



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
CARRERA ZOOTECNIA

**“EVALUACIÓN DE SEMEN FRESCO Y DILUIDO DE
SEMENTALES EQUINOS EN LA ESTACIÓN EXPERIMENTAL
TUNSHI”**

Trabajo de Titulación

Tipo: Trabajo Experimental

Presentado para optar al grado académico de:

INGENIERO ZOOTECNISTA

AUTOR: LUIS BLADIMIR SAÑAICELA BONILLA

Riobamba - Ecuador

2022



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
CARRERA ZOOTECNIA

**“EVALUACIÓN DE SEMEN FRESCO Y DILUIDO DE
SEMENTALES EQUINOS EN LA ESTACIÓN EXPERIMENTAL
TUNSHI”**

Trabajo de Titulación

Tipo: Trabajo Experimental

Presentado para optar al grado académico de:

INGENIERO ZOOTECNISTA

AUTOR: LUIS BLADIMIR SAÑAICELA BONILLA

DIRECTOR: ING. EDGAR WASHINGTON HERNÁNDEZ CEVALLOS

Riobamba – Ecuador

2022

© 2022, Luis Bladimir Sañaicela Bonilla

Se autoriza la reproducción total o parcial, con fines académicos, por cualquier medio o procedimiento, incluyendo cita bibliográfica del documento, siempre y cuando se reconozca el Derecho de Autor.

Yo, Luis Bladimir Sañaicela Bonilla, declaro que el presente Trabajo de Titulación es de mi autoría y los resultados del mismo son auténticos. Los textos en el documento que provienen de otras fuentes están debidamente citados y referenciados.

Como autor asumo la responsabilidad legal y académica de los contenidos de este Trabajo de Titulación; el patrimonio intelectual pertenece a la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo.

Riobamba, 27 de octubre de 2022

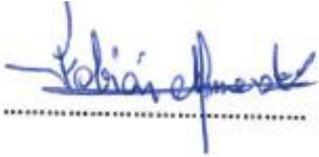


Luis Bladimir Sañaicela Bonilla

060494071-8

ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
CARRERA ZOOTECNIA

El Tribunal del Trabajo de Titulación certifica que: El Trabajo de Titulación; tipo: Trabajo Experimental “**EVALUACIÓN DE SEMEN FRESCO Y DILUIDO DE SEMENTALES EQUINOS EN LA ESTACIÓN EXPERIMENTAL TUNSHI**”, realizado por el señor: **LUIS BLADIMIR SAÑAICELA BONILLA**, ha sido minuciosamente revisado por los Miembros del Tribunal del trabajo de Titulación, el mismo que cumple con los requisitos científicos, técnicos, legales, en tal virtud el Tribunal Autoriza su presentación.

	FIRMA	FECHA
Ing. Fabián Augusto Almeida López. Ms. C PRESIDENTE DEL TRIBUNAL		2022-10-27
Ing. Edgar Washington Hernández Cevallos DIRECTOR DE TRABAJO DE TITULACIÓN		2022-10-27
Ing. Luis Andrés Tello Flores Ms. C. MIEMBRO DEL TRIBUNAL		2022-10-27

DEDICATORIA

Este trabajo investigativo lo dedico a mis amados padres Julio Sañaicela y María Elena Bonilla a mis hermanas Luz María, Mayra, Carmen, Greis y Erika por darme su amor incondicional y apoyarme en esta etapa de mi vida, por depositar su confianza, por el cariño y el tiempo compartido por sus consejos todo lo que ha sido es gracias a ustedes. A mi hija Scarlett por ser el motor que me impulsa día a día a funcionar y ser mejor, a Dios por haberme permitido llegar hasta donde estoy y haberme dado la salud para lograr mis objetivos, además de brindarme paciencia en todo este camino y no dejarme rendir en el intento.

Este triunfo es posible gracias a ustedes...

Luis

AGRADECIMIENTO

A Dios, porque con su bendición he logrado conseguir esta meta. A mis padres mis hermanas y a toda mi familia por haberme apoyado durante mi período estudiantil y por estar siempre conmigo ofreciéndome lo mejor. A la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo por abrirme sus puertas, a la Facultad de Ciencia Pecuarias y a la Carrera de Zootecnia por propiciar mi formación profesional. A todos mis maestros de esta prestigiosa carrera, por sus enseñanzas que han servido para desarrollarme como profesional. Finalmente, a Estefanía y a mi hija Scarlett, que no tengo palabras para describir todo lo que han sacrificado para que pueda culminar con una más de mis metas.

Luis

TABLA DE CONTENIDO

ÍNDICE DE TABLAS	xi
ÍNDICE DE FIGURAS	xii
ÍNDICE DE GRÁFICOS.....	xiii
ÍNDICE DE ANEXOS	xiv
RESUMEN.....	xiv
ABSTRACT	xvi
INTRODUCCIÓN	1

CAPITULO I

1. MARCO TEÓRICO REFERENCIAL.....	4
1.1 Aparato reproductor de equino.....	4
<i>1.1.1 Escroto.....</i>	<i>5</i>
<i>1.1.1.1 La piel</i>	<i>5</i>
<i>1.1.1.2 Dartos</i>	<i>5</i>
<i>1.1.1.3 Fascia escrotal y la túnica vaginal.....</i>	<i>5</i>
1.1.2 Testículo	6
<i>1.1.2.1 Ubicación, función y características.....</i>	<i>6</i>
<i>1.1.2.2 Parénquima</i>	<i>7</i>
<i>1.1.2.3 Túbulos seminíferos</i>	<i>7</i>
1.1.3 Epidídimo	8
<i>1.1.3.1 Funciones del epidídimo</i>	<i>8</i>
1.1.4 Cordón espermático	9
1.1.5 Conducto deferente y la uretra.....	10
1.1.6 Glándulas sexuales accesorias.....	11
<i>1.1.6.1 Ámpula</i>	<i>11</i>
<i>1.1.6.2 Vesículas seminales</i>	<i>11</i>
<i>1.1.6.3 Próstata</i>	<i>12</i>
<i>1.1.6.4 Glándulas bulbouretrales</i>	<i>12</i>
1.1.7 Pene.....	12
1.1.8 Prepucio	13
1.2 El semental equino.....	13
<i>1.2.1 Fertilidad en equinos.....</i>	<i>14</i>

1.2.2	<i>Edad</i>	15
1.2.3	<i>Genética</i>	16
1.2.4	<i>Temporada</i>	16
1.2.5	<i>Manejo</i>	17
1.2.6	<i>Alimentación</i>	17
1.2.7	<i>Enfermedades</i>	17
1.2.8	<i>Fármacos y hormonas</i>	19
1.2.9	<i>Actividad física</i>	20
1.3	Comportamiento sexual en sementales equinos	20
1.3.1	<i>Cortejo</i>	21
1.3.1.1	<i>Influencia del estímulo</i>	21
1.3.2	<i>Apareamiento</i>	21
1.4	Evaluación reproductiva del equino	21
1.5	Colecta del semen	22
1.5.1	<i>Yegua en estro</i>	22
1.5.2	<i>Maniquí</i>	23
1.5.3	<i>Vagina Artificial (VA)</i>	23
1.5.3.1	<i>Preparación de la Vagina Artificial</i>	23
1.5.3.2	<i>Mantenimiento y limpieza de la vagina artificial</i>	24
1.5.3.3	<i>Extracción y manejo del semen equino</i>	24
1.6	Características del semen equino	25
1.6.1	<i>Componentes y fracciones del semen en equino</i>	26
1.7	Evaluación seminal	27
1.7.1	<i>Evaluación macroscópica</i>	27
1.7.1.1	<i>Volumen del eyaculado</i>	28
1.7.1.2	<i>Color y consistencia del eyaculado</i>	28
1.7.1.3	<i>pH y olor del eyaculado</i>	28
1.7.1.4	<i>Presencia de gel</i>	29
1.8.	Preparación y transporte	29
1.9.	Características microscópicas	29
1.9.1	<i>Motilidad espermática</i>	29
1.9.1.1	<i>Movimiento total</i>	30
1.9.1.2	<i>Movimiento progresivo (motilidad individual)</i>	30
1.9.1.3	<i>Vigor de movimiento</i>	30
1.9.1.4	<i>Vitalidad espermática</i>	31
1.9.2	<i>Concentración espermática</i>	32
1.10.	Morfología espermática	32

1.10.1	<i>Tipos de anormalidades espermáticas en sementales equinos:</i>	32
1.11	Criopreservación	34
1.12	Diluyente	34
1.13	Ventajas y desventajas de la inseminación artificial (IA)	35

CAPÍTULO II

2.	MARCO METODOLÓGICO	36
2.1	Localización y duración del experimento	36
2.2	Unidades Experimentales	36
2.3.	Materiales, equipos e instalaciones.	36
2.3.1.	<i>De Campo</i>	36
2.3.2.	<i>Instrumentos</i>	37
2.3.3.	<i>De oficina</i>	37
2.3.4.	<i>De laboratorio</i>	37
2.3.5.	<i>Sementales</i>	37
2.4	Instalaciones	38
2.5	Tratamiento y diseño experimental	38
2.6.	Esquema del experimento	38
2.7.	Mediciones experimentales	39
2.7.1.	<i>Macroscópicas</i>	39
2.7.2.	<i>Microscópicas</i>	39
2.8.	Análisis estadístico y pruebas de significancia	40
2.9.	Procedimiento experimental	40
2.9.1.	<i>De campo</i>	40
2.9.2	<i>De Laboratorio</i>	40
2.10.	Metodología de la investigación	40
2.10.1	<i>Mortalidad individual progresiva</i>	40
2.10.2	<i>Viabilidad espermática</i>	40
2.10.3.	<i>Daño de ADN</i>	41
2.10.4.	<i>Morfo anomalías</i>	41
2.10.5.	<i>Mortalidad en masa</i>	41
2.10.6.	<i>Ph</i>	41
2.10.7.	<i>Volumen de eyaculado</i>	41

CAPÍTULO III

3.	MARCO DE RESULTADOS Y DISCUSIÓN	42
3.1.	Evaluación de semen fresco y diluido de sementales equinos en la Estación Experimental Tunshi.....	42
3.1.1	<i>Mortalidad individual progresiva (%).....</i>	42
3.1.2.	<i>Variabilidad espermática (%).....</i>	43
3.1.3.	<i>Daño de ADN (%).....</i>	44
3.1.4.	<i>Morfoanomalías (%).....</i>	44
3.1.5.	<i>Mortalidad en masa (%).....</i>	45
3.1.6.	<i>pH.....</i>	45
3.1.7.	<i>Volumen de eyaculado.....</i>	46
3.1.8.	<i>Costos de la tecnología</i>	47
	CONCLUSIONES.....	48
	RECOMENDACIONES.....	49
	BIBLIOGRAFÍA	
	ANEXOS	

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1-1:	Clasificación zoológica de los equinos.....	14
Tabla 2-1:	Principales vacunas y enfermedades presentes en equinos.....	18
Tabla 3-1:	Enfermedades infecciosas de los equinos.....	19
Tabla 4-1:	Características o componentes del semen equino.....	26
Tabla 1-2:	Condiciones meteorológicas de la zona.....	36
Tabla 2-2:	Esquema experimental	39
Tabla 1-3:	Parámetros microscópicos de la evaluación de semen fresco y diluido.....	42
Tabla 2-3:	Costo total de la tecnología aplicada.....	47

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1-1:	Anatomía del aparato reproductor equino.	4
Figura 2-1:	Funciones de los testículos.	6
Figura 3-1:	Partes del epidídimo	8
Figura 4-1:	Partes del cordón espermático	10
Figura 5-1:	Pene de caballo	12
Figura 6-1:	Factores que inciden en la fertilidad del semental	15
Figura 7-1:	Momentos del comportamiento sexual en el semental equino.	20
Figura 8-1:	Pasos a seguir para el correcto mantenimiento y limpieza de la vagina artificial.	24
Figura 9-1:	Fracciones de la fase de eyaculación.....	27
Figura 10-1:	Instrumentos de evaluación de la concentración espermática.....	31
Figura 11-1:	Anomalías clasificadas en función de su origen.....	33
Figura 12-1:	Ventajas de la inseminación artificial.....	35

ÍNDICE DE GRÁFICOS

Gráfico 1-1:	Gráfica de barras de las anomalías presentes en la estructura del espermatozoide.	34
Gráfico 1-3:	Gráfica de barras de la mortalidad individual progresiva.....	42
Gráfico 2-3:	Gráfica de barras de la viabilidad espermática	43
Gráfico 3-3:	Gráfica de barras con respecto al daño de ADN	44
Gráfico 4-3:	Gráfica de barras con respecto a las morfo anomalías.....	45
Gráfico 5-3:	Gráfica de barras con respecto al pH.....	46
Gráfico 6-3:	Gráfica de barras con respecto al volumen de eyaculado.....	46

ÍNDICE DE ANEXOS

- ANEXO A:** MORTALIDAD INDIVIDUALIDAD PROGRESIVA
- ANEXO B:** VIABILIDAD ESPERMÁTICA
- ANEXO C:** DAÑO DE ADN
- ANEXO D:** MORFOANOMALÍAS
- ANEXO E:** MORTALIDAD EN MASA
- ANEXO F:** VOLUMEN DE EYACULADO (ML)
- ANEXO G:** pH
- ANEXO H:** PREPARACIÓN DE LOS EQUIPOS Y MATERIALES
- ANEXO I:** PREPARACIÓN DE LA VAGINA ARTIFICIAL
- ANEXO J:** SELECCIÓN DE LOS SEMENTALES
- ANEXO K:** SELECCIÓN DE LA YEGUA PARA LA EXTRACCIÓN DE SEMEN
- ANEXO L:** OBTENCIÓN DE LA MUESTRA SEMINAL
- ANEXO M:** VALORACIÓN DE LAS CARACTERÍSTICAS MACROSCÓPICAS
- ANEXO N:** PREPARACIÓN DE LA MUESTRA SEMINAL PARA LA VALORACIÓN MICROSCÓPICA
- ANEXO O:** OBSERVACIÓN MICROSCÓPICA
- ANEXO P:** PREPARACIÓN DE LAS MUESTRAS CONGELADAS
- ANEXO Q:** COLOCACIÓN DE LA MUESTRA EN LA PLACA DE CONTEO
- ANEXO R:** OBTENCIÓN DE LOS RESULTADOS PARA OBSERVAR LOS DAÑOS DE ADN DENTRO DE LA MUESTRA

RESUMEN

El objetivo de esta investigación fue evaluar el semen fresco y diluido de sementales equinos pertenecientes a la Estación Experimental Tunshi, de la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. Se aplicó un diseño completamente al azar con arreglo combinatorio de dos factores, factor A (semen) y el factor B (raza), se evaluó la normalidad y homogeneidad tabulados dentro de la investigación donde se emplearon 3 sementales de 4 años de edad a quienes se les realizaron 3 extracciones de semen en un lapso de 15 días. Se empaquetaron diez pajuelas en cada ocasión y posteriormente se realizó el análisis macro y microscópico de semen; en la segunda extracción de semen se sometió a una dilución con INRA 96 a temperatura ambiente, en la tercera extracción de semen, se lo diluyó con INRA 96 y refrigerado a 5 grados centígrados por 48 horas. Los resultados demostraron la existencia de una alta mortalidad espermática en el semen diluido (70,6%) seguido del semen fresco (65.77%) y el semen congelado (15,45 %). La viabilidad espermática presenta diferencias significativas entre los tratamientos evidenciando que el semen congelado se ve afectado por el shock térmico; el costo de la tecnología aplicada en este estudio fue de \$789.75. Se concluyó que el medio de conservación del semen equino influyó tanto en la mortalidad de los espermatozoides como en su viabilidad, además el volumen del eyaculado de los sementales se vio afectado por las condiciones climáticas y el cruce genético. Se recomienda que se pueda replicar el estudio considerando la viabilidad espermática por animal para visualizar cuál de los cruces genéticos es más viable para la reproducción equina.

Palabras clave: <SEMEN FRESCO>, <SEMEN DILUIDO>, <INRA 96>, <MORFOANOMALÍAS>, <VIABILIDAD ESPERMÁTICA>, <MORTALIDAD INDIVIDUAL PROGRESIVA>.



DBRA
Ing. César Castillo



0495-DBRA-UPT-2023

ABSTRACT

The objective of this research was to evaluate the fresh and diluted semen of equine stallions belonging to the Tunshi Experimental Station, of the Higher Polytechnic School of Chimborazo. A completely randomized design was applied with a combinatorial arrangement of two factors, A factor (semen) and B factor (breed), the tabulated normality and homogeneity were evaluated within the investigation where 3 stallions, each one with 4 years old were used to whom 3 semen extractions were performed in a period of 15 days. Ten straws were packed on each occasion and later the macroscopic and microscopic analysis of semen was performed. In the second semen extraction, it was subjected to a dilution with INRA 96 at room temperature, in the third semen extraction, it was diluted with INRA 96 and refrigerated at 5 degrees Celsius for 48 hours. The results demonstrated the existence of a high sperm mortality in diluted semen (70.6%) followed by fresh semen (65.77%) and frozen semen (15.45%). Sperm viability presents significant differences between treatments, evidencing that frozen semen is affected by thermal shock; the cost of the technology applied in this study was \$789.75. It was concluded that the equine semen conservation medium influenced both sperm mortality and viability, in addition the volume of the ejaculate of the stallions was affected by climatic conditions and genetic crossbreeding. It is recommended that the study can be replicated considering the sperm viability per animal to visualize which of the genetic crosses is more viable for equine reproduction.

Keys: <FRESH SEMEN>, <DILUTED SEMEN>, <INRA 96>, <MORPHOANOMALIES>, <SPERMATIC VIABILITY>, <PROGRESSIVE INDIVIDUAL MORTALITY>



0495-DBRA-UPT-2022

Mgs. Deysi Lucía Damián Tixi

C.I. 0602960221

INTRODUCCIÓN

En la actualidad las explotaciones equinas del país se han ido desarrollando y a la vez evolucionando de manera progresiva a través del tiempo por medio de técnicas y metodología aplicada de la biotecnología, misma que es aplicada en las producciones de equinos. La evolución ha sido muy visible de acuerdo a su adaptación en cada uno de los sistemas de producción que gracias a la inclusión de la biotecnología ha sido una de las elecciones más eficaces tanto productivas como económicas ya que puede ser utilizada en todo modelo de explotación obteniendo exitosos y satisfactorios resultados (Losino & Aguilar, 2002)

Uno de los métodos utilizados para evaluar a los sementales dentro de una producción es la evaluación seminal, siendo esta una prueba fundamental para poder seleccionar sementales que se encuentren en el momento idóneo en la etapa de reproducción. Uno de los referentes para poder medir el poder espermático es el espermatograma, mismo que me permite conocer la calidad, condiciones, y características macroscópicas y microscópicas, el cual puede ser interpretado eficazmente por medio de un análisis de laboratorio y experiencia en el campo y manejo de sementales, existiendo la necesidad de dar a conocimiento al personal adecuado o a su vez al propietario mediante una información clara y precisa del estado reproductivo de su ejemplar o ejemplares, y de la misma manera el asesoramiento de cómo debe manejar a sus sementales dentro de su producción (Boeta et al., 2017: p. 23).

Desde otro punto de vista (Murillo, 2012, p.3) hace mención a los avances tecnológicos en la presentación de informes y análisis de semen donde manifiesta que han mejorado, dando lugar a una serie de nuevos de nuevos sistemas, mediante los cuales se pretende ser más precisos, eficientes y específicos en un entorno de análisis de líquido seminal; en paralelismo con sistemas automatizados de computadora y métodos microscópicos manuales, estas entre las técnicas que nos sirven para evaluar la fertilidad en machos.

Mientras que (Restrepo, 2013, p.117) menciona que la determinación del poder espermático del semen en equinos es muy importante ya que mediante esto se puede optimizar los resultados de las tecnologías de reproducción, ya sea esta mediante reproducción asistida aplicadas a programas de cría de la especie equina tales como la inseminación artificial y la fertilización in vitro.

Además (Gutiérrez, 2014, p.51) menciona que varios métodos han sido empleados en los últimos años los cuales han tenido la intención de lograr obtener valores puntuales en la evaluación del líquido seminal en equinos, los cuales han impulsado para la evolución de nuevas técnicas y protocolos

ya existente por lo cual la valoración del espermatozoos del equino nos permite estimar la capacidad de los animales, mediante la elevada frecuencia de células morfológicamente anormales lo que es un incidente en la capacidad de fertilidad de los animales.

La explotación de especies domesticas la selección de reproductores es indispensables para garantizar camadas de características apreciables y buena conformación, esta técnica y la aplicación de biotecnología es indispensable para identificar factores que influyen con la calidad y cantidad seminal por ello el manejo en la nutrición, condición corporal, edad, y raza para el análisis de las características macroscópicas y microscópicas se debe obtener la muestra seminal de una manera cuidadosa el mismo que nos permite conocer las condiciones del semental equino el mismo que nos permite tener buenos sementales que garantizan una progenie adecuada dependiendo cada raza.

La Estación Experimental Tunshi como una de los establecimientos en el cual estudiantes de la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo, en donde se puede llevar a cabo prácticas de desarrollo académico como de nivel pre-profesional, requiere información confiable en el manejo reproductivo dentro de la producción equina en especial en cuanto a un tema muy fundamental como es la de reproducción aplicada a la biotecnología.

La inexistencia de datos en cuanto a la evaluación de semen de equino tanto en semen fresco como conservado incentiva a la realización de este estudio que favorecerá a profesionales, estudiantes y productores de equinos para fomentar una adecuada reproducción asistida tomando en consideración la conservación del semen de los ejemplares para el desarrollo de la biotecnología aplicada, y de tal manera evaluar el costo de inversión.

Por lo mencionado anteriormente se plantean los siguientes objetivos:

Objetivo General

Evaluar semen fresco y diluido de sementales equinos en la Estación Experimental Tunshi

Objetivos Específicos

- Evaluar las características macro y microscópicas del semen fresco de sementales equinos en la Estación Experimenta Tunshi.
- Identificar las características microscópicas de semen de sementales equinos en la Estación Experimenta Tunshi.

- Valorar la cantidad espermática del semen diluido y conservado a 5°C a 48 horas posteriores a la extracción
- Determinar el costo de la tecnología aplicada

CAPITULO I

1. MARCO TEÓRICO REFERENCIAL

1.1 Aparato reproductor de equino

De acuerdo con Trejos (2009, p. 12), indica que conocer la anatomía de los órganos genitales masculinos de los equinos permite apreciar la capacidad reproductiva del semental y brinda la oportunidad de efectuar los procedimientos de inseminación artificial correctamente pues todos los elementos que intervienen de este proceso, así como la recolección de semen es indispensable para determinar la existencia de estados reproductivos irregulares en el semental equino. Para el estudio del aparato reproductor en equinos se ha dividido los órganos genitales del macho como se indica en la siguiente figura:

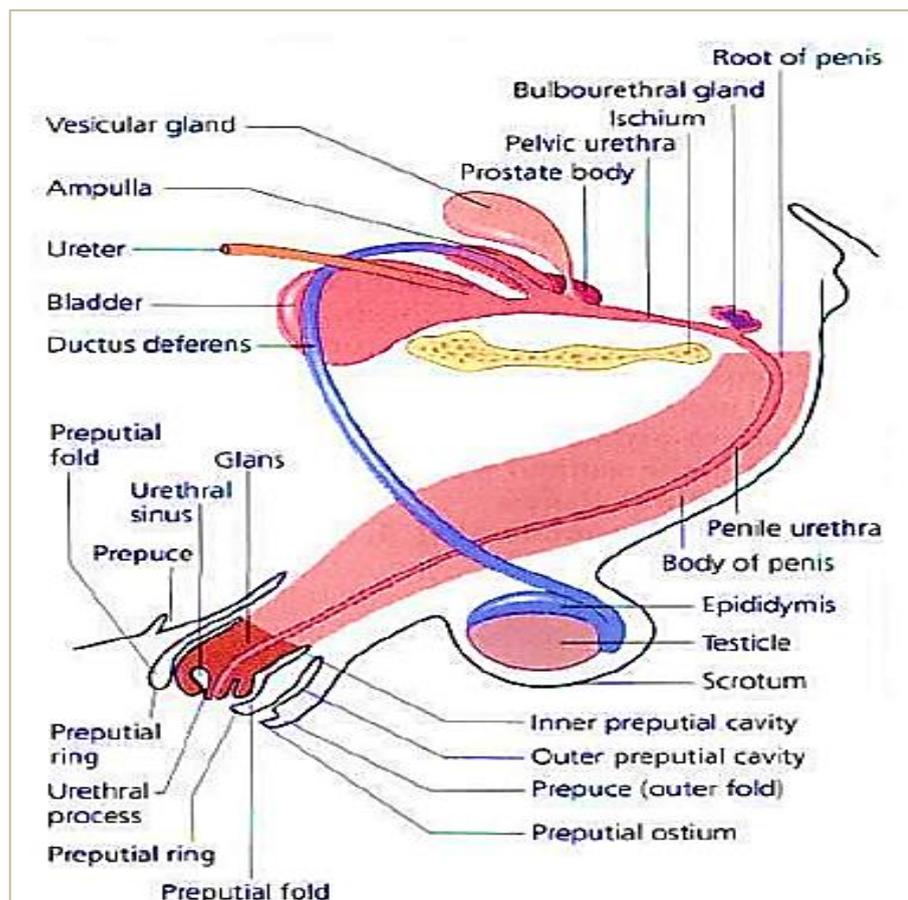


Figura 1-1: Anatomía del aparato reproductor equino.

Fuente: (Knottenbelt et al., 2003; citado en Nevarez, 2011: p. 5).

1.1.1 Escroto

El órgano que permite el sano funcionamiento de los testículos es el escroto cuya forma es globular y asimétrica. Es un órgano termorregulador y se conforma por dos bolsas cubiertas de piel que en su interior alberga a los testículos y a las partes que se encuentran junto al cordón espermático donde puede estar presente una pequeña cantidad de fluido que permite el movimiento normal de los testículos como indica Trejos (2009, p.16). El escroto está formado por varias capas, que de fuera hacia adentro se describen a continuación:

1.1.1.1 La piel

La piel escrotal constituye la capa dérmica más externa caracterizada por ser delgada, elástica y lisa, generalmente de color oscuro o negro. También se puede apreciar la presencia de pelos finos y diseminados, además están presentes las glándulas sebáceas y muchas glándulas sudoríparas, estas últimas favorecen a la termorregulación del escroto pues contribuyen a la pérdida de calor, entre ambos testículos se ubica un rafe escrotal que se dispone longitudinalmente, continúa con el prepucio adelante y con el perineo por detrás (Trejos, 2009, p.8).

1.1.1.2 Dartos

Según (Trejos, 2009, p. 8) menciona que el dartos se conforma de dos tipos de tejido, primero está el tejido fibro elástico y por último se distinguen las fibras musculares lisas. A lo largo del rafe se forma un tabique que parte en dos bolsas al escroto que posibilita la separación de ambos testículos. Las fibras del músculo liso del dartos, los testículos son acercados al cuerpo del animal si la temperatura disminuye o por el contrario, los testículos se relajan y alejan del cuerpo cuando la temperatura aumenta, ambos mecanismos se dan gracias a las fibras musculares se contraen o relajan, por lo tanto el dartos contribuye a la termorregulación de los testículos.

1.1.1.3 Fascia escrotal y la túnica vaginal

La fascia escrotal se constituye de tejido conectivo laxo y proviene de los músculos oblicuos abdominales (Trejos, 2009, p. 8). La capa parietal de la túnica vaginal, es parte del cordón espermático, dicha capa contiene vasos y nervios. La túnica vaginal propia es una membrana serosa que recubre tanto a la superficie del testículo como al cordón espermático y externamente se ubica la túnica vaginal común que es una capa visceral que recubre a los testículos y se forma por extensión del perineo (Galina, 2008; citado en Trejos, 2009: p. 8).

1.1.2 Testículo

1.1.2.1 Ubicación, función y características

(Trejos, 2009, p. 5) menciona que los testículos se localizan en la región inguinal y se encuentran recubiertos por el escroto. Esta parte de los genitales son los órganos sexuales primarios del macho y cumple con las funciones descritas en la siguiente figura:

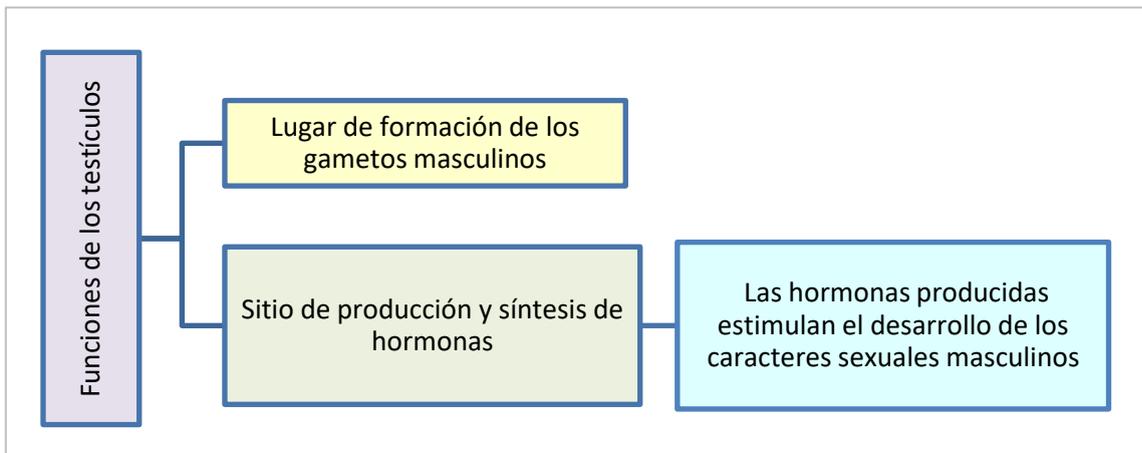


Figura 2-1: Funciones de los testículos.

Fuente: (Trejos, 2009, p. 5).

Realizado por: Sañaicela, Bladimir, 2022.

El tamaño de los testículos varía dependiendo de la edad del equino, época del año y raza, además es importante saber que los testículos aumentan tanto en tamaño como la actividad de los mismos durante la época reproductiva sin embargo, los sementales son fértiles durante todo el año pues no se interrumpe totalmente la producción de espermatozoides cuando la actividad testicular se ve reducida (Trejos, 2009, p. 5).

Hay que considerar que el tamaño de los testículos se ve influenciado por la época reproductiva exhibiendo su máximo tamaño en los meses de fotoperiodo, en contraposición si el semental no está atravesando la fase reproductiva la actividad testicular merma por lo cual existe una concentración reducida de testosterona con la consecuente reducción en la producción espermática (Galina, 2008; citado en Montalvo, 2019: p.14). Adicionalmente, es importante tomar en cuenta que el número de espermatozoides producidos por un semental saludable tiene correlación con el tamaño testicular como indica Boeta (et al., 2017: p. 31).

1.1.2.2 Parénquima

(Boeta et al., 2017: p. 31) mencionan que en un gramo de parénquima testicular se produce aproximadamente 19×10^6 de espermatozoides por día cuando el semental atraviesa la época reproductiva, este órgano está constituido por túbulos seminíferos y por tejido intersticial, el tejido parenquimatoso del testículo está dentro de la túnica albugínea que tiene forma de cápsula.

La túnica albugínea junto con el tejido conectivo originan múltiples trabéculas que pasan al interior de la gónada y subdividen al parénquima en lóbulos; el tejido intersticial se ubica en la parte externa de la lámina basal de los túbulos seminíferos y se le llama tejido intersticial, el cual a su vez se constituye de: tejido conectivo, vasos sanguíneos y linfáticos, nervios y células de Leydig o intersticiales, que constituyen el principal componente esteroidogénico del testículo por lo cual son de suma importancia como indica Galina (2008; citado en Trejos, 2009: p. 5).

El color del parénquima testicular depende de la edad del equino distinguiéndose coloraciones más claras en animales jóvenes en comparación al color del parénquima de animales más viejos (Morel, 1999; citado en Trejos, 2009: p. 5).

1.1.2.3 Túbulos seminíferos

Los túbulos seminíferos son la parte funcional de los testículos, cada uno de los túbulos seminíferos se constituye por el tejido germinal que da origen a los espermatozoides y se compone de células germinales y tejido sustentacular, formado por las células de Sertoli que se encargan de proveer sostén a los espermatozoides, dichas células recubren toda la base del tubo seminífero y se encuentran unidas mediante desmosomas formando una barrera impermeable a la mayoría de las moléculas grandes, esta barrera es conocida como barrera hemato- testicular y gracias a ella las células del tubo seminífero están aisladas del sistema inmune. Esta separación es indispensable porque las células germinales presentes en el equino adulto desde la pubertad e inexistentes durante la vida fetal (Trejos, 2009: p. 19).

Es en este periodo primario de la vida del equino adulto, cuando el sistema inmune reconoce como propios a los antígenos que dentro del tubo seminífero debe estar aislado de la sangre para así evadir un rechazo inmunológico (Trejos, 2009: p. 19).

Boyle (1992; citado en Trejos, 2009: p. 5) indica que el túbulo seminífero está rodeado por una lámina propia formada por fibroblastos y células mioideas. Las células de Leydig producen oxitocina que

al parecer promueve las contracciones rítmicas de las células mioideas que son las responsables de propiciar el avance de los espermatozoides dentro del túbulo a medida que estos son producidos.

(Morel, 1999; citado en Trejos, 2009: p. 5) puntualiza que los túbulos seminíferos forman parte del parénquima testicular donde cada túbulo se forma por un área convulsionada que es el lugar de origen de los espermatozoides, al finalizar esta área se convierte en un tubo recto que desemboca en la rete testis que a su vez se une a los conductos eferentes y desembocan en el conducto del epidídimo.

1.1.3 Epidídimo

(Zarco, 2000; citado en Trejos, 2009: p. 9) menciona que este órgano se ubica en el borde posterior del testículo al cual se une superficialmente de manera longitudinal y es la continuación de los conductos eferentes; cada epidídimo está constituido por un solo conducto de gran longitud, dicho conducto está enrollado de tal forma que ocupa pocos centímetros. Este órgano se divide anatómicamente en tres partes: la cabeza, el cuerpo y la cola como se indica en la siguiente figura:

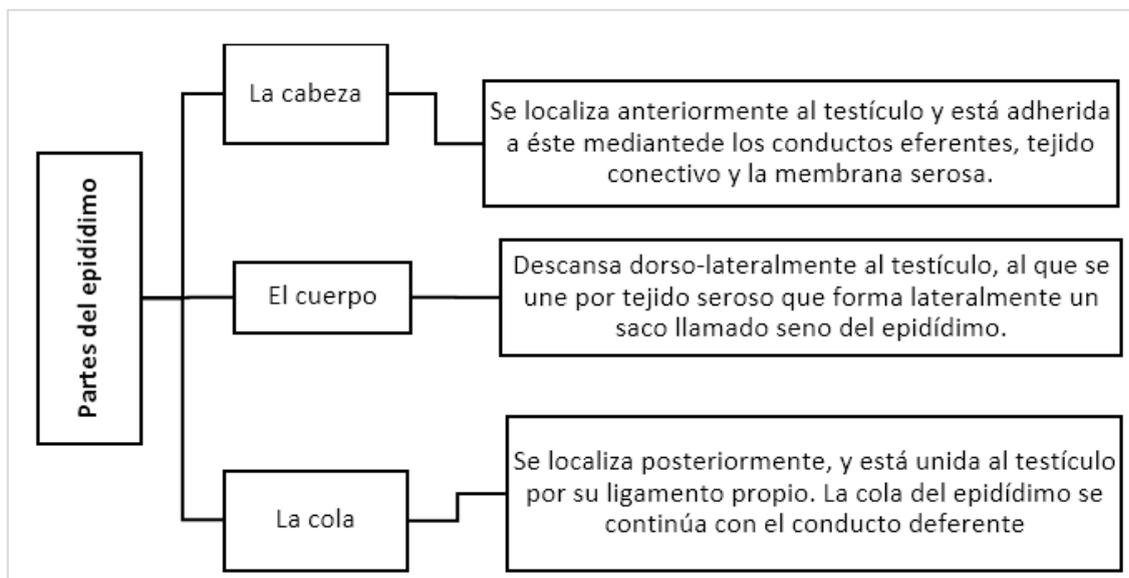


Figura 3-1: Partes del epidídimo

Fuente: (Zarco, 2000; citado en Trejos, 2009: p. 9).

Realizado por: Sañacela, Bladimir, 2022.

1.1.3.1 Funciones del epidídimo

Morel (1999; citado en Trejos, 2009: p. 10) indica que las funciones del epidídimo están reguladas hormonalmente, en especial las hormonas esteroideas que secreta cada testículo puede influir en la

regulación de la función de este órgano que se encarga especialmente de transportar a los espermatozoides desde el testículo, propicia el almacenamiento, maduración y su posterior concentración. Los movimientos peristálticos ayudan a que los espermatozoides atraviesen el epidídimo, pues estas células son incapaces de tener movimientos propios de transporte, además existe la influencia de la presión producida por la producción de nuevos espermatozoides además de valerse de la presión que brinda el masaje de los testículos y epidídimo durante las actividades y ejercicio diario del semental.

(Boyle, 1992; citado en Trejos, 2009: p. 9) menciona que en los segmentos iniciales del epidídimo se reabsorbe la mayor parte del fluido testicular, así como proteínas y algunas otras sustancias. Las características de las funciones de este órgano se definen a continuación:

a) El número de eyaculaciones no influye sobre la velocidad de transporte de espermatozoides que pasan por la cabeza y cuerpo del epidídimo, por ello si el semental es utilizado con frecuencia no significa que existirán espermatozoides inmaduros en el eyaculado, pero cada vez merma la concentración de espermatozoides en cada eyaculado provocando la infertilidad si el semental equino eyacula múltiples veces al día (Zarco, 2000; citado en Trejos, 2009: p. 9).

b) La cola del epidídimo tiene la función de almacenar un gran número de espermatozoides maduros los cuales son suficientes para varias eyaculaciones debido a que son viables, hay que considerar que la actividad sexual influye en la velocidad de paso de los espermatozoides a través de la cola del epidídimo (Galina, 2008; citado en Trejos, 2009: p. 10).

Una vez que los espermatozoides llegan a la madurez se exponen a los distintos fluidos cuya composición se da según el segmento del epidídimo que esté atravesando el espermatozoide cuyo material espermático es capaz de fertilizar, por ello se evidencia que los espermatozoides de la cabeza del epidídimo son infértiles y al llegar a la cola del epidídimo son aptos para fertilizar, si el semental se encuentra en fase de reposo sexual, los espermatozoides pueden permanecer en esta zona hasta diez días, mientras que en un equino activo los espermatozoides permanecen en la cola del epidídimo por un periodo máximo de ocho días, si estos no han sido expulsados se degradan para finalmente ser eliminados mediante la orina como menciona Galina. (2008; citado en Trejos, 2009: p. 10).

1.1.4 Cordón espermático

El cordón espermático es el medio de conexión entre los testículos, las arterias testiculares que están envueltos sobre el mencionado cordón, el plexo venoso y los troncos y se conforma de varios

tipos de tejidos desde la cavidad abdominal hasta el escroto a través del canal inguinal. Este órgano empieza en el anillo inguinal abdominal, pasa por encima del pene y termina en el borde de inserción del testículo; la arteria espermática se enrolla alrededor de la vena espermática y forma el plexo papiliforme que junto con el músculo cremaster forma el sistema para la regulación de la temperatura testicular (Galina, 2008; citado en Trejos, 2009: p. 9).

Este órgano está conformado por las siguientes partes (Figura 4-1):



Figura 4-1: Partes del cordón espermático

Fuente: (Galina, 2008; citado en Trejos, 2009: p. 9).

Realizado por: Sañaicela, Bladimir, 2022.

1.1.5 Conducto deferente y la uretra

El conducto deferente posee una forma tubular y se desarrolla desde la cola del epidídimo hasta la porción pelviana, posee un extremo agrandado denominado ámpula que sirve de lugar de acopio del esperma, finalmente el conducto deferente se une al inicio de la uretra próximo a la entrada de la vejiga, la función de este conducto es la de transportar a los espermatozoides durante la eyaculación, posee una gruesa capa muscular que interviene en la expulsión del semen por ello el conducto deferente puede ser fácilmente palpado a través de la piel escrotal durante las revisiones efectuadas previas a la toma de muestras espermáticas debido a dicha capa muscular lisa que lo recubre (Galina, 2008; citado en Trejos, 2009: p. 11).

La uretra es un conducto que empieza desde su unión con el ámpula hasta la porción final del pene y constituye el medio para excretar tanto la orina como de semen; la uretra pasa sobre el arco isquiático y continúa ventralmente para unirse al pene (González, 2018).

1.1.6 Glándulas sexuales accesorias

Las glándulas sexuales accesorias del semental equino están localizadas a lo largo de la zona pélvica uretral, estas glándulas contribuyen a proporcionar el volumen necesario al semen debido a que sus secreciones proporcionan un medio rico en nutrientes y con efecto amortiguador lo que proporciona las características sanas del semen eyaculado cuyo efecto se dio al mezclar el contenido seminal junto a las secreciones de las glándulas accesorias dentro de la uretra, este proceso es indispensable en la fertilidad de los espermatozoides (Boyle, 1992; citado en Trejos, 2009: p. 11).

La importancia de examinar estas glándulas radica en que el plasma seminal secretado por ellas contribuye a la generación saludable de células reproductivas en el macho (Faulkner y Pineda, 1982 citado en Sánchez, 1992). Las glándulas sexuales accesorias se describen a continuación:

1.1.6.1 Ámpula

El ámpula se ubica antes de la uretra y forma un ensanchamiento ahusado constituyendo una estructura en forma de tubo con medidas aproximadas de 0.7 a 2.0 cm. de diámetro cuyo El engrosamiento de la pared resulta de la presencia de numerosas glándulas que provocan su dilatación. La función del ámpula es almacenar del semen por corto tiempo debido a que los espermatozoides envejecen con rapidez (Boyle, 1992; citado en Trejos, 2009: p. 11).

1.1.6.2 Vesículas seminales

Boyle (1992; citado en Trejos, 2009: p. 12) menciona que las vesículas seminales son dos sacos elongados y piriformes que están a los lados de las ámpulas y posteriormente a la cara dorsal de la vejiga, se ubican dentro del pliegue genital y se relacionan dorsalmente con el recto, cuentan con medidas aproximadas de 15 a 20 cm. de longitud, su diámetro mayor es de cinco centímetros, su función es producir las secreciones que al momento de la eyaculación son vaciadas hacia la uretra donde se unen a los espermatozoides que vienen del epidídimo, acarreados también por la secreción prostática y de las glándulas bulbo uretrales para dar como producto final un fluido gelatinoso conocido como semen cuyos compuestos orgánicos constitutivos tales como la fructosa son fuente

de energía para los espermatozoides

1.1.6.3 Próstata

La próstata es la glándula ubicada encima del cuello de la vejiga y se desarrolla por debajo del recto, a lo largo y alrededor de la uretra, el cuerpo prostático es fácilmente palpable en el caballo para realizar revisiones de genitales, este órgano se conforma de dos lóbulos laterales y un istmo conector que contribuyen a que la próstata posea su característica forma lobulada, la próstata se aloja en una cápsula de tejido fibroso que cuenta con algunas fibras musculares no estriadas; la secreción prostática posee características de olor y color propios, este órgano secreta fluidos que se encargan de limpiar y lubricar la uretra durante antes de ejercer el coito, previamente se emite una gran porción del fluido del eyaculado que se compone por iones inorgánicos (Zarco, 2000; citado en Trejos, 2009: p. 12).

1.1.6.4 Glándulas bulbouretrales

Las glándulas bulbouretrales tienen forma ovoide y aplanadas dorsoventralmente, se sitúan a los lados de la uretra, próxima al punto donde la misma sale de la pelvis, por lo que las glándulas bulbouretrales están revestidas por el músculo uretral, su tamaño aproximado es de cuatro centímetros de longitud y aproximadamente 2.5 cm. de ancho. Sus secreciones contribuyen poco al volumen del líquido seminal y su función es lavar los residuos de orina en la uretra previa liberación del semen (Galina, 2008; citado en Trejos, 2009: p. 12).

1.1.7 Pene

Según (Gonzalez, 2018) el pene es el órgano de cópula del macho equino que no posee flexura sigmoidea. El cuerpo cavernoso tanto de la uretra como del pene y la uretra peneana forman parte del cuerpo del pene como se indica en la figura 5-1.

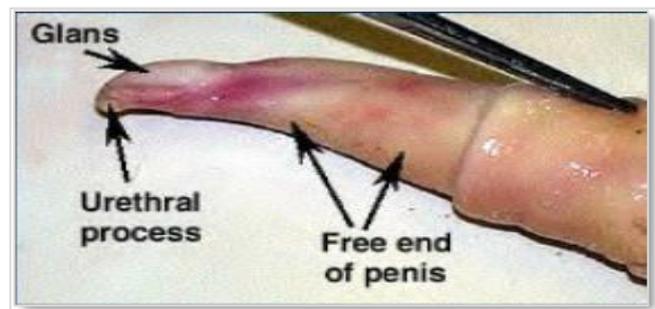


Figura 5-1: Pene de caballo

Fuente: (Gonzalez, 2018).

El pene erecto de un semental puede llegar a medir hasta 100 cm considerando que cada erección se ve influenciada por la acumulación de sangre donde el tejido eréctil se organiza dentro del cuerpo del pene, las áreas cavernosas se llenan de sangre durante la excitación sexual, por lo contrario, si el pene está en reposo llega a medir cerca de cincuenta centímetros, en ambos casos la porción libre del prepucio tiene una medida aproximada de quince a veinte centímetros. Este órgano posee músculos lisos que se relajan para permitir el alargamiento del pene y se contraen para regresar al tamaño normal del mismo (Zarco, 2000; citado en Trejos, 2009: p. 12).

Existen diferentes estímulos entre ellos está la incitación visual que llegan al cerebro, donde se procesa la información dando lugar a los impulsos parasimpáticos que son más poderosos que los impulsos simpáticos que mantienen a las arteriolas del pene contraídas, por ello al recibir los estímulos: visuales, odoríferos, etc., se provoca que las áreas cavernosas se llenan de sangre durante la excitación sexual provocando la erección del semental (Galina, 2008; citado en Trejos, 2009: p. 13).

El glande del pene es la extremidad libre del órgano cuya base está rodeada por un borde por la corona del glande a continuación, se aprecia la fosa del glande a partir de la cual la uretra forma una prolongación llamada prolongación uretral que mide cerca de dos centímetros y medio (Galina, 2008; citado en Trejos, 2009: p. 13).

Es importante realizar un examen del pene para descartar la presencia de anomalías como: tumores de glande, inflamación, heridas, verificación de cicatrices, etc., todo este procedimiento se lo realiza en presencia de una yegua en celo para lograr la exteriorización del divertículo uretral para obtener correctamente un cultivo bacteriológico (Dowsett, 1988; citado en Sánchez, 1992).

1.1.8 Prepucio

Según (Gonzalez, 2018) el prepucio es una invaginación doble de piel que cubre la porción pre escrotal del pene cuando no está en erección, dicha porción de piel encierra por completo el extremo libre del pene. El prepucio tiene una parte externa llamada vaina que se extiende desde el escroto hasta máximo ocho centímetros del ombligo, también están presentes los pliegues internos.

1.2 El semental equino

Un semental es aquel equino que posee la capacidad de reproducirse y servir a varias yeguas al

día, la causa más recurrente que limita al semental de fecundar es el deseo sexual pues varía dependiendo la estación (Galina & Valencia, 2008; citado en Morocho & Duchimaza, 2018: p.41).

Tabla 1-1: Clasificación zoológica de los equinos

Reino	Animalia
Phylum	Chordata
Clase	Mammalia
Orden	Perissodactyla
Familia	Equidae
Nombre científico	<i>Equus caballus</i> Linnaeus, 1758
Nombre común	Caballo doméstico

Fuente: (Álvarez & Medellín, 2005, p.1)

En la especie equina encontramos un número importante de problemas reproductivos asociados al semental, algunos de ellos están relacionados con la producción y calidad seminal por ello, el análisis de semen es un arma imprescindible para el diagnóstico y seguimiento de estos casos. Las alteraciones de la libido, dificultades en la erección, la monta o la eyaculación e incluso problemas psíquicos pueden ser factores limitantes que determinen una disminución de los parámetros reproductivos y que deben ser también evaluados y tratados correctamente (Serres, 2012, p.125).

Como respuesta a varias de estas dificultades se han desarrollado estudios en cuanto a la inseminación artificial debido a las ventajas que aporta a la reproducción equina pues permite aprovechar el potencial genético al máximo, mejorar el control sanitario y evitar daños y accidentes tanto en los animales como en el personal además favorece al número de yeguas fecundadas mejorando el índice de concepción tanto en yeguas subfértiles como en la capacidad reproductiva de sementales con problemas reproductivos además esta técnica posibilita el correcto almacenaje y transporte del semen de semental dando como resultado tasas de concepción iguales o superiores a las obtenidas con la monta natural (Serres, 2012, p.125).

1.2.1 Fertilidad en equinos

Según (Mirabal, 2018), un caballo semental es aquel que no ha sido sometido a un proceso de castración, por lo tanto, este animal es viable y se destina para reproducción por lo cual es importante considerar los factores que inciden en la fertilidad del semental mencionados en la siguiente figura:

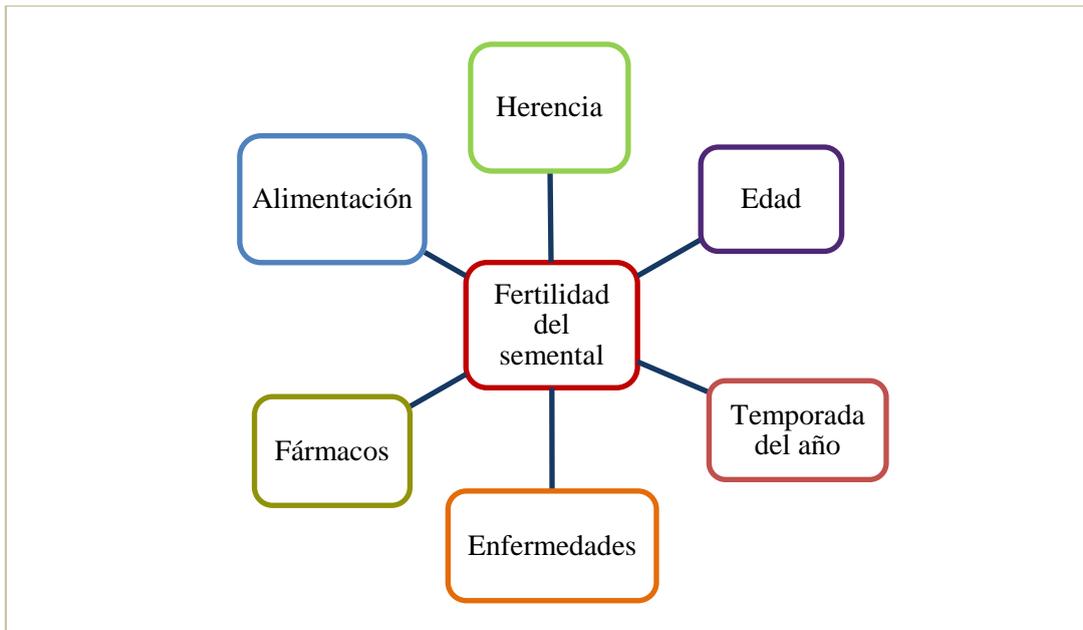


Figura 6-1: Factores que inciden en la fertilidad del semental

Fuente: (Mirabal, 2018).

Realizado por: Sañacela, Bladimir, 2022.

Debido a factores como: el largo periodo de preñez, la estacionalidad reproductiva, la baja probabilidad de gestar más de un potro y por último la falta de estudios en el campo de la reproducción y fertilidad en equinos dan como consecuencia que los criadores de equinos trabajen con ejemplares de baja fertilidad lo que ha llevado generalmente a mantener el concepto de que la especie equina posee una baja eficiencia reproductiva a comparación de otras especies como los rumiantes donde existe una tasa de nacidos vivos que supera el 90%, un porcentaje realmente alto que se atribuye a la selección basada en los estudios de la fertilidad y reproducción (Nagy, 2006 & Nath, 2011; citado en Requena, 2018: p. 4).

1.2.2 Edad

(Zarco, 2000; citado en Trejos, 2009: p. 5) hace mención de qué en la pubertad se inicia la espermatogénesis cuyas divisiones celulares dan como producto a los espermatozoides. Según (Colahan et al, 1998; citado en Rodríguez, 2018: p. 41) en padrillos de edad avanzada puede haber la presencia de degeneración testicular, con el objetivo de mejorar esta condición se realiza la administración prolongada de gonodotropinas (GnRH) para mejorar la calidad del semen.

Además de acuerdo a (Hemberg et al., 2004; Haadem et al., 2015; citado en Requena, 2018: p. 89) puntualizan que, la edad del semental no tiene efecto dentro de la fertilidad. Adicionalmente se ha estudiado

que existe un efecto a corto plazo que se verifica en los parámetros reproductivos dependiendo tanto de la calidad del semen como del número de yeguas que fueron fecundadas, y un efecto a largo plazo verificado en la transmisión de la fertilidad (Benhajali et al., 2010; citado en Requena, 2018: p. 89).

La edad fértil de un caballo comienza al momento que alcanza la madurez sexual asegurando así que el semental equino produzca espermatozoides con capacidad fecundante. En cuanto a la edad mínima, un potro no alcanza madurez sexual completa a los 24 meses de edad, pero puede reproducirse pues los testículos empiezan a emitir espermatozoides cuando el potro tiene casi un año de edad (Mirabal, 2018).

Según (Colahan et al., 1998; citado en Rodríguez, 2018: p. 9) menciona que durante la pubertad (18 a 24 meses) aumenta la producción de testosterona que ayuda a iniciar la espermatogénesis con la previa maduración de las células de Sertoli; en consecuencia autores como (Reed et al., 2010; citado en Rodríguez, 2018: p. 9) indican que la pubertad no debe confundirse con la madurez sexual, por lo tanto para que el semental sea usado como tal y logre reproducirse con seguridad es necesario que el semental llegue a la madurez sexual a los cinco años de edad aproximadamente.

Requena (2018, p. 89) indica que bajo la modalidad de inseminación artificial debido a que se analiza el semen previamente no es relevante la edad del semental equino.

1.2.3 Genética

Según (Mirabal, 2018) indica que debido a la genética de los sementales es posible heredar: una alta o baja fertilidad, la capacidad de producir niveles aptos de espermatozoides, defectos congénitos, las características físicas de sus órganos reproductivos, anomalías en el sistema reproductivo, pues la conformación genética de cada progenitor afecta directamente a la cría. Por ejemplo, el tamaño y la posición de los testículos juegan un papel importante en la fertilidad pues en ellos se efectúa la espermatogénesis para posteriormente producir y almacenar la espermatozoos.

Un semental con testículos grandes se asocia a una elevada fertilidad además el factor genético también posee una incidencia en el comportamiento de cortejo y apareamiento como indica (Blanchard et al, 2003; citado en Rodríguez, 2018: p. 21).

1.2.4 Temporada

Los meses con mejor y mayor producción del espermatozoos y también mejor disposición sexual, son

mayo y junio, mientras que la temporada más baja se da entre los meses de febrero a marzo. Pero la mayoría de los criadores empiezan la temporada de cubriciones en febrero (Mirabal, 2018).

1.2.5 Manejo

(Alarcón, 2014) manifiesta que para el correcto manejo del semental equino es importante las áreas de interés para el manejo del semental se consideran: la higiene y limpieza tanto de los animales como de las caballerizas, determinación de las edades, aspectos morfométricos, adecuada construcción y diseño de las caballerizas, nutrición, ejercicio, cuidado de extremidades y dientes, calendario vacunación y desparasitación.

1.2.6 Alimentación

Para que los sementales equinos reflejen una buena condición física es necesario que el animal consuma del dos al tres por ciento de su peso corporal al día del cual más de la mitad corresponde al forraje administrado, inclusive si el equino está fuera de la temporada de reproducción la dieta debe contener un doce por ciento de proteína (Frappe, 2004; citado en Montalvo, 2019: p.5).

Según (Foote, 1978; citado en Montalvo, 2019: p.6) es importante tener en cuenta que durante la época de reproducción, el alimento es indispensable, por ello se precisa que el contenido de proteína sea del 14% para evitar la pérdida acelerada de peso. En consecuencia, si existe malnutrición y la ingestión de materiales tóxicos se afecta el desarrollo testicular y la espermatogénesis, pero el sistema reproductor tiene una capacidad regenerativa considerable, a menos que las deficiencias de la dieta sean graves y prolongadas.

Además es conveniente mantener una constante revisión en la dentadura para evitar daños bucales o abscesos, esta situación conlleva a que el equino no ingiera alimentos por el dolor que presenta en la cavidad bucal afectando directamente al peso del equino pues la nutrición se ve interrumpida y en consecuencia se producen retrasos en la reproducción (Davies, 2003; citado en Nevarez, 2011: p.18).

1.2.7 Enfermedades

(Mirabal, 2018) menciona que la mayoría de enfermedades como infecciones locales o lesiones directas en el aparato reproductor de equino producen inflamación y calor traducidos en el incremento de la temperatura, lo que tiene como resultado la infertilidad del semental.

En general, las úlceras gástricas, la gastritis crónica, aguda y la parasitosis son las principales enfermedades digestivas del equino, que causan a su vez el síntoma más común, el cólico; así lo afirman (Cardona, Vargas, & Blanco, 2015; citado en Morocho & Duchimaza, 2018: p.43).

Según MAGAP & AGROCALIDAD (2016; citado en Morocho & Duchimaza, 2018: p.43) es necesario manejar un calendario sanitario dependiendo la zona en donde se tenga a los reproductores para evitar cargas parasitarias, enfermedades reproductivas, los mismos que pueden causar debilidad, bajo libido y desempeño pobre reproductivo, aquí radica el manejo del calendario sanitario en la las explotaciones equinas se consideran las vacunas obligatorias y de control las mismas que se describen en la (tabla 2-1).

Tabla 2-1: Principales vacunas y enfermedades presentes en equinos.

ENFERMEDAD / VACUNA	NEONATOS	CABALLOS	YEGUAS
Influenza	1.Dosis: 6 meses 2.Dosis: 7meses 3.Dosis: 8meses	Revacunar cada 6 meses	Cada año. Refuerzo cada 4 a 6 semanas antes del parto.
Oeste del Nilo	1.Dosis: 6meses2.Dosis: 30días	Vacunación anual	Vacunación anualcon refuerzo
Encefalomiелitis equina venezolana	1.Dosis: 4meses Revacunación anual	Vacunación anual	No recomendado
Rinoneumonitis	1. Dosis: 2 o 4 meses. 2.Revacunación a 3 meses y al año	Revacunación cada 3 o 4meses y luego anual	Solo en zonas dealto riesgo.
Tétanos	1. Dosis: 3 mesesde edad. 2. Dosis: 5 meses de edad 3. Dosis: 8meses de edad	Vacunación anual	Vacunación anual yrefuerzo antes del parto.

Fuente: (Universidad Veracruzana, 2012; citado en Morocho & Duchimaza, 2018: pp. 43-44).

También hay que tomar en consideración que el transporte podría propiciar el apareamiento de diversas enfermedades respiratorias que se presentan al terminar el transporte de los equinos dentro de camiones de plataforma rígida, se evidenció el efecto del estrés provocado por el diseño y el área del camión, el estrés fue medido con indicadores del estrés como el cortisol y neutrófilo (Córdova, 1992, p. 53).

Las enfermedades infecciosas se propician por la falta de higiene y a la deficiente profilaxis en la

explotación equina tales aspectos como el manejo, el tipo de alimentación, la falta de conocimientos de los cuidadores sobre el manejo caballar, entre otros. Por ello es indispensable llevar un adecuado programa de vacunación, un correcto manejo sanitario y control de salida y entrada de animales a la zona de explotación (Nachon & Bosisio, 2005; citado en Morocho & Duchimaza, 2018: p.43). En la siguiente tabla se indican las principales enfermedades infecciosas de los equinos:

Tabla 3-1: Enfermedades infecciosas de los equinos

Zona afectada	Lesión	Causa de Manejo
Músculos y tendones	Flacidez, ruptura, inflamación	Trabajo y deporte con esfuerzointenso.
Articulaciones	Inflamación	Traumas o infecciones
Huesos	Luxaciones Fracturas	Golpes fuertes y traumas
Cascos	Fisura del casco Abscesos Infecciones de ranilla Laminitis	Deficiencia nutricional Clavos incrustados Pesebrera húmeda y sucia. Alimentos concentrados en exceso.

Fuente: (Acero, 2008; citado en Morocho & Duchimaza, 2018: p. 46).

Es un hecho que la gran cantidad de parásitos provocan debilidad y baja en la libido ocasionando un deficiente desempeño reproductivo; por ello es necesario realizar de manera preventiva una desparasitación de manera regular, hay que considerar que algunos desparasitantes causan debilidad por lo que es necesario realizar esta acción antes del empadre (Davies, 2005; citado en Montalvo, 2019: p.6).

1.2.8 FÁRMACOS Y HORMONAS

El desequilibrio hormonal y los fármacos que contengan esteroides pueden causar la emisión de células espermáticas inmaduras que no van a ser fértiles dando como consecuencia que el semental equino sea infértil (Mirabal, 2018).

Según (Requena, 2018: p. 88) está probado que al emplear tratamientos hormonales para inducir celos es posible mejorar las tasas de gestación al final de la temporada reproductiva.

Hanlon y Firth (2012; citados en Requena, 2018: p. 88), se logró adelantar el primer celo de la temporada y extender el tiempo de la temporada reproductiva para tener más celos y aumentar la probabilidad de éxito.

1.2.9 Actividad física

(Squires, 2003; citado en Montalvo, 2019: p.5) manifiesta que el semental debe contar con una excelente condición corporal para lo cual es importante realizar ejercicio libre sea en el potrero o en un corral grande, esta actividad promueve la reducción del aburrimiento, condiciones de estrés y vicios.

1.3 Comportamiento sexual en sementales equinos

Según (Davies, 2003; citado en Nevarez, 2011: p.11) el temperamento reproductivo que presenta un semental equino es el comportamiento frente la hembra en celo y determina la reacción en tiempo y número de montas que este da en un determinado tiempo dicha conducta está controlada por la producción de testosterona. Es posible evaluar la libido que se presenta al momento de reaccionar frente a la yegua en estro dependiendo de la experiencia, alimentación y manejo durante el periodo reproductivo, los principales momentos en el comportamiento sexual se indican en la (figura 7-1) como indica (Álvarez et al., 2009; citado en Montalvo, 2019: p.1).

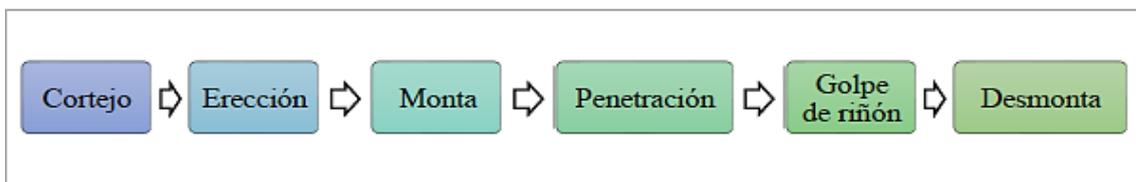


Figura 7-1: Momentos del comportamiento sexual en el semental equino.

Fuente: (Álvarez et al., 2009; citado en Montalvo, 2019: p.1).

Realizado por: Sañaicela, Bladimir, 2022.

Es importante observar todas las extremidades del semental por si existiese alguna anomalía para darle una solución inmediata y así disminuir las afecciones o incomodidades que impidan la cópula (Knottenbelt et al., 2003; citado en Montalvo, 2019: p.5).

La libido se manifiesta por el interés evidente del reproductor por la hembra; es característico por: relinchos, elevación del labio superior, briosidad por montar a la yegua, protrusión y erección del pene, este comportamiento se presenta desde la visualización de la yegua hasta que se da la erección del pene (Dowsett, 1988; Caudle & Fayrer-Hosken, 1989; citado en Sánchez, 1992).

Para propiciar el normal comportamiento reproductivo del semental principalmente se conforma un harem mismo que necesita tener un mantenimiento, a continuación se da el cortejo y finalmente el apareamiento (McDonnel, 2006, Montalvo, 2019: p. 6). El comportamiento sexual de los sementales se divide en: cortejo y apareamiento como indica Trejos (2009; citado en Montalvo, 2019: p.1).

1.3.1 Cortejo

El comportamiento del macho se caracteriza por el acercamiento a la hembra siempre manteniendo el cuello arqueado y la cola levantada; escarba y relincha, demuestra interés por la hembra en días previos al estro, se comporta agresivo (UCO, 2005; citado en Montalvo, 2019: p.7).

El cortejo es fundamentalmente una coordinación entre el macho y la hembra el mismo que llevara al coito en coordinación con las posturas corporales, los estímulos son dirigidos principalmente por la hembra que dan inicio al cortejo, este comportamiento es evidente si la crianza es extensiva; en general se considera que la separación entre machos y hembras a temprana edad tiene efectos negativos (Manteca, 2009; citado en Montalvo, 2019: pp. 2-3).

1.3.1.1 Influencia del estímulo

Además de las coordinaciones posturales se dan estímulos auditivos, odoríferos y gustativos, se presencia orina por parte de la yegua para la ejecución del coito que permite verificar la receptividad de la hembra, otros estímulos tienen origen a partir de las feromonas liberadas en esta etapa, tomando en consideración que los estímulos están en función de su naturaleza así el animal puede asociar el incremento del deseo sexual por medio de la asociación aprendida que le proporciona la orina de la hembra en estro aunado a la visión del objeto sexual teniendo como resultado que si existe una elevada presión de estímulos se brindaría un alto nivel de respuesta hasta expresar el máximo del potencial reproductivo, caso contrario con una baja presión de estímulo no se expresaría comportamiento alguno (UCO, 2005; citado en Montalvo, 2019: p. 7).

1.3.2 Apareamiento

El apareamiento comienza cuando el macho descansa sobre el tren posterior de la hembra abrazándola con sus extremidades anteriores, después se producen los movimientos pélvicos para lograr la cúpula y posteriormente la eyaculación donde previamente se evidencia los movimientos de elevación y descenso de la cola (Álvarez et al., 2009; citado en Montalvo, 2019: p. 3).

1.4 Evaluación reproductiva del equino

(Zarco, 2000; citado en Montalvo, 2019: p. 4) menciona que el determinar el comportamiento equino mediante una valoración del comportamiento indica si presenta la capacidad física y el

comportamiento para desempeñarse como reproductor en este incluye todos los aspectos de la conducta sexual y también la producción de semen, el número de espermatozoides viables, evaluación sanitaria de enfermedades transmisibles todo para asegurar un desempeño reproductivo satisfactorio.

Durante la valoración se evalúa la habilidad del semental, libido, posibles problemas congénitos que puedan disminuir la fertilidad y vida sexual, valoración seminal y conformación del semental, facilidad para ejecutar la monta, igualmente se analiza el historial reproductivo, el temperamento, aplomos y el examen del tracto reproductivo así como la realización de exámenes que descarten enfermedades (Blanchard et al., 2003; citado en Montalvo, 2019: p. 4).

1.5 Colecta del semen

La colección de semen es una técnica que se viene implementando a partir del año 1322, en el cual se han utilizado diferentes tipos de materiales como las esponjas, condones y muchos tipos de yeguas que facilitan la colección de material seminal, la colección se hace sobre una yegua o una yegua fantasma con el uso de una vagina artificial, la cual nos permite simular las condiciones fisiológicas para la supervivencia de los espermatozoides con el uso de una vagina artificial que brinda un control sobre la presión y la temperatura y además permite estimular al semental equino de forma correcta para lo cual previamente se debe planear las actividades a realizar para lo que se dispone de personal, un manejador del garañón que se encarga de conducir al semental hacia la yegua fantasma, otra persona se encarga de lavar el pene antes y después de la colección, también hay un encargado de manejar a la yegua para estimular al garañón y el encargado de la colección, este último en especial debe usar casco y botas con protección. La colección se debe realizar rápido y en silencio, es importante que el ambiente sea tranquilo para evitar distracciones (Boeta et al., 2017: pp. 25-26).

Para evaluar la capacidad reproductiva de los sementales se realiza la colecta seminal como control rutinario de la calidad del semen además se realiza un diagnóstico de infertilidad y posteriormente se efectúa la inseminación artificial con semen fresco, refrigerado o congelado (UCO, 2005; citado en Montalvo, 2019: p.9). Para simular las condiciones naturales de cópula se han ideado técnicas para coleccionar semen como se indica a continuación:

1.5.1 Yegua en estro

Para la colecta se utiliza una yegua en estro a quien se le venda la cola para evitar laceraciones y la penetración. La yegua debe estar bajo sujeción para evitar que lastime al semental equino o al

operador (Galina, 2008; citado en Montalvo, 2019: p.9).

1.5.2 Maniquí

En el caso de usar un maniquí es necesario entrenar al macho durante varias semanas o meses, estimulándolo con la presencia de una yegua en estro para acostumbrarlo al maniquí (Galina, 2008; citado en Montalvo, 2019: p.9)

1.5.3 Vagina Artificial (VA)

La vagina artificial es el método universal más usado para la recolección de semen equino y se basa en un aparato rígido o semirrígido, con sus respectivas mangas de látex, el receptáculo del semen y una válvula de presión (Dalmu, 2012; citado en Tamay & Vélez, 2018: p. 18).

1.5.3.1 Preparación de la Vagina Artificial

En el mercado existen diferentes modelos de vagina artificial entre las que se puede mencionar: la vagina Colorado, Missouri y Hannover, cada una de ellas trabaja bajo los mismos principios en cuanto a aspectos como la temperatura que mantienen y presión que ejerce, este instrumento está constituido por un cuerpo rígido o blando que contiene un apartado donde se agrega agua y un cilindro rígido con un forro interno de goma, una vez armada la vagina artificial se procede a rellenar el espacio entre el forro y la estructura rígida para lo cual se utiliza agua caliente con una temperatura que oscila entre los 45 y 60 °C dependiendo del semental, tipo de vagina a utilizar y la temperatura ambiental, es importante acotar que la cantidad de agua introducida afecta al manejo de la vagina artificial (Boeta et al., 2017: pp. 27-29).

Existe un tubo laxo estéril desechable que estará en contacto con el pene donde la presión sobre el glande y la temperatura del agua son los factores principales que determinan la eyaculación por ello se administra aire para favorecer a la presión, y se lubrica el primer tercio con gel y un guante estéril finalmente en el otro extremo de la vagina se coloca en embudo recolector que contiene un filtro para separar la porción gelatinosa del eyaculado con el fin de no interferir con la evaluación e inseminación hasta el momento de la colección y así evitar la contaminación (Boeta et al., 2017: pp. 27-29).

El agua que contiene la vagina artificial debe extraerse cuanto antes luego del eyaculado, para que el semen fluya dentro del recipiente colector siempre protegiendo el contenido de los rayos ultra violeta del sol. Todo el semen recolectado al usar la vagina artificial no tiene contacto con las

secreciones ácidas vaginales que poseen un efecto espermicida permitiendo. También se han desarrollado dispositivos similares a condones, pero tiene la dificultad de que este material tiende a romperse y desprenderse con facilidad (Dutra et al., 2013: p. 19).

1.5.3.2 Mantenimiento y limpieza de la vagina artificial

Según Ball (2004; citado en Montalvo, 2019: p.9) se aconseja seguir los pasos descritos en la (figura 8-1) para asegurar una correcta limpieza y permitir el mantenimiento de la vagina artificial:

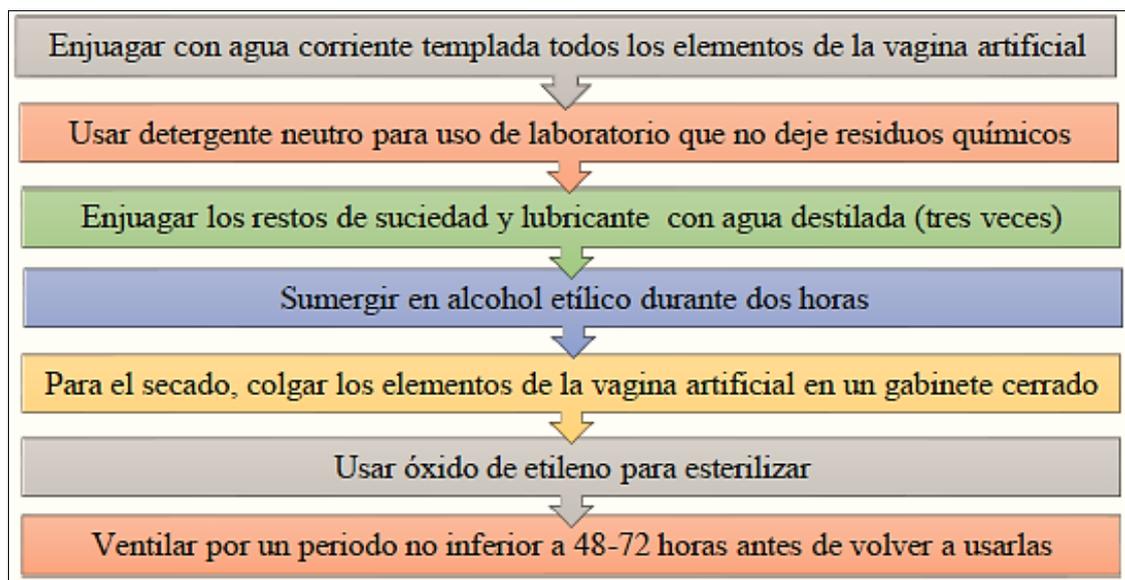


Figura 8-1: Pasos a seguir para el correcto mantenimiento y limpieza de la vagina artificial.

Fuente: (Ball, 2004; citado en Montalvo, 2019: p. 10).

Realizado por: Sañaicela, Bladimir, 2022.

1.5.3.3 Extracción y manejo del semen equino

Según (Estévez et al., 2012, p: 6) indican que para obtener el semen equino es necesario contar con un equipo de trabajo calificado que además mantenga una buena relación con el animal a fin de evitar accidentes; debe presentarse un manejador y otra persona que es la responsable de manipular la vagina artificial a fin de evitar accidentes.

Es necesario tener una yegua con comportamiento estral y con buena disposición hacia el padrillo para estimular la erección, una vez que la misma se evidencie se procederá a inspeccionar el órgano copulatorio buscando anomalías, luego se realizará el lavado de la fosa uretral con agua tibia de manera rutinaria, no es necesario usar jabones porque se removería agresivamente la flora bacteriana natural y se promovería el crecimiento de microorganismos dañinos, después del

lavado el pene debe secarse con toallas de papel, luego el semental puede alternativamente montar a la yegua y después ser dirigido rápidamente a introducir más de la mitad del pene dentro de la vagina artificial caso contrario, el glande se dilata y es demasiado grande para permitir la entrada en la VA por lo cual se daría una falla eyaculatoria debido a el manejo inadecuado, si se realiza correctamente el procedimiento es necesario realizar una buena estimulación del glande a fin de que exista la presión adecuada en el fondo de la vagina, el recipiente de recolección debe ubicarse paralelo al piso o hacia abajo para asegurar que el flujo de semen caiga en el recipiente (Dutra et al., 2013: p. 20)

Por otro lado la VA debe mantenerse en un ángulo adecuado al padrillo donde una mano del colector es usada para sujetar la vagina artificial y la otra mano usará el dedo pulgar dorsal y los cuatro dedos restantes se ubicarán ventralmente a la base del pene para palpar los flujos eyaculatorios que son de tres a cinco por eyaculación después de cuatro a cinco empujes, adicionalmente se verifica el zapateo, movimientos de la cola dorsal y ventralmente por último el pene se relaja por ello la mano que está sobre el pene se usa para retirar el semen restante; el agua que contiene la VA debe ser extraída de inmediato luego de la extracción del semen para que el mismo fluya en el recipiente con facilidad (Dutra et al., 2013: p. 20).

1.6 Características del semen equino

El proceso de formación de espermatozoides se denomina espermatogénesis con la formación previa de las espermatogonias y posteriormente cuando el individuo alcanza la madurez sexual con activación hormonal de la testosterona en consecuencia. Las espermatogonias maduran y se transforman en espermatoцитos de primer orden, proceso que se lleva a cabo en la meiosis I y como resultado se obtendrán dos espermatoцитos de segundo orden, tras la meiosis II se producirán cuatro espermátidas. La espermatogénesis dura cincuenta y siete días en promedio, desde la espermatogonia hasta llegar a formar espermatozoides maduros que a su vez son las espermátidas liberadas del epitelio seminífero dentro del lumen tubular (Dutra et al., 2013: p. 14)

Durante la espermatogénesis se forma el acrosoma a partir del complejo de Golgi, a continuación se concentra y se alarga el núcleo posteriormente se forma el flagelo, la cabeza del espermatozoide es la portadora del material genético, la parte media contiene las mitocondrias brindan la energía necesaria para producir el movimiento de la cola (Dutra et al., 2013: p. 15)

De toda la capacidad espermatogénica potencial del testículo sólo el 25% consigue ser apto para la fecundación. La producción espermática diaria se determina después de cinco a siete días de colectas, con esta información el propietario puede saber cuántas yeguas podrá inseminar su

padrillo diariamente (Dutra et al., 2013: p. 15).

1.6.1 Componentes y fracciones del semen en equino

El semen está compuesto por los espermatozoides y el plasma seminal, este último es el sustrato para los espermatozoides y también tiene una función protectora ante variaciones osmóticas, los protege de las fluctuaciones osmóticas y sirve como coagulante (Morel, 1999; citado en Montalvo, 2019: p.13). A continuación, se indican las características o componentes del semen equino en la (tabla 4-1).

Tabla 4-1: Características o componentes del semen equino

Característica o componente	Valores
Volumen eyaculado (ml)	60 - 100
Concentración espermática (millones/ml)	150 - 300
Espermatozoides/eyaculado (billones)	5 - 15
Motilidad espermática (%)	40 - 75
Espermatozoides normales (%)	60 - 90
Proteína (g/100 ml)	1.0
pH	7.2 - 7.8
Fructosa (mg/100 ml)	2
Sorbitol (mg/100 ml)	20 - 60
Ácido cítrico (mg/100 ml)	8 - 53
Inositol (mg/100 ml)	20 - 47
GPC (mg/100 ml)	40 - 100
Ergotioneína (mg/100 ml)	40 - 110
Sodio (mg/100 ml)	257
Potasio (mg/100 ml)	103
Calcio (mg/100 ml)	26
Magnesio (mg/100 ml)	9
Cloro (mg/100 ml)	448

Fuente: (Ball, 2004; citado en Montalvo, 2019: p.16)

Romero (2015; citado en Montalvo, 2019: p.14), indica que la fase de eyaculación posee tres fracciones como indica la figura 9-1.

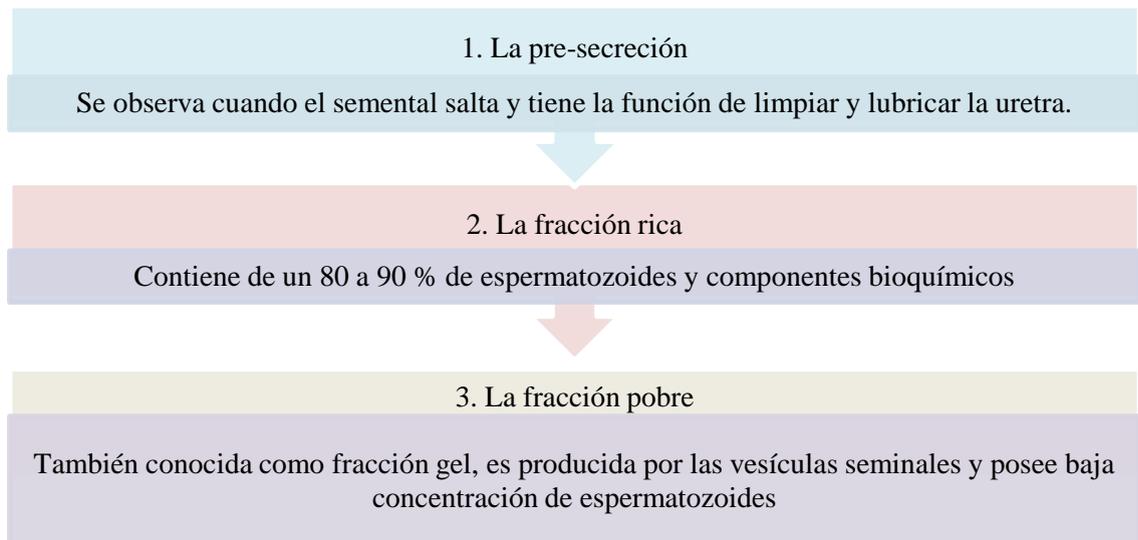


Figura 9-1: Fracciones de la fase de eyaculación.

Fuente: (Mann, 1975; citado en Montalvo, 2019: p. 10).

Realizado por: Sañicela, Bladimir, 2022.

1.7 Evaluación seminal

Después de colectar el semen es importante evitar que la muestra se contamine, el recipiente donde el mismo está contenido no debe estar expuesto a la luz directa, agitación del contenido ni a cambios bruscos de temperatura para lo cual primero es conveniente depositar la muestra en una incubadora o someterlo a baño María a una temperatura de 38°C para evitar el shock térmico, antes de efectuar la dilución se es necesario retirar la porción gelatinosa mediante un proceso de filtrado en el laboratorio, la valoración del semen debe realizarse lo más rápidamente posible después de su obtención pues el líquido seminal del eyaculado altera las características móviles de los espermatozoides (Dutra et al., 2013: p. 15).

La evaluación seminal involucra tanto el análisis macroscópico como el análisis microscópico del semen, los resultados de dichos estudios permiten obtener datos confiables de aspectos como: volumen, aspecto y pH, la concentración, motilidad, morfología y longevidad de los espermatozoides con el fin de establecer si el semen del equino seleccionado es apto para preñar (Dutra et al., 2013: p. 15).

1.7.1 Evaluación macroscópica

(Boeta et al., 2017: pp. 27-29), mencionan que la evaluación macroscópica del semen constituye la observación superficial del mismo, la muestra debe poseer una coloración blanquecina o grisácea-blanquecina, cualquier otra coloración puede indicar una posible patología por ejemplo, el olor a orina en la muestra una coloración amarillenta indica la presencia de urospermia, si en la muestra

existe sangre posiblemente se trate de hemospermia.

Es importante considerar que la calidad del semen se ve afectada por diversos factores entre los cuales podemos nombrar: causas hereditarias, factores nutricionales, manejo y sanidad animal, integridad física y mental, comportamiento sexual y algunos desórdenes reproductivos presentes y otras alteraciones patológicas (Romero, 2015; citado en Montalvo, 2019: p. 15).

1.7.1.1 Volumen del eyaculado

Gómez (2011; citado en Montalvo, 2019: pp. 16-17) menciona que usualmente el volumen oscila entre 20-150 ml, posteriormente se colecta el volumen de semen libre de gel, se estimaron variaciones dependiendo del individuo, la raza, régimen sexual, fotoperiodo, método de recogida, etc.

Se lo mide en una probeta aforada y cuidando la temperatura para no afectar la viabilidad de la esperma recolectada, también es fundamental considerar tanto el volumen de semen recolectado como la concentración de espermatozoides porque son indicadores del número total de esperma eyaculado por el semental (Warren, 1977 & Love, 2016; citado en Tamay & Vélez, 2018: p. 20).

1.7.1.2 Color y consistencia del eyaculado

Según Palma (2008; citado en Tamay & Vélez, 2018: p. 20) menciona que el color normal del semen varía de blanquecino, blanco grisáceo, cenizo, mientras más blanco lechoso sea la muestra, mejor será la concentración espermática, si existen colores u olores anormales puede ser indicativo de problemas. La consistencia varía entre acuosa y lechosa.

1.7.1.3 pH y olor del eyaculado

El pH del eyaculado está entre 7,2 y 7,6 en equinos, la evaluación debe realizarse lo más rápido posible después de la recogida seminal pues mientras más avance el tiempo dará lugar a la formación de ácido láctico lo que alteraría la muestra, el pH se relaciona inversamente con respecto a la concentración de la esperma debido a que en el proceso del metabolismo espermático se acidifica el medio. Para medir el pH se utilizan bandas reactivas o peachímetro en laboratorio (Palma, 2008; citado en Tamay & Vélez, 2018: p. 20).

Cuando existe una infección de las glándulas accesorias el pH se puede alterar, un pH alto puede ser indicativo de contaminación del eyaculado o puede señalar lesiones inflamatorias del tracto genital. El olor del eyaculado es considerado *sui generis*, lo que indica que es un olor propio de

semen según la especie (Boeta et al., 2017: p. 30).

1.7.1.4 Presencia de gel

Blanchard (2003; citado en Dutra et al., 2013: p. 15) menciona que la cantidad de gel en la muestra dependerá de la cantidad usada en la vagina artificial para lubricarla pues podría afectar a la muestra obtenida en caso de que este contenga productos espermicidas, por ello se deberá separar la fracción gel del eyaculado, en esta fracción existen pocos espermatozoides que generalmente están muertos ya que constituye la última porción del eyaculado.

Para separar el gel realizamos la aspiración con una jeringa estéril y bajo decantación o mediante filtración con una gasa o con un sistema incorporado a la vagina artificial para posteriormente medir el volumen extraído (Blanchard, 2003; citado en Dutra et al., 2013: p. 15).

1.8. Preparación y transporte

Durante la colección de semen y su posterior transporte al laboratorio, tanto la muestra como el instrumental utilizado debe mantenerse a 37 °C hasta su evaluación, para el análisis bajo microscopio es conveniente usar el mencionado instrumento con una platina térmica y también calentar los porta y cubreobjetos y pipetas para evitar el shock de frío (Dutra et al., 2013: p. 23).

Posteriormente es necesario enfriar el contenido manteniendo curvas de temperatura constantes y velocidades de enfriamiento adecuadas entre 0,03°C y 0,05 °C por minuto. Generalmente el semen se mantiene refrigerado a una temperatura óptima de entre 4 °C y 6 °C, para mantener la motilidad y la capacidad fecundante, para usarlo se lo diluye a una concentración entre 25 y 50 x 10⁶ de espermatozoides por mililitro de solución donde la proporción mínima de diluyente y semen debiera ser mayor o igual a 2:1 (Boeta et al., 2017: pp. 25-26).

1.9. Características microscópicas

(Dutra et al., 2013: p. 15) mencionan que para realizar correctamente la evaluación del semen es necesario contar con personal calificado con la experiencia necesaria para realizar las técnicas de análisis de manera metódica y además contar con las condiciones de laboratorio adecuadas.

1.9.1 Motilidad espermática

Según Montalvo (2019, pp. 18-19) los aspectos más importantes a evaluar dentro de la muestra de

semen son la morfología y la motilidad espermática, esta última permite acceder a información importante tanto de la calidad como de la viabilidad de una muestra donde es posible diferenciar el movimiento total, el movimiento progresivo y el vigor del movimiento, considerando que el desplazamiento de los espermatozoides debe ser progresivo, se observarán trayectorias oscilatorias o describiendo movimientos circulares considerados anormales.

(Boeta et al., 2017: p. 31) indican que para proceder a evaluar la motilidad es necesario que los instrumentos que tengan contacto con el semen estén higienizados y esterilizados a 37 ° C, además se requiere el uso de un microscopio óptico con contraste de fases para realizar la valoración.

1.9.1.1 Movimiento total

El movimiento total es el porcentaje de espermatozoides que son móviles, dicho porcentaje en la muestra debe ser de sesenta a noventa por ciento como indica Montalvo (2019, p. 18).

Para definir si los espermatozoides son móviles deben cruzar el campo microscópico rápidamente, es importante observar el movimiento de la cola del espermatozoide la cual debe rotar 360°, caso contrario se los consideraría como espermatozoides muertos (Long et al., 1993; citado en Montalvo, 2019: p. 18).

1.9.1.2 Movimiento progresivo (motilidad individual)

La motilidad individual es el porcentaje de espermatozoides con recorrido en línea recta cuyo rango posible tiene un porcentaje de 40 % a 90 %, aunque el cincuenta por ciento es el mínimo aceptable al momento de determinar el movimiento progresivo (Gómez, 2011; citado en Montalvo, 2019: p. 18).

1.9.1.3 Vigor de movimiento

El vigor de movimiento se evalúa al mismo tiempo que la motilidad individual, determinando la velocidad con la que los espermatozoides atraviesan el campo para lo cual se usa una escala de cero a cinco, donde cero representa a los espermatozoides inmóviles y cinco a los espermatozoides más veloces difíciles de seguir visualmente (Varner, 2008; citado en Montalvo, 2019: p. 19). En la (figura 10-1) se indican los diferentes instrumentos de evaluación que permiten realizar el conteo de espermatozoides en el eyaculado entre los que podemos mencionar:

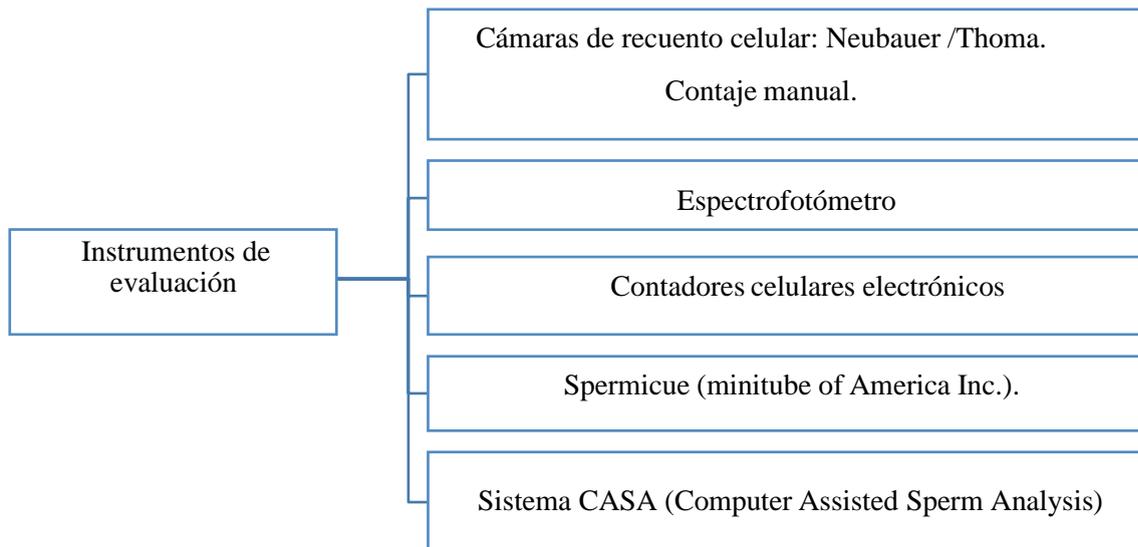


Figura 10-1: Instrumentos de evaluación de la concentración espermática.

Fuente: (Miró & Ocaña, 2006; citado en Montalvo, 2019: p. 17).

Realizado por: Sañaicela, Bladimir, 2022.

1.9.1.4 Vitalidad espermática

Montalvo (2019, p.21) indica que la vitalidad espermática se encarga de realizar una valoración indirecta mediante la integridad de la membrana plasmática utilizando diferentes tinciones: la tinción de Eosina-nigrosina se encarga de pintar las cabezas de los espermatozoides muertos de violeta, tinciones del acrosoma, el test de inmunofluorescencia y marcado con anticuerpos monoclonales, dicha valoración se realiza bajo microscopía de campo claro, ocurre de la misma con la microscopía de ópticas de contraste de Normarski (Dutra et al., 2013: p. 18).

Otra técnica para evaluar la integridad de los espermatozoides es la microscopia electrónica que puede ser de transmisión o de barrido, misma que tiene un alto coste y al ser altamente compleja es poco práctica, así mismo permite evaluar concretamente la integridad de la membrana plasmática del espermatozoide, dando resultados fiables (Rodríguez-Martínez et al., 2001; citado en Buzón, 2013: p. 37).

Actualmente existen nuevas técnicas de evaluación de la membrana plasmática del espermatozoide para lo cual se hace uso de sondas fluorescentes conocida como microscopia de fluorescencia o citometría de flujo (Garner and Hafer, 1996; Maxwell, 1996; citado en Buzón, 2013: p. 38).

La técnica antes descrita indica la viabilidad de la célula espermática con alto porcentaje de veracidad (Graham et al., 1990; Johnson et al., 1996; citado en Buzón, 2013: p. 38).

La técnica del fluorocromo específico del ADN Hoechst 33258 la cual incrementa la fluorescencia de estos espermatozoides, este método se encarga de penetrar en aquellas células espermáticas que mantengan la membrana deteriorada, fijándose al ADN espermático (Cross et al., 1986; citado en Buzón, 2013: p. 38).

1.9.2 Concentración espermática

La concentración espermática ayuda a evaluar la capacidad de producción de espermatozoides y a calcular el número de dosis que puede llegar a producir el semental por eyaculado, por lo tanto se evidencia la correlación entre la concentración y fertilidad (Olegario, 2012; citado en Montalvo, 2019: p. 17).

El rango de concentración espermática varía entre 150 a 300 x 10⁶ /ml, con una concentración total de 1 a 20 billones de espermatozoides en cada eyaculación (Boeta et al., 2017: p. 31).

1.10. Morfología espermática

Según Muiño (2013; citado en Montalvo, 2019: p. 19) la morfología espermática es el estudio de espermatozoides que se basa en la relación directa entre la proporción de espermatozoides anormales encontrados en la muestra de semen y su relación con la fertilidad in-vivo. Los espermatozoides normalmente poseen una longitud de 6,62 µm y una anchura de 3,26 µm como indica (Hidalgo et al., 2005; Samper, 2009; citado en Buzón, 2013: p. 40).

La morfología espermática constituye el método idóneo dirigido a evaluar la fertilidad del semental donde se determina el porcentaje de espermatozoides que presentan alteraciones dentro de una muestra diluida que permite observarlos individualmente bajo el microscopio, en este estudio un solo espermatozoide que tenga más de una anomalía debe ser contabilizado como parte del total de espermatozoides (Dutra et al., 2013: pp. 18).

1.10.1 Tipos de anomalías espermáticas en sementales equinos:

(Jasko et al., 1990; citado en Buzón, 2013: p. 40) menciona que usualmente se usan dos tipos de clasificación o sus combinaciones. Al momento de distinguir las anomalías espermáticas en sementales equinos podemos mencionar:

1. Las anomalías espermáticas pueden clasificarse en función de su origen como se indica en la (figura 11-1), mencionado por Varner (2008; citado en Buzón, 2013: p. 40).

Defectos primarios	Defectos secundarios	Defectos terciarios
<ul style="list-style-type: none"> • Anormalidades severas • Origen: Espermatogénesis • Detectadas mediante la evaluación morfológica • Son anomalías relacionadas con la fertilidad de los sementales. 	<ul style="list-style-type: none"> • Considerados como menos graves • Estas anomalías se presentan durante la migración espermática a través del epidídimo o durante su almacenamiento. 	<ul style="list-style-type: none"> • Se producen de forma iatrogénica o como consecuencia del manejo del semen durante su procesado y/o evaluación

Figura 11-1: Anomalías clasificadas en función de su origen.

Fuente: (Samper, 2009; citado en Buzón, 2013: p. 40).

Realizado por: Sañaicela, Bladimir, 2022.

2. Las anomalías espermáticas clasificadas en función de la estructura alterada del espermatozoide donde se pueden mencionar: las anomalías de la cabeza, anomalías de la pieza intermedia y de la cola del espermatozoide (Jasko et al., 1990; citado en Buzón, 2013: p. 40).

(Dutra et al., 2013: p.19), indican que una muestra de eyaculado con más del cuarenta por ciento de anomalías morfológicas es indicativo de teratospermia originada principalmente por diversas razones como: la degeneración testicular, enfermedades epididimales y otros problemas de salud en el semental debido a factores genéticos o por falta de buen manejo por parte de los propietarios.

Según (Wenli, 2010; citado en Montalvo, 2019: p.14) indica que, morfológicamente los espermatozoides de la especie equina presentan las siguientes características: cabeza asimétrica con posición abaxial de la cola, acrisma poco voluminoso, presencia de microtúbulos en el cuello, además se ha reportado que del 51 % al 89% son espermatozoides normales y en promedio el 9.5% presentan anomalías como se indica en la siguiente gráfica:

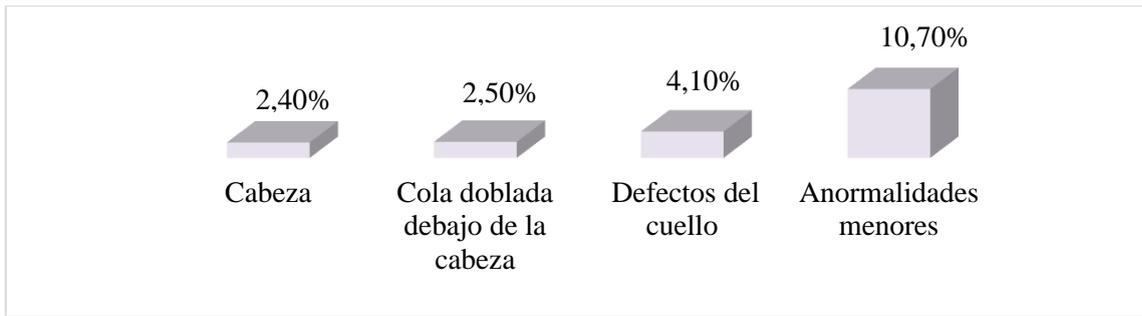


Gráfico 1-1: Gráfica de barras de las anomalías presentes en la estructura del espermatozoide.

Fuente: (Wenli, 2010; citado en Montalvo, 2019: p.14)

Realizado por: Sañacela, Bladimir, 2022.

Dentro del porcentaje de anomalías menores se encuentran la existencia de 6,9 % de espermatozoides con colas dobladas, la pérdida de porciones de la cabeza representa el 1,4 % y la pérdida del acrosoma con el 2 % (Wenli, 2010; citado en Montalvo, 2019: p.14).

1.11 Criopreservación

(Peña et al., 2011; Pérez, et al, 2017: p. 919) menciona que la criopreservación es un método que ha facilitado el comercio nacional e internacional del semen equino pues brinda la posibilidad de almacenamiento de semen fuera de la época de apareamiento, ayuda al control de la diseminación de enfermedades venéreas, aumenta la disponibilidad de material genético de calidad con las características deseadas, facilitando así los trabajos de reproducción asistida y permite la correcta inseminación de varias yeguas con un solo eyaculado, pero la calidad de dicho semen posee menos calidad a comparación del semen fresco o refrigerado.

La reducción de la fertilidad en el semen crioconservado se atribuye a los cambios que sufre la célula espermática durante la congelación que tiene como resultado la pérdida de la integridad y la función de la membrana plasmática se ve disminuida por efecto del choque térmico, estrés osmótico y oxidativo además de la formación de cristales de hielo y a la apoptosis (Parks y Graham, 1992; Pérez, et al, 2017: p. 919).

La viabilidad del semen refrigerado es capaz de mantenerse hasta por 48 horas a 5 °C de almacenamiento; sin embargo, para poder obtener ventajas en la inseminación artificial, es necesario un periodo prolongado de almacenamiento como indica Pérez (2017, p. 924).

1.12 Diluyente

La criopreservación del semen equino es determinante tanto para la criotolerancia como para la

capacidad fecundante post-descongelación de las células espermáticas, existen diluyentes de semen equino comercial usado para dar el ambiente óptimo y protector para las células espermáticas frágiles (Restrepo, 2013).

Para mejorar la fertilidad del semen equino que se sometió al proceso de criopreservación se evaluaron alternativas como crioprotectores de bajo peso molecular como los crioprotectores a base de glicerol o etilenglicol, dichas moléculas penetran fácilmente en las membranas celulares y evitan la toxicidad osmótica (Neira, Ramírez, García & Moreno, 2007; Squires, Keith & Grahman, 2004; citado en Restrepo, 2013), consecuentemente (Salazar et al., 2011; Ball, Medina, Gravance & Baumber, 2001; Baumber & Ball, 2005; citado en Restrepo, 2013) indican que es posible potenciar los beneficios de sustancias crioprotectoras dentro de las fórmulas de los diluyentes entre los que se pueden mencionar los químicos para ajustar el pH y la osmolaridad, así como la utilización de antibióticos con el fin de inhibir el crecimiento bacteriano y de diversas sustancias antioxidantes

1.13 Ventajas y desventajas de la inseminación artificial (IA)

Las ventajas y desventajas de la inseminación artificial se describen a continuación en la figura 12-1.

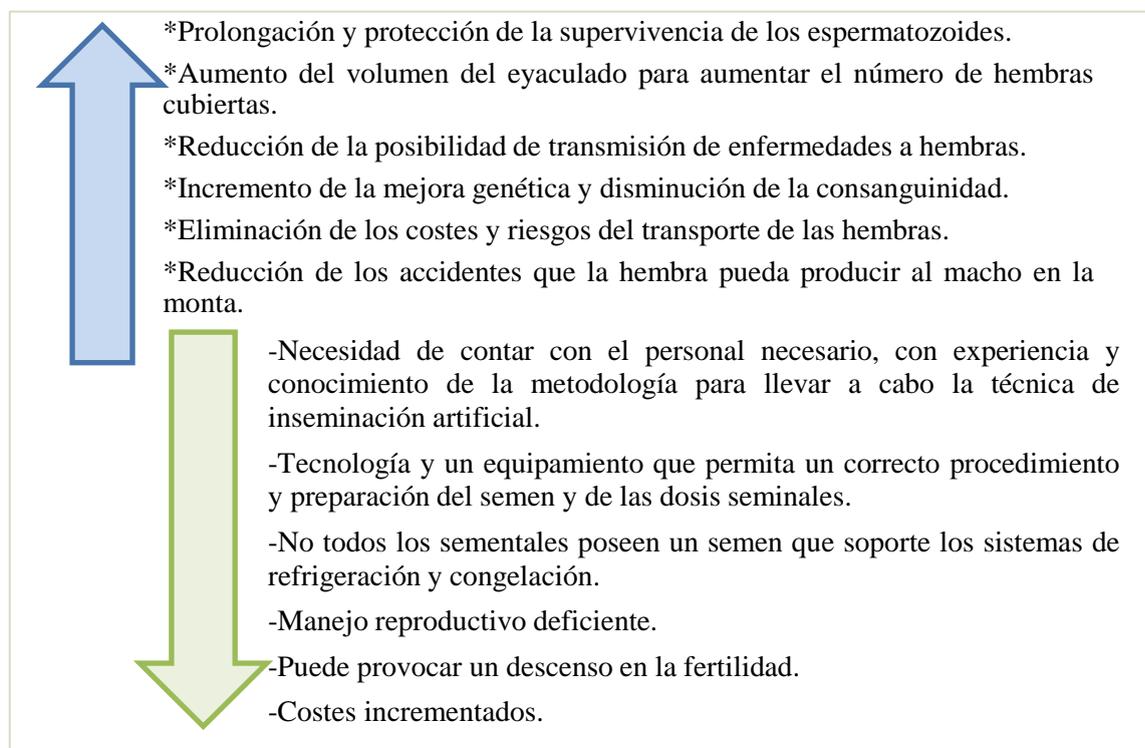


Figura 12-1: Ventajas de la inseminación artificial.

Fuente: (Estévez et al., 2012: pp. 10-11).

Realizado por: Sañacela, Bladimir, 2022.

CAPÍTULO II

2. MARCO METODOLÓGICO

2.1 Localización y duración del experimento

Esta investigación se realizó en la Unidad académica y de investigación en equinos de la Estación Experimental Tunshi, de la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo ubicada en el kilómetro 12 vía a Licto, cantón Riobamba, Provincia de Chimborazo. Las condiciones meteorológicas se detallan a continuación

Tabla 1-2: Condiciones meteorológicas de la zona

PARÁMETRO	UNIDAD	PROMEDIO
Temperatura	°C	14 - 15
Humedad atmosférica	%	76,2
Precipitación	Mm	842
Altitud	msnm	2712
Velocidad de viento	Km/h	15

Fuente: Estación Meteorológica, Facultad de Recursos Naturales. ESPOCH (2020)

Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022

2.2 Unidades Experimentales

En la presente investigación se utilizó 3 sementales equinos de la Estación Experimental Tunshi, la edad promedio de los animales fue de 4 años.

Se aplicó un diseño completamente al azar con arreglo combinatorio de factores en donde el factor A corresponderá al semen y el factor B corresponderá a la raza de equinos

2.3. Materiales, equipos e instalaciones.

2.3.1. De Campo

- Cuerdas
- Overol
- Botas
- Vendas
- Guantes de manejo

2.3.2. Instrumentos

- Colector de semen
- Diluyente INRA 96
- pH metro o medidor de pH
- Papel aluminio

2.3.3. De oficina

- Cámara fotográfica
- Laptop
- Registros de manejo, producción y reproducción
- Libreta de apuntes

2.3.4. De laboratorio

- Porta y cubre objetos
- Cámara de Neubauer
- Baño maría
- Vagina artificial
- Papel absorbente
- Masacrilla
- Etiquetas
- Microscopio

2.3.5. Sementales

- Tres caballos en edad reproductiva

2.4 Instalaciones

En la presente investigación se utilizó las instalaciones de la Estación Experimental Tunshi de la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo en la cual se encuentran los sementales de los cuales se tomaron las muestras para el estudio de laboratorio.

2.5 Tratamiento y diseño experimental

En la presente investigación se utilizaron 3 sementales equinos, los cuales fueron sometidos a tres extracciones de semen con lapsos de quince días. Tras la primera extracción de semen se empaquetaron 10 pajuelas y se realizó un análisis macroscópico y microscópico en semen fresco. La segunda extracción de semen se sometió a dilución con INRA 96 a temperatura medio ambiente y se procesaron 10 pajuelas por muestra, las cuales fueron sometidas a los diferentes análisis. Finalmente, la tercera extracción de semen, se diluyó con INRA 96 pero refrigerándolo a 5°C por 48 horas, se empaquetaron 10 pajuelas y se procedió con los análisis. Obtuvimos un diseño experimental completamente al azar combinatorio con dos factores: A que corresponde al semen de los equinos y B que corresponde a la raza.

$$Y_{ijk} = \mu + \alpha_i + \beta_j + (\alpha_i * \beta_j) + \xi_{ijk}$$

Dónde:

Y_{ijk} = Una observación cualquiera

μ = Efecto de la media por observación
 α_i = Efecto del factor A

β_j = Efecto del factor B

$\alpha_i * \beta_j$ = Efecto de la interacción entre el factor A y el factor B

2.6. Esquema del experimento

El esquema de experimento que se utilizó en el desarrollo de la presente investigación se detalla a continuación:

Tabla 2-2: Esquema experimental

TRATAMIENTO	RAZA	CÓDIGO	NÚMERO DE PAJUELAS POR MUESTRA OBTENIDA	T.U.E	ANÁLISIS POR MUESTRA DE PAJUELAS /TRATAMIENTO
	1	SF1	10	1	1
Semen Fresco	2	SF2	10	1	0
	3	SF3	10	1	10
	1	SD1	10	1	10
Semen Diluido	2	SD2	10	1	10
	3	SD3	10	1	10
	1	SSD1	10	1	10
Semen diluido	2	SSD2	10	1	10
5° C	3	SSD3	10	1	10
TOTAL					90

T.U.E: Tamaño de la unidad experimental

Realizado por: Sañicela, Luis, 2022.

2.7. Mediciones experimentales

2.7.1. Macroscópicas

- Volumen del eyaculado (ml)
- Color del eyaculado
- Olor del eyaculado
- pH del eyaculado

2.7.2. Microscópicas

- Motilidad en masa (%)
- Motilidad individual progresiva (%)
- Morfoanomalías (%)
- Viabilidad espermática (%)

2.8. Análisis estadístico y pruebas de significancia

Los resultados experimentales de la presente investigación fueron sometidos a los siguientes análisis estadísticos:

- La separación de medidas se utilizará el test pertinente de acuerdo a la prueba de Tukey y a nivel de significancia ($P < 0,05$)
- Estadística descriptiva.

2.9. Procedimiento experimental

2.9.1. De campo

El desarrollo en el campo correspondió respectivamente a la obtención de las muestras de semen de los sementales equinos para ser evaluados con las características macroscópicas como es color, olor, pH y preparación de las mismas con diluyente y diluyente para refrigeración a 5°C por 48 horas para empezar con el análisis de las características microscópicas.

2.9.2 De Laboratorio

Con las muestras obtenidas y previamente preparadas con diluyentes se precedió a realizar el análisis microscópico el mismo que nos ayudará a determinar la Motilidad masal (%), Motilidad individual progresiva (%), Morfoanomalías (%), Viabilidad espermática (%), Daño de ADN (%), que nos permitirá crear una base de datos.

2.10. Metodología de la investigación

2.10.1 Mortalidad individual progresiva

Cuando se habla de la mortalidad individual progresiva se considera en línea recta, se considera que existe un rango que va desde 40 a 90% y se considera un valor aceptable de 50% (González, J. 2013).

2.10.2 Viabilidad espermática

La viabilidad espermática permite conocer el número de espermatozoides vivos dentro de una muestra, dentro de esto se considera que el valor debe ser superior al 60% para considerar en el

valor adecuado, si el valor es inferior al 60% se habla de una muestra muerta o necro zooespérmica

2.10.3. Daño de ADN

Para la valoración del daño de ADN se utiliza una prueba de tinción con la finalidad de observar los daños en los espermatozoides.

2.10.4. Morfo anomalías

Las anomalías morfológicas se basan en una relación directa que existe en proporciones anormales de los espermatozoides a evaluar, sin embargo se dentro de las morfo anomalías se consideran entre el 10 y 25 % cuando se estudia un animal maduro sexual, mientras que cuando se tiene un porcentaje de morfo anomalías con porcentajes superiores se considera una muestra de un animal inmaduro sexual.

2.10.5. Mortalidad en masa

El porcentaje de mortalidad en masas se define en un rango entre 60 – 90%, esto debido a la alta concentración de espermatozoides la prueba se evalúa en escala de 1 a 5 en la cual 1 es el porcentaje más bajo y 5 cuando existe mayor movimiento en espermatozoides de muestra.

2.10.6. pH

La medición del pH se la evalúa en el eyaculado después de ser recogida la muestra del semental en la cual se considera el metabolismo espermático el cuál menciona que acidifica el ph del semen, dentro de este rango se considera un pH de 7.2 – 7.6 siendo un pH ligeramente básico.

2.10.7. Volumen de eyaculado

El volumen de eyaculado depende de la raza, estación del año, edad del animal, y en algunos casos también influye el método de la colecta, se considera o se tiene un rango de volumen de eyaculado entre 20 – 150 ml en equinos.

CAPÍTULO III

3. MARCO DE RESULTADOS Y DISCUSIÓN

3.1. Evaluación de semen fresco y diluido de sementales equinos en la Estación Experimental Tunshi

Los resultados obtenidos de los sementales equinos de la Estación Experimental Tunshi los cuales fueron factor de estudio se describen en la tabla 1-3

Tabla 1-3: Parámetros microscópicos de la evaluación de semen fresco y diluido.

VARIABLES	Semen Fresco		Semen Diluido		Semen Congelado		E.E.	Prob	Sig.
Mortalidad Individual Progresiva	70.6	C	65.77	B	15.43	A	1.03	<0.0001	**
Viabilidad espermática	71.35	B	69.18	B	16.93	A	1.13	<0.0001	**
Daño de ADN	81.39	A	87.64	B	90.97	C	1.57	0.0002	**

E.E.= Error estándar; Prob= Probabilidad; Sig.= Significancia.

Realizado por: Sañicela, Luis, 2022.

3.1.1 Mortalidad individual progresiva (%)

Al analizar la variable mortalidad individual progresiva se puede evidenciar las diferencias significativas en cuanto a los tratamientos en nuestro estudio, teniendo así que en el tratamiento con una elevada mortalidad individual progresiva se manifiesta en el semen diluido con un 70,6%, seguido del semen fresco en el cual presenta un valor de 65,77% y una mortalidad muy baja en el tratamiento con semen congelado teniendo un valor de 15,45 %.

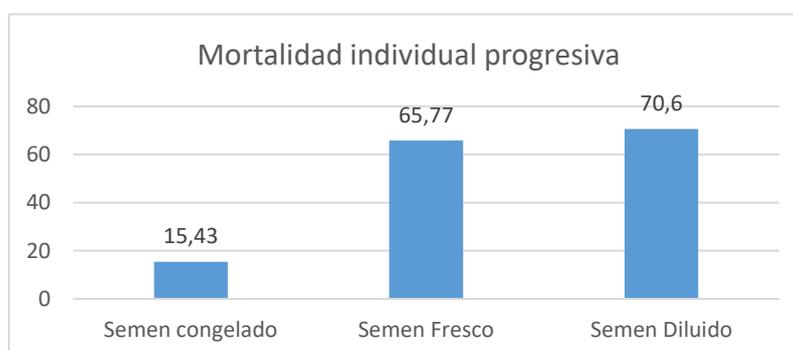


Gráfico 1-3. Gráfica de barras de la mortalidad individual progresiva

Realizado por: Sañicela, Luis, 2022.

(Tamay & Vélez, 2018, pp: 44-45) mencionan que la mortalidad individual progresiva en su estudio obtuvo resultados en semen fresco con un valor bajos de 86.0% y un valor alto de 92.0% en su estudio, en cuanto al semen descongelado presente existe una mortalidad de entre 54.8% y de 57.0%, valores que difieren de nuestra investigación, teniendo una mortalidad en los tres tratamientos muy inferior con respecto a los autores mencionados, esto se puede deber al tipo de alimentación que tienen los sementales.

3.1.2. Variabilidad espermática (%)

En nuestro estudio con respecto a la variable viabilidad espermática existen diferencias significativas entre los tratamientos por lo cual el semen congelado que presenta un valor de 16.93% siendo este el valor inferior en nuestro estudio, valor que difiere con los tratamientos de semen fresco y semen diluido con valores de 71.35% y 69.18% en los cuales no se presenta más que una diferencia numérica entre los tratamientos.

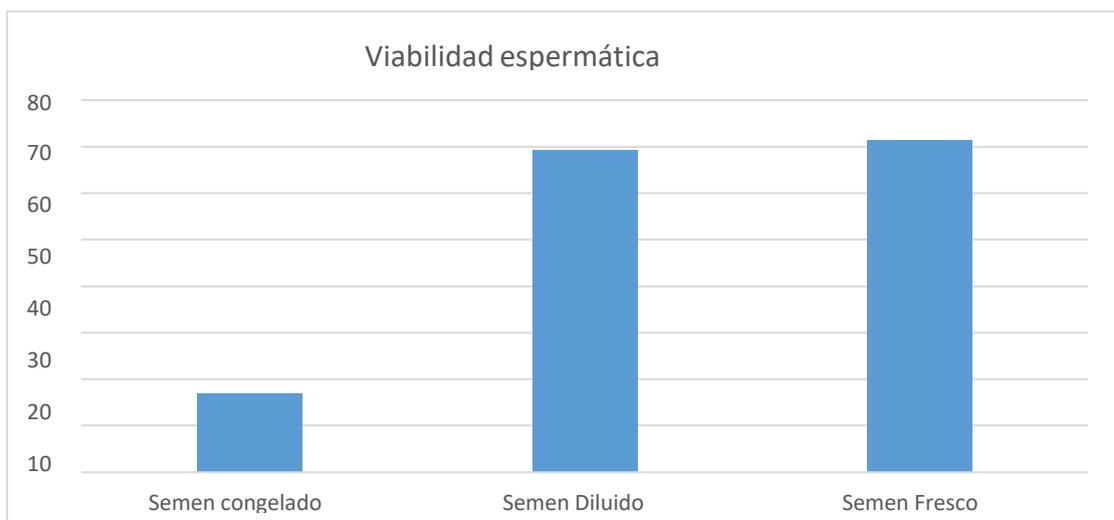


Gráfico 2-3. Gráfica de barras de la viabilidad espermática

Realizado por: Sañacela, Luis, 2022.

Sin embargo (Pérez et al., 2017: p. 6) menciona en sus datos en su estudio de congelación de semen equino con adición dedimetilformamida en la cual la viabilidad espermática presenta un elevado con 76% y valor menor de 64%, datos que se encuentran dentro del rango de nuestro estudio en cuanto al semen congelado.

Mientras que (Giraldo, 2006, p. 10) menciona que en su estudio la viabilidad espermática obtuvo un promedio de $57 \pm 6.4\%$ en el semen fresco, sin embargo, en el mismo estudio en el cual se evaluó a las 24 y 48 horas de congelado se obtuvo los siguientes valores; para el tratamiento con 24 horas

de refrigeración un valor de $50.2 \pm 8.8\%$ y 48 horas un valor de $30.4 \pm 12\%$ valores inferiores a nuestro estudio.

3.1.3. Daño de ADN (%)

El daño del ADN en nuestro estudio presenta diferencias significativas entre los tratamientos, teniendo valores con un porcentaje de 81.39% en semen fresco siendo este el tratamiento de menor valor, el semen congelado presenta un valor de 90.97% siendo este el valor más alto que presenta daño de ADN, y teniendo un valor intermedio con 87.64% en el semen diluido

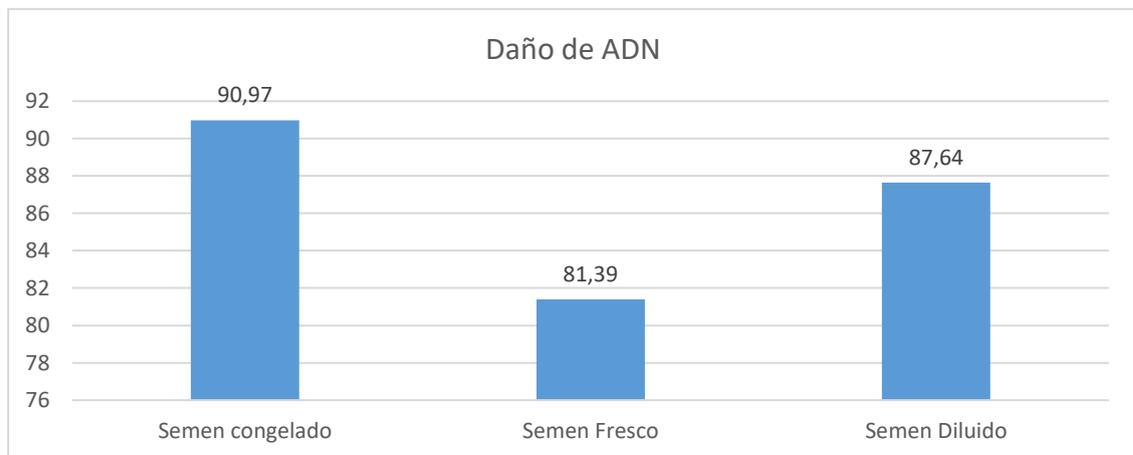


Gráfico 3-3. Gráfica de barras con respecto al daño de ADN

Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

Por otro lado (Salazar, 2013, p. 20) en su investigación evalúa dos diluyentes de congelación en semen equino, en la cual presenta un valor de 13.7% de daño en semen congelado. (Fernández et al., 2007; citado en Salazar, 2013: p. 8) menciona que el daño al ADN se ve influenciado por el shock por frío, mismo que empieza el daño el momento de la descongelación de la muestra, sin embargo, aumenta el daño con la hora de incubación en refrigeración a 5°C .

3.1.4. Morfoanomalías (%)

Las morfo anomalías en nuestro estudio no presenta diferencias significativas en los tratamientos que se evaluaron, sin embargo, presentan diferencias numéricas siendo estos en semen fresco presentando un valor de 19.9% y semen diluido con el 18.94%.

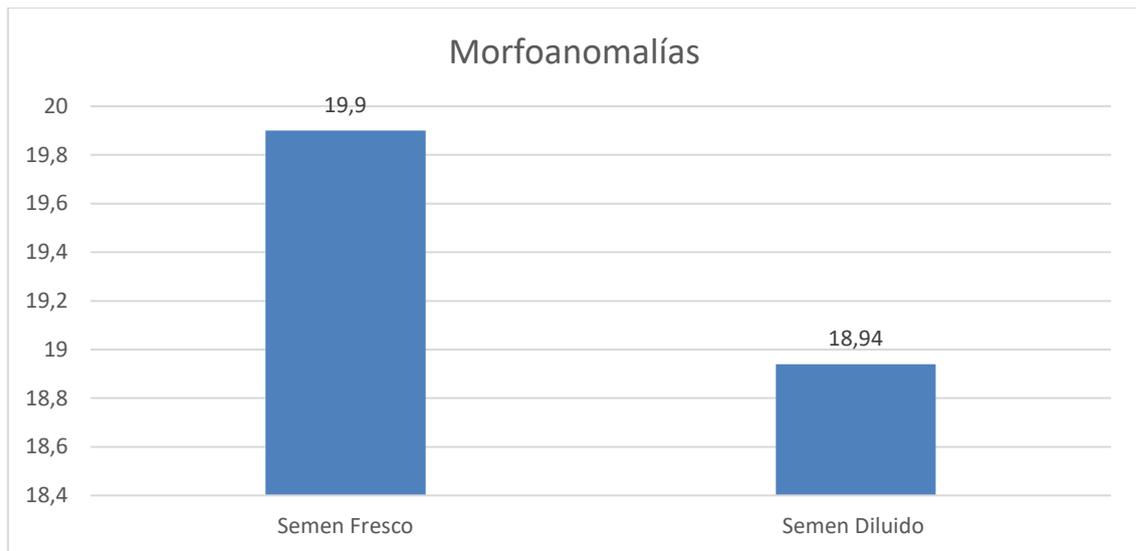


Gráfico 4-3. Gráfica de barras con respecto a las morfo anomalías

Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

(Moreno, 2003. p. 150) menciona que en su estudio se reportó un porcentaje del 19% en morfo anomalías, datos que concuerdan con nuestro estudio, sin embargo se debe considerar que las morfoanomalías se deben a factores como: la alimentación, cambios bruscos de temperatura en el cuerpo del animal y el estrés, debido a estos factores se ve influenciada la concepción en los animales.

3.1.5. Mortalidad en masa (%)

La mortalidad de masa en nuestro estudio se tomó en cuenta el semen fresco para la evaluación de la variable, siendo así que presento un valor del 69.35% en mortalidad en masa.

(Tamay & Vélez, 2018: p. 44-45) menciona que en su estudio realizado presenta valores de 86.0% en semen fresco, en semen descongelado con melatonina un valor de 57% y sin melatonina un valor de 54.8% considerando que la mortalidad espermática se ve influenciada por diversas condiciones externas, las cuales disminuyen la fertilidad de los mismos.

3.1.6. pH

Con respecto al ph dentro de nuestro estudio se evaluó en función de los sementales presentes en la Estación Experimental Tunshi en la cual, el semental PSI (Cruce 1) y 75% Anglo Árabe x 25% Ingles (Cruce 3) presentaron un pH de 7 en el semen eyaculado, mientras qué, el semental 50% Anglo Árabe Ingles x 50% Árabe (Cruce 2) presentó un pH de 6.5.

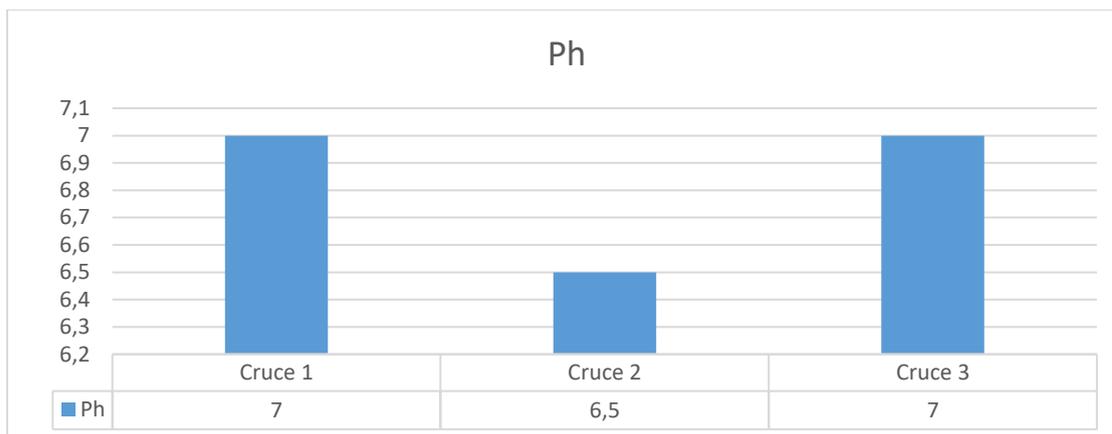


Gráfico 5-3. Gráfica de barras con respecto al pH

Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

(Pérez et al., 2017: p. 5) menciona en su investigación que los caballos criollos colombianos usados en el estudio presentan un pH de siete, datos semejantes al de nuestra investigación en la cual presento valores en un pH de 6.5 y 7.

(Dowsett, 1988; Díaz y Díaz, 1989; citado en Sánchez, 1992) menciona que los pH del semen en potros suelen presentar un valor de 7.0 a 7.5 los cual presenta una característica alcalina.

3.1.7. Volumen de eyaculado

El volumen de eyaculado en el presente estudio en cada semental de la Estación Experimental Tunshi difieren numéricamente entre sí, teniendo un valor alto en eyaculado en el semental 50%AAI x 50%A presentó un volumen de 100ml, mientras que, en el semental 755aa x 25%I presentó un volumen de 65 ml, y finalmente el semental PSI presento un volumen de 25 ml.

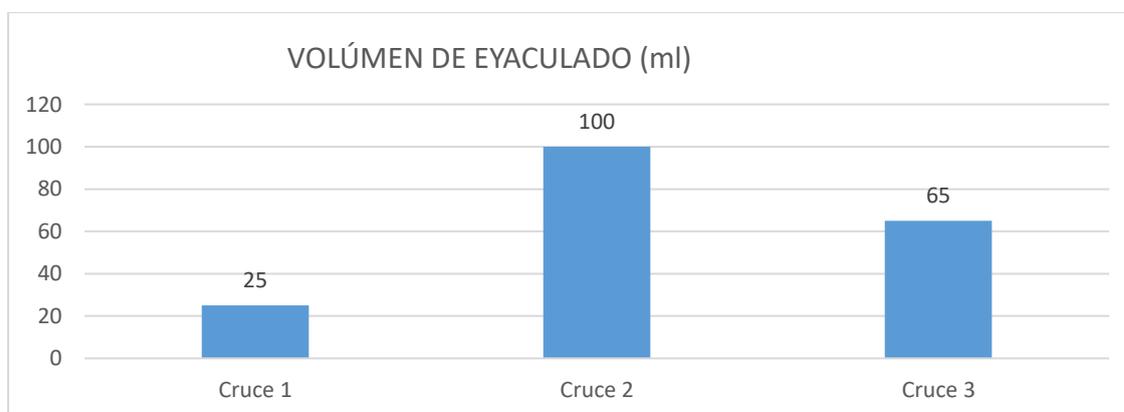


Gráfico 6-3. Gráfica de barras con respecto al volumen de eyaculado

Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

(Tamay & Vélez, 2018, p: 20) menciona que el volumen de eyaculado puede estar en un margen de 50ml y 75 ml, sin embargo en ciertos casos se puede llegar a tener un volumen de eyaculado de 150 - 170 ml, esto dependiendo de las condiciones climáticas en las que se encuentre el animal.

3.1.8. Costos de la tecnología

Tabla 2-3: Costo total de la tecnología aplicada.

DESCRIPCIÓN	UNIDADES	VALOR UNITARIO	VALOR TOTAL
Vagina artificial	1	720	720
Jeringas	15	0.15	2.25
Puntas de pipeta	30	1.4	42
Gasas	30	0.7	21
Porta objetos	30	0.1	3
Cubre objetos	30	0.05	1.5
COSTO TOTAL			789.75

Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

El costo de la tecnología aplicada en nuestro estudio fue de \$ 789.75 incluyendo los tres tratamientos de estudio, dentro de los cuales se toma en cuenta el material que se utilizó en laboratorio para la valoración de las variables de estudio, un costo que es relativamente estable que nos sirve para la valoración de nuestros sementales en una explotación y que nos servirá para seguir mejorando en la producción.

CONCLUSIONES

- Mediante nuestro estudio realizado se puede evidenciar que la Mortalidad individual progresiva se ve influenciada por la conservación del semen, sin embargo, se puede considerar que, también se puede ver influenciada por las condiciones en las cuales se encuentre el animal.
- La viabilidad espermática se ve influenciada por el medio de conservación del semen, sin embargo, este estudio también se pudo ver influenciado por la raza del animal o también por la edad de los sementales.
- En el volumen de eyaculado de los sementales presenta diferencias ya que estar influenciado por la edad de los animales, las condiciones climáticas, y el cruce genético de los animales.
- El costo de la tecnología aplicada en este estudio fue de \$ 789.75 incluyendo los tres tratamientos donde se considera el material que se utilizó en laboratorio para la valoración de las variables de estudio, costo que nos sirve para la valoración de nuestros sementales en una explotación y posteriormente mejorar la producción

RECOMENDACIONES

Luego de la investigación realizada podemos recomendar lo siguiente:

- Se recomienda que se pueda replicar el estudio teniendo en cuenta la viabilidad espermática por animal con la finalidad de visualizar cuál de los cruces genéticos en la Estación Experimental Tunshi es mucho más viable para la reproducción.
- Se recomienda utilizar compuestos diluyentes en semen congelado replicando el experimento para visualizar la mortalidad en masa no sólo en semen fresco, sino en los tres de tratamientos del experimento.
- Replicar el experimento en razas puras para evaluar las variables en este estudio.

BIBLIOGRAFÍA

ALARCÓN SOLÍS, Benjamín. *Manual de prácticas de zootecnia equinos.* [En línea]. Veracruz-México: FCBA, 2014. [Consulta: 17 de marzo de 2022]. Disponible en: <https://www.uv.mx/pozarica/cba/files/2017/09/32-Manual-de-practic-as-de-zootecnia-de-equinos.pdf>

ÁLVAREZ ROMERO, Jorge., & MEDELLÍN LEGORRETA, Rodrigo A. *Equus caballus. Vertebrados superiores exóticos en México: diversidad, distribución y efectos potenciales.* [En línea]. México. D. F.-México: SNIB-CONABIO, 2005. [Consulta: 05 de enero de 2022]. Disponible en: <http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/exoticas/fichaexoticas/Equuscaballus00.pdf>

BOETA, Myriam., DÍAZ DURÁN, Maricruz., & HAYEN VALLES, Sergio. *Manual de la práctica de profundización en reproducción equina.* [en línea]. México: UNAM, 2017. [Consulta: 17 de enero de 2022]. Disponible en: https://fmvz.unam.mx/fmvz/licenciatura/coepa/archivos/manuales_2013/Manual%20de%20Practicas%20de%20Profundizacion%20en%20Reproduccion%20Animal%20Equinos.pdf

BUZÓN CUEVAS, Antonio. Análisis cinético y morfométrico del espermatozoide del caballo empleando el sistema Sperm Class Analyzer. (Trabajo de titulación) (Doctoral). [en línea]. Universidad de Córdoba, Facultad de Veterinaria, Departamento de Medicina y Cirugía Animal. Córdoba-España. 2013. pp. 35-50. [Consulta: 2015-07-23]. Disponible en: <https://helvia.uco.es/xmlui/bitstream/handle/10396/11586/2014000000902.pdf?seq%20ence=1>

CÓRDOVA-IZQUIERDO, Alejandro; et al. “Factores externos que pueden ocasionar estrés en caballos”. *Revista Complutense de Ciencias Veterinarias* [en línea], 2017, (México) 11(1), pp. 43-68. [Consulta: 05 de enero de 2022]. ISSN: 1988-2688 Disponible en: <https://www.semanticscholar.org/paper/Factores-externos-que-pueden-ocasionar-estr%C3%A9s-en-C%C3%B3rdoba-Izquierdo-Mancera/24e3c6694b30c098b33a1c133a7818982ebac79d>

DUTRA MUÑOZ, Cecilia., GRAGLIA GIMENEZ, Florencia., & MARTÍNEZ PEREIRA MACHADO, María Noel. Diluyentes de semen equino para su uso fresco y refrigerado por 24 y 48 horas. Comparación entre leche descremada UHT y un diluyente comercial (EQUIPRO™) (Trabajo de titulación) (Doctoral) [en línea]. Universidad de la República, Facultad de

Veterinaria. Montevideo, Uruguay. 2013. pp. 10-48. [Consulta: 07 de febrero de 2022]. Disponible en: <https://www.colibri.udelar.edu.uy/jspui/bitstream/20.500.12008/2739/1/FV-29865.pdf>

ESTÉVEZ VALENCIA, Anabel., GARCIA MENTUY, Ariadna., & GISPERT BOADA, Mar. “Inseminación artificial en caballos”. Revista Complutense de Ciencias Veterinarias [en línea], 2012 (España) 6(12), pp. 125-134. [Consulta: 03 de enero de 2022]. E-ISSN: 1845-9765. Disponible en: https://www.researchgate.net/publication/272492707_metodos_tradicionales_y_alternativos_de_extraccion_de_semen

GIRALDO, Natalia., CORREA Villegas, Juan., & VÁSQUEZ Araque, Neil. “Evaluación del efecto de la refrigeración sobre la calidad del semen equino”. Revista CES Medicina Veterinaria y Zootecnia [en línea], 2006, (Colombia) 1(2). pp. 8-16. [Consulta: 16 de junio de 2022]. E-ISSN: 1900-9607. Disponible en: <https://www.redalyc.org/pdf/3214/321428499001.pdf>

GONZALEZ, Kevin. *Aparato reproductor del caballo* [blog]. 2018. [Consulta: 05 de enero de 2022]. Disponible en: https://zoovetesmpasion.com/caballos/reproduccion-del-caballo/aparato-reproductor-del-caballo/#Escroto_y_cordon_espermatico_del_caballo

LOSINNO, Luis., & AGUILAR, Javier. *Reproducción y biotecnologías en la producción equina* [en línea]. Córdoba-Argentina: Sitio Argentino de Producción Animal. 2002. [Consulta: 21 de enero de 2022]. Disponible en: https://www.produccion-animal.com.ar/produccion_equinos/curso_equinos_I/14-reproduccion_y_biotecnologias.pdf

MIRABAL, Gustavo. *Fertilidad en los caballos sementales*. [blog]. España: Mundo Ecuestre, 7 de octubre, 2018. [Consulta: 21 de enero de 2022]. Disponible en: <https://www.gustavomirabal.es/caballos/fertilidad-en-los-caballos-sementales/>

MONTALVO ILLESCAS, Milton Alejandro. Estudio de la conducta sexual y calidad seminal en fresco en fresco en 3 grupos raciales en equinos (Trabajo de titulación) (Pregrado) [en línea] Universidad Nacional de Loja, Facultad Agropecuaria y Recursos Naturales Renovables Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Loja, Ecuador. (2019). pp. 1- 20. [Consulta: 21 de enero de 2022]. Disponible en: <https://dspace.unl.edu.ec/jspui/bitstream/123456789/21636/1/Milton%20Alejandro%20Montalvo%20Illescas.pdf>

MOROCHO FÁREZ, Ximena Susana., & DUCHIMAZA BORJA, David Eduardo. Caracterización de los sistemas de explotación equina en la Provincia del Azuay (Trabajo de titulación). (Pregrado). [en línea] Universidad de Cuenca, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Cuenca, Ecuador. (2018). pp. 13- 96. [Consulta: 21 de enero de 2022]. Disponible en: <http://dspace.ucuenca.edu.ec/bitstream/123456789/30015/3/Trabajo%20de%20titulacion.pdf>

NERVAREZ HOLGÍN, Luis Alán. Evaluación del comportamiento reproductivo de sementales cuarto de milla en un criadero de Lagunera (Trabajo de titulación). (Pregrado). [en línea] Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro”, Unidad Laguna. División Regional de Ciencia Animal. Coahuila, México. 2011. pp. 4-32. [Consulta: 25 de marzo de 2021]. Disponible en: <http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/3240/LUIS%20ALAN%20NEVAREZ%20HOLGUIN.pdf?sequence=1>

PÉREZ, Daniel Domingo., ACOSTA, Mariano., RESTREPO, Giovanni., CAMACHO, Cesar., & PÉREZ, Jair. “Congelación de Semen Equino Bajo Dos Esquemas de Adición de Dimetilformamida”. Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú [en línea], 2017. Perú 28(4), pp. 918-927. [Consulta: 12 de junio de 2022]. ISSN 1609-9117. Disponible en: <http://www.scielo.org.pe/pdf/rivep/v28n4/a17v28n4.pdf>

QUINTERO MORENO, Armando. Estudio sobre la dinámica de poblaciones espermáticas en semen de caballo, cerdo y conejo (Trabajo de titulación) (Doctorado) [en línea] Universidad Autónoma de Barcelona, Facultad de veterinaria. Ballaterra, España. 2003. pp. 30-105. [Consulta: 3 de julio de 2022]. Disponible en: <https://www.tesisenred.net/bitstream/handle/10803/5644/aqm1de1.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

RESTREPO BETANCUR, Giovanni., ÚSUGA SUÁREZ, Alexandra., & ALBERTO ROJANO, Benjamín. “Técnicas para el análisis de la fertilidad potencial del semen equino” CES Medicina Veterinaria y Zootecnia [en línea], 2013, (Colombia) 8(1), pp. 69-81. [Consulta: 2 de mayo de 2022]. ISSN 1900-9607. Disponible en: http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1900-96072013000100010

RESTREPO BETANCUR, Giovanni., USUGA SUAREZ, Alexandra., MONTOYA PÁEZ, Juan David., CELIS, Álvaro David., & HENAO, Andrés Antonio. “Evaluación de dos diluyentes para la criopreservación de semen de caballos de la raza criollo colombiano.” Revista Lasallista de Investigación [en línea], 2014, (Colombia) 11(2), pp. 63-70 [Consulta: 2 de mayo

de 2022]. ISSN 1794-4449. Disponible en:
http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1794-44492014000200008

REQUENA DOMENECH, Fernando. Aportaciones al conocimiento reproductivo en el caballo Pura Raza Español: fertilidad, vitrificación de espermatozoides y monitorización de la gestación. (Trabajo de titulación) (Doctoral) [en línea]. Universidad de Córdoba, Facultad de Veterinaria, Programa de Doctorado de Biociencias y Ciencias Agroalimentarias. Córdoba-España. 2018. pp. 5-89. [Consulta: 2 de mayo de 2022]. Disponible en:
<https://helvia.uco.es/bitstream/handle/10396/17088/2018000001778.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

RODRÍGUEZ, Luciana. Azoospermia, como causa de infertilidad en padrillo. (Trabajo de titulación) (Pregrado) [en línea]. Universidad Nacional del Centro de la Provincia de Buenos Aires, Facultad de Ciencias Veterinarias. Tandil- Argentina. 2018. pp. 9-32. [Consulta: 12 de marzo de 2022]. Disponible en:
<https://www.ridaa.unicen.edu.ar/xmlui/bitstream/handle/123456789/1773/RODRIGUEZ%20%20LUCIANA%20PATRICIA.pdf?sequence=1&isAllowed=y>

SALAZAR OLIVA, Katherine Johana. Análisis de fragmentación del ADN espermático de semen equino crio preservado en presencia de compuestos hipometabolizantes y la relación de este parámetro con el índice de preñez obtenido con el uso de dos diluyentes (Trabajo de titulación) (Pregrado) [en línea] Universidad Austral de Chile, Facultad de Ciencias Veterinarias, Instituto de Ciencia Animal. Valdivia- Chile. 2013. pp. 3-17. [Consulta: 2022-06-04]. Disponible en: <http://cybertesis.uach.cl/tesis/uach/2013/fvs161a/doc/fvs161a.pdf>

SÁNCHEZ RIQUELME, Alfonso. “Método para la evaluación de la fertilidad potencial y calificación reproductiva del potro” Monografías de Medicina Veterinaria [en línea], 1992, (Chile) 14(2). [Consulta: 2 de mayo de 2021]. Disponible en:
https://web.uchile.cl/vignette/monografiasveterinaria/monografiasveterinaria.uchile.cl/CDA/mo_n_vet_completa/0,1421,SCID%253D13894%2526ISID%253D430,00.html

SERRES DALMAU, Consuelo. “Métodos tradicionales y alternativos de extracción de semen”. Revista Complutense de Ciencias Veterinarias [en línea], 2012, (España) 6 (2), pp.125-134. [Consulta: 15 de marzo de 2022]. Disponible en:
https://www.researchgate.net/publication/272492707_METODOS_TRADICIONALES_Y_ALTERNATIVOS_DE_EXTRACCION_DE_SEMEN

TAMAY SIGUENZA, Erika Fabiola., & VÉLEZ SANDOVAL, Frixon Augusto. Efecto de la melatonina en la criopreservación de espermatozoides equinos (Trabajo de titulación) (Pregrado) [en línea] Universidad de Cuenca, Facultad de Ciencias Agropecuarias, Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Cuenca, Ecuador. 2018. pp. 17- 59. [Consulta: 2 de mayo de 2021]. Disponible en: <http://dspace.ucuenca.edu.ec/bitstream/123456789/31065/1/trabajo%20de%20titulaci%c3%b3n.pdf>

TREJOS SOTO, Arturo Adolfo. Manejo reproductivo del semental equino (Trabajo de titulación) (Pregrado) [en línea] Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro”, Unidad Laguna. División Regional de Ciencia Animal. Coahuila- México. 2009. pp. 7-68. [Consulta: 2 de mayo de 2021]. Disponible en: <http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/bitstream/handle/123456789/2952/ARTUR%20O%20ADOLFO%20TREJOS%20SOTO.pdf?sequence=1&isAllowed=y#:~:text=II%20I%20APARATO%20REPRODUCTOR%20DEL%20CABALLO,-%20Para%20realizar%20la&text=Para%20su%20estudio%2C%20los%20C3%B3rga%20nos,y%20>

USUGA, Alexandra., RESTREPO, Giovanni., & ROJANO, Benjamín. “Criotolerancia del semen equino, estabilidad oxidativa y componentes del plasma seminal.” Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú [en línea], 2016, (Perú) 27 (3), pp. 507- 517. [Consulta: 12 de mayo de 2021]. ISSN 1609-9117. Disponible en: http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1609-91172016000300011



ANEXOS

ANEXO A: MORTALIDAD INDIVIDUALIDAD PROGRESIVA

a. Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III)

F.V	SC	gl	CM	F	p-valor
Tipo de semen (factor A)	20100	2	10050.31	886.62	<0.0001
Cruce FACTOR B	6802.97	4	1700.74	150.04	<0.0001
Tipos de semen(Factor A) *	1267.7	8	158.46	13.98	<0.0001
Cruce (Factor B)					
Error	850.17	75	11.34		
Total	60490.46	89			

Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

b. Medidas y asignación de rangos de acuerdo a la prueba de Tukey (P<0.05)

Tipos de semen (Factor A)	Medias	n	E.E.
Semen congelado	15.43	30	1.03 A
Semen Diluido	65.77	30	1.03 B
Semen Fresco	70.60	30	1.03 C

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

Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

c. Medidas y asignación de rangos de acuerdo a la prueba de Tukey (P<0.05)

Cruce FACTOR B	Medias	n	E.E.
Cruce 2	38.89	27	0.65 A
Cruce 2	39.00	3	1.94 A
Cruce 3	55.74	27	0.65 B
Cruce 1	58.03	30	0.61 B C
Cruce 3	61.33	3	1.94 C

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

Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

ANEXO B: VIABILIDAD ESPERMÁTICA

a) Análisis de la varianza (SC TIPO III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Tipos de semen (Factor A)	20436.59	2	10218.30	740.25	<0.0001
Cruce FACTOR B	277.89	4	69.47	5.03	0.0012
Tipos de semen (Factor A)*.	6382.25	8	797.78	57.79	<0.0001
Error	1035.29	75	13.80		
Total	58790.99	89			

Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

b) Medidas y asignación de rangos de acuerdo a la prueba de Tukey (P<0.05)

Tipos de semen (Factor A)	Medias	n	E.E.	
Semen congelado	16.93	30	1.13	A
Semen Diluido	69.18	30	1.13	B
Semen Fresco	71.35	30	1.13	B

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

Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

c) Medidas y asignación de rangos de acuerdo a la prueba de Tukey (P<0.05)

Cruce FACTOR B	Medias	n	E.E.	
Cruce 2	49.67	3	2.15	A
Cruce 2	50.63	27	0.72	A
Cruce 3	53.67	3	2.15	A
Cruce 3	54.00	27	0.72	A
Cruce 1	54.47	30	0.68	A

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

Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

ANEXO C: DAÑO DE ADN

a. Análisis de la varianza (SC TIPO III)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Tipos de semen (Factor A)	509.43	2	254.71	9.55	0.0002
Cruce FACTOR B	261.40	4	65.35	2.45	0.0533
Tipos de semen (Factor A)*..	305.41	8	38.18	1.43	0.1974
Error	1999.79	75	26.66		
Total	3778.22	89			

Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

b.- Medidas y asignación de rangos acuerdo a la prueba de tukey P (<0.05)

Tipos de semen (Factor A)	Medias	n	E.E.	
Semen Fresco	81.39	30	1.57	A
Semen Diluido	87.64	30	1.57	B
Semen congelado	90.97	30	1.57	C

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

Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

c.- Medidas y asignación de rangos acuerdo a la prueba de Tukey P (<0.05)

Cruce FACTOR B	Medias	n	E.E.	
Cruce 2	85.11	27	0.99	A
Cruce 1	85.30	30	0.94	A
Cruce 2	86.00	3	2.98	A
Cruce 3	88.00	3	2.98	A
Cruce 3	88.93	27	0.99	A

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

Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

ANEXO D: MORFOANOMALÍAS

a. Análisis de la varianza (SC TIPO I)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Tipos de semen (Factor A)	70.42	1	70.42	6.33	0.0152
Cruce FACTOR B	631.01	4	157.75	14.17	<0.0001
Tipos de semen (Factor A)*..	128.92	4	32.23	2.90	0.0312
Error	556.50	50	11.13		
Total	1386.85	59			

Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

b. Medias y asignación de rangos de acuerdos a la prueba de Tukey P (<0.05)

Tipos de semen (Factor A)	Medias	n	E.E.	
Semen Fresco	18.94	30	1.02	B
Semen Diluido	19.19	30	1.02	B

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

Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

c. Medias y asignación de rangos de acuerdos a la prueba de Tukey P(<0.05)

Cruce FACTOR B	Medias	n	E.E.	
Cruce 3	12.00	2	3.34	A
Cruce 3	16.78	18	1.11	A B
Cruce 2	20.00	2	3.34	B C
Cruce 2	20.89	18	1.11	B C
Cruce 1	26.30	20	1.05	C

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

Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

ANEXO E: MORTALIDAD EN MASA

a. Análisis de la varianza (SC TIPO I)

F.V.	SC	gl	CM	F	p-valor
Cruce FACTOR B	1665.31	4	416.33	43.07	<0.0001
Error	241.66	25	9.67		
Total	1906.97	29			

Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

ANEXO F: VOLUMEN DE EYACULADO (ML)

Animal	Volumen
PSI	25
50%	
AAIx50% A	100
75% AAx25% I	65

Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

ANEXO G: pH

Animal	Volumen
PSI	7
50%	
AAIx50% A	7.5
75% AAx25% I	7

Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

ANEXO H: PREPARACIÓN DE LOS EQUIPOS Y MATERIALES



Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

ANEXO I: PREPARACIÓN DE LA VAGINA ARTIFICIAL



Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

ANEXO J: SELECCIÓN DE LOS SEMENTALES



Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

ANEXO K: SELECCIÓN DE LA YEGUA PARA LA EXTRACCIÓN DE SEMEN



Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

ANEXO L: OBTENCIÓN DE LA MUESTRA SEMINAL

a) Extracción de semen



Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

b) Recolección de la muestra seminal



Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

ANEXO M: VALORACIÓN DE LAS CARACTERISTICAS MACROSCOPICAS

a) Apreciación de color del semen



Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

b) Medición de pH



Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

ANEXO N: PREPARACIÓN DE LA MUESTRA SEMINAL PARA LA VALORACIÓN MICROSCÓPICA

a) Preparación del diluyente INRA 97



Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

b) Mezcla del diluyente con la muestra seminal 1:3



Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

c) Obtención de la muestra para el análisis microscópico



Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

ANEXO O: OBSERVACIÓN MICROSCÓPICA

- a) Observación de motilidad en masa (%), motilidad individual progresiva (%), morfoanomalías (%), viabilidad espermática (%)



Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

ANEXO P: PREPARACIÓN DE LAS MUESTRAS CONGELADAS

- a) Descongelamiento de la muestra despues de las 48 horas a 5°C



Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

- b) Preparacion del diluyente a 37 °C



Realizado por: Sañicela, Luis, 2022.

- c) Mezcla del diluyente con la muestra previamente calentada a 37°C



Realizado por: Sañicela, Luis, 2022.

- d) Muestras diluidas para el analisis a las 48 horas a 5°C



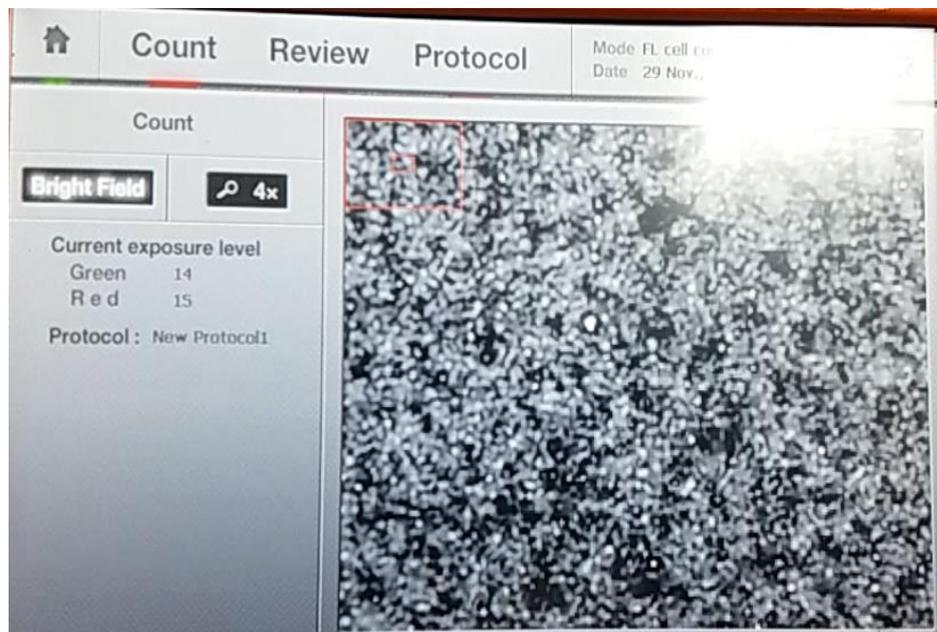
Realizado por: Sañicela, Luis, 2022.

ANEXO Q: COLOCACIÓN DE LA MUESTRA EN LA PLACA DE CONTEO



Realizado por: Sañicela, Luis, 2022.

ANEXO R: OBTENCIÓN DE LOS RESULTADOS PARA OBSERVAR LOS DAÑOS DE ADN DENTRO DE LA MUESTRA



Realizado por: Sañaicela, Luis, 2022.

**UNIDAD DE PROCESOS TÉCNICOS Y ANÁLISIS BIBLIOGRÁFICO Y
DOCUMENTAL**

REVISIÓN DE NORMAS TÉCNICAS, RESUMEN Y BIBLIOGRAFÍA

Fecha de entrega: 02 / 05 / 2023

INFORMACIÓN DEL AUTOR/A (S)
Nombres – Apellidos: Luis Bladimir Sañaicela Bonilla
INFORMACIÓN INSTITUCIONAL
Facultad: Ciencias Pecuarias
Carrera: Zootecnia
Título a optar: Ingeniero Zootecnista
f. responsable: Ing. Cristhian Fernando Castillo Ruiz



0495-DBRA-UTP-2023