,00</b>	4,00	26,67	5,00	33,33	-	-
<b>95,00</b>	1,00	6,67	3,00	20,00	-	-
<b>98,00</b>	1,00	6,67	-	-	-	-
<b>Total</b>	15,00	100,00	15,00	100,00	15,00	100,00
			<b>N</b>	<b>Media</b>	<b>Desv. Desviació</b>	<b>Desv. Error</b>
					<b>n</b>	
	4 h/ post mortem		15	73,2000	24,68429	6,37346

<b>Motilidad Individual</b>	8 h/ post mortem	15	87,6667	6,44390	1,66381
<b>%</b>	16/ post mortem	15	32,7333	25,04130	6,46564
	<b>Total</b>	45	64,5333	30,97404	4,61734

*Nota: F: (Frecuencia); N: (Número de repeticiones); %: (Porcentaje)*

Los resultados obtenidos en la variable motilidad individual evidencian una disminución progresiva en la capacidad de movimiento de los espermatozoides a medida que transcurre el tiempo post mortem. A las 4 y 8 horas, se observaron porcentajes elevados de motilidad, destacándose el 90% en ambas con una frecuencia del 26,67% y 33,33% respectivamente, lo que indica una alta viabilidad celular durante este periodo. Sin embargo, a las 16 horas post mortem se evidenció una caída significativa, con un predominio de muestras en el rango del 20% (26,67%), lo que refleja una pérdida sustancial en la capacidad espermática de desplazamiento progresivo. La media general de motilidad individual pasó de 87,67% a las 8 h a solo 32,73% a las 16 h. Esta disminución es coherente con los hallazgos de Benítez-González et al. (2018) y Delgado y Morocho (2023), quienes concluyen que la motilidad individual se ve seriamente comprometida después de las 8 horas post mortem, incluso con condiciones de conservación controladas. Por tanto, estos datos reafirman la importancia de recolectar y procesar el material seminal en un lapso corto posterior a la muerte del animal para preservar su capacidad fecundante.

#### 4.1.11 Viabilidad

**Tabla 13**

*Evaluación comparativa de la viabilidad en distintos intervalos post mortem*

	Viabilidad % 4 h/ post mortem		Viabilidad 8 h/ post mortem		Viabilidad 16 h/ post mortem	
	F	%	F	%	F	%
	<b>31 a 35%</b>	0,0	0,0	0,0	0,0	1,0
<b>36 a 40%</b>	1,0	6,7	0,0	0,0	0,0	0,0
<b>41 a 45%</b>	0,0	0,0	0,0	0,0	3,0	20,0
<b>46 a 50%</b>	0,0	0,0	0,0	0,0	5,0	33,3
<b>51 a 55%</b>	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
<b>56 a 60%</b>	1,0	6,7	0,0	0,0	0,0	0,0
<b>61 a 65%</b>	0,0	0,0	0,0	0,0	1,0	6,7
<b>66 a 70%</b>	1,0	6,7	0,0	0,0	1,0	6,7
<b>71 a 75%</b>	0,0	0,0	0,0	0,0	2,0	13,3
<b>76 a 80%</b>	1,0	6,7	1,0	6,7	1,0	6,7
<b>81 a 85%</b>	2,0	13,3	2,0	13,3	1,0	6,7
<b>86 a 90%</b>	8,0	53,3	10,0	66,7	0,0	0,0
<b>91 a 95%</b>	1,0	6,7	2,0	13,3	0,0	0,0
<b>96 a 99%</b>	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0	0,0
<b>Total</b>	15	100,0	15	100,0	15	100,0

*Nota: F: (Frecuencia); %: (Porcentaje)*

Los resultados evidencian una disminución significativa en la viabilidad espermática a medida que aumenta el tiempo post mortem. A las 4 y 8 horas, más del 66% de las muestras se encuentran en el rango alto de viabilidad (86-90%), y en menor medida entre el 81-85% y 91-95%. Sin embargo, a las 16 horas, ninguna muestra alcanzó estos niveles altos. Por el contrario, la mayor concentración se desplazó hacia rangos más bajos como 41-45% (20%), 46-50% (33,3%) y 71-75% (13,3%). Este comportamiento se relaciona directamente con el tiempo y las condiciones post mortem, como lo confirma el estudio de Benítez-González et al.

(2018), quienes encontraron que la vitalidad espermática de toros post mortem disminuye conforme se prolonga el almacenamiento, especialmente a partir de las 12 horas, aun cuando los testículos se conservan a 5 °C. Su investigación concluyó que la viabilidad es directamente proporcional al tiempo de recuperación espermática desde la muerte del animal.

#### 4.1.12 Vitalidad

**Tabla 14**

*Análisis del porcentaje de espermatozoides vivos en tres tiempos post mortem*

	Vivos % 4 h/ post mortem		Vivos % 8 h/ post mortem		Vivos % 16 h/ post mortem	
	F	%	F	%	F	%
<b>46 a 50%</b>	-	-	-	-	1,00	6,67
<b>71 a 75%</b>	1,00	6,67	-	-	1,00	6,67
<b>81 a 85%</b>	2,00	13,33	5,00	33,33	2,00	13,33
<b>86 a 90%</b>	5,00	33,33	6,00	40,00	4,00	26,67
<b>91 a 95%</b>	5,00	33,33	4,00	26,67	3,00	20,00
<b>96 a 99%</b>	2,00	13,33	-	-	2,00	13,33
<b>Total</b>	15,00	100,00	15,00	100,00	15,00	100,00
			<b>N</b>	<b>Media</b>	<b>Desv. Desviación</b>	<b>Desv. Error</b>
<b>Vivos</b>	4 h/ post mortem		15	89,4333	6,69453	1,72852
<b>%</b>	8 h/ post mortem		15	88,9333	3,88158	1,00222
	16 h/ post mortem		15	81,5333	10,17607	2,62745
	Total		45	86,6333	8,08365	1,20504

*Nota: F: (Frecuencia); N: (Número de repeticiones); %: (Porcentaje)*

Los resultados de la variable porcentaje de espermatozoides vivos muestran que la viabilidad espermática se mantiene elevada durante las primeras 8 horas post mortem, con valores predominantes entre 86% y 95% en la mayoría de las muestras. A las 4 horas, el 66,66% de los especímenes presentó porcentajes iguales o

superiores al 86%, con una media de 89,43%. Esta tendencia se mantiene a las 8 horas, con una media similar de 88,93%. No obstante, a las 16 horas post mortem, aunque aún se observan valores altos en algunos casos, comienzan a registrarse porcentajes bajos, como el rango de 46–50% en un 6,67% de las muestras, y la media desciende a 81,53%. Estos resultados evidencian una disminución gradual de la viabilidad celular, atribuible a alteraciones en la integridad de la membrana plasmática y al deterioro progresivo del metabolismo celular en condiciones post mortem prolongadas.

Estos hallazgos coinciden con lo reportado por Benítez-González et al. (2018), quienes concluyeron que la viabilidad espermática epididimaria se mantiene en niveles aceptables (por encima del 85%) dentro de las primeras 8 horas post mortem, disminuyendo significativamente a partir de las 12 horas incluso bajo refrigeración. Asimismo, Castro-Carrasco y Hernández-Cevallos (2022) destacaron que, sin el uso de medios protectores como diluyentes específicos, la integridad celular se ve comprometida rápidamente después de las 8 horas, afectando el porcentaje de vivos y su capacidad fecundante.

#### 4.1.13 Concentración Espermática

**Tabla 15**

*Concentración espermática ( $\times 10^6/\text{ml}$ ) en función del tiempo post mortem*

<b>C,Esp<math>\times 10^6/\text{ml}</math></b>	<b>F</b>	<b>%</b>	<b>C,Esp<math>\times 10^6/\text{ml}</math></b>	<b>F</b>	<b>%</b>	<b>C,Esp<math>\times 10^6/\text{ml}</math></b>	<b>F</b>	<b>%</b>
<b>4 h/ post mortem</b>			<b>8 h/ post mortem</b>			<b>6 h/ post mortem</b>		
2050,00	1	6,7	3090,00	1	6,7	1040,00	1	6,7
2060,00	1	6,7	3100,00	1	6,7	1060,00	1	6,7
2090,00	1	6,7	4060,00	1	6,7	1080,00	1	6,7
3000,00	1	6,7	5000,00	1	6,7	2020,00	2	13,3
3080,00	1	6,7	5030,00	1	6,7	2040,00	1	6,7
3500,00	1	6,7	5200,00	1	6,7	2080,00	1	6,7
4030,00	1	6,7	5300,00	1	6,7	2090,00	1	6,7
4080,00	1	6,7	6210,00	1	6,7	3030,00	1	6,7

4090,00	1	6,7	6300,00	1	6,7	3060,00	2	13,3
5000,00	1	6,7	7000,00	1	6,7	4050,00	1	6,7
5070,00	1	6,7	9200,00	1	6,7	5000,00	1	6,7
5900,00	1	6,7	9600,00	1	6,7	6070,00	1	6,7
6080,00	2	13,3	10090,00	1	6,7	9800,00	1	6,7
6300,00	1	6,7	14400,00	1	6,7	Total	15	100,
<b>Total</b>	15	100,	17000,00	1	6,7			0
		0	Total	1	100,			
				5	0			
		<b>N</b>	<b>Media</b>	<b>Desv.</b>	<b>Desviación</b>	<b>Desv.</b>		<b>Error</b>
<b>C,Espx10<sup>6</sup>/</b>	4,00	15	4160,66	1526,81	394,223			
<b>ml</b>	8,00	15	7372,00	4036,43	1042,202			
	16,00	15	3166,66	2332,49	602,247			
	Total	45	4899,77	3309,18	493,303			

*Nota: F: (Frecuencia); N: (Número de repeticiones); %: (Porcentaje)*

Los resultados muestran variaciones importantes en la concentración espermática (C.Esp x10<sup>6</sup>/ml) a lo largo del tiempo post mortem. A las 4 horas, la media fue de 4.160,66 x10<sup>6</sup>/ml, con valores distribuidos de manera uniforme entre 2.000 y 6.300 millones por mililitro. La mayor concentración se registró a las 8 horas post mortem, con una media de 7.372,00 x10<sup>6</sup>/ml y un rango que se extiende hasta los 17.000 x10<sup>6</sup>/ml, lo que representa un pico significativo. Sin embargo, a las 16 horas, la media desciende notablemente a 3.166,66 x10<sup>6</sup>/ml, lo que indica una caída considerable en la concentración de espermatozoides por unidad de volumen. Este patrón nos indicó que, si bien aún es posible recuperar esperma viable después de 16 horas, la eficiencia espermática en cuanto a concentración disminuye drásticamente. Este comportamiento es consistente con lo encontrado por Benítez-González et al. (2018), quienes informaron concentraciones promedio cercanas a los 6.300 x10<sup>6</sup>/ml al usar el método de lavado retrógrado en toros post mortem, siendo más elevadas dentro de las primeras 8 horas. Posteriormente, observaron una disminución significativa al superar ese umbral, asociada a deterioro celular y alteración del ambiente epididimario.

#### 4.1.14 Morfología

**Tabla 16**

*Alteraciones morfológicas espermáticas en función de los intervalos post mortem*

	% Espz Anormales 4 h/ post mortem		% Espz Anormales 8 h/ post mortem		% Espz Anormales 16 h/ post mortem	
	F	%	F	%	F	%
<b>0</b>	13,00	86,67	14,00	93,33	12,00	80,00
<b>2,00</b>	-	-	1,00	6,67	1,00	6,67
<b>3,00</b>	1,00	6,67	-	-	-	-
<b>4,00</b>	1,00	6,67	-	-	1,00	6,67
<b>5,00</b>	-	-	-	-	1,00	6,67
<b>15,00</b>	-	-	-	-	-	-
<b>Total</b>	15,00	100,00	15,00	100,00	15,00	100,00
			<b>N</b>	<b>Media</b>	<b>Desv. Desviación</b>	<b>Desv. Error</b>
<b>% Espz Anormales</b>	4 h/ post mortem		15	0,4667	1,24595	0,32170
	8 h/ post mortem		15	0,1333	0,51640	0,13333
	16h/post mortem		15	1,4667	3,97971	1,02756
	Total		45	0,6889	2,43854	0,36352

*Nota: F: (Frecuencia); N: (Número de repeticiones); %: (Porcentaje)*

La tabla 18 presento una baja incidencia en los tres tiempos evaluados, aunque se observó un aumento progresivo de anomalías a medida que transcurre el tiempo post mortem. A las 4 horas, el 86,67% de las muestras no presentó ninguna anomalía, con una media muy baja de 0,47%, lo que refleja una excelente integridad morfológica espermática en este intervalo. A las 8 horas, la tendencia mejoro ligeramente con el 93,33% de las muestras sin anomalías y una media aún menor de 0,13%, lo cual indica que este es el momento óptimo para la recolección en términos de morfología. Sin embargo, a las 16 horas, el porcentaje de anomalías aumento considerablemente: la media sube a 1,47%, y solo el 80% de las muestras permanecen sin defectos. Este incremento se debe a la

desintegración progresiva de estructuras celulares como cabeza, pieza intermedia o cola, causada por el deterioro post mortem.

Este patrón coincide con lo expuesto por Benítez-González et al. (2018), quienes reportaron que las alteraciones morfológicas en espermatozoides epididimarios post mortem permanecen mínimas durante las primeras 6 a 8 horas, pero aumentan significativamente después de las 12 horas debido a procesos de autólisis y degradación intracelular. En su estudio, el porcentaje promedio de espermatozoides anormales fue de  $8,78\% \pm 1,4$ , aunque en condiciones más prolongadas y con menor control térmico.

Asimismo, Aventín Andrés (2016) encontró que la integridad estructural de los espermatozoides disminuye progresivamente a partir de las 12 horas post mortem, especialmente en climas templados, y recomendó limitar la extracción y análisis seminal a intervalos no mayores a 10 horas para evitar la presencia significativa de anomalías morfológicas.

#### 4.1.15 Peso epidídimo

**Tabla 17**

*Variación del peso epididimario en función del tiempo post mortem*

	Peso epidídimo (gr)		Peso epidídimo (gr) 8		Peso epidídimo (gr)	
	4 h/ post mortem		h/ post mortem		16 h/ post mortem	
	F	%	F	%	F	%
<b>16,00</b>	-	-	2,00	13,33	-	-
<b>18,00</b>	1,00	6,67	-	-	-	-
<b>18,50</b>	-	-	-	-	1,00	6,67
<b>19,00</b>	-	-	-	-	1,00	6,67
<b>20,00</b>	-	-	1,00	6,67	-	-
<b>21,00</b>	2,00	13,33	1,00	6,67	2,00	13,33
<b>22,00</b>	1,00	6,67	1,00	6,67	2,00	13,33

<b>23,00</b>	-	-	1,00	6,67	2,00	13,33
<b>24,00</b>	-	-	1,00	6,67	1,00	6,67
<b>25,00</b>	-	-	1,00	6,67	1,00	6,67
<b>26,00</b>	1,00	6,67	-	-	2,00	13,33
<b>27,00</b>	1,00	6,67	1,00	6,67	1,00	6,67
<b>28,00</b>	1,00	6,67	-	-	-	-
<b>29,00</b>	1,00	6,67	1,00	6,67	1,00	6,67
<b>30,00</b>	2,00	13,33	2,00	13,33	1,00	6,67
<b>31,00</b>	-	-	1,00	6,67	-	-
<b>32,00</b>	1,00	6,67	-	-	-	-
<b>36,00</b>	1,00	6,67	1,00	6,67	-	-
<b>37,00</b>	-	-	-	-	-	-
<b>38,00</b>	-	-	1,00	6,67	-	-
<b>39,00</b>	1,00	6,67	-	-	-	-
<b>40,00</b>	1,00	6,67	-	-	-	-
<b>43,00</b>	1,00	6,67	-	-	-	-
<b>Total</b>	15,00	100,00	15,00	100,00	-	-

*Nota: F: (Frecuencia); Gr: (Gramos)*

La Tabla 19 revela que el peso del epidídimo en los especímenes evaluados varía entre 16 g y 43 g. A las 4 y 8 horas post mortem, los pesos más frecuentes fueron 30 g (13,33%) y 21 g (13,33%). En las muestras tomadas a las 16 horas post mortem, los valores se distribuyeron mayormente en el rango de 19 a 27 g, siendo los pesos 21 g, 22 g y 27 g los más comunes (13,33% cada uno). Esto muestra una leve tendencia a menores pesos epididimarios en los tiempos post mortem de forma prolongada, esto se debe a pérdida de líquidos por deshidratación o degradación tisular, aunque aún se mantienen dentro del rango aceptable para recuperación espermática. Este comportamiento se relaciona con los resultados de Benítez-González et al. (2018), quienes reportaron que epidídimos con pesos entre 21 y 30 g permitieron recuperar espermatozoides con buena motilidad y viabilidad, especialmente cuando fueron recolectados antes de las 12 horas post mortem.

#### 4.1.16 Comparación ANOVA

**Tabla 18**

*Comparación de variables seminales post mortem mediante análisis de varianza (ANOVA)*

		ANOVA				
		Suma de cuadrados	Gl	Media cuadrática	F	Sig.
<b>Calidad</b>	Entre grupos	13,911	2	6,956	27,388	0,000
	Dentro de grupos	10,667	42	0,254		
	Total	24,578	44			
<b>Motilidad Individual %</b>	Entre grupos	24322,533	2	12161,267	28,550	0,000
	Dentro de grupos	17890,667	42	425,968		
	Total	42213,200	44			
<b>Motilidad Masal</b>	Entre grupos	13,644	2	6,822	20,084	0,000
	Dentro de grupos	14,267	42	0,340		
	Total	27,911	44			
<b>Vivos %</b>	Entre grupos	587,100	2	293,550	5,388	0,008
	Dentro de grupos	2288,100	42	54,479		
	Total	2875,200	44			
<b>C,Esp<sub>x</sub>10<sup>6</sup>/ml</b>	Entre grupos	144927631,111	2	72463815,556	9,034	0,001
	Dentro de grupos	336902866,667	42	8021496,825		
	Total	481830497,778	44			

<b>% Espz Anormales</b>	Entre grupos	14,444	2	7,222	1,227	0,303
	Dentro de grupos	247,200	42	5,886		
	Total	261,644	44			

*Nota: GL: (Grados de libertad); Sig: (Significancia estadística); F: (Frecuencia); C,Esp: Concentración de espermatozoides;  $\times 10^9/ml$ : Número de espermatozoides expresado en miles de millones por mililitro de eyaculado*

La prueba ANOVA aplicada a las variables evaluadas permite identificar si existen diferencias estadísticamente significativas entre los tres tiempos post mortem (4, 8 y 16 horas). Según los resultados de la Tabla 20:

- Se observa una diferencia altamente significativa ( $p < 0,001$ ) en las variables calidad seminal, motilidad individual, motilidad masal y concentración espermática, lo que indica que el tiempo post mortem influye directamente en estas características espermáticas.
- En el caso del porcentaje de vivos, también se encuentra una diferencia significativa ( $p = 0,008$ ), lo que confirma que la viabilidad celular se ve afectada con el paso de las horas post mortem.
- Por otro lado, el porcentaje de espermatozoides anormales no muestra diferencias significativas entre grupos ( $p = 0,303$ ), el cual, a pesar del tiempo transcurrido desde la muerte, la morfología espermática se mantiene relativamente estable dentro del intervalo evaluado.

Estos hallazgos estadísticos complementan los análisis descriptivos previos, confirmando que las variables relacionadas con la funcionalidad espermática (motilidad, calidad y concentración) se deterioran significativamente con el tiempo, mientras que las variables estructurales como la morfología presentan mayor resistencia al cambio post mortem.

En contraste, el estudio de Pérez et al. (2022) también empleó un análisis de varianza (ANOVA) y encontró que la motilidad total, motilidad progresiva, integridad acrosómica y reacción al test hiposmótico no fueron afectadas significativamente antes de la congelación, incluso cuando los epidídimos fueron refrigerados durante hasta 24 horas a 5 °C. No obstante, tras la descongelación, las variables evaluadas sí presentaron diferencias significativas ( $p \leq 0,05$ ),

especialmente en los grupos con tiempos de refrigeración más largos (12 h y 24 h), indicando que el proceso de criopreservación amplifica el deterioro espermático.

## 4.2 COMPROBACIÓN DE HIPÓTESIS

La comprobación de la hipótesis, basada en los análisis de los resultados obtenidos evidenció una tendencia decreciente en la calidad seminal conforme avanza el tiempo post mortem. A las 4 horas post mortem, se obtuvo la mejor calidad espermática (rango promedio: 1,43). A las 8 horas, se observó una disminución moderada (rango promedio: 1,70). A las 16 horas, los valores descendieron considerablemente (rango promedio: 2,87), reflejando un mayor deterioro del material seminal.

Estos resultados respaldan la influencia negativa del tiempo post mortem sobre la calidad del semen bovino, en especial sobre parámetros clave como motilidad, viabilidad y morfología. Asimismo, confirman hallazgos previos que indican que la viabilidad espermática post mortem es limitada y puede verse afectada significativamente por el paso del tiempo, incluso cuando se mantiene una técnica de recolección constante.

Con base en estos hallazgos y en los resultados estadísticos, se rechaza la hipótesis nula ( $H_0$ ) y se acepta la hipótesis alternativa ( $H_1$ ). Esto confirma que, aunque se utilizó una misma técnica de extracción, sí se encontraron diferencias estadísticamente significativas en la calidad espermática de los bovinos en función del tiempo post mortem.

## CAPITULO V

### 5.1 CONCLUSIONES

- La calidad espermática en bovinos post mortem varió significativamente según el intervalo de tiempo transcurrido entre la faena y la extracción del semen. A las 4 horas post mortem se obtuvo el mayor porcentaje de muestras clasificadas como “Muy Buena”, con un 66,7%; a las 8 horas este valor descendió a 46,7%, y a las 16 horas predominó la calidad “Regular” con un 60%. El tiempo post mortem influyó de manera directa sobre la viabilidad espermática en las condiciones evaluadas.
- Los rangos más altos de viabilidad espermática entre 86 y 90%, se presentaron en las muestras recolectadas a las 4 y 8 horas post mortem. En contraste, a las 16 horas, la viabilidad se redujo significativamente, concentrándose en valores entre 41 y 50%.
- La mayor concentración espermática se ubicó en la región de la cola del epidídimo, donde también se observó la mayor acumulación de espermatozoides viables y con buena movilidad, en comparación con la cabeza y el cuerpo.

## 5.2 RECOMENDACIONES

- Realizar la recolección de semen post mortem en un intervalo no mayor a 8 horas, dando prioridad a extracciones en tiempos más tempranos, con el fin de preservar la calidad y viabilidad espermática. Esta práctica permitiría preservar adecuadamente el material genético para su aplicación en programas de reproducción asistida o conservación genética.
- Establecer protocolos estandarizados para el manejo, transporte y conservación de testículos en camales, utilizando refrigeración inmediata a 4–5 °C, con el fin de preservar la integridad celular del tejido reproductivo y optimizar los resultados de la técnica de flushing.
- Orientar la extracción de espermatozoides hacia la cola del epidídimo, ya que esta región contiene la mayor concentración de células espermáticas maduras y viables. Para ello, es fundamental que el personal técnico cuente con conocimientos anatómicos precisos que permitan identificar correctamente esta zona y así maximizar el rendimiento del procedimiento.

## BIBLIOGRAFÍA

- Aguero, G. (Enero de 2012). *Saber.ucv.ve*. Obtenido de Saber.ucv.ve: [http://saber.ucv.ve/bitstream/10872/3292/1/T026800002626-0-Tesis\\_Final\\_Gloria\\_Aguero-000.pdf](http://saber.ucv.ve/bitstream/10872/3292/1/T026800002626-0-Tesis_Final_Gloria_Aguero-000.pdf)
- Araúz, E., Santamaría, N., Cuevas, L., & Mudarra, R. (2018). Heterotermia y gradiente calórica sectorial diurna del complejo escroto-testicular en toros fleckvieh bajo estrés calorico en la época seca en el trópico. *Investigaciones Agropecuarias*, *I(1)*, 3. Obtenido de <http://portal.amelica.org/ameli/journal/222/2221219001/2221219001.pdf>
- Arieta, R. d., Fernández, J., & Menchaca, J. P. (Junio de 2014). Metodos de extrancion de semen bovino. *Redalyc*, *15(5)*, 3,6. Obtenido de <https://www.redalyc.org/pdf/636/63633881001.pdf>
- Ávalos, A., González, J., Vargas, A., & Herrera, J. A. (2018). *Recoleccion y manipulacion seminal in vitro* (Primera ed.). Mexico: Lic. Zyanya Patricia Ruiz Chopoy. Obtenido de [https://www.casadelibrosabiertos.uam.mx/contenido/contenido/Libroelectrónico/recoleccion\\_manipulacion.pdf](https://www.casadelibrosabiertos.uam.mx/contenido/contenido/Libroelectrónico/recoleccion_manipulacion.pdf)
- Aventín, S. (2016). *Estudio de diferentes factores que influyen en la calidad seminal de semen epididimario de toro. Aplicaciones prácticas*. Universidad Zaragoza. Obtenido de <https://zagan.unizar.es/record/58030/files/TAZ-TFG-2016-4456.pdf>
- Aventín, S. (24 de Agosto de 2016). *Zagan.unizar.es*. Obtenido de Zagan.unizar.es: <https://zagan.unizar.es/record/58030/files/TAZ-TFG-2016-4456.pdf>
- Barbeito, C., & Diessler, M. (2022). *Corte sagital de testículo y las vías espermáticas (Fotografía)*. Obtenido de [https://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/149558/Documento\\_completo.pdf-PDFA.pdf?sequence=1&isAllowed=y](https://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/149558/Documento_completo.pdf-PDFA.pdf?sequence=1&isAllowed=y)
- Barbeito, C., & Diessler, M. (2022). *Glándulas anexas (Fotografía)*. Obtenido de [https://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/149558/Documento\\_completo.pdf-PDFA.pdf?sequence=1&isAllowed=y](https://sedici.unlp.edu.ar/bitstream/handle/10915/149558/Documento_completo.pdf-PDFA.pdf?sequence=1&isAllowed=y)

- Barbeito, C., & Diessler, M. (2022). *Introducción a la Histología Veterinaria*. Editorial de la Universidad Nacional de La Plata (EDULP).
- Benítez-González, E., Chamba, H., Sánchez, E., & Sánchez, C. (Abril de 2018). Evaluación comparativa de dos métodos de recuperación espermática de epidídimos bovinos post-mortem. *Abanico Veterinario*, 8(1), 59-74. doi:<http://dx.doi.org/10.21929/abavet2018.81>.
- Cabrera, P., & Pantoja, C. (Junio de 2012). Viabilidad espermática e integridad del acrosoma en semen congelado de toros nacionales. *Scielo.org.pe*, 23(2), 3-5. Obtenido de [http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1609-91172012000200009#:~:text=La%20motilidad%20individual%20progresiva%20en,con%20diferencia%20estad%C3%ADstica%20entre%20toros](http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1609-91172012000200009#:~:text=La%20motilidad%20individual%20progresiva%20en,con%20diferencia%20estad%C3%ADstica%20entre%20toros).
- Cardona, M., Berdugo, J., & Cadavid, A. (Abril de 2008). comparación de la concentración espermática usando la cámara de Makler y la cámara de Neubauer. *Scielo*, 32(4), 4. Obtenido de [https://scielo.isciii.es/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0210-48062008000400010](https://scielo.isciii.es/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0210-48062008000400010)
- Castro-Carrasco, E., & Hernández, E. (2022). Valoración espermática de semen bovino criopreservado con tres curvas de temperatura. *Reciena*, 2(2). doi:<https://doi.org/10.47187/k21dkb50>
- Chicaiza, S. L. (22 de Agosto de 2022). *Repositorio.espe.edu.ec*. Obtenido de [Repositorio.espe.edu.ec: https://repositorio.espe.edu.ec/bitstream/21000/32549/1/T-ESPESD-003233.pdf](https://repositorio.espe.edu.ec/bitstream/21000/32549/1/T-ESPESD-003233.pdf)
- Cuaran Calva, E., & Burbano Coral, J. (2014). Evaluación en la criopreservación de semen colectado directamente de epidídimos en bovinos por dos métodos (laundring - epididymis, slicing -testicles) en el laboratorio de biotecnología en reproducción de la carrera de medicina veterinaria. *Tesis de Titulación*. Universidad Técnica de Cotopaxi. Obtenido de <https://repositorio.utc.edu.ec/bitstream/27000/2871/1/T-UTC-00395.pdf>

- Cuenca, M., & Avellaneda, J. (Septiembre de 2017). Diluyentes utilizados en la inseminación artificial porcina. *Redalyc*, 18(9), 4. Obtenido de <https://www.redalyc.org/pdf/636/63653009012.pdf>
- Delgado, K., & Morocho, A. (2023). *Influencia de la selección espermática y el método de criopreservación sobre la criosupervivencia de espermatozoides epididimarios bovinos*. Universidad de Cuenca. Obtenido de <https://rest-dspace.ucuenca.edu.ec/server/api/core/bitstreams/4b9a4ef6-2496-4665-8c62-b61e5b59fa9e/content>
- Gerrero, H., & Galina, C. (2021). *Reproducción de los animales domésticos*. Obtenido de *Reproducción de los animales domésticos*: <https://reproduccionanimalesdomesticos.fmvz.unam.mx/libro/capitulo3/autores.html>
- Héctor Pérez, E. (2009). *Fisiología animal II (Titular de Fisiología Animal, Universidad Nacional Agraria)*. Repositorio Institucional. Obtenido de <https://cenida.una.edu.ni/relectronicos/RENL50P438.pdf>
- Huanca, W., Coronado, L., & Galloway, D. (2015). Efecto de la Manipulación de la Temperatura Escrotal sobre las Características Clínicas, Seminales y Endocrinas en Carneros. *Scielo*, 26(4), 1. Obtenido de [http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1609-91172015000400007](http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1609-91172015000400007)
- Lozano, H. (Diciembre de 2019). FACTORES QUE AFECTAN LA CALIDAD SEMINAL EN TOROS. *Redalyc*, 56(III), 3 - 5. Obtenido de <https://www.redalyc.org/pdf/4076/407639221010.pdf>
- Luzón Cevallos, F. E. (2015). *Estudio de dos métodos de colecta de espermatozoides epididimarios en toros post mortem (Tesis de grado, Universidad Nacional de Loja)*. Repositorio institucional. Obtenido de <https://dspace.unl.edu.ec/jspui/bitstream/123456789/10250/1/TESIS%20MVZ%20Lista.pdf>
- Luzón, F. E. (2015). *Estudio de dos métodos de colecta de espermatozoides epididimarios en toros post mortem*. Loja.
- Malono, D. A., & Lombana, H. E. (Enero de 2021). *repository.edu.co*. Obtenido de [repository.edu.co](https://repository.edu.co):

<https://repository.ucc.edu.co/server/api/core/bitstreams/440e3e16-6ba8-42d8-9915-efdc8391ec93/content>

Mancheno Herrera, C. (2022). *Principios de Fisiología Reproductiva Animal*. La Caracola.

Mancheno Herrera, C. A. (2022). *Epidídimo (Fotografía)*. Obtenido de <http://cimogsys.esPOCH.edu.ec/direccion-publicaciones/public/docs/books/2023-01-18-135653-L2022-028.pdf>

Maroto, M. H. (2020). *Evaluación de la motilidad del semen fresco utilizando dos diluyentes comerciales en diferentes horas de extracción*. Córdoba. Obtenido de <https://iracbiogen.com/wp-content/uploads/2021/06/Evaluacion-de-la-motilidad-del-semen-fresco-utilizando-dos-diluyentes-comerciales-en-diferentes-horas-de-extraccion-Maroto.pdf>

Medina, V., Sanchez, E., Velasco, Y., & Cruz, P. (2007). Criopreservación de semen bovino usando un congelador programable (CL8800) y determinación de su calidad postdescongelación por medio de un sistema de análisis espermático asistido por computador. *Redalyc*, 11(1). Obtenido de 0121-3709

Mejía, N. R. (Agosto de 2016). *Ciencia.lasalle.edu.co*. Obtenido de [Ciencia.lasalle.edu.co: https://ciencia.lasalle.edu.co/cgi/viewcontent.cgi?article=1185&context=medicina\\_veterinaria](https://ciencia.lasalle.edu.co/cgi/viewcontent.cgi?article=1185&context=medicina_veterinaria)

Melgar Montalvan, L. (2022). *Evaluación del agua de coco (Cocos nucifera) como diluyente de semen bovino y su efecto en el porcentaje de preñez de vacas inseminadas a tiempo fijo (Tesis de grado, Universidad Mayor Pacensis Divi Andre AE)*. Repositorio institucional. Obtenido de <https://repositorio.umsa.bo/bitstream/handle/123456789/31937/TV-3092.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

Montovio, E. (2021). *Evaluación de toros raza Hereford para función productiva y reproductiva en una cabaña de la Patagonia Norte (Tesis de titulación, Universidad Nacional de Río Negro Sede Alto Valle y Valle Medio)*. Repositorio institucional. Obtenido de

<https://rid.unrn.edu.ar/bitstream/20.500.12049/8246/1/informe%20final%20emi%20%281%29.pdf>

- Olivera, M., Ruiz, T., Tarazona, A., & Giraldo, C. (Octubre de 2006). El espermatozoide, desde la eyaculación hasta la fertilización. *Scielo*, 19(4), 3. Obtenido de [http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0120-06902006000400008#:~:text=En%20la%20fase%20de%20Golgi,n%C3%BAcleo%20\(v%C3%A9ase%20Figura%201\).](http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0120-06902006000400008#:~:text=En%20la%20fase%20de%20Golgi,n%C3%BAcleo%20(v%C3%A9ase%20Figura%201).)
- Pérez, M., Luque, N., Quispe, A., Condori, E., Rodríguez, F., & Manrique, Y. (2022). Evaluación de la sobrevivencia y fertilidad in vivo de espermatozoides del epidídimo de toros criollos post mortem. *Ariotake*, 1(2). doi:<https://doi.org/10.55873/ariva.v1i2.186>
- Rubio, J., Quintero, A., & Gonzalez, D. (Agosto de 2009). Efecto de la criopreservación sobre la integridad de la membrana plasmática y acromasal de espermatozoides de toros. *Scielo*, 19(4), 2,4. Obtenido de [https://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=s0798-22592009000400010](https://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=s0798-22592009000400010)
- Stornelli, M. A., & Sota, R. L. (2016). *Manual de reproducción de animales de producción y compañía*. Editorial de la Universidad Nacional de La Plata (EDULP).
- Stornelli, M., & De la Sota, R. (Abril de 2011). *ri.conicet.gov.ar*. Obtenido de [ri.conicet.gov.ar:  
https://ri.conicet.gov.ar/bitstream/handle/11336/115121/CONICET\\_Digital\\_Nro.b16aee79-a8fc-40d4-94ba-55612410374d\\_A.pdf?sequence=2&isAllowed=y](https://ri.conicet.gov.ar/bitstream/handle/11336/115121/CONICET_Digital_Nro.b16aee79-a8fc-40d4-94ba-55612410374d_A.pdf?sequence=2&isAllowed=y)
- Terreros, M., Huanca, W., Arriaga, I., & Ampuero, A. (30 de Abril de 2015). Efecto de tres crioprotectores en la criopreservación de espermatozoides epididimarios de alpaca. *Scielo.org.pe*, 3-5. Obtenido de <http://www.scielo.org.pe/pdf/rivep/v26n3/a08v26n3.pdf>
- Valverde, A. (Julio de 2018). Sistemas de análisis computarizado de semen en la reproducción animal. *Redalyc.org*, 29(2), 9. doi:<https://doi.org/10.15517/ma.v29i2.29852>

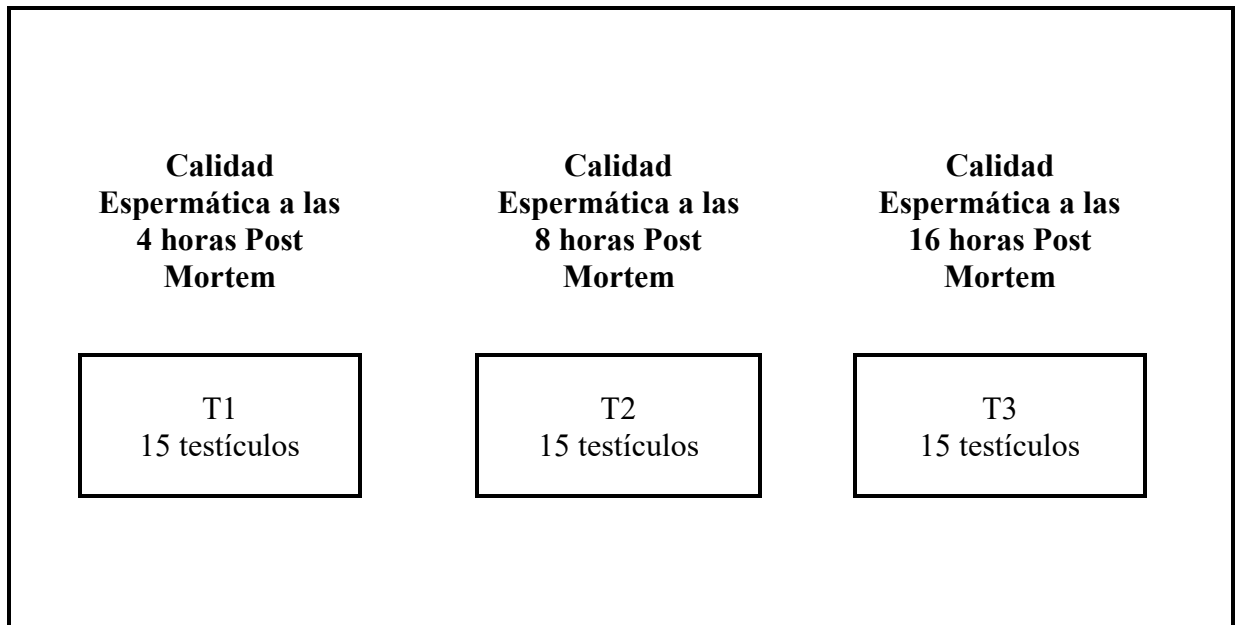
## ANEXOS

### Anexo 1 Mapa de Ubicación de la Investigación



Nota. Obtenido de (Google Maps, 2024)

*Anexo 2 Croquis del Ensayo*



Anexo 3 Base de datos

Tiempo	U.E	Calidad	Viabilidad %	Edad (años)	CE (cm)	LT (cm)	AT (cm)	Peso epid. (gr)	L. epid. (cm)	Volumen (ml)	Olor	Color	Densidad	Motilidad Individual %	Motilidad Masal	Vivos %	C.Esp <sub>x</sub> 10 <sup>9</sup> /ml	% Espz Anormales
4 horas post mortem	1	MB	90	3.5	41	13.5	19.5	26	19.5	3.5	P	Bl. Am	Cr.Dns	60	MB	95	2,060.000	0
	2	MB	85	4.5	40	11.5	19	22	17	2.5	P	Bl. Am	Cr.Dns	80	B	82	6,080.000	0
	3	MB	90	4	36	13	17	27	20.5	3.2	P	Bl. Am	Cr.Dns	90	MB	91	4,090.000	0
	4	B	90	4	40	14	20	43	25	3.5	P	Bl. Am	Cr.Dns	90	MB	89.5	5,000.000	0
	5	MB	60	4	40	13	19	40	22.5	4.3	P	Bl. Am	Cr.Dns	40	R	87	6,080.000	0
8 horas post mortem	1	MB	90	4	34	12	16	27	18.3	2.5	P	Bl. Am	Cr.Dns	95	MB	95	5,030.000	0
	2	MB	90	4	36	12	17	25	18.6	3	P	Bl. Am	Cr.Dns	90	MB	93	4,060.000	0
	3	B	85	4	38	11.5	18	16	19	2	P	Bl. Am	Cr.Dns	70	B	87	3,090.000	0
	4	MB	90	5	38	11	18	30	18	3.5	P	Bl. Am	Cr.Dns	90	MB	90	5,000.000	2
	5	B	87	5	38	10.5	18	29	18.5	4	P	Bl. Am	Cr.Dns	85	B	90	14,400.000	0
16 horas post mortem	1	B	63	3.5	34	11	17	30	18.5	3.4	P	Bl. Am	Cr.Dns	40	R	87	2,080.000	0
	2	B	75	3	36	11	16	29	20	3.5	P	Bl. Am	Cr.Dns	60	B	91	3,060.000	0
	3	R	35	3.5	40	10.5	19	22	20	3.1	P	Bl. Am	Cr.Dns	20	R	50	1,080.000	0
	4	R	42	4	38	10	18	21	18	3	P	Bl. Am	Cr.Dns	10	R	74	2,020.000	0
	5	B	74	3	45	16	22	22	17	1	P	Bl. Am	Cr.Dns	60	B	88	3,030.000	0

Tiempo	U.E	Calidad	Viabilidad %	Edad (años)	CE (cm)	LT (cm)	AT (cm)	Peso epid (gr)	L epid (cm)	Volumen (ml)	Olor	Color	Densidad	Motilidad Individual %	Motilidad Masal	Vivos %	C.Esp <sub>x</sub> 10 <sup>9</sup> /m	% Espz Anormales
4 horas post mortem	1	B	40	4.5	40	10.5	19	21	17	1.4	P	Bl. Am	Cr.Dns	10	R	71	5,070.000	0
	2	MB	90	4	38	16.5	18	21	17.5	2	P	Bl. Am	Cr.Dns	90	MB	90	2,090.000	4
	3	MB	90	4	36	13.2	17	18	17.3	4	P	Bl. Am	Cr.Dns	85	MB	95	4,080.000	3
	4	MB	90	4	34	11	16	29	17.5	2.5	P	Bl. Am	Cr.Dns	90	MB	93	4,030.000	0
	5	B	70	4	37	13.5	17.5	32	21	3.4	P	Bl. Am	Cr.Dns	50	B	90	3,000.000	0
8 horas post mortem	1	MB	95	4	36	10.5	17	20	17	3.3	P	Bl. Am	Cr.Dns	95	MB	94	9,600.000	0
	2	MB	90	4	37	10	17	21	17.2	3.5	P	Bl. Am	Cr.Dns	85	B	85	9,200.000	0
	3	B	85	3.5	40	16	19	30	16	3	P	Bl. Am	Cr.Dns	88	B	85	6,300.000	0
	4	MB	92	4	40	12	19	38	21	2.5	P	Bl. Am	Cr.Dns	95	MB	90	10,090.000	0
	5	B	87	4	38	12	18	24	19	3.3	P	Bl. Am	Cr.Dns	90	B	85	17,000.000	0
16 horas post mortem	1	R	50	3	32	11	15	21	17	1.5	P	Bl. Am	Cr.Dns	20	R	78	4,050.000	0
	2	R	45	5	44	14.3	21	25	21	3.3	P	Bl. Am	Cr.Dns	10	R	80	2,090.000	0
	3	R	49	5	44.5	14	21	27	23	3.1	P	Bl. Am	Cr.Dns	15	R	83	3,060.000	0
	4	R	50	3	36	10.5	17	23	14.3	2.5	P	Bl. Am	Cr.Dns	20	R	78	5,000.000	2
	5	R	50	3	38	11	18	26	17	1.5	P	Bl. Am	Cr.Dns	20	R	80	6,070.000	0

Tiempo	U.E	Calidad	Viabilidad %	Edad (años)	CE (cm)	LT (cm)	AT (cm)	Peso epid (gr)	L. epid (cm)	Volumen (ml)	Olor	Color	Densidad	Motilidad Individual %	Motilidad Masal	Vivos %	C.Espz 10 <sup>9</sup> /m	% Espz Anormales
4 horas post mortem	1	B	77	3	40	14	19	36	21	3	P	Bl. Am	Cr.Dns	60	B	94	2,050.000	0
	2	MB	90	4	38	12	18	30	18.2	2.5	P	Bl. Am	Cr.Dns	85	MB	96	3,080.000	0
	3	MB	90	4.5	42	12.5	20	39	22.5	3	P	Bl. Am	Cr.Dns	98	MB	83	5,900.000	0
	4	B	85	4	38	16	18	28	19	2.5	P	Bl. Am	Cr.Dns	75	B	96	3,500.000	0
	5	MB	92	4	37	13	18	30	22	3	P	Bl. Am	Cr.Dns	95	MB	89	6,300.000	0
8 horas post mortem	1	B	88	4.5	38	12	18	31	17.3	3.1	P	Bl. Am	Cr.Dns	85	B	90	5,200.000	0
	2	B	87	4	37	11.3	17.5	22	18.2	3.3	P	Bl. Am	Cr.Dns	90	B	84	3,100.000	0
	3	B	80	3.5	26	13	14	16	15	3	P	Bl. Am	Cr.Dns	80	B	83	6,210.000	0
	4	B	87	4	42	14	20	36	21	2.7	P	Bl. Am	Cr.Dns	87	B	90	5,300.000	0
	5	MB	90	4.5	40	16	22	23	17	3.4	P	Bl. Am	Cr.Dns	90	MB	93	7,000.000	0
16 horas post mortem	1	B	83	3	28	10	13	18.5	12.5	2.5	P	Bl. Am	Cr.Dns	75	B	92	2,020.000	0
	2	B	80	2	30	10	14	19	13.5	2	P	Bl. Am	Cr.Dns	76	B	90	2,040.000	0
	3	R	44	3.5	40	12.3	19	23	19	2	P	Bl. Am	Cr.Dns	5	R	82	1,060.000	5
	4	R	47	3.5	40	13	19	26	19.2	3	P	Bl. Am	Cr.Dns	10	R	85	1,040.000	15
	5	B	68	4	40	15	19	24	18.5	4.3	P	Bl. Am	Cr.Dns	50	R	85	9,800.000	0

## Anexo 4 Evidencias Fotográficas

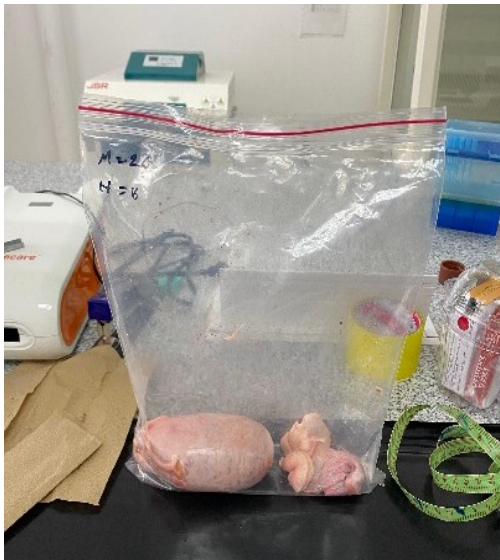
### 1. Recolección de muestras



### 2. Transporte de las muestras



### 3. Empaquetamiento de las muestras



### 4. Muestra testicular en una bolsa Ziploc



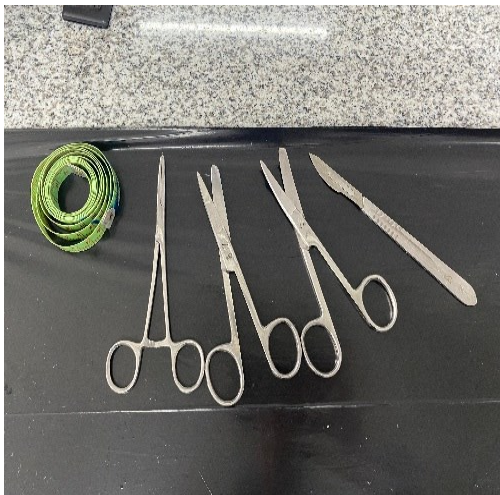
5. Inmersión de la muestra en baño maría



6. Precalentamiento de los materiales



7. Material acondicionado térmicamente



8. Medición del tamaño escrotal y del epidídimo



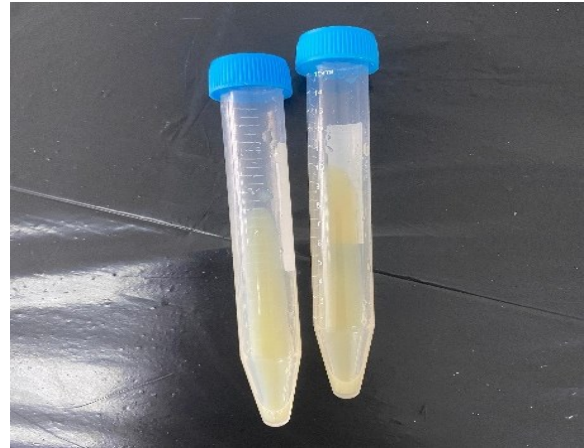
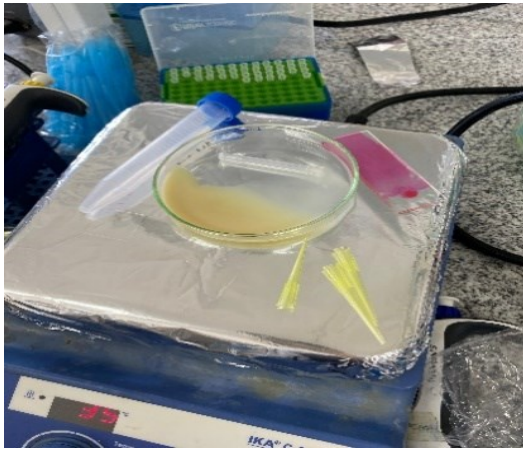
9. Pesaje del epidídimo



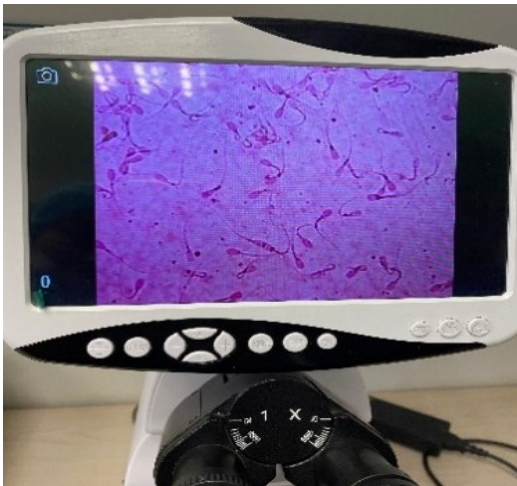
10. Extracción del semen



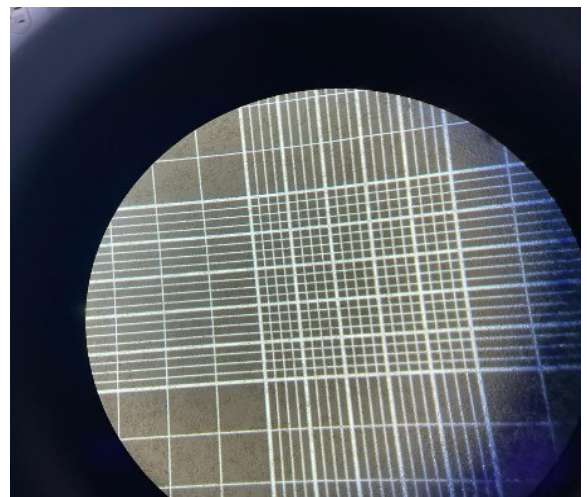
## 11. EXTRACCIÓN Y ACONDICIONAMIENTO TÉRMICO DEL SEMEN



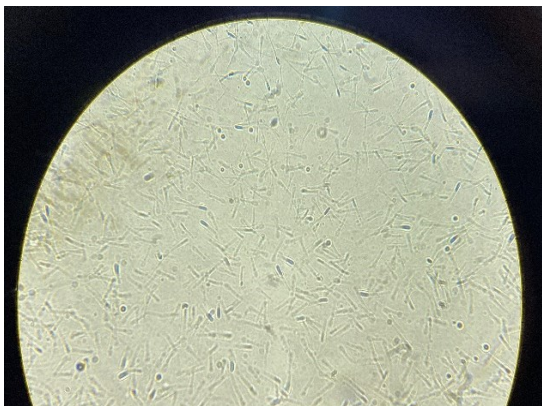
12. Frotis de coloración vital de eosina/nigrosina



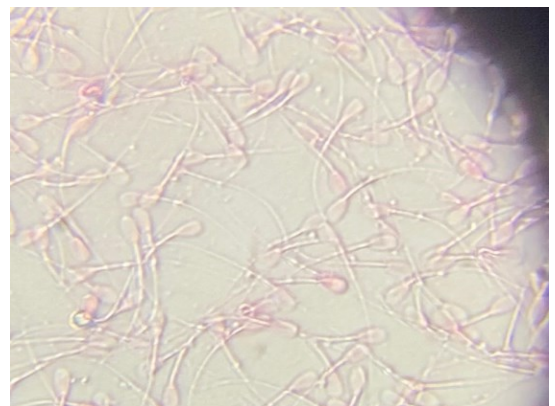
13. Imagen del campo visual de la Cámara de Neubauer observada al microscopio



14. Motilidad espermática



15. Espermatozoides rosados (muertos) y translucidos (vivos)



Anexo 5 Formatos de Fichas de recolección de datos



UNIVERSIDAD ESTATAL DE BOLÍVAR

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS, RECURSOS NATURALES Y DEL AMBIENTE

MEDICINA VETERINARIA



FICHA DE RECOLECCIÓN DE DATOS

FECHA:.....

Nº FICHA: #1.....

Tiempo	U.E.	Calidad	Viabilidad	Edad	Circunferencia escrotal (cm)	Largo testicular (cm)	Ancho testicular (cm)	Peso epididimo (kg)	Largo epididimo (cm)	Volumen (ml)	Olor	Densidad	Motilidad Individual %	Motilidad Masal	% Vivos	Concentración Espermática	% Anomalías Espermáticas
4 horas post mortem	1	MB	90%	3.5 años	41cm	13.5cm	19.5cm	26gr	19.5cm	3.5ml	P	B	60%	MB	95%	2.060.000	0 ✓
	2	MB	60%	4 años	40cm	13cm	19cm	40gr	22.5cm	11.3ml	P	MB	40%	R	87%	6.080.000	0
	3	MB	90%	4 años	40cm	14cm	20cm	43gr	25cm	3.5ml	P	B	90%	MB	89.5%	5.000.000	0 -
	4	B	85%	4.5 años	40cm	11.5cm	19cm	22gr	17cm	2.5ml	P	B	80%	B	82%	6.080.000	0 ✓
	5	MB	90%	4 años	36cm	13cm	17cm	27gr	20.5cm	3.2ml	P	B	90%	MB	91%	4.090.000	0 ✓
8 horas post mortem	6	MB	90%	4 años	31cm	12cm	16cm	27gr	18.3cm	2.5ml	P	B	95%	MB	95%	5.030.000	0 ✓
	7	MB	90%	4 años	36cm	12cm	17cm	25gr	18.6cm	3ml	P	B	90%	MB	93%	4.060.000	0
	8	B	85%	4 años	38cm	11.5cm	18cm	36gr	19cm	2ml	P	B	70%	B	87%	3.090.000	0
	9	MB	90%	5 años	38cm	11cm	18cm	30gr	18cm	3.5ml	P	MB	90%	MB	90%	5.000.000	2% solo motiles
	10	B	87%	5 años	38cm	10.5cm	18cm	29gr	18.5cm	4ml	P	MB	85%	B	90%	4.400.000	0
16 horas post mortem	11	B	63%	3.5 años	34cm	11cm	17cm	30gr	18.5cm	3.4ml	P	R	40%	R	87%	2.080.000	20% Gato citoplasmatica
	12	B	75%	3 años	36cm	11cm	16cm	29gr	20cm	3.5ml	P	R	60%	B	91%	3.060.000	0
	13	R	35%	3.5 años	40cm	10.5cm	19cm	22gr	20cm	3.1ml	P	R	20%	R	50%	1.090.000	20% Gato citoplasmatica
	14	R	42%	4 años	38cm	10cm	18cm	21gr	18cm	3ml	P	R	10%	R	74%	2.020.000	0
	15	B	74%	3 años	45cm	16cm	22cm	22gr	17cm	1ml	P	R	60%	B	88%	3.030.000	0



# UNIVERSIDAD ESTATAL DE BOLÍVAR

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS, RECURSOS NATURALES Y DEL AMBIENTE

MEDICINA VETERINARIA



## FICHA DE RECOLECCIÓN DE DATOS

FECHA:.....

Nº FICHA:.....#2.....

Tiempo	U.E	Calidad	Viabilidad	Edad	Circunferencia escrotal (cm)	Largo testicular (cm)	Ancho testicular (cm)	Peso epididimo (kg)	Largo epididimo (cm)	Volumen (ml)	Olor	Densidad	Motilidad Individual %	Motilidad Masal	% Vivos	Concentración Espermática	% Anomalías Espermáticas
4 horas post mortem	16	B	40%	4.5 años	40cm	10.5cm	19cm	21gr	17cm	1.4ml	P	B	10%	R	71%	5,070,000	0
	17	MB	90%	4 años	38cm	16.5cm	18cm	24gr	17.5cm	2ml	P	R	90%	MB	90%	2,090,000	4% solo cabezas
	18	MB	90%	4 años	36cm	13.2cm	17cm	18gr	17.3cm	4ml	P	B	85%	MB	95%	4,060,000	3% muertos 1% solo cabezas
	19	MB	90%	4 años	34cm	11cm	16cm	29gr	17.5cm	2.5ml	P	B	90%	MB	93%	4,100,000	0
	20	B	70%	4 años	37cm	13.5cm	17.5cm	32gr	21cm	3.4ml	P	B	50%	B	90%	3,000,000	0
8 horas post mortem	21	MB	95%	4 años	36cm	10.5cm	17cm	20gr	17cm	3.3ml	P	MB	95%	MB	94%	9,600,000	0
	22	MB	90%	4 años	37cm	10cm	17.5cm	24gr	17.2cm	3.5ml	P	MB	85%	B	85%	9,200,000	0
	23	B	85%	3 años	40cm	16cm	19cm	30gr	16cm	3ml	P	B	88%	B	85%	6,300,000	0
	24	MB	92%	4 años	40cm	12cm	19cm	38gr	21cm	2.5ml	P	B	95%	MB	90%	10,090,000	0
	25	B	87%	4 años	38cm	12cm	18cm	24gr	19cm	3.3ml	P	MB	90%	B	85%	17,000,000	0
16 horas post mortem	26	R	50%	3 años	32cm	11cm	15cm	24gr	17cm	1.5ml	P	R	20%	R	78%	4,050,000	0
	27	R	45%	5 años	44cm	14.3cm	21cm	25gr	21cm	3.3ml	P	R	10%	R	80%	2,090,000	0
	28	R	49%	5 años	44.5cm	14cm	21cm	27gr	23cm	3.1ml	P	R	15%	R	83%	3,060,000	0
	29	R	50%	3 años	36cm	10.5cm	17cm	23gr	14.3cm	2.5ml	P	B	20%	R	78%	5,000,000	2% solo cabezas
	30	R	52%	3 años	38cm	11cm	18cm	26gr	17cm	1.5ml	P	B	20%	R	80%	6,070,000	0



# UNIVERSIDAD ESTATAL DE BOLÍVAR

FACULTAD DE CIENCIAS AGROPECUARIAS, RECURSOS NATURALES Y DEL AMBIENTE

MEDICINA VETERINARIA



## FICHA DE RECOLECCIÓN DE DATOS

FECHA:.....

Nº FICHA:.....#3.....

Tiempo	U.E	Calidad	Viabilidad	Edad	Circunferencia escrotal (cm)	Largo testicular (cm)	Ancho testicular (cm)	Peso epidídimo (kg)	Largo epidídimo (cm)	Volumen (ml)	Olor	Densidad	Motilidad Individual %	Motilidad Masal	% Vivos	Concentración Espermática	% Anomalías Espermáticas
4 horas post mortem	31	B	77%	3 años	40cm	14cm	19cm	36gr	21cm	3ml	P	B	60%	B	94%	2.050.000	0 ✓
	32	MB	90%	4 años	38cm	12cm	18cm	30gr	18.2cm	2.5ml	P	B	85%	MB	96%	3.080.000	0 ✓
	33	MB	90%	4 años	42cm	12.5cm	20cm	39gr	22.5cm	3ml	P	B	98%	MB	83%	5.900.000	0 ✓
	34	B	85%	4 años	38cm	16cm	18cm	28gr	19cm	2.5ml	P	MB	75%	B	96%	3.500.000	0 ✓
	35	MB	92%	4 años	37cm	13cm	18cm	30gr	22cm	3ml	P	MB	95%	MB	89%	6.300.000	0 ✓
8 horas post mortem	36	B	88%	4.5 años	38cm	12cm	18cm	31gr	17.3cm	3.1ml	P	B	85%	B	90%	5.200.000	0 ✓
	37	B	87%	4 años	37cm	11.3cm	17.5cm	22gr	18.2cm	3.2ml	P	MB	90%	B	84%	3.100.000	0 ✓
	38	B	80%	3.5 años	26cm	13cm	14cm	16gr	15cm	3.1ml	P	B	80%	MB	83%	6.210.000	0 ✓
	39	B	87%	4 años	42cm	14cm	20cm	36gr	21cm	2.7ml	P	B	87%	B	90%	5.300.000	0 ✓
	40	MB	90%	4.5 años	46cm	16cm	22cm	23gr	17cm	3.4ml	B	MB	90%	MB	93%	1.000.000	0 ✓
16 horas post mortem	41	B	83%	3 años	28cm	10cm	13cm	18.5gr	12.5cm	2.5ml	P	B	75%	B	92%	2.020.000	0
	42	B	80%	2 años	30cm	10cm	14cm	19gr	13.5cm	2ml	P	B	76%	B	90%	2.040.000	0
	43	R	44%	3.5 años	40cm	12.3cm	19cm	23gr	19cm	2ml	P	B	5%	R	82%	4.060.000	5% solo cabezas
	44	R	47%	3.5 años	40cm	13cm	18cm	26gr	19.2cm	3ml	P	R	10%	R	85%	1.040.000	10% solo cabezas 5% de colas
	45	B	68%	4 años	40cm	15cm	19cm	24gr	18.5cm	4.3ml	P	B	50%	R	85%	9.800.000	0 → Pendiente

## **Anexo 6** *Glosario de Términos Técnicos*

**Rete testis:** es una compleja red de conductos situada en el mediastino testicular. A través de ella, los espermatozoides, que provienen de los túbulos rectos, circulan antes de ser transportados a los conductillos eferentes.

**Glándulas sebáceas:** se encuentran en la dermis y están formadas por células llenas de lípidos. Su función es sintetizar el sebo, una sustancia lipídica que tiene como objetivo hidratar la piel.

**Epitelio germinativo:** constituye la pared del túbulo. Es estratificado y está compuesto por células germinales en diversas etapas de la espermatogénesis.

**Túnica vaginal:** es una capa de tejido que rodea cada testículo, ofreciendo una barrera física que protege estos órganos vitales de lesiones y daños potenciales.

**Músculo cremáster:** situado en el pliegue de la ingle y las bolsas testiculares tiene como función ajustar la posición del escroto, subiéndolo o bajándolo, para regular la temperatura y apoyar la espermatogénesis.

**Ampolla de Helen:** es donde se encuentran los espermatozoides que serán expulsados con el semen durante la próxima eyaculación.

**Hipotálamo:** Es una región del cerebro responsable de producir hormonas que regulan la temperatura corporal, la frecuencia cardíaca y el apetito.

**Adenohipófisis:** Secreta hormonas adenohipofisarias, que regulan funciones esenciales como el crecimiento, el metabolismo y la reproducción.

**Prolactina:** es una hormona producida por la hipófisis. Su principal función es la de estimular la producción de leche (lactancia) durante el embarazo y mantener el suministro de leche durante el amamantamiento.

**Corticotropina:** actúa sobre la parte exterior de la glándula suprarrenal para controlar la liberación de las hormonas corticosteroides.

**Hormona adrenocorticotropa:** Actúa sobre la corteza de la glándula suprarrenal para controlar la liberación de hormonas corticosteroides.

**Espermatocitogénesis:** Proceso de producción de los espermatozoides, que tienen lugar en el interior de las glándulas sexuales masculinas (testículos).

**Espermatogénesis:** es un conjunto de eventos que se lleva a cabo en el estroma testicular a nivel de los túbulos seminíferos, iniciando así la pubertad y formación de espermatozoides.

**GnRH:** hormona liberadora de gonadotropinas.

**LH:** hormona luteinizante.

**FSH:** hormona foliculoestimulante.

**Espermatogonias:** células madre especializadas en diferenciarse para producir los espermatozoides, localizadas en los túbulos seminíferos, pegadas a la membrana basal.

**Espermatozoides:** son células masculinas portadoras del material genético.

**Túbulos seminíferos:** es una porción exocrina del testículo, donde se forman y maduran los espermatozoides.

**Paracrina:** hace referencia a las hormonas liberadas por una célula que ejerce su acción sobre las células vecinas.

**Autocrina:** es la secreción y la liberación de hormonas que ejercen una acción de estímulo o de inhibición sobre la misma célula.

**Endocrino:** es el conjunto de glándulas y órganos que elaboran hormonas y las liberan directamente en el torrente sanguíneo, para su acción en tejidos y órganos de todo el cuerpo.

**Inhibina:** son hormonas glucoproteicas secretadas por las células de Sertoli del testículo y por las células de la granulosa.

**Células de Sertoli:** sirve de soporte para el desarrollo de las espermatogonias en los testículos.

**Testosterona:** produce una serie de efectos biológicos, a su vez se relaciona con la conducta, responsable del desarrollo de la masa muscular y del tracto urogenital, responsable de la libido o apetito sexual.

**Cromosomas:** son estructuras que se encuentran en el núcleo de las células que transportan fragmentos de ADN.

**Espermioogénesis:** es la modificación que sufren las células germinales primitivas hasta que se convierten en espermatozoides maduros.

**Motilidad masal:** es el resultado de la concentración espermática de células con movimiento progresivo.

**Acrosoma:** es una organela membranosa que contiene las enzimas hidrolíticas y proteolíticas necesarias para el esperma.