



ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
CARRERA ZOOTECNIA

**“EFECTO DE LA APLICACIÓN DEL AGUA DE MAR SOBRE LA
CALIDAD SEMINAL DE SEMENTALES EQUINOS EN LA
ESTACIÓN EXPERIMENTAL TUNSHI”**

Trabajo de Integración Curricular

Tipo: Trabajo Experimental

Presentado para optar al grado académico de:

INGENIERO ZOOTECNISTA

AUTOR: ALEX LEONARDO CHUCAG PAUCAR

DIRECTORA: Ing. MARÍA FERNANDA MIRANDA SALAZAR, MSc.

Riobamba - Ecuador

2023

© 2023, Alex Leonardo Chucag Paucar

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

Yo, Alex Leonardo Chucag Paucar, declaro que el presente Trabajo de Integración Curricular 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 Integración Curricular; el patrimonio intelectual pertenece a la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo.

Riobamba, 07 de julio de 2023.





Alex Leonardo Chucag Paucar

060496036-9

ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZO
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS
CARRERA ZOOTECNIA

El tribunal del Trabajo de Integración Curricular certifica que: El Trabajo de Integración Curricular; Tipo: Trabajo Experimental, “**EFEECTO DE LA APLICACIÓN DEL AGUA DE MAR SOBRE LA CALIDAD SEMINAL DE SEMENTALES EQUINOS EN LA ESTACIÓN EXPERIMENTAL TUNSHI**”, realizado por el señor: **ALEX LEONARDO CHUCAG PAUCAR**, ha sido minuciosamente revisado por los Miembros del Tribunal del Trabajo de Integración Curricular, el mismo que cumple con los requisitos científicos, técnicos, legales, en tal virtud el Tribunal autoriza su presentación.

| | FIRMA | FECHA |
|---|--|--------------|
| Ing. Hermenegildo Díaz Berrones, Mgs. PRESIDENTE DEL TRIBUNAL |  | 2023-07-07 |
| Ing. María Fernanda Miranda Salazar, Mgs. DIRECTORA DEL TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR |  | 2023-07-07 |
| Ing. Brayan Leonel Aldaz Parra ASESOR DEL TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR |  | 2023-07-07 |

DEDICATORIA

El presente trabajo es dedicado a mis padres DOMINGA PAUCAR GUAMÁN y JOSÉ LEONARDO CHUCAG LLANGARI porque gracias al apoyo y esfuerzo incansable de los dos y el apoyo de mis hermanos y hermanas he podido alcanzar todas las metas que me he planteado durante el transcurso de la mi carrera y llegar a ser un gran profesional.

Alex

AGRADECIMIENTOS

Agradezco infinitamente a esta noble institución por brindarme, la oportunidad de formarme como profesional, ayudándome a enfocar cada una de mis habilidades a alcanzar la excelencia en mi campo ocupacional haciéndome participe de muchos de sus eventos que promueven el aprendizaje y la vinculación con la sociedad volviéndome así no solo un buen profesional sino un buen ser humano. Mi sincero agradecimiento a la estación experimental Tunshi por brindarme apoyo durante todo el transcurso de mi carrera y abrirme las puertas para poder llevar a cabo mi trabajo de titulación y mis prácticas pre profesionales. Un agradecimiento eterno al Ing. Carlos Santos, administrador de la estación experimental Tunshi, por toda la ayuda que me brindado durante mi carrera y durante la elaboración del trabajo de titulación, al Ing. Brayan Aldaz, Técnico del área académica de investigación en equinos, por brindarme los conocimientos durante el tiempo de la carrera, a la Ing. María Fernanda Miranda directora de mi trabajo de titulación por su apoyo durante la elaboración teórica de la tesis, al Ing. Andrés Mancheno Herrera por apoyarme con sus conocimientos necesarios para llevar a cabo presente trabajo de titulación, al Dr. Vicente Trujillo Decano de la facultad de ciencias pecuarias, por facilitarme los animales necesarios para la realizar mi trabajo de titulación, al Ing. Jonathan Valdivieso por su apoyo durante el trabajo de campo.

Alex

TABLA DE CONTENIDO

| | |
|------------------------|-----|
| ÍNDICE DE TABLAS..... | xi |
| ÍNDICE DE FIGURAS..... | xii |
| ÍNDICE DE ANEXOS..... | xii |
| RESUMEN..... | xiv |
| ABSTRACT..... | xv |
| INTRODUCCIÓN..... | 1 |

CAPÍTULO I

| | |
|--|---|
| 1. DIAGNÓSTICO DEL PROBLEMA | 2 |
| 1.1. Antecedentes | 2 |
| 1.2. Planteamiento del problema | 2 |
| 1.3. Justificación | 3 |
| 1.4. Objetivo | 3 |
| 1.4.1. <i>Objetivos específicos</i> | 3 |

CAPITULO II

| | |
|---|---|
| 2. MARCO TEORICO REFERENCIAL | 5 |
| 2.1. Anatomía del aparato reproductivo de la yegua | 5 |
| 2.1.1. <i>Vulva</i> | 5 |
| 2.1.2. <i>Vagina</i> | 5 |
| 2.1.3. <i>Cérvix</i> | 6 |
| 2.1.4. <i>Útero</i> | 6 |
| 2.1.5. <i>Oviducto</i> | 6 |
| 2.1.6. <i>Ovarios</i> | 7 |
| 2.2. Anatomía del aparato reproductivo del macho | 7 |
| 2.2.1. <i>Testículos</i> | 7 |

| | | |
|--------|---|----|
| 2.2.2. | <i>Escroto</i> | 8 |
| 2.2.3. | <i>Cordón espermático</i> | 8 |
| 2.2.4. | <i>Epidídimo</i> | 8 |
| 2.2.5. | <i>Conducto deferente</i> | 9 |
| 2.2.6. | <i>Glándulas sexuales accesorias</i> | 10 |
| 2.2.7. | <i>Pene</i> | 10 |
| 2.2.8. | <i>Prepucio</i> | 11 |
| 2.3. | El semen equino | 11 |
| 2.3.1. | <i>Componentes del semen</i> | 11 |
| 2.3.2. | <i>Espermatogénesis</i> | 12 |
| 2.4. | Biotechnologías aplicadas a la reproducción equina | 13 |
| 2.4.1. | <i>Transferencia de embriones (TE)</i> | 13 |
| 2.4.2. | <i>Superovulación</i> | 13 |
| 2.4.3. | <i>Transferencia de ovocitos (OT)</i> | 14 |
| 2.4.4. | <i>Inseminación artificial</i> | 14 |
| 2.4.5. | <i>Clonación por transferencia nuclear</i> | 14 |
| 2.5. | Manejo del semental | 15 |
| 2.5.1. | <i>Exploración física general</i> | 15 |
| 2.5.2. | <i>Evaluación de la salud reproductiva</i> | 15 |
| 2.5.3. | <i>Tamaño del testículo</i> | 15 |
| 2.5.4. | <i>Recolección y evaluación de semen</i> | 16 |
| 2.6. | Evaluación de semen | 16 |
| 2.6.1. | <i>Motilidad</i> | 16 |
| 2.6.2. | <i>Concentración</i> | 17 |
| 2.6.3. | <i>Citómetro</i> | 17 |
| 2.6.4. | <i>Hidrómetro</i> | 17 |
| 2.6.5. | <i>pH</i> | 17 |
| 2.6.6. | <i>Morfología</i> | 18 |
| 2.6.7. | <i>Anomalías secundarias</i> | 18 |

| | | |
|--------|---------------------------------------|----|
| 2.6.8. | <i>Anormalidad terciaria</i> | 18 |
| 2.7. | <i>Agua de mar</i> | 18 |
| 2.7.1. | <i>Composición y beneficios</i> | 18 |
| 2.7.2. | <i>Agua de mar hipertónica</i> | 19 |
| 2.7.3. | <i>Agua de mar isotónica</i> | 20 |

CAPITULO III

| | | |
|--------|---|----|
| 3. | MARCO METODOLÓGICO | 21 |
| 3.1. | Localización y duración del experimento | 21 |
| 3.2. | Unidades experimentales | 21 |
| 3.3. | Materiales, equipos, e instalaciones | 21 |
| 3.3.1. | <i>Materiales</i> | 21 |
| 3.3.2. | <i>Equipos</i> | 22 |
| 3.3.3. | <i>Animales</i> | 22 |
| 3.3.4. | <i>Instalaciones</i> | 22 |
| 3.4. | Tratamiento y diseño experimental | 22 |
| 3.4.1. | <i>Esquema del experimento</i> | 23 |
| 3.5. | Mediciones experimentales | 23 |
| 3.6. | Análisis estadísticos y pruebas de significancia | 24 |
| 3.6.1. | <i>Esquema del ADEVA</i> | 24 |
| 3.7. | Procedimiento experimental | 24 |
| 3.7.1. | <i>Fase experimental</i> | 24 |
| 3.7.2. | <i>Programa sanitario</i> | 25 |
| 3.8. | Metodología de evaluación | 25 |
| 3.8.1. | <i>Volumen, ml</i> | 25 |
| 3.8.2. | <i>pH</i> | 25 |
| 3.8.3. | <i>Movimiento individual</i> | 25 |
| 3.8.4. | <i>Movimiento en masa, %</i> | 26 |

| | | |
|---------|--|----|
| 3.8.5. | <i>Morfoanomalías, %</i> | 26 |
| 3.8.6. | <i>Concentración espermática, espermatozoides/ml</i> | 26 |
| 3.8.7. | <i>Viabilidad espermática</i> | 27 |
| 3.8.8. | <i>Viscosidad</i> | 27 |
| 3.8.9. | <i>Color</i> | 27 |
| 3.8.10. | <i>Aspecto</i> | 27 |

CAPITULO IV

| | | |
|--------|---|----|
| 4. | RESULTADOS Y DISCUSIÓN | 28 |
| 4.1. | Parámetros macroscópicos seminales de los sementales equinos, bajo el efecto del agua de mar | 28 |
| 4.1.1. | <i>Color</i> | 28 |
| 4.1.2. | <i>Aspecto</i> | 29 |
| 4.2. | Parámetros microscópicos seminales de los sementales equinos, bajo el efecto del agua de mar | 29 |
| 4.2.1. | <i>Volumen, ml</i> | 30 |
| 4.2.2. | <i>pH</i> | 31 |
| 4.2.3. | <i>Movimiento individual</i> | 32 |
| 4.2.4. | <i>Movimiento en masa, %</i> | 33 |
| 4.2.5. | <i>Morfoanomalías, %</i> | 34 |
| 4.2.6. | <i>Concentración espermática, espermatozoides/ml</i> | 35 |
| 4.2.7. | <i>Viabilidad espermática, %</i> | 36 |
| 4.2.8. | <i>Viscosidad</i> | 36 |
| 4.3. | Análisis económico | 37 |
| | CONCLUSIONES | 39 |
| | RECOMENDACIONES | 40 |
| | BIBLIOGRAFÍA | |
| | ANEXOS | |

ÍNDICE DE TABLAS

| | |
|---|----|
| Tabla 3-1: Condiciones meteorológicas de la zona..... | 21 |
| Tabla 3-2: Esquema del experimento..... | 23 |
| Tabla 3-3: Esquema del ADEVA..... | 24 |
| Tabla 4-1: Parámetros microscópicos seminales de los sementales equinos, bajo el efecto del agua de mar..... | 30 |
| Tabla 4-2: Análisis económico | 38 |

ÍNDICE DE ILUSTRACIONES

| | |
|---|----|
| Ilustración 4-1: Color de las muestras seminales, de sementales equinos, bajo el efecto del agua de mar. | 28 |
| Ilustración 4-2: Aspecto de las muestras seminales, de sementales equinos, bajo el efecto del agua de mar. | 29 |
| Ilustración 4-3: Análisis de regresión del volumen seminal de los sementales equinos, bajo el efecto del agua de mar. | 31 |
| Ilustración 4-4: pH seminal de los sementales equinos, bajo el efecto del agua de mar. | 32 |
| Ilustración 4-5: Movimiento individual seminal de los sementales equinos, bajo el efecto del agua de mar. | 32 |
| Ilustración 4-6: Movimiento masal seminal de los sementales equinos, bajo el efecto del agua de mar. | 33 |
| Ilustración 4-7: Porcentaje de morfoanomalías seminal de los sementales equinos, bajo el efecto del agua de mar. | 34 |
| Ilustración 4-8: Concentración espermática seminal de los sementales equinos, bajo el efecto del agua de mar. | 35 |
| Ilustración 4-9: Viabilidad espermática de los sementales equinos, bajo el efecto del agua de mar. | 36 |
| Ilustración 4-10: Viscosidad espermática de los sementales equinos, bajo el efecto del agua de mar. | 37 |

ÍNDICE DE ANEXOS

- ANEXO A:** VOLUMEN SF, ML
- ANEXO B:** VOLUMEN CF, ML
- ANEXO C:** PH
- ANEXO D:** MOVIMIENTO INDIVIDUAL
- ANEXO E:** MOVIMIENTO EN MASA, %
- ANEXO F:** MORFOANOMALÍAS
- ANEXO G:** CONCENTRACIÓN ESPERMÁTICA, ESPERMATOZOIDES /ML
- ANEXO H:** VIABILIDAD ESPERMÁTICA, %
- ANEXO I:** VISCOSIDAD
- ANEXO J:** ANÁLISIS DE REGRESIÓN LINEAL
- ANEXO K:** EXTRACCIÓN DE LA MUESTRA SEMINAL
- ANEXO L:** EVALUACIÓN DE LA CONCENTRACIÓN ESPERMÁTICA
- ANEXO M:** EVALUACIÓN DEL PH
- ANEXO N:** EVALUACIÓN DE MORFOANOMALIAS

RESUMEN

El presente trabajo tuvo como objetivo evaluar efecto de la aplicación del agua de mar sobre la calidad seminal de equinos en la estación experimental Tunshi en la provincia de Chimborazo. Se utilizaron 5 unidades experimentales, cada unidad experimental representa a 1 macho reproductor equino. La aplicación de cada tratamiento se realizó cada 15 días, cada uno de los tratamientos serán aplicados a las mismas 5 unidades experimentales durante el transcurso la investigación. En total se realizó el análisis de 20 muestras durante la investigación. Se utilizaron tres tratamientos que corresponden a la aplicación de agua de mar (50 ml, 100 ml ,150 ml), para ser comparados con un tratamiento testigo (animal que no se aplica ninguna dosis de agua de mar). La aplicación de cada tratamiento se realizó cada 15 días, cada uno de los tratamientos se aplicaron a las mismas 5 unidades experimentales durante el transcurso la investigación. Los parámetros evaluados en los equinos, determina que las variables volumen espermático, concentración espermática y viscosidad presentaron diferencias significativas a favor de los tratamientos que se utilizaron 100 y 150 ml de agua de mar, mientras que las variables pH, movilidad individual, masal, morfoanomalías y viabilidad espermática no reportaron diferencias significativas. Se concluyó que al emplear 100 ml y 150 ml de agua de mar sobre la evaluación seminal de equinos, mostró los mejores valores macroscópicamente y microscópicamente, por lo que se puede emplear para mejorar la calidad reproductiva de los caballos. Se recomendó utilizar 100 ml o 150 ml de agua de mar, en los caballos con el fin de mejorar los parámetros microscópicos y macroscópicos de la calidad del semen.

Palabras clave: <EVALUACIÓN SEMINAL>, <PARÁMETROS MACROSCÓPICOS >, <PARÁMETROS MICROSCÓPICOS>, <AGUA DE MAR>, <EQUINOS>, <CONCENTRACIÓN ESPERMÁTICA>.



D.B.R.A.
Ing. Cristian...



1502-DBRA-UPT-2023

ABSTRACT

The objective of this work was to evaluate the effect of the application of seawater on the seminal quality of equines in the Tunshi experimental station in the province of Chimborazo. Five experimental units were used, each experimental unit represents one equine reproductive male. The application of each treatment was done every 15 days, each one of the treatments will be applied to the same 5 experimental units during the research. A total of 20 samples were analyzed during the research. Three treatments corresponding to the application of seawater (50 ml, 100 ml, 150 ml) were used for comparison with a control treatment (animal without any dose of seawater). The application of each treatment was carried out every 15 days, and each of the treatments was applied to the same 5 experimental units during the research. The parameters evaluated in the equines determined that the variables sperm volume, sperm concentration, and viscosity showed significant differences in favor of the treatments using 100 and 150 ml of seawater, while the variables pH, individual and mass motility, morpho-anomalies and sperm viability did not report significant differences. It was concluded that the use of 100 ml and 150 ml of seawater on the seminal evaluation of equines showed the best values macroscopically and microscopically, so it can be used to improve the reproductive quality of horses. It was recommended to use 100 ml or 150 ml of seawater, on horses to improve the microscopic and macroscopic parameters of semen quality.

Key words: <SEEM EVALUATION>, <MACROSCOPIC PARAMETERS>, <MICROSCOPIC PARAMETERS>, <SEAWATER>, <EQUINE>, <SPERM CONCENTRATION>.



Lic. Washington Mancero Orozco, Mgs

Docente Carrera de Zootecnia

0601810799

INTRODUCCIÓN

La vida de los caballos comenzó casi 60 millones de años antes de que los humanos usaran los caballos solo como alimento, su caza era la caza furtiva. Con el tiempo, los caballos fueron domesticados y utilizados para el trabajo y la guerra además de la comida. Se han encontrado caballos en América del Norte desde principios del Eoceno (Corredor *et al.*, 2023, p.22).

El desarrollo y crecimiento de los équidos ecuatorianos son factores relevantes para la estructura del actual sistema de manejo de équidos. En su distribución, ubicación, extensión, espacios, especies y actividades de manejo, incluyendo aspectos sanitarios, nutricionales y socioeconómicos. La reproducción del caballo es la fase vital más importante de todo el proceso de desarrollo (Albarracín, 2022, p.12).

Los criadores de caballos se enfrentan actualmente a muchos problemas reproductivos animales, y resolverlos requiere una sólida comprensión de la fisiología reproductiva y la aplicación de la práctica científica. Los caballos no tienen una alta tasa de fertilidad en comparación con otras especies animales, por lo que hay aún más razones para actuar con seguridad y competencia, los caballos tienen la tasa más alta de anomalías cromosómicas en comparación con otras especies, debido a la influencia de los cromosomas sexuales; literatura (Corredor *et al.*, 2023, p.22).

Estos cambios pueden estar influenciados por factores genéticos o ambientales como los teratógenos, causando desequilibrios o cambios genómicos, o incluso anomalías genotípicas o fenotípicas.

Un semental mayor de 3 años puede alimentar hasta 3 yeguas al día, un día libre a la semana para superar esta actividad sexual significa someterlo a un trabajo más allá de sus capacidades biológicas, pero también sucede a menudo montando con una yegua, por lo que la falta de la fecundación es posible, por lo que el propietario del semental no intenta controlar el semen a tiempo al menos una vez al año para detectar a tiempo la misma posible baja calidad (Albarracín, 2022, p.12).

CAPÍTULO I

1. DIAGNÓSTICO DEL PROBLEMA

1.1. Antecedentes

Muchas veces los sementales de gran valor genético presentan problemas con el comportamiento en el momento del apareamiento. La condición musculo esquelética es crítica para la eficiencia reproductiva de estos animales. Hay varias condiciones que causan malestar y dolor que interfieren con la capacidad reproductiva normal. Incluyendo la osteoartritis de las extremidades (carpianos, huesos del carpo, huesos de las articulaciones), trastornos neurológicos, torpeza de las patas traseras, fracturas de la tercera falange, cojera, disfunción muscular, traumatismos, desgarros, lesiones y. trombosis de las arterias (Capurro, 2016, p.45).

El objetivo principal es mantener una condición física adecuada y evitar condiciones o tratamientos que afecten la libido, la espermatogénesis o la motilidad de los espermatozoides. Los trastornos de la libido, los trastornos de la equitación y la eyaculación son las principales causas del bajo rendimiento reproductivo en los sementales (Capurro, 2016, p.45). Los trastornos musculo esqueléticos y neurológicos representan casi el 50,0 % de estos problemas.

1.2. Planteamiento del problema

El agua de mar presenta varias propiedades en la nutrición animal, debido a su contenido en magnesio, cloruro y otros oligoelementos, junto con una dieta equilibrada, ayuda a mantener un estado de salud óptimo. Los minerales son nutrientes esenciales para los animales. El 5,0 % del peso del cuerpo son minerales, y los minerales son esenciales para todos los procesos físicos, así como para la salud en general. Los minerales son importantes para el mantenimiento de todos los procesos fisiológicos y son los componentes básicos de los dientes, huesos, tejidos, sangre, músculos y células nerviosas.

Los minerales actúan como catalizadores de muchas reacciones biológicas en el cuerpo y son necesarios para la transmisión de mensajes a través del sistema nervioso, la digestión y el metabolismo, o la utilización de todos los nutrientes de los alimentos. Sin un equilibrio adecuado de minerales, las vitaminas no se pueden absorber adecuadamente. Por ejemplo, la vitamina C requiere calcio, las vitaminas B requieren magnesio, la vitamina A requiere zinc y la vitamina E requiere micronutrientes como el selenio.

1.3. Justificación

Para predecir la fertilidad potencial del semen equino, el análisis de rutina se basa en una evaluación física macroscópica del semen y una evaluación microscópica de los espermatozoides. Este análisis generalmente incluye la determinación del volumen de esperma, sangre, orina o la presencia de patógenos potenciales, determinación de la concentración de esperma, relación de vida a muerte, análisis de las características morfológicas de los espermatozoides, motilidad total, motilidad hacia adelante e incluso velocidad de motilidad y Estabilidad temporal de la motilidad espermática.

El propósito de realizar esta investigación es buscar alternativas para incrementar la calidad espermática de los machos equinos en la estación experimental Tunshi debido a que los equinos en si son una especie que no poseen una tasa de fertilidad muy alta permitiéndonos así ayudar a la prolificidad de la especie mediante el uso de un compuesto concentrado de minerales como es el agua de mar aplicado a los sementales esperando que ayude a mejorar la viabilidad espermática entre otros factores que afecta a la fertilidad.

Por otra parte, esta investigación permitirá reducir costos de mantenimiento a base de minerales como el catosal, protón y otras sales minerales administradas vía oral para los equinos.

1.4. Objetivo

Evaluar efecto de la aplicación del agua de mar sobre la calidad seminal de equinos en la estación experimental Tunshi en la provincia de Chimborazo.

1.4.1. Objetivos específicos

- Determinar el efecto de 3 niveles de agua de mar sobre los parámetros macroscópicos evaluados en la calidad seminal de los sementales equinos.
- Identificar qué nivel del Agua de mar administrado (50 ml, 100 ml o 150 ml) es necesario para generar efectos significativos sobre la calidad seminal de sementales equinos.
- Evaluar si la aplicación de 3 niveles de agua de mar produce efectos significativos sobre los parámetros microscópicos evaluados en la calidad seminal de los sementales equinos.

- Calcular los costos de producción y el índice beneficio costo, de la aplicación de agua de mar.

CAPITULO II

2. MARCO TEÓRICO REFERENCIAL

2.1. Anatomía del aparato reproductivo de la yegua

Los órganos reproductivos de la yegua consisten en dos ovarios y el sistema ductal materno, incluidas las trompas de Falopio, el útero, el cuello uterino, la vagina, el vestíbulo y los labios (León *et al.*, 2019, p.12).

2.1.1. Vulva

La vulva es la parte externa de los genitales femeninos. Se extiende hacia afuera desde la vagina y se abre en la vulva. La longitud vertical es de 10-12 cm. Los animales domésticos tienen dos labios, uno izquierdo y otro derecho de pequeño tamaño. Los labios son más altos en un ángulo agudo y forman una línea dorsal de unos 5 cm de largo. Debajo del ano y conéctelo hacia abajo para formar una comisura ventral circular gruesa (Acosta, 2004, p.11).

Este rincón protege el clítoris, un lugar llamado hoyo del clítoris. Esta estructura tiene el mismo origen embrionario que el pene del macho. Por su ubicación, se considera parte de la vulva, que tiene dos raíces, un cuerpo y un glande. Se compone de tejido eréctil y está revestido por un gran epitelio escamoso estratificado inervado (Andrade *et al.*, 2011, p.14).

Los labios que forman la vulva están cubiertos por una piel suave, fina y pigmentada, rica en glándulas sebáceas y sudoríparas. Debajo de la piel hay una capa de músculos estriados (constrictores vulvares) que regulan el movimiento del esfínter anal, el clítoris y la abertura de la vulva. La membrana mucosa de la vulva es roja y tiene pliegues verticales y horizontales (Acosta, 2004, p.11).

2.1.2. Vagina

La vagina es un canal que atraviesa la pelvis desde la parte frontal del cuello uterino hasta el nivel de la vulva. Es tubular y normalmente de 15 a 20 centímetros de largo y cuando no se encuentra distendido de 10 a 12 cm de largo (Valencia, 2022, p.10).

2.1.3. Cérvix

El cuello uterino es un órgano que separa el útero de la vagina y protege al primero del mundo exterior, excepto durante el parto y el celo. El lumen del cuello uterino, llamado canal cervical, está delimitado por dos aberturas, una interna y otra externa. El cuello uterino tiene una capa muscular circular bien desarrollada que contiene fibras elásticas. La mucosa está plegada masivamente y su epitelio contiene células formadoras de moco. Como característica de las yeguas, tiene paredes gruesas y un lumen estrecho (Valencia, 2022, p.15).

2.1.4. Útero

El útero es un órgano grueso y musculoso que se conecta con las trompas de Falopio en la parte delantera y el cuello uterino en la parte posterior. Consta de un cuerpo y dos cuernos uterinos. Una yegua tiene un útero bipartito con un tabique entre los dos cuernos. Está suspendido por el ligamento ancho (parte del miometrio), a través del cual recibe suministro de sangre e inervación. Uno de los principales componentes de la fertilidad de la yegua es un útero y un endometrio normales (Valencia, 2022, p.15).

2.1.5. Oviducto

Este órgano es muy importante en el proceso reproductivo, ya que es el primer lugar fuera del ovario donde parten los óvulos (uno o varios dependiendo) y en el ovario donde eclosionan los gametos con los espermatozoides en este proceso, pero la fecundación se da en la yegua I, tanto macroscópicamente como microscópicamente, hay dos partes: infundíbulo, ampula e istmo. Histológicamente consta de tres capas: capa mucosa, capa muscular y capa serosa (Valencia, 2022, p.15).

El oviducto se divide en tres segmentos funcionales:

- **Infundíbulo.**- La abertura abdominal cercana al ovario. Su extremo distal tiene forma de embudo y se denomina fimbria.
- **Ámpula.**- Es el segmento más ancho donde se lleva a cabo la fertilización.
- **Istmo.**- Es el segmento más angosto que conecta con el lumen uterino.

2.1.6. Ovarios

Los ovarios están ubicados en la parte posterior de la cavidad abdominal y en la parte frontal del sistema reproductivo y están conectados a él por el ligamento ancho. Tienen forma de riñón. Hay dos hipótesis con respecto a la ubicación de la ovulación en el ovario de la yegua. La primera: sugiere que la ovulación se produce en la misma superficie que otras especies, y la segunda es que la ovulación se produce únicamente a través de la cavidad ovulatoria (Davies, 2005, p.32).

Sin embargo, la segunda hipótesis, usando cirugía fotográfica de yeguas en varios momentos antes, durante y después de la ovulación, prueba efectivamente que la ovulación ocurre invariablemente en la cavidad ovulatoria (Davies, 2005, p.32).

2.2. Anatomía del aparato reproductivo del macho

Es necesario que conozcamos la anatomía del aparato reproductor del caballo para comprender todo lo referente a su fisiología

2.2.1. Testículos

Son los órganos reproductores masculinos más importantes porque producen células sexuales masculinas (espermatozoides) y producen y sintetizan andrógenos (hormonas que estimulan el desarrollo de las características masculinas). Los testículos están ubicados en el área de la ingle y están cubiertos por el escroto (Corredor, 2023, p.11).

En un caballo, el eje principal es horizontal. Los testículos del pura sangre británico miden aproximadamente de 10 a 12 centímetros de largo. Longitud, 5 cm. Ancho, de 6 a 7 cm. Alto. Cada testículo representa dos lados, dos caras y dos extremidades, las superficies medial y lateral son convexas y lisas. A partir de agosto, la actividad testicular disminuye, lo que puede provocar concentraciones más bajas de testosterona circulante y una menor producción total de espermatozoides a partir de septiembre u octubre (Guerrero, 2015, p.21).

Sin embargo, a pesar de esta disminución estacional, los testículos del caballo no detienen por completo la producción de esperma en ningún momento del año, por lo que los sementales son fértiles durante todo el año. El parénquima testicular está formado por los túbulos seminíferos. Cada túbulo está formado por una región enrollada donde se producen los espermatozoides (Corredor, 2023, p.11).

Los conductos reticulares se fusionan para formar de 13 a 15 conductos eferentes que conducen al conducto del epidídimo. El color del parénquima testicular cambia con la edad, es claro en los animales jóvenes y se oscurece con la edad. La unidad funcional de los testículos está en los túbulos seminíferos. Cada túbulo seminífero consta de un tubérculo germinal, que es el tejido que produce los espermatozoides, y está formado por diferentes tipos de gametos; Tejido de sostén formado por células de Sertoli (Guerrero, 2015, p.21).

2.2.2. Escroto

El escroto es un órgano especial que asegura el buen funcionamiento de los testículos, por lo que actúa como órgano de termorregulación. Consta de dos sacos de piel que contienen los testículos y la parte adyacente al cordón espermático. Tiene una forma esférica asimétrica porque el testículo izquierdo suele ser más grande y menos móvil que el derecho (Guerrero, 2015, p.21).

El escroto puede contener una pequeña cantidad de líquido para permitir el movimiento normal de los testículos.

2.2.3. Cordón espermático

Consiste en varios tipos de tejido que tiran los testículos a medida que viajan desde la cavidad abdominal a través del canal inguinal hasta el escroto. El cordón espermático comienza en el anillo inguinal abdominal, donde se unen sus componentes; corre oblicuamente por el canal inguinal, sobre el pene y termina en el borde del escroto (Corredor, 2023, p.11).

El cordón espermático consta de las siguientes partes: el músculo cremáster, la arteria y la vena espermática, el nervio simpático, el conducto deferente, el músculo cremáster interno y la capa visceral del escroto. La arteria espermática envuelve la vena espermática y forma el plexo pampiniforme que junto con el músculo cremaster, forma un sistema que regula la temperatura en el testículo (Guerrero, 2015, p.21).

2.2.4. Epidídimo

El conducto del epidídimo es una continuación del conducto eferente. Cada testículo consta de un conducto de hasta 45 metros de largo, pero tiene varios devanados, por lo que se tarda sólo unos centímetros. El epidídimo se adhiere al margen de inserción del testículo y se extiende a lo largo de la superficie externa del testículo (Bonilla, 2013, p.8).

El epidídimo se divide anatómicamente en las siguientes partes: cabeza, cuerpo y cola. La cabeza del epidídimo se encuentra frente al testículo y está conectada con el testículo a través de conductos eferentes, tejido conectivo y serosa. El epidídimo está ubicado en el lado dorsolateral de los testículos y está unido a los testículos por tejido seroso que lateralmente forma una bolsa llamada epidídimo sinusal (Guerrero, 2015, p.21).

La parte caudal del escroto está unida al testículo por su ligamento. La cola del epidídimo está conectada a los conductos deferentes. Las funciones del epidídimo incluyen transporte, almacenamiento, maduración y concentración de espermatozoides. En la parte inicial del epidídimo, la mayor parte del líquido testicular se reabsorbe junto con proteínas y algunas otras sustancias. La parte media secreta sustancias involucradas en la maduración de los espermatozoides (Corredor, 2023, p.11).

La maduración de los espermatozoides se produce de forma paulatina a medida que se exponen a fluidos de diferente composición a medida que se desplazan por distintas partes del epidídimo. Esta maduración es necesaria para que los espermatozoides lleguen a la fecundación, por lo que los espermatozoides de la cabeza del epidídimo no pueden fecundar, mientras que los que han llegado a la cola del epidídimo sí pueden fecundar (Bonilla, 2013, p.8).

En sementales sexualmente inactivos, los espermatozoides permanecen en la zona hasta 10 días, mientras que en animales sexualmente activos el intervalo puede acortarse a 7 u 8 días. Los espermatozoides que no se liberan como resultado de la eyaculación ingresan gradualmente a la uretra y se excretan en la orina. Los espermatozoides no utilizados no pueden permanecer indefinidamente en el epidídimo de la cola (Guerrero, 2015, p.21).

2.2.5. Conducto deferente

Es un tubo que se extiende desde la parte caudal del epidídimo hasta la parte pélvica de la uretra; los espermatozoides pasan a través de él durante la eyaculación. El conducto deferente del caballo es una gruesa capa de músculo, por lo que es fácil sentirlo a través de la piel del escroto. La contracción de esta capa muscular es importante para empujar los espermatozoides durante la eyaculación (Corredor, 2023, p.11).

2.2.6. Glándulas sexuales accesorias

Las glándulas accesorias del semental son: ampolla, vesículas seminales, próstata y glándulas bulbouretrales. La mayor parte del volumen de la eyaculación proviene de secreciones gonadales adicionales. Los espermatozoides de la cola del epidídimo están inmóviles, mientras que los espermatozoides en los espermatozoides recién eyaculados parecen vigorosos (Corredor, 2023, p.11).

2.2.7. Pene

El pene es el órgano copulador masculino. En los caballos, se compone de raíz, cuerpo y brillo. La base del pene se inserta en la parte externa del arco glúteo. La uretra pélvica cruza el codo isquiático y continúa hacia adelante para unirse al pene. El eje del pene es la parte más importante del pene y se inserta en la sínfisis isquiática a través de los ligamentos del pene. El cuerpo del pene consiste en la uretra del pene, el cuerpo cavernoso y el cuerpo cavernoso (Guerrero, 2015, p.21).

El pene en reposo mide unos 50 cm de largo, con 15 o 20 cm de él. Corresponden a la parte libre del prepucio, mientras que el pene erecto puede medir hasta 100 cm de largo. El pene del semental está compuesto principalmente de tejido eréctil, que se divide en el cuerpo cavernoso, el cuerpo uretral y el cuerpo cavernoso (Corredor, 2023, p.11).

El pene del semental es vascular, por lo que una erección depende de la acumulación de sangre en el sistema sinusal. A medida que la sangre se acumula, el órgano se agranda. Una erección es provocada por estímulos visuales que llegan al cerebro, donde se procesa la información y se genera un impulso parasimpático más fuerte que el impulso simpático, que normalmente constriñe las arteriolas del pene. A medida que las arteriolas del pene se dilatan, la sangre comienza a acumularse en el cuerpo cavernoso (Bonilla, 2013, p.8).

Al mismo tiempo, los músculos glúteos y bulbocavernosos se contraen comprimiendo la vena dorsal del pene, impidiendo el retorno venoso y provocando una hiperemia del cuerpo cavernoso. Una erección termina cuando los músculos glúteos y bulbocavernosos se relajan y las arteriolas del pene se contraen en respuesta a los impulsos simpáticos (Guerrero, 2015, p.21).

El brillo es el extremo libre y extendido del órgano. El hocico está rodeado por un borde periférico llamado corona de la cabeza, tiene una superficie curva en su parte inferior y contiene una depresión que forma la fosa del glande, a partir de la cual la uretra forma una prolongación de unos 2,5 cm. La longitud se llama extensión uretral (Corredor, 2023, p.11).

2.2.8. *Prepucio*

Cuando el pene no está erecto, se trata de una doble invaginación de la piel que contiene y recubre la parte libre o anterior del pene. Se compone de partes externas e internas. La parte exterior, también conocida como vagina, se extiende desde el escroto hasta unos 5 u 8 centímetros del ombligo (Corredor, 2023, p.11).

2.3. El semen equino

2.3.1. *Componentes del semen*

El semen tiene 2 componentes principales, los espermatozoides y el plasma seminal. La eyaculación de un caballo consta de diferentes partes. La eliminación de la secreción anterior se puede observar cuando el pene del semental está saltando o cuando se encuentra en un período de máxima tensión. Es rico en NaCl y tiene un efecto limpiador y lubricante sobre la uretra (Guerrero, 2015, p.21).

La fracción seminal contiene del 80,0 % al 90,0 % de espermatozoides y componentes bioquímicos. Se excreta en las primeras 2 a 3 etapas de 6 a 9 cuando ocurre la eyaculación. Esta parte también contiene ergotamina y glicero fosforilcolina. Las vesículas seminales producen espermatozoides o una fracción gelatinosa que tiene una baja concentración de espermatozoides y es rica en citrato y potasio. Su cantidad es variable, dependiendo de la temporada, la edad del jugador y la frecuencia de extracción de semen (Corredor, 2023, p.11).

La última parte post-coital es una pequeña descarga acuosa. El plasma seminal, secretado por las gónadas accesorias, es la matriz de los espermatozoides. Algunos de sus componentes permiten e inician la maduración de los espermatozoides (Guerrero, 2015, p.21).

El plasma seminal es la fuente de energía para la glucosa, el azúcar más fácil de digerir en el semen de caballo. Su concentración es mayor en caballos machos que en cerdos y bovinos. Entre otras cosas, protege a los espermatozoides contra las fluctuaciones de la presión osmótica, previene la oxidación de otros componentes químicos y actúa como coagulante (Corredor, 2023, p.11).

2.3.2. *Espermatogénesis*

Es el proceso por el cual se producen los gametos masculinos. Los gametos masculinos y femeninos tienen el mismo origen embrionario. Una gónada indiferenciada en el embrión tiene tres tipos de células:

- Células que producirán gametos (ovogonias o espermatogonias).
- Células precursoras que alimentan los gametos en desarrollo (células de la granulosa en el ovario; células de Sertoli en los testículos), precursoras de las hormonas sexuales. poblaciones de células secretoras (células de la teca) en los ovarios.
- Células de Leydig en los testículos, que transmiten la carga genética a la descendencia.

Por el contrario, las células somáticas se dividen únicamente por mitosis. La gametogénesis incluye la mitosis, la meiosis y las etapas sucesivas posteriores a la meiosis. Estos procesos están altamente orquestados y requieren programas precisos y bien coordinados de expresión génica. Una característica importante de la gametogénesis es la reducción cromosómica, que reduce a la mitad el número de cromosomas como resultado de la meiosis, un intercambio de material genético entre los pares de cromosomas paternos y maternos, que también produce células que difieren entre sí (Corredor, 2023, p.11).

Al nacer las células germinales masculinas se denominan gonocitos. Los túbulos seminíferos son pequeños y carecen de luz; la población celular consta únicamente de células germinales y células de Sertoli que darán lugar a otras células. Los túbulos están rodeados por una gran cantidad de intersticio, que contiene principalmente células mesenquimales, que son precursoras de las células de Leydig. La luz de los túbulos seminíferos se forma cuando comienza a manifestarse la diferenciación celular (Guerrero, 2015, p.21).

Antes de la pubertad, la diferenciación celular se manifiesta primero en presencia de espermatocitos primarios, que degeneran en paquiteno debido a la falta de estimulación hormonal. A medida que se acerca la pubertad, las espermatogonias comienzan a dividirse rápidamente por mitosis, mientras que las células mesenquimatosas también comienzan a diferenciarse y dan origen a las células de Leydig, y la espermatogénesis comienza en la pubertad. En teoría, un espermatocito primario producirá cuatro espermatozoides (Corredor, 2023, p.11).

Una vez que el macho comienza la espermatogénesis, el epitelio seminífero renueva los gametos en cada ciclo, manteniendo así un suministro durante toda la vida reproductiva. La meiosis es continua durante su curso (Guerrero, 2015, p.21).

2.4. Biotecnologías aplicadas a la reproducción equina

Las herramientas y procesos tecnológicos que los humanos utilizan directa o indirectamente para la reproducción se denominan biotecnología reproductiva o tecnología de reproducción asistida. Tecnologías como AI, TE y OT se utilizan hoy en día en las clínicas de reproducción equina (Ugalde, 2014, p.15).

La inyección intracitoplasmática de espermatozoides (ICSI) se acerca al uso comercial, la transferencia de gametos tubáricos, la fertilización in vitro y la transferencia nuclear se realizan principalmente en entornos de investigación, pero todavía se usan raramente en entornos clínicos (Ugalde, 2014, p.15).

2.4.1. *Transferencia de embriones (TE)*

El propósito del procedimiento es recolectar embriones del útero de yeguas donantes previamente criadas de seis a ocho días después de la ovulación (mediante lavado uterino). Los embriones se transfieren (de forma quirúrgica o no) al útero de otra yegua receptora que previamente fue sincronizada con la donante (Gomendio, 2006, p.11).

2.4.2. *Superovulación*

Debido a que la yegua ovula un ovocito a la vez, se usa la super ovulación (SOV) para hacer que ovule varias veces para que se puedan recolectar más embriones para la transferencia (Gomendio, 2006, p.11).

Debido al espacio limitado disponible en la cavidad ovulatoria y al mayor tamaño de los folículos preovulatorios en esta especie, las yeguas ovulan en respuesta a SOV en un número limitado de folículos (a diferencia del ganado). Algunos investigadores han utilizado productos SOV como FSH porcina, extracto crudo de pituitaria equina (EPE)¹, GnRH, gonadotropina coriónica equina o inhibinas para inmunizar yeguas con resultados limitados. Las preparaciones purificadas de FSH equina (HeFS) han estado disponibles comercialmente durante algún tiempo (Ugalde, 2014, p.15).

2.4.3. *Transferencia de ovocitos (OT)*

La OT se usa en caballos porque el cultivo de ovocitos in vitro actualmente no es posible en el mercado: solo el 50% de los ovocitos maduran in vitro y, en comparación con los ovocitos madurados in vivo, la supervivencia de estos ovocitos es baja (Gomendio, 2006, p.11).

El método implica la transferencia quirúrgica de ovocitos de una yegua donante a un ovocito de una yegua receptora. Se han descrito varias técnicas para la recuperación de ovocitos in vivo: aspiración folicular y aspiración ovárica percutánea con exteriorización lateral y aspiración folicular trans vaginal guiada por ecografía (Ugalde, 2014, p.15).

Para la transferencia el crecimiento folicular debe sincronizarse entre la yegua donante y la receptor, ya que cada yegua debe tener un folículo que reciba gonadotropinas (GnRH, hCG o deslorelina) el mismo día. Se administran gonadotropinas a ambas yeguas simultáneamente y se aspiran los folículos de cada yegua 24 a 35 horas después de la administración de gonadotropinas. Aspiración de folículos de yeguas inseminadas para evitar la gestación gemelar y proporcionar ovocitos fecundados de yeguas donantes (Ugalde, 2014, p.15).

2.4.4. *Inseminación artificial*

La inseminación artificial de caballos, al contrario de lo que pueda parecer, es una técnica muy antigua. Una leyenda no escrita sobre el caballo árabe habla de una inseminación artificial rudimentaria que tuvo lugar desde varios años atrás (Ugalde, 2014, p.15).

La inseminación artificial tiene muchas ventajas, acelera la mejora genética debido a una mayor dispersión de sementales de alto valor, elimina la necesidad de mover yeguas que pueden ser problemáticas, evita enfermedades venéreas, reduce los costos de apareamiento en muchos casos, evita el uso excesivo de sementales, previniendo enfermedades e incluso a muerte de los animales durante el transporte (Gomendio, 2006, p.11).

2.4.5. *Clonación por transferencia nuclear*

La clonación se conoce como el proceso de crear una copia idéntica del original. En los mamíferos, la clonación de embriones se realizó poco después del desarrollo de la tecnología de transferencia de embriones. En 2009, ha habido informes de varios caballos nacidos usando la

transferencia nuclear. El primer embrión equino obtenido por transferencia nuclear (NT) se reportó en 2000, y el primer caballo clonado nació en 2003 (Ugalde, 2014, p.15).

2.5. Manejo del semental

2.5.1. Exploración física general

Incluye una evaluación de la salud general del animal, pero tiene como objetivo determinar la libido, la manejabilidad y la capacidad reproductiva del semental. Primero, se evalúa la condición general del cuerpo del animal, incluida la apariencia, el pelaje, la calidad de la carne y otras características que indican la salud general, como el color de la membrana mucosa (Toro, 2009, p.15).

También se deben tener en cuenta las constantes fisiológicas y buscar la ausencia de defectos conformacionales como hipoplasia testicular, criptorquidia, hernias inguinales y umbilicales y problemas de inmovilidad por ser hereditarios (Toro, 2009, p.15).

2.5.2. Evaluación de la salud reproductiva

Los caballos reproductores deben seleccionarse en función del temperamento, el deseo sexual, la edad, el tamaño, la condición corporal y una buena evaluación del tracto reproductivo y el semen. Antes del inicio de la temporada de reproducción, los sementales deben quitarse los zapatos para reducir el riesgo de reproducción o recolección de semen. Debes tener todas las vacunas, incluyendo gripe, tétanos y desparasitación reciente (Sánchez, 2015, p.24).

Al igual que con las yeguas, los sementales deben estar libres de infección antes de que comience la temporada de reproducción. Se pueden dividir en sementales de alto riesgo y sementales de bajo riesgo. Se recomienda la palpación manual del escroto, testículos, epidídimo, pene y prepucio. La ecografía o la endoscopia se pueden utilizar como complemento del examen (Sánchez, 2015, p.24).

2.5.3. Tamaño del testículo

El tamaño de los testículos afecta la producción diaria de esperma, ya que la producción de esperma depende de la cantidad de células producidas por testículo gramos de tejido testicular. Cuanto más grande es el testículo, más probable es que aumente la producción de esperma. Las mediciones testiculares se pueden tomar con calibradores (Toro, 2009, p.15).

2.5.4. Recolección y evaluación de semen

Para evaluar el semen, se debe obtener de una vagina artificial con características apropiadas, como presión y temperatura, para reponer las condiciones normales en la vagina de la yegua y estimular al semental. No olvides lubricar el interior con gel no espermicida. Esta evaluación siempre debe hacerse para comprender la fertilidad futura del caballo y cuándo transportar el semen y/o criopreservar (Sánchez, 2015, p.24).

2.6. Evaluación de semen

En el laboratorio, se retiraron las protecciones y los filtros de los recipientes con semen. Luego observe el volumen total, el pH y el color. El semen de caballo es muy frágil, por lo que los recipientes de recogida no deben exponerse a la luz directa ni a cambios bruscos de temperatura. Para ello, debe mantenerse en una incubadora o baño de agua a 38 °C (Sánchez, 2015, p.24).

La evaluación debe realizarse lo antes posible después de la recolección del semen, ya que los espermatozoides en el eyaculado pueden alterar la motilidad de los espermatozoides. Luego deben evaluarse microscópicamente las siguientes características: motilidad progresiva, concentración de espermatozoides por mililitro y morfología, que permiten comprender anomalías en los espermatozoides del semental, que pueden estar relacionadas con disfunción testicular o mala reproducción del semental o del semen mismo (Chenier, 2007, p.26).

Cualquier otro color que sea blanquecino es sospechoso de patología. Una muestra que huele a orina y tiene un matiz amarillento indica uremia. Hemospermia es cuando el esperma está contaminado con sangre. El volumen promedio de cada eyaculado es de 60 a 70 ml (rango de 30 a 300 ml) (Sánchez, 2015, p.24).

- Volumen: 65 ml (de 30 a 300 ml).
- pH: 7,2 a 7,7.
- Color: blanco perla.
- Olor: propio.
- Presencia de gel.

2.6.1. Motilidad

Idealmente al menos un 50,0 % de potencia progresiva del motor. Para evaluar la motilidad, es importante que todos los instrumentos que entren en contacto con los espermatozoides estén limpios, estériles y 37 °C por microscopía óptica de contraste de fase. Para evaluar la motilidad de los espermatozoides, utilice una placa caliente para mantener los portaobjetos a 37 °C (Sánchez, 2015, p.24).

2.6.2. Concentración

Varía de 150 a 300 x 10⁶/ml para una concentración total de 1 a 20 mil millones de espermatozoides por eyaculado. La cantidad de esperma que produce un caballo normal está relacionada con el tamaño de los testículos. Durante la época reproductiva, 1 gramo de parénquima testicular produce aproximadamente 19 millones de espermatozoides por día (Sánchez, 2015, p.24).

Los siguientes instrumentos se utilizan para contar los espermatozoides en el eyaculado:

2.6.3. Citómetro

Considerado un método confiable y preciso (Sánchez, 2015, p.24).

2.6.4. Hidrómetro

Funciona enviando un haz de luz a través de una muestra de esperma y luego usando una fotocélula o pipeta con formalina de esperma y una cámara de Neubauer para medir la cantidad de luz que pasa a través de la muestra (Sánchez, 2015, p.24).

2.6.5. pH

Hay factores que afectan el pH normal de los espermatozoides, como la época del año, la frecuencia de la eyaculación y la concentración de espermatozoides. El pH se puede determinar usando un potenciómetro o papel de pH. El pH normal del semen equino, rico en fracción espermática, es de 7,2 - 7,7. Cuando las glándulas suprarrenales se infectan, el pH cambia (Chenier, 2007, p.26).

El pH alto puede estar asociado con la contaminación de los espermatozoides por orina o jabón y lesiones inflamatorias de los órganos genitales. Las tiras reactivas de prueba se utilizan para medir el pH de los espermatozoides (Sánchez, 2015, p.24).

2.6.6. Morfología

Al menos el 50% de los espermatozoides deben ser morfológicamente normales, valorándose mezclando una gota de espermatozoide con un colorante, siendo el más común eosina-nigrosina. Después de aplicar el tinte, los espermatozoides vivos no se teñirán y aparecerán blancos o transparentes, mientras que los espermatozoides muertos se teñirán y aparecerán rosados (Chenier, 2007, p.26).

Las primeras anomalías son el resultado de cambios en la espermatogénesis que ocurren en los testículos, como defectos en la cabeza, acrosoma y gotitas citoplasmáticas proximales (Sánchez, 2015, p.24).

2.6.7. Anomalías secundarias

Ocurren después de que los espermatozoides han dejado el testículo a través del epidídimo y las glándulas accesorias, incluidas las colas plegadas y las gotitas citoplásmicas distales (Sánchez, 2015, p.24).

2.6.8. Anormalidad terciaria

Debido a la recolección y/o procesamiento inadecuado de esperma después de la recolección, incluida la cabeza suelta, la cola torcida. Los caballos altamente fértiles tenían más del 60% de espermatozoides morfológicamente normales y menos del 5% de anomalías en el acrosoma y metasoma (Sánchez, 2015, p.24).

2.7. Agua de mar

2.7.1. Composición y beneficios

El agua de mar contiene diversos elementos minerales con conocidos efectos antioxidantes e inmuno moduladores, como el silicio, el selenio, el hierro, el calcio, el magnesio, el cobre y el zinc. Estos elementos están íntimamente relacionados con muchos mecanismos que normalmente

utiliza el sistema inmunitario para realizar la mayoría de sus funciones (defensa y homeostasis) (Flores, 2015, p.8).

También contiene sodio y cloruro, que son esenciales para el buen funcionamiento de todas las células del organismo, incluidas las implicadas en la respuesta inmunitaria. Además, se añadieron fitoplancton, que recoge principalmente estos minerales, y zooplancton, que se alimentan de fitoplancton y se consideran la principal fuente para la eliminación de elementos biodisponibles como azúcares, aminoácidos u otras vitaminas (Flores, 2015, p.8).

La talasoterapia es un método de nutrición celular que los estudios han demostrado que tiene claros efectos beneficiosos para la salud a diferentes niveles, lo que puede deberse en parte a diferentes efectos en el sistema de impermeabilización. Desde un punto de vista biológico, se han llevado a cabo varios experimentos, en particular midiendo la actividad y supervivencia de los leucocitos en diferentes soluciones salinas (Flores, 2015, p.8).

Los leucocitos sobreviven más tiempo en agua de mar debidamente preparada que en cualquier otro mineral preparado, y son el único medio para la reproducción de leucocitos. El plasma marino funciona como un todo, como una sinergia de todos los minerales, cataliza el metabolismo e induce el equilibrio mineral, restaura el medio interno, esto es lo que hace con los glóbulos blancos, promueve la actividad celular y fortalece la economía de todo el organismo (Flores, 2015, p.8).

Las aplicaciones del plasma marino incluyen diversas especialidades médicas como la inmunología. Se ha descubierto que se usa en América del Norte para corregir varios problemas; condiciones tales como pérdida de cabello, artritis, osteoporosis, bronquitis, problemas gastrointestinales o desequilibrios del sistema nervioso central (Flores, 2015, p.8).

2.7.2. Agua de mar hipertónica

Un líquido se considera hipertónico si la concentración de sal es superior a 9 gramos por litro. Esto se refiere al agua de mar pura con una concentración de sal de 36 gramos por litro. El agua de mar hipertónica es aproximadamente cuatro veces más salada que el agua de mar isotónica (Flores, 2015, p.8).

2.7.3. Agua de mar isotónica

Se prepara mezclando agua de mar y agua dulce en una proporción de 1:3. Su concentración de sales minerales corresponde a la concentración de células humanas (unos 290 mOsm/l), que a su vez corresponde a la concentración de 9 gramos de sal por litro de agua, es decir, un litro de sangre a la misma concentración. Se llama "plasma de Quinton" debido a la sorprendente similitud entre el agua de mar isotónica y los fluidos corporales, especialmente la sangre (Flores, 2015, p.8).

CAPITULO III

3. MARCO METODOLÓGICO

3.1. Localización y duración del experimento

El presente trabajo se llevó a cabo en la Unidad Académica y de Investigación Equina en la Estación Experimental Tunshi de la Escuela Superior Politécnica de Chimborazo ubicada en el kilómetro 12 vía Licto, Cantón Riobamba, Provincia de Chimborazo. El experimento tuvo una duración de 70 días. Las condiciones meteorológicas de la zona se observan en la tabla 3-1.

Tabla 3-1: Condiciones meteorológicas de la zona.

| Parámetros | Valores |
|-----------------------|---------|
| Temperatura, °C | 15,0 |
| Precipitación, mm/año | 842,0 |
| Altitud, msnm | 2712 |
| Humedad relativa, % | 76,2 |

Fuente: (INAMHI. 2021).

Realizado por: Chucag, Alex, 2023.

3.2. Unidades experimentales

Se utilizaron 5 unidades experimentales, cada unidad experimental representa a 1 macho reproductor equino. La aplicación de cada tratamiento se realizó cada 15 días, cada uno de los tratamientos serán aplicados a las mismas 5 unidades experimentales durante el transcurso la investigación. En total se realizó el análisis de 20 muestras durante la investigación.

3.3. Materiales, equipos, e instalaciones

3.3.1. Materiales

- Desparasitantes.
- Vitaminas.
- Agua de mar.
- Jeringas.
- Libreta de apuntes.
- Esferográficos.

- Overol.
- Botas.
- Gorra.
- Mascarilla.
- Guantes.
- Porta y cubre objetos.
- Calentador de agua.
- Vagina artificial.
- Potro o yegua fantasma.
- Papel pH.
- Tinturas eosina – nigrosina.
- Diluyentes.
- Pipetas.

3.3.2. *Equipos*

- Equipo de computación.
- Cámara fotográfica.

3.3.3. *Animales*

Se utilizaron 5 sementales equinos.

3.3.4. *Instalaciones*

La Unidad Académica y de Investigación de Equinos de la Estación Experimental Tunshi.

3.4. **Tratamiento y diseño experimental**

Se utilizaron tres tratamientos que corresponden a la aplicación de agua de mar (50 ml, 100 ml ,150 ml), para ser comparados con un tratamiento testigo (animal que no se aplica ninguna dosis de agua de mar). La aplicación de cada tratamiento se realizó cada 15 días, cada uno de los tratamientos se aplicaron a las mismas 5 unidades experimentales durante el transcurso la investigación.

El diseño experimental que se utilizó es un Diseño Completamente al Azar Simple, con tres tratamientos con cinco repeticiones cada uno. El experimento tendrá el siguiente modelo lineal aditivo:

$$Y_{ijk} = \mu + T_i + \epsilon_{ijk}$$

Donde:

Y_{ijk} = Valor del parámetro en determinación.

μ = Valor de la media general.

T_i = Efecto de los tratamientos.

ϵ_{ijk} = Efecto del error experimental.

3.4.1. Esquema del experimento

El esquema de la presente investigación se detalla en la tabla 3-2.

Tabla 3-2: Esquema del experimento

| Niveles de agua de mar, ml | Código | Repeticiones | T.U.E. | REP/TRAT |
|----------------------------|--------|--------------|--------|----------|
| 0 | T0 | 5 | 1 | 5 |
| 50 | T1 | 5 | 1 | 5 |
| 100 | T2 | 5 | 1 | 5 |
| 150 | T3 | 5 | 1 | 5 |
| TOTAL | | | | 20 |

T.U.E.: Tamaño de la Unidad Experimental

Realizado por: Chucag, Alex, 2023.

3.5. Mediciones experimentales

Variables macroscópicas

- Volumen de eyaculado.
- Aspecto
- Color
- Viscosidad
- pH.

Variables microscópicas

- Movimiento individual
- Movimiento en masa
- Morfo anomalías.
- Concentración espermática.
- Viabilidad.

3.6. Análisis estadísticos y pruebas de significancia

Los resultados obtenidos en la presente investigación se tabularon en el programa Excel Office 2016 y el análisis de varianza (ADEVA) mediante un Software estadístico. Las técnicas estadísticas analizadas fueron:

- Análisis de varianza, a un nivel de significancia de 5,0 %
- Separación de medias de los tratamientos según la prueba de Tukey, a un nivel de significancia de 5,0 %.

3.6.1. Esquema del ADEVA

El esquema del ADEVA se puede observar en la tabla 3-3.

Tabla 3-3: Esquema del ADEVA.

| Fuente de variación | Grados de libertad |
|---------------------|--------------------|
| Total | 19 |
| Tratamientos | 3 |
| Error Experimental | 16 |

Realizado por: Chucag, Alex, 2023.

3.7. Procedimiento experimental

3.7.1. Fase experimental

- Se seleccionó los sementales para la investigación.
- Se adecuaron las instalaciones para el proceso de extracción de semen.
- Diariamente se suministró de agua y alimento a los equinos todos los días.
- Se entrenó a los equinos para que se adapten a montar el potro de extracción.

- Previo a la monta se preparó todos los materiales y equipos necesarios.
- Una vez preparado los materiales y los animales, se realizó las extracciones seminales en un mismo día a los 5 sementales.
- Una vez extraída la muestra en el tubo colector de la vagina artificial, se preparó los diluyentes y el agua caliente para mantener a los espermatozoides vivos el mayor tiempo posible se llevó la muestra al laboratorio.
- La muestra con diluyentes y colorantes, se realizó la evaluación seminal teniendo en cuenta cada uno de los parámetros.

3.7.2. Programa sanitario

El programa sanitario que fue aplicado en la presente investigación es el siguiente:

- Primero se controló que los sementales cuenten con todas las vacunas obligatorias por Agrocalidad.
- A los nuevos sementales adquiridos para la investigación se los mantuvo en un periodo de cuarentena previo al ingreso de la explotación.
- Se desparasitó a los animales y se aplicó una vitamina, previo al inicio del trabajo experimental

3.8. Metodología de evaluación

3.8.1. Volumen, ml

El volumen se mide con ayuda de un tubo graduado en mililitros, por lo que su lectura es rápida y se la realiza directamente en el campo.

3.8.2. pH

La medición del pH debe realizarse máximo una hora después de obtenido el eyaculado con ayuda de tiras de papel tornasol, la escala de pH varía de 0 a 14, siendo 0 básico, 7 neutro y 14 ácido.

3.8.3. Movimiento individual

La motilidad espermática individual, es una prueba práctica que se realiza inmediatamente después de la colecta, para lo cual se coloca una gota de semen puro en un portaobjetos precalentado sobre una platina térmica a 37 °C, para evitar la muerte de los espermatozoides y se

observa directamente en el microscopio. Los espermatozoides deben normalmente moverse de modo anterógrado, rápido y recto a través del campo del microscopio, su valoración se la realiza en una escala del 1 al 5 (Taday, 2022, p.18).

3.8.4. *Movimiento en masa, %*

Para evaluar esta variable se toma una gota de semen puro, se coloca en el portaobjetos sobre la placa precalentada y con ayuda del microscopio se observa. Se observa principalmente los movimientos que realizan los espermatozoides en porcentaje (Taday, 2022, p.18).

- Movimiento masivo muy marcado y rápido, Muy bueno, 70 – 100 %
- Movimiento en masa aparente pero moderado, bueno, 50 – 69 %
- Ondas en movimiento apenas apreciables, suficiente 30 - 49 %
- No hay ondas, semen sin movimiento, pobre < 30 %.

3.8.5. *Morfoanomalías, %*

Para evaluar esta variable con ayuda del microscópico, y una tinción de eosina nigrosina se observa la morfología de los espermatozoides, es uno de los componentes para la evaluación de características de una muestra seminal. La valoración de la morfología del espermatozoide se basa en la relación directa que haya entre la proporción de espermatozoides anormales en el eyaculado (Taday, 2022, p.18).

- Excelente, 90 – 100 %.
- Bueno, 70 – 89 %.
- Regular, 50 – 69 %.
- Malo, 0 – 49 %.

3.8.6. *Concentración espermática, espermatozoides/ml*

La concentración de esperma se expresó en millones de espermatozoides por ml. El recuento total de espermatozoides se calculó a partir de la concentración de espermatozoides y el volumen de semen. Con la ayuda de la cámara de Neubauer, se realiza un conteo de los espermatozoides en cada uno de los cuadros.

3.8.7. Viabilidad espermática

Para esta variable se calcula el porcentaje de espermatozoides vivos y muertos de una muestra de semen esto se realiza mediante la tinción de eosina nigrosina mediante la cual se observan las cabezas teñidas las mismas que nos indican el número de espermatozoides muertos. Aunque por medio de la movilidad podemos observar la vitalidad, no todos los espermatozoides inmóviles están muertos (Taday, 2022, p.18).

3.8.8. Viscosidad

Para evaluar esta variable se utiliza la muestra seminal y una pipeta, el aspecto de la muestra la catalogamos como viscosa cuando es líquida, homogénea (Taday, 2022, p.18).

3.8.9. Color

El color normal del semen es entre cremoso y acuoso, pudiendo presentar otros colores debido a situaciones patológicas: leucocitos permia (amarillento), hemospermia (rojizo) o colores varios por la ingesta de algún producto (Taday, 2022, p.18).

3.8.10. Aspecto

El aspecto del semen da idea de la cantidad de células que tiene en suspensión, y se relaciona directamente con el volumen de eyaculado, por lo que frente a grandes volúmenes podrá presentar un aspecto menos opaco o viceversa (Taday, 2022, p.18).

CAPITULO IV

4. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1. Parámetros macroscópicos seminales de los sementales equinos, bajo el efecto del agua de mar.

4.1.1. Color

El color de las muestras seminales de los sementales equinos es blanco, para el T0 (100,0 % acuoso), T1 (acuoso 80,0 %; cremoso 20,0 %), T2 (acuoso 40,0 %; cremoso 60,0 %) y T3 (cremoso 100,0 %), como se detalla en la ilustración 4-1.

A simple vista la valoración del color de las muestras de semen es importante, ya que se puede dar una indicación de la concentración espermática, por lo tanto las muestras que presentan una valoración cremosa coincide con las muestras que mayor espermatozoides/ml presentaron (Smith, 2001, p.32). Un color acuoso aproxima que la cantidad de espermatozoides/ml es menor respecto a la coloración cremosa (Galina y Valencia, 2008, p.22).

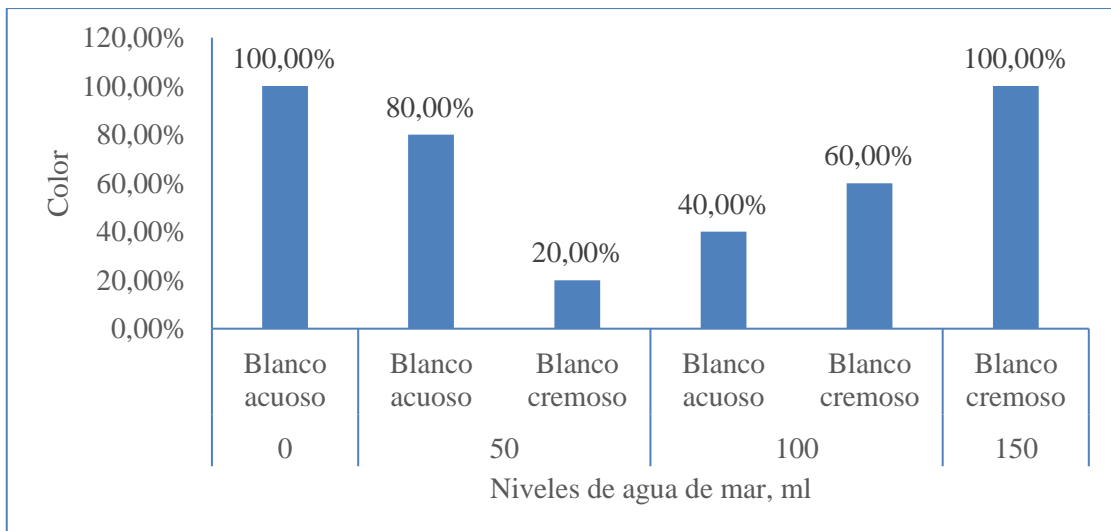


Ilustración 4-1: Color de las muestras seminales, de sementales equinos, bajo el efecto del agua de mar.

Realizado por: Chucag, Alex, 2023.

4.1.2. Aspecto

El aspecto de las muestras seminales de los sementales equinos es mayormente normal, para el T0 (normal 80,0 %, urospermia 20,0 %), T1 (normal 80,0 %, urospermia 20,0 %), T2 (normal 100,0 %) y T3 (normal 80,0 %, urospermia 20,0 %), como se detalla en la ilustración 4-2.

Capurro (2016, p.43) estudió la eyaculación de padrillos en entrenamiento reportando que la urospermia se produce por la mezcla de las muestras seminales con orina y la tasa de preñez se pueden ver radicalmente afectadas.

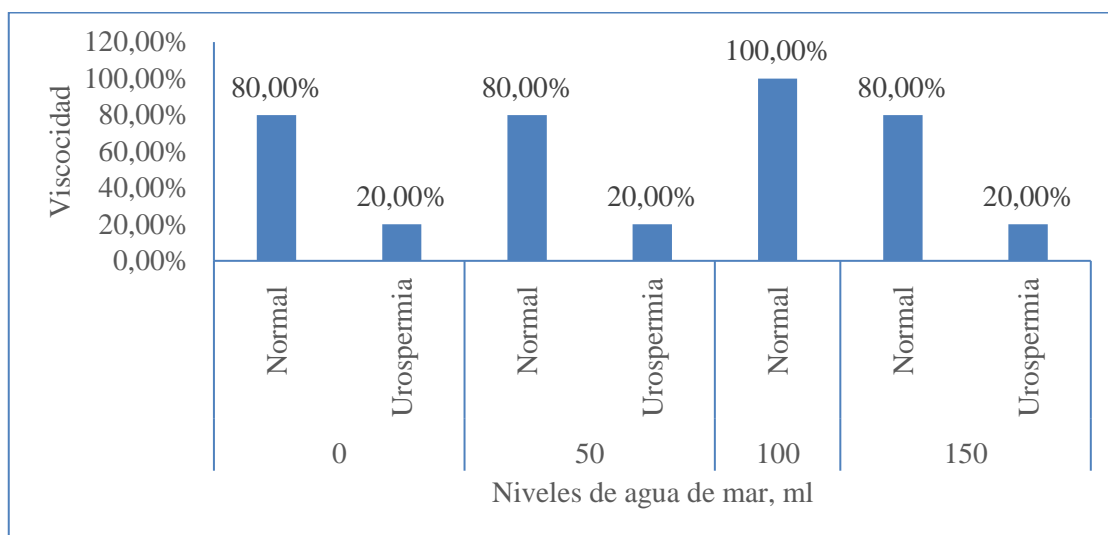


Ilustración 4-2: Aspecto de las muestras seminales, de sementales equinos, bajo el efecto del agua de mar.

4.2. Parámetros microscópicos seminales de los sementales equinos, bajo el efecto del agua de mar.

Los resultados obtenidos después de haber realizado los diferentes análisis estadísticos, se muestran en la tabla 4-1.

Tabla 4-1: Parámetros microscópicos seminales de los sementales equinos, bajo el efecto del agua de mar

| Variables | T0 | | T1 | | T2 | | T3 | | E.E. | Prob. | Sig |
|---|----------------------------|---|----------------------------|---|----------------------------|----|----------------------------|---|--------------------------|--------|-----|
| Volumen SF, ml | 80,60 | a | 81,40 | a | 83,60 | ab | 86,40 | b | 1,440 | 0,049 | * |
| Volumen CF, ml | 70,60 | a | 71,40 | a | 73,60 | ab | 76,40 | b | 1,440 | 0,049 | * |
| pH | 6,90 | a | 7,20 | a | 7,00 | a | 7,10 | a | 0,090 | 0,170 | ns |
| Movimiento individual | 3,90 | a | 3,94 | a | 3,80 | a | 4,04 | a | 0,250 | 0,921 | ns |
| Movimiento en masa, % | 79,00 | a | 88,40 | a | 86,80 | a | 89,00 | a | 2,840 | 0,084 | ns |
| Morfoanomalías, % | 17,56 | a | 16,14 | a | 14,63 | a | 13,38 | a | 1,330 | 0,178 | ns |
| Concentración espermática, espermatozoides/ml | 155,40 x10 ⁶ | a | 163,00 x10 ⁶ | b | 166,40 x10 ⁶ | bc | 168,60 x10 ⁶ | c | 1,42 x10 ⁶ | <0,001 | ** |
| Viabilidad espermática | 83,89 | a | 86,67 | a | 89,13 | a | 91,09 | a | 2,320 | 0,188 | ns |
| Viscosidad | 2,00 | a | 2,00 | a | 2,60 | bc | 3,00 | c | 0,120 | <0,001 | ** |

E.E.= Error estándar; **Prob.** = Probabilidad; **Sig.** = Significancia. Prob. ≤ 0,05: Existen diferencias altamente significativas.

Prob. ≥ 0,01: No existen diferencias estadísticas; Prob. ≤ 0,01: Existen diferencias altamente significativas.

Realizado por: Chucag, Alex, 2023.

4.2.1. Volumen, ml

El volumen seminal (ml) de los sementales equinos, presentó diferencias significativas entre los tratamientos motivos del estudio ($P < 0,05$), un mayor volumen seminal lo reportaron los tratamientos que se utilizaron 100 (83,60 ml) y 150 (86,40 ml) ml de agua de mar.

El análisis de la regresión del volumen de eyaculado de los sementales equinos, presentó diferencias ($P < 0,05$); a medida que aumentan los niveles de agua de mar, el volumen del eyaculado también aumenta ($r = 0,60$). El coeficiente de determinación (R^2), indica que el 36,1% de la varianza del volumen de eyaculado está explicado por los tratamientos, mientras que el 63,9 % restante, depende de factores externos, como el medio ambiente; como se puede observar en la ilustración 4-3.

Al estudiar el efecto de la asociación L-glutamina – Etilenglicol en la crio preservación de semen equino se reporta una media 47,5 ml (Neira *et al.*, 2007, p.11).

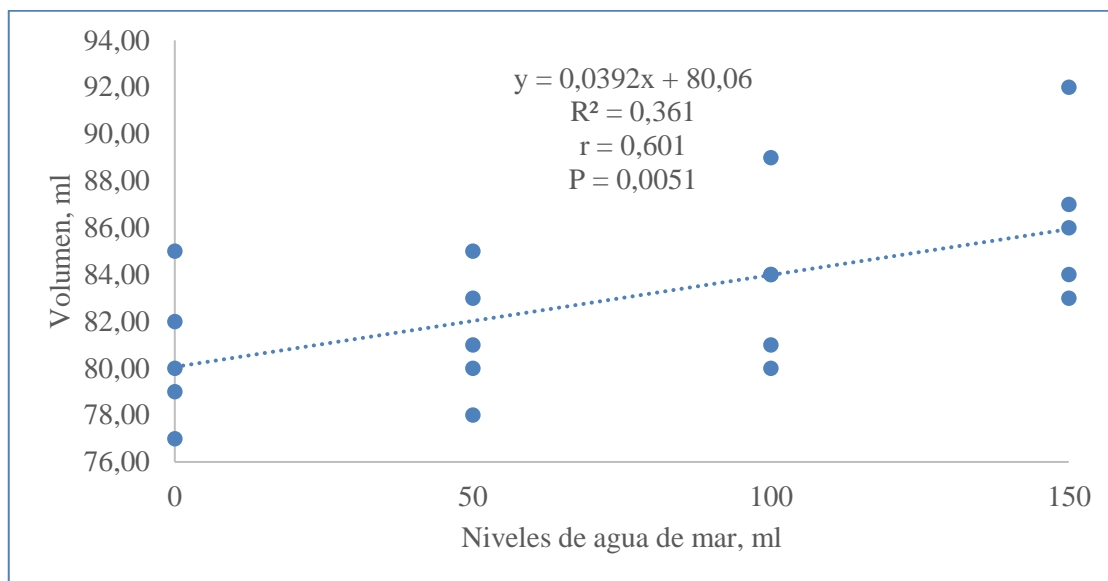


Ilustración 4-3: Análisis de regresión del volumen seminal de los sementales equinos, bajo el efecto del agua de mar.

Realizado por: Chucag, Alex, 2023.

Vásquez (2019, p.43) evaluó la influencia de la estación climática sobre parámetros seminales de equinos de paso del Perú, reportando un volumen promedio de 41,1 ml en invierno y 52,66 ml en verano. Todos los reportes de eyaculados son válidos ya que Galina (2006, p.24) menciona que el volumen de eyaculado de los equinos presenta un rango de 30 a 300 ml, dependiendo de la zona de recolección, condiciones climáticas, edad de los animales, condición corporal, entre otras.

4.2.2. pH

El pH de los sementales equinos, no presentó diferencias significativas entre los tratamientos motivos del estudio ($P > 0,05$), una media del pH de los tratamientos evaluados es de 7,05, en la ilustración 4-4 se detallan los resultados obtenidos.

Barriga (2018, p.43) reporta que los valores promedios adecuados de pH del semen equino son de 6,2 a 7,8; por lo que los valores reportados en a la presente investigación se encuentran dentro de los valores adecuados; dentro de los factores que afectan el pH se encuentran relacionados al animal, la alimentación, raza, además su medición deberá realizarse lo más pronto posible, debido a que, al pasar las horas se forma ácido láctico y el pH disminuirá.

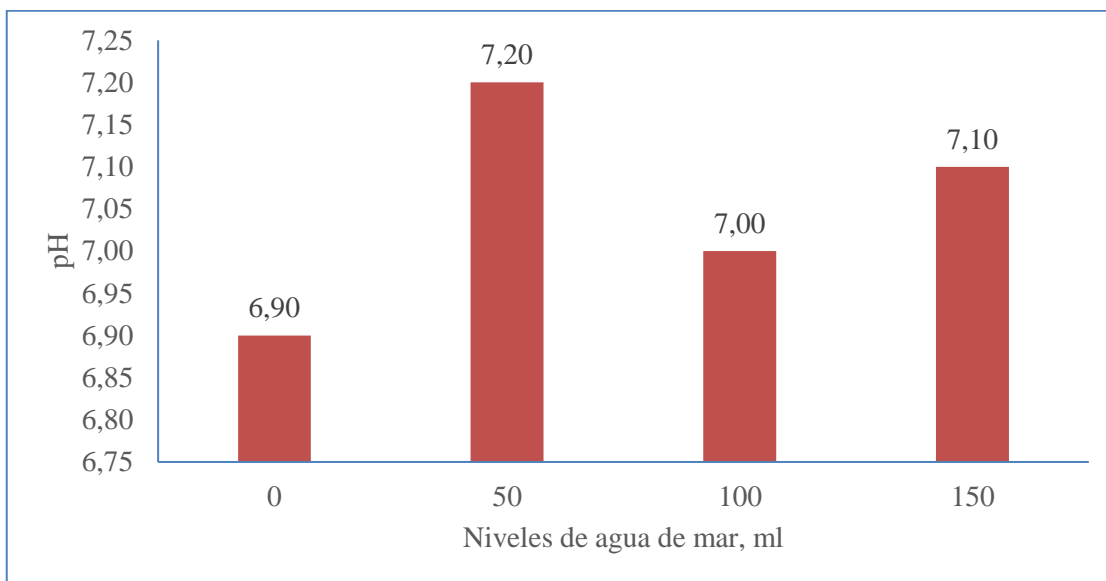


Ilustración 4-4: pH seminal de los sementales equinos, bajo el efecto del agua de mar.

Realizado por: Chucag, Alex, 2023.

4.2.3. *Movimiento individual*

El movimiento individual de los espermatozoides evaluados en una escala de 1 al 5, en las muestras seminales de los sementales equinos, no presentó diferencias significativas entre los tratamientos motivos del estudio ($P > 0,05$), todos los tratamientos obtuvieron una media de 3,92; como se describe en la ilustración 4-5.

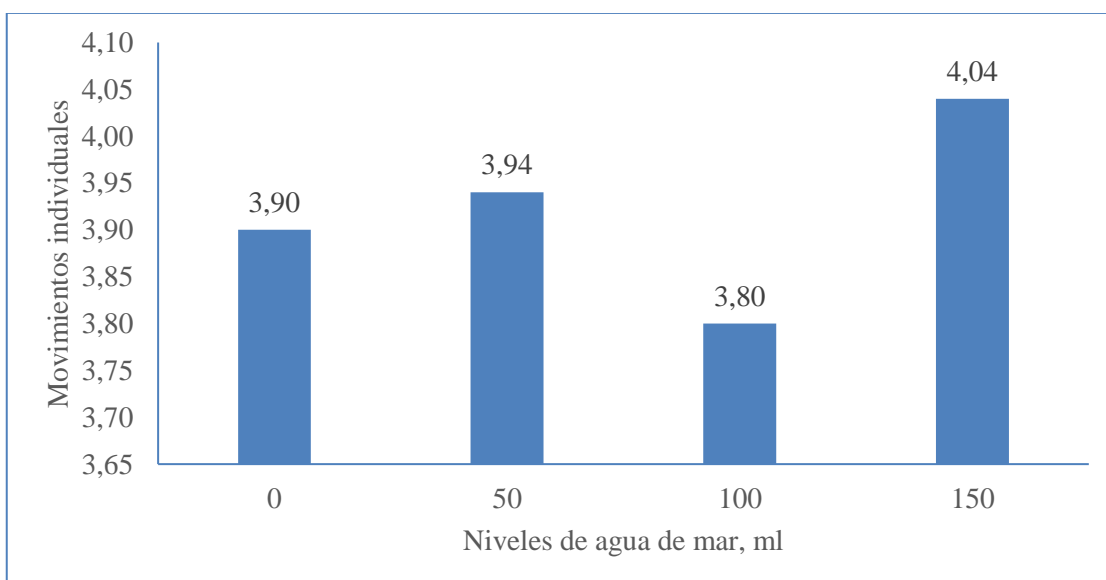


Ilustración 4-5: Movimiento individual seminal de los sementales equinos, bajo el efecto del agua de mar.

Realizado por: Chucag, Alex, 2023.

La evaluación de la motilidad debe ser determinada inmediatamente extraída la muestra, no debe sobrepasar los 5 minutos después de la recolección, debido a que la calidad de los espermatozoides disminuye. Pérez (2018, p.13) evaluó el semen de equinos en el Ecuador, reportando una puntuación de 5 para sus muestras.

Albarracín (2022, p.7) comparó la calidad seminal de los equinos de del municipio de Arauca en Colombia, reportando una motilidad individual de 4 en los equinos cuarto de milla, 4 en potros cuarto de milla y 3,5 en potros mestizos; estos datos están de acuerdo a los reportados en la presente investigación.

4.2.4. *Movimiento en masa, %*

El movimiento en masa de los espermatozoides, en las muestras seminales de los sementales equinos, no presentó diferencias significativas ($P > 0,05$) entre los tratamientos evaluados (50, 100 y 150 ml de agua de mar), una media de 85,80 % se reporta para todos los tratamientos como se detalla en el ilustración 4-6.

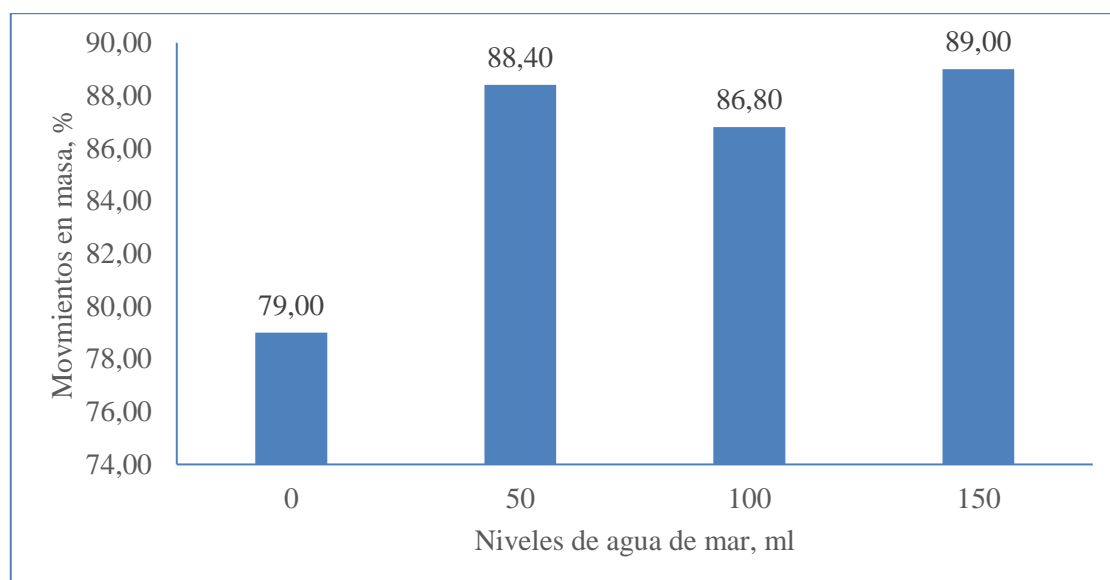


Ilustración 4-6: Movimiento masal seminal de los sementales equinos, bajo el efecto del agua de mar.

Realizado por: Chucag, Alex, 2023.

Al estudiar el efecto de la asociación L-glutamina – Etilenglicol en la crio preservación de semen equino se reporta un movimiento en masa de los espermatozoides de 65,0 % (Neira et al., 2007, p.11). Giraldo *et al.*, (2006, p.16) evaluó la calidad del semen equino fresco reportando una movilidad promedio de 37,6 %; mientras que Parleyliet (1994, p.10) reportó un 53,0 %; este

parámetro tiende a disminuir con el pasar del tiempo, en refrigeración se reduce hasta el 3,2 % en 48 horas.

Restrepo *et al.*, (2013, p.7) reportan un promedio de movilidad total para el semen equino fresco de 83,3 %, Lozano *et al.*, (2011, p.13) reportaron porcentajes entre el 60,0 y 80,0 %, y Candeias *et al.*, (2012, p.11) describen una movilidad de 83,5 %.

4.2.5. Morfoanomalías, %

El porcentaje de morfoanomalías de los espermatozoides, en las muestras seminales de los sementales equinos, no presentó diferencias significativas ($P > 0,05$) entre los tratamientos evaluados (50, 100 y 150 ml de agua de mar), un promedio de 15,43 % de morfoanomalías se reporta en los tratamientos, como se detalla en la ilustración 4-7.

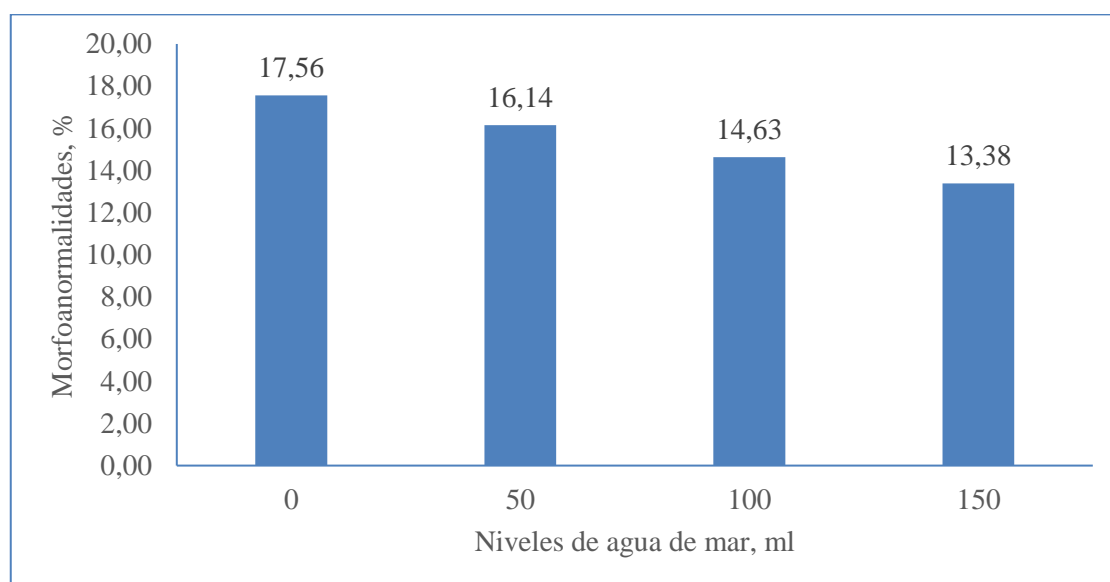


Ilustración 4-7: Porcentaje de morfoanomalías seminal de los sementales equinos, bajo el efecto del agua de mar.

El porcentaje de espermatozoides anormales no deberá sobrepasar del 30,0 % (Barriga, 2018, p.14), por lo que los datos reportados dentro de la presente investigación se encuentran en los valores normales

4.2.6. Concentración espermática, espermatozoides/ml

La variable concentración espermática (espermatozoides/ml), en las muestras seminales de los sementales equinos, presentó diferencias significativas ($P < 0,05$) entre los tratamientos evaluados (50, 100 y 150 ml de agua de mar), una mayor concentración de espermatozoides lo presentaron los tratamientos T2 ($166,40 \times 10^6$) y T3 ($168,60 \times 10^6$).

El análisis de regresión de la concentración espermática en los sementales equinos, presentó diferencias ($P < 0,05$); a medida que aumentan los niveles de agua de mar, la concentración espermática también aumenta ($r = 0,83$). El coeficiente de determinación (R^2), indica que el 69,8% de la varianza de la variable concentración espermática está explicado por los tratamientos, mientras que el 30,2 % restante, está en dependencia de factores externos, como el manejo individual de los equinos, medio ambiente, entre otros; como se puede observar en la ilustración 4-8.

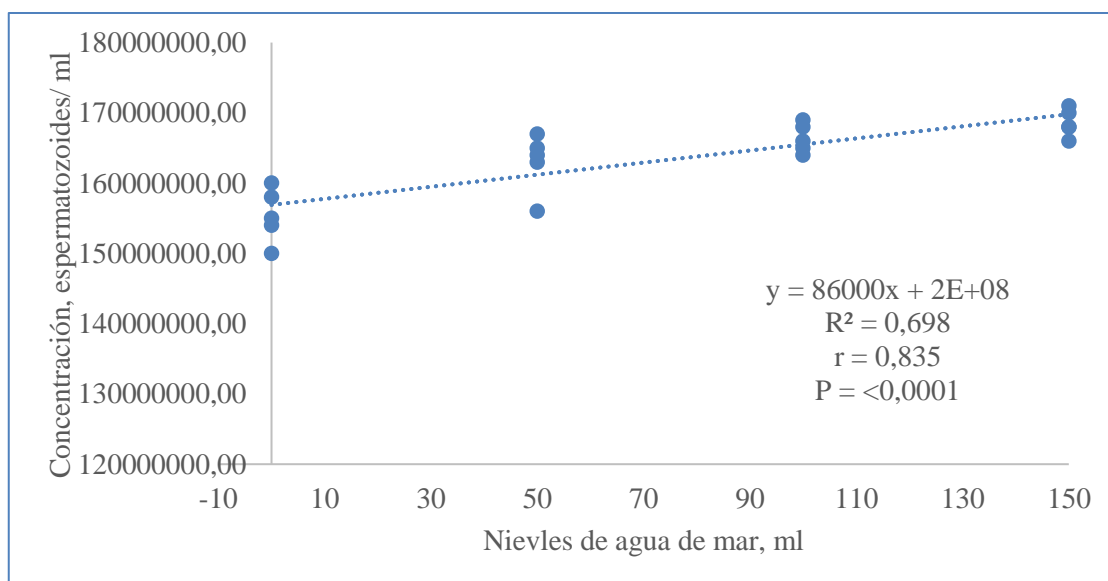


Ilustración 4-8: Concentración espermática seminal de los sementales equinos, bajo el efecto del agua de mar.

Al estudiar el efecto de la asociación L-glutamina – Etilenglicol en la crío preservación de semen equino se reporta una concentración espermática de $210,0 \times 10^6$ (Neira *et al.*, 2007, p.11). Aznarán (2019, p.44) reportó una concentración de 136 a 300×10^6 espermatozoides/ml en caballos de paso peruano.

Hafez (2000, p.10) indica que la concentración espermática en equinos es de 100 a 150 x10⁶ espermatozoides/ml, en cambio, Galina (2006, p.50) reporta una concentración espermática de 150 a 300 x10⁶ espermatozoides/ml. Nevarez (2011, p.23) reporta un rango de 150 a 300 x10⁶ espermatozoides/ml, por lo que los valores reportados en la presente investigación se encuentran dentro de los parámetros normales.

4.2.7. Viabilidad espermática, %

La viabilidad espermática, en las muestras seminales de los sementales equinos, no presentó diferencias significativas ($P > 0,05$) entre los tratamientos evaluados (50, 100 y 150 ml de agua de mar), se reporta una viabilidad promedio de 87,70 %, como se detalla en la ilustración 4-9.

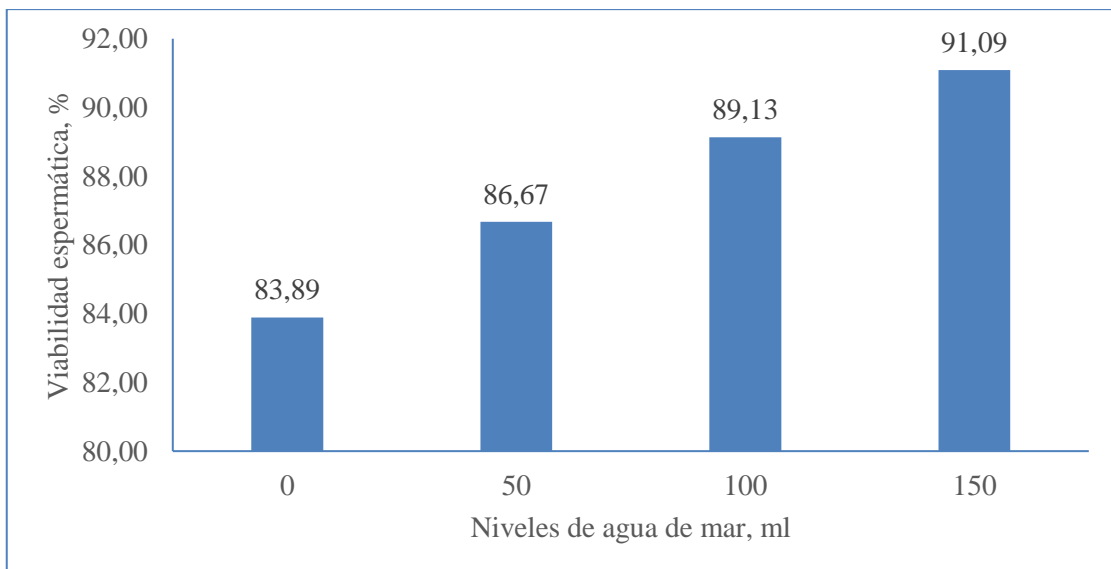


Ilustración 4-9: Viabilidad espermática de los sementales equinos, bajo el efecto del agua de mar.

Giraldo *et al.*, (2006, p.16) evaluó la calidad del semen equino reportando un promedio de 57,0 % de semen fresco, este valor es parecido al reportado por Parleyliet (1994, p.10) 65,0 %; este valor tiende a disminuir con el pasar del tiempo, en refrigeración se puede reducir hasta el 30,0 % en 48 horas.

4.2.8. Viscosidad

La viscosidad espermática de las muestras seminales de los sementales equinos, evaluada en una escala del 1 al 5, presentó diferencias significativas ($P < 0,05$) entre los tratamientos evaluados (50, 100 y 150 ml de agua de mar), una mayor viscosidad lo reporta el T3 (2,60) y T4 (3,00).

El análisis de regresión de la viscosidad espermática en los sementales equinos, presentó diferencias ($P < 0,05$); a medida que aumentan los niveles de agua de mar, la viscosidad espermática también aumenta ($r = 0,82$). El coeficiente de determinación (R^2), indica que el 67,5 % de la varianza de la variable viscosidad espermática está explicado por los tratamientos, mientras que el 32,5 % restante, está en dependencia de factores externos, como el manejo individual de los equinos, medio ambiente, entre otros; como se puede observar en la ilustración 4-10.

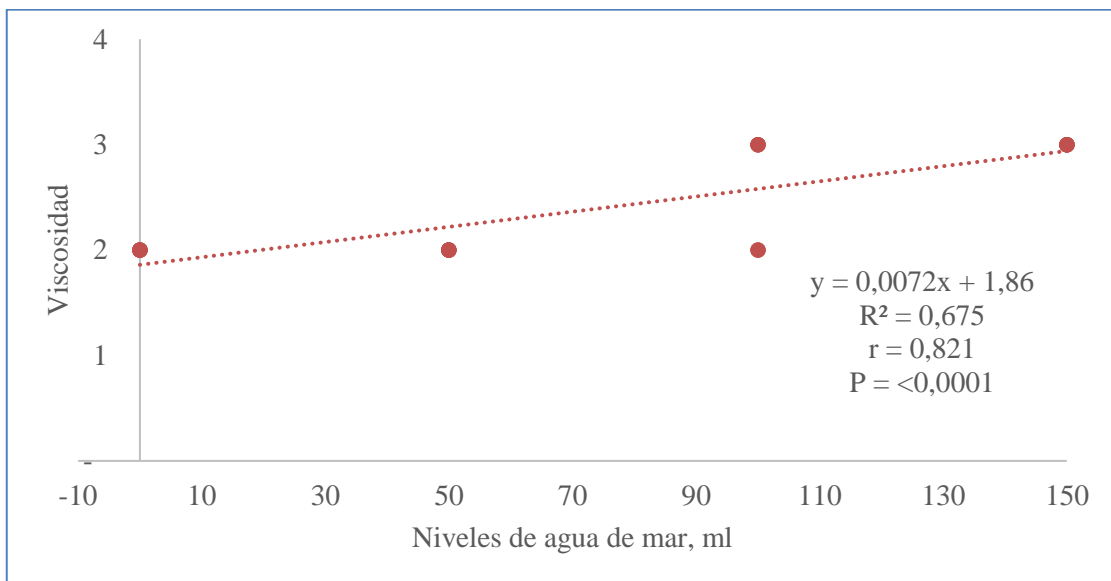


Ilustración 4-10: Viscosidad espermática de los sementales equinos, bajo el efecto del agua de mar.

4.3. Análisis económico

Los resultados obtenidos después de haber realizado el respectivo análisis beneficio costo, se muestran en la tabla 4-2.

Después de evaluar la variable beneficio/costo se registran respuestas económicas teniendo en cuenta que se venden las pajuelas procedentes de los equinos, la mayor rentabilidad se presentó en el T3 (150 ml de agua de mar, vía intravenosa); debido principalmente a que se obtuvieron un mayor número de pajuelas para vender.

Tabla 4-2: Análisis económico

| Variables | unidad | Costo unitario, (\$) | Tratamientos | | | | | | | |
|----------------------|---------------|----------------------|--------------|-------------|----------|-------------|----------|-------------|----------|-------------|
| | | | T0 | | T1 | | T2 | | T3 | |
| | | | Cantidad | Total | Cantidad | Total | Cantidad | Total | Cantidad | Total |
| Egresos | \$ | | | | | | | | | |
| Agua de mar | ml | 0,25 | 0 | 0 | 50 | 12,5 | 100 | 25 | 150 | 37,5 |
| Jeringas 50ml | unidad | 2 | 0 | 0 | 5 | 10 | 5 | 10 | 5 | 10 |
| Agujas 18 x 1/1/2 | unidad | 0,01 | 0 | 0 | 5 | 0,05 | 5 | 0,05 | 5 | 0,05 |
| Evaluación seminal | unidad | 100 | 5 | 500 | 5 | 500 | 5 | 500 | 5 | 500 |
| Total egresos | \$ | | | 500 | | 523 | | 535 | | 548 |
| Ingresos | unidad | | | | | | | | | |
| Pajuelas | unidad | 15 | 43 | 645 | 47 | 705 | 46 | 690 | 51 | 765 |
| B/C | \$ | | | 1,29 | | 1,35 | | 1,29 | | 1,40 |

Realizado por: Chucag, Alex, 2023.

El beneficio costo de 1,40 determina que por cada dólar invertido, existe una ganancia de 0,40 dólares, en porcentaje se puede decir que presenta el 40,0 % de rentabilidad.

CONCLUSIONES

Al analizar los resultados obtenidos en la presente investigación, se llegó a las siguientes conclusiones:

- En cuanto a los parámetros macroscópicos, el color cremoso fue más predominante respecto al color acuoso, y la variable aspecto determinó mayormente muestras normales.
- Los tratamientos al emplear 100 ml y 150 ml de agua de mar sobre la evaluación seminal de equinos, mostró los mejores valores (volumen, concentración espermática, viscosidad), y macroscópicamente presentaron un color cremoso y viscosidad normal, por lo que se puede emplear para mejorar la calidad reproductiva de los caballos.
- Los parámetros microscópicos presentaron mejores valores con la aplicación de 100 y 150 ml de agua de mar, pero únicamente en la variable concentración espermática en comparación con los otros tratamientos.
- El tratamiento 3 (150 ml de agua de mar) presentó la mejor respuesta económica, con un beneficio/costo de 1,40; lo que nos indica que por cada dólar invertido se obtiene una ganancia de 0,40 dólares; o también podemos decir que se obtienen una rentabilidad del 40,0 %.
- Los parámetros evaluados en los equinos, determina que las variables volumen espermático, concentración espermática y viscosidad presentaron diferencias significativas a favor de los tratamientos que se utilizaron 100 y 150 ml de agua de mar, mientras que las variables pH, movilidad individual, masal, morfoanomalías y viabilidad espermática no reportaron diferencias significativas.

RECOMENDACIONES

- Investigar los factores que pueden estar afectando los parámetros macroscópicos evaluados en el estudio, como la alimentación, el ambiente, la genética, la edad del animal, entre otros con la finalidad de obtener resultados mucho más confiables al realizar posteriores investigaciones
- Continuar con más investigaciones sobre el tema con la finalidad de intensificar bases de datos confiables que sirva tanto a estudiantes, así como a académicos e investigadores en el área.
- Realizar una investigación con la aplicación de niveles superiores de agua de mar con el propósito de conocer si se puede obtener un efecto significativo sobre las otras variables microscópicas como son la movilidad individual, la movilidad en masa y la viabilidad espermática.
- Utilizar 100 ml o 150 ml de agua de mar, en los caballos con el fin de mejorar los parámetros microscópicos y macroscópicos de la calidad del semen.

BIBLIOGRAFÍA

ACOSTA, T. “Vascular control of ovarian function: ovulation, corpus luteum formation and regression”. *Animal Reproduction Science* [en línea], 2004, (Estados Unidos), 12(2), pp 3 - 5. [Consulta: 15 de mayo de 2023]. Disponible en: DOI: 10.1016/j.anireprosci.2004.04.022

ALBARRACÍN, K. Evaluación comparativa de la calidad seminal de la raza cuarto de milla frente al caballo mestizo en la finca el Secreto de la verada Maporita del Municipio de Arauca (Trabajo de titulación) (Pregrado). Universidad Cooperativa de Colombia, Facultad de Ciencias de la Salud, Medicina Veterinaria y Zootecnia, Arauca. 2022. pp 3 - 5. [Consulta: 15 de mayo de 2023].

ANDRADE, F., PEREZ, J., D' OLIVEIRA, A., SOUSA, A., VALE, V., MARC, H., CHACON, L., & ARIAS, S. “Foliculogénesis y ovulación en la especie equina”. *Revista médica veterinaria* [en línea]. 2011. 3(2), pp 3 - 5. [Consulta: 15 de mayo de 2023].

AZNARÁN, R. Relación entre el volumen testicular, volumen del eyaculado y concentración espermática en caballos inscritos en la asociación de criadores y propietarios del caballo peruano de paso–Lambayeque (Trabajo de titulación) (Pregrado). Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo. 2019. pp 3 - 5. [Consulta: 8 de mayo de 2023].

BARRIGA, X. Evaluación de Crioprotectores no Penetrantes: Proteínas de Baja Densidad (LDL) y Yema de Huevo de Gallina, en Calidad de Semen Refrigerado y Congelado de Caballos Peruano de Paso. (Trabajo de titulación) (Pregrado). Universidad Católica de Santa María, Perú. 2018. pp 3 - 5. [Consulta: 16 de mayo de 2023].

BONILLA, D. Sistemas de producción equina (Trabajo de titulación) (Pregrado). Universidad nacional abierta y a distancia, escuela de ciencias agrícolas, pecuarias y del medio ambiente. 2013. pp 3 - 5. [Consulta: 15 de mayo de 2023].

CANDEIAS, M., ALVARENGA, M., TEORO DO CARMO, M., NUNES, H., RUSSO, M., TORRES, R., RIOS, A., & ZANDONADI, F. “Semen cryopreservation protocols of Mangalarga Marchador stallions”. *Revista Brasileira de Zootecnia*. [en línea]. 2012. 41(9), pp 11 - 42. [Consulta: 16 de mayo de 2023].

CAPURRO, S. Inducción farmacológica de la eyaculación ex copula en padrillos Holsteiner en entrenamiento (Trabajo de titulación) (Pregrado). Universidad de la República del Uruguay. 2016. pp 11 - 18. [Consulta: 11 de mayo de 2023].

CHENIER T. “Anatomy and examination of the normal testicle. In: Samper JC, Pycock JF, McKinnon AO. Current therapy in equine reproduction”. Saint Louis, USA: Saunders Elsevier. [en línea] 2007. pp 2 - 28. [Consulta: 11 de mayo de 2023].

CORREDOR, M. Comparación de los parámetros espermáticos con la capacidad de producción espermática mediante medición testicular en sementales del criadero la Marqueza de Tenjo Cundinamarca (Trabajo de titulación) (Pregrado). Universidad Antonio Mariño. 2023. pp 3 - 18. [Consulta: 11 de mayo de 2023].

DAVIES, M. “Fisiología de la Reproducción de los Équidos, Cría y manejo de la Yeguada”. Editorial Acribia S. A. Zaragoza. [en línea] 2005 (España) 12(2). pp 11 - 18. [Consulta: 11 de mayo de 2023].

FLÓREZ, A. “El agua de mar en la alimentación y en la terapéutica”. Revista de Especializaciones Médicas, [en línea], 2015, 30(1). pp 111 - 118. [Consulta: 11 de mayo de 2023].

GALINA, C & VALENCIA, J. “Reproducción de animales domésticos”. Editorial Limusa [en línea], 2006. 5(1), pp 11 - 18. [Consulta: 11 de mayo de 2023].

GIRALDO, N., VILLEGAS, J., CORREA, A., & ARAQUE, N. “Evaluación del efecto de la refrigeración sobre la calidad del semen equino”. Revista CES Medicina Veterinaria y Zootecnia [en línea], 2006, 1(2), pp. 8 - 16. [Consulta: 11 de mayo de 2023].

GOMENDIO, M. “El papel de las biotecnologías reproductivas en la conservación animal”. Revista de Ecosistemas [en línea], 2006, 15(2). pp 11 - 18. [Consulta: 11 de mayo de 2023].

GUERRERO, Z. Evaluación de la calidad del semen en equino 1 4/de Milla en dos diferentes épocas (invierno-primavera) en la Comarca Lagunera. (Trabajo de titulación) (Pregrado). Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro Unidad Laguna. 2015. pp 2 - 18. [Consulta: 11 de mayo de 2023].

HAFEZ, B. “Espermatogénesis, Reproducción e inseminación en animales”. Mc Graw Hill [en línea], 2000, 2(1), pp 11 - 18. [Consulta: 11 de mayo de 2023].

LEÓN, A., & GONZALES, A. Terapia hormonal en yeguas con problemas reproductivos (Trabajo de titulación) (Pregrado). Universidad Cooperativa de Colombia, Facultad de Ciencias de la Salud, Medicina Veterinaria y Zootecnia, Villavicencio. 2019. pp 11 - 18. [Consulta: 11 de mayo de 2023].

LOZANO, D., GIL, L., & ÁLVAREZ, C. “Efecto de la adición de plasma seminal en el semen equino descongelado”. Sanidad Militar [en línea], 2011, 67(3). pp 284 - 290. [Consulta: 11 de mayo de 2023].

PARLEVLIT, J., KEMP, I., & COLENDREN, D. “Reproductive characteristics and semen quality in Dutch Warm blood stallions”. Revista de Reproducción [en línea]. 1994, 10(7). pp 78 - 89. [Consulta: 11 de mayo de 2023].

PÉREZ, J. Crio Preservación de Semen en Equinos (Trabajo de titulación) (Pregrado). Universidad Técnica de Cotopaxi, Ecuador. 2018. pp 11 - 18. [Consulta: 11 de mayo de 2023].

RESTREPO, G., OCAMPO, D., VELÁSQUEZ, A. “Evaluación de la movilidad del semen crio preservado de caballos criollo colombiano por un sistema analizador de clase”. Revista UDCA Actualidad & Divulgación Científica [en línea], 2013, 16(2), pp. 445 - 450. [Consulta: 11 de mayo de 2023].

SÁNCHEZ, L. “Bienestar animal en equinos (Equus caballus): una evaluación comparativa en reproductores del sur de España”. Revista Científica [en línea], 2015, 25(6), pp. 471 - 480. [Consulta: 11 de mayo de 2023].

SMITH, H. “Infertility in stallions: evaluation of semen and sperm”. California Thoroughbred Breeders Association [en línea]. 2011, 1(1). pp 11 - 18. [Consulta: 11 de mayo de 2023].

UGALDE, J. “Biotecnologías reproductivas para el siglo XXI”. Revista Cubana de Ciencia Agrícola [en línea]. 2014, 48(1), p. 33-34. [Consulta: 11 de mayo de 2023].

VALENCIA, D. Morfofisiología y patología en el sistema reproductivo de la yegua: un enfoque microscópico (Trabajo de titulación) (Pregrado). Universidad Antonio Mariño. 2022. pp 5 - 47. [Consulta: 8 de mayo de 2023].

VÁSQUEZ, P. Influencia de la estación (invierno-primavera) sobre el volumen testicular y volumen del eyaculado en caballos inscritos en la Asociación de criadores y propietarios del caballo peruano de paso de Lambayeque (Trabajo de titulación) (Pregrado). Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo, Lambayeque – Perú. 2019. pp 11 - 18. [Consulta: 11 de mayo de 2023].



D. VALERA
Ing. Christian Castillo



ANEXOS

ANEXO A. VOLUMEN SF, ML

1. RESULTADOS EXPERIMENTALES

| Tratamiento | Repeticiones | | | | | SUMA | PROMEDIO |
|--------------------------------|--------------|-------|-------|-------|-------|--------|----------|
| | I | II | III | IV | V | | |
| T0 | 80,00 | 82,00 | 85,00 | 79,00 | 77,00 | 403,00 | 80,60 |
| T1 | 81,00 | 85,00 | 83,00 | 78,00 | 80,00 | 407,00 | 81,40 |
| T2 | 84,00 | 89,00 | 84,00 | 80,00 | 81,00 | 418,00 | 83,60 |
| T3 | 87,00 | 92,00 | 86,00 | 83,00 | 84,00 | 432,00 | 86,40 |
| Promedio General | | | | | | | 83,00 |
| Desviación Estándar | | | | | | | 1,44 |
| Coefficiente de Variación (CV) | | | | | | | 3,87 |

2. ANÁLISIS DE VARIANZA

| F.V. | SC | gl | CM | F | p-valor |
|-------------------------------|-------|----|-------|------|---------|
| cantidad de agua de mar (m..) | 101,2 | 3 | 33,73 | 3,28 | 0,0485 |
| Error | 164,8 | 16 | 10,3 | | |
| Total | 266 | 19 | | | |

3. MEDIAS Y ASIGNACIÓN DE RANGOS DE ACUERDO A LA PRUEBA DE DUNCAN (P≤0,05)

| Cantidad de agua de mar, ml | Medias | n | E.E. | |
|-----------------------------|--------|---|------|----|
| 0 | 80,6 | 5 | 1,44 | A |
| 50 | 81,4 | 5 | 1,44 | A |
| 100 | 83,6 | 5 | 1,44 | AB |
| 150 | 86,4 | 5 | 1,44 | B |

ANEXO B. VOLUMEN CF, ML

1. RESULTADOS EXPERIMENTALES

| Tratamiento | Repeticiones | | | | | SUMA | PROMEDIO | |
|------------------------------|--------------|-------|-------|-------|-------|--------|----------|-------|
| | I | II | III | IV | V | | | |
| T0 | 70,00 | 72,00 | 75,00 | 69,00 | 67,00 | 353,00 | 70,60 | |
| T1 | 71,00 | 75,00 | 73,00 | 68,00 | 70,00 | 357,00 | 71,40 | |
| T2 | 74,00 | 79,00 | 74,00 | 70,00 | 71,00 | 368,00 | 73,60 | |
| T2 | 77,00 | 82,00 | 76,00 | 73,00 | 74,00 | 382,00 | 76,40 | |
| Promedio General | | | | | | | | 73,00 |
| Desviación Estándar | | | | | | | | 1,44 |
| Coficiente de Variación (CV) | | | | | | | | 4,40 |

2. ANÁLISIS DE VARIANZA

| F.V. | SC | gl | CM | F | p-valor |
|-------------------------------|-------|----|-------|------|---------|
| Modelo | 101,2 | 3 | 33,73 | 3,28 | 0,0485 |
| Cantidad de agua de mar (m..) | 101,2 | 3 | 33,73 | 3,28 | 0,0485 |
| Error | 164,8 | 16 | 10,3 | | |
| Total | 266 | 19 | | | |

3. MEDIAS Y ASIGNACIÓN DE RANGOS DE ACUERDO A LA PRUEBA DE DUNCAN (P≤0,05)

| Cantidad de agua de mar (m..) | Medias | n | E.E. | |
|-------------------------------|--------|---|------|----|
| 0 | 70,6 | 5 | 1,44 | A |
| 50 | 71,4 | 5 | 1,44 | A |
| 100 | 73,6 | 5 | 1,44 | AB |
| 150 | 76,4 | 5 | 1,44 | B |

ANEXO C. PH

1. RESULTADOS EXPERIMENTALES

| Tratamiento | Repeticiones | | | | | SUMA | PROMEDIO |
|--------------------------------|--------------|------|------|------|------|-------|----------|
| | I | II | III | IV | V | | |
| T0 | 7,00 | 6,50 | 7,00 | 7,00 | 7,00 | 34,50 | 6,90 |
| T1 | 7,50 | 7,50 | 7,00 | 7,00 | 7,00 | 36,00 | 7,20 |
| T2 | 7,00 | 7,00 | 7,00 | 7,00 | 7,00 | 35,00 | 7,00 |
| T3 | 7,00 | 7,00 | 7,00 | 7,50 | 7,00 | 35,50 | 0,00 |
| Promedio General | | | | | | | 7,05 |
| Desviación Estándar | | | | | | | 0,09 |
| Coefficiente de Variación (CV) | | | | | | | 2,97 |

2. ANÁLISIS DE VARIANZA

| F.V. | SC | gl | CM | F | p-valor |
|-----------------------------|------|----|------|-----|---------|
| Cantidad de agua de mar, ml | 0,25 | 3 | 0,08 | 1,9 | 0,1695 |
| Error | 0,7 | 16 | 0,04 | | |
| Total | 0,95 | 19 | | | |

3. MEDIAS Y ASIGNACIÓN DE RANGOS DE ACUERDO A LA PRUEBA DE DUNCAN ($P \leq 0,05$)

| Cantidad de agua de mar (m..) | Medias | n | E.E. | |
|-------------------------------|--------|---|------|---|
| 0 | 6,9 | 5 | 0,09 | A |
| 100 | 7 | 5 | 0,09 | A |
| 150 | 7,1 | 5 | 0,09 | A |
| 50 | 7,2 | 5 | 0,09 | A |

ANEXO D. MOVIMIENTO INDIVIDUAL

1. RESULTADOS EXPERIMENTALES

| Tratamiento | Repeticiones | | | | | SUMA | PROMEDIO | |
|--------------------------------|--------------|------|------|------|------|-------|----------|-------|
| | I | II | III | IV | V | | | |
| T0 | 3,00 | 4,00 | 4,50 | 3,50 | 4,50 | 19,50 | 3,90 | |
| T1 | 3,70 | 4,50 | 4,50 | 4,00 | 3,50 | 20,20 | 4,04 | |
| T2 | 3,00 | 3,50 | 4,50 | 4,50 | 3,50 | 19,00 | 3,80 | |
| T3 | 3,70 | 4,00 | 4,00 | 3,50 | 4,50 | 19,70 | 3,94 | |
| Promedio General | | | | | | | | 3,92 |
| Desviación Estándar | | | | | | | | 0,25 |
| Coefficiente de Variación (CV) | | | | | | | | 14,12 |

2. ANÁLISIS DE VARIANZA

| F.V. | SC | gl | CM | F | p-valor |
|-----------------------------|------|----|------|------|---------|
| Cantidad de agua de mar, ml | 0,15 | 3 | 0,05 | 0,16 | 0,921 |
| Error | 4,9 | 16 | 0,31 | | |
| Total | 5,05 | 19 | | | |

3. MEDIAS Y ASIGNACIÓN DE RANGOS DE ACUERDO A LA PRUEBA DE DUNCAN (P≤0,05)

| Cantidad de agua de mar (m..) | Medias | n | E.E. | |
|-------------------------------|--------|---|------|---|
| 100 | 3,8 | 5 | 0,25 | A |
| 0 | 3,9 | 5 | 0,25 | A |
| 150 | 3,94 | 5 | 0,25 | A |
| 50 | 4,04 | 5 | 0,25 | A |

ANEXO E. MOVIMIENTO EN MASA, %

1. RESULTADOS EXPERIMENTALES

| Tratamiento | Repeticiones | | | | | SUMA | PROMEDIO |
|--------------------------------|--------------|-------|-------|-------|-------|--------|----------|
| | I | II | III | IV | V | | |
| T0 | 70,00 | 70,00 | 90,00 | 80,00 | 85,00 | 395,00 | 79,00 |
| T1 | 90,00 | 90,00 | 93,00 | 85,00 | 84,00 | 442,00 | 88,40 |
| T2 | 80,00 | 85,00 | 93,00 | 86,00 | 90,00 | 434,00 | 86,80 |
| T3 | 85,00 | 90,00 | 80,00 | 95,00 | 95,00 | 445,00 | 89,00 |
| Promedio General | | | | | | | 85,80 |
| Desviación Estándar | | | | | | | 2,84 |
| Coefficiente de Variación (CV) | | | | | | | 7,41 |

2. ANÁLISIS DE VARIANZA

| F.V. | SC | Gl | CM | F | p-valor |
|-----------------------------|-------|----|--------|------|---------|
| Cantidad de agua de mar, ml | 321,2 | 3 | 107,07 | 2,65 | 0,084 |
| Error | 646 | 16 | 40,38 | | |
| Total | 967,2 | 19 | | | |

3. MEDIAS Y ASIGNACIÓN DE RANGOS DE ACUERDO A LA PRUEBA DE DUNCAN ($P \leq 0,05$)

| Cantidad de agua de mar, ml | Medias | n | E.E. | |
|-----------------------------|--------|---|------|---|
| 0 | 79 | 5 | 2,84 | A |
| 100 | 86,8 | 5 | 2,84 | A |
| 50 | 88,4 | 5 | 2,84 | A |
| 150 | 89 | 5 | 2,84 | A |

ANEXO F. MORFOANOMALÍAS

1. RESULTADOS EXPERIMENTALES

| Tratamiento | Repeticiones | | | | | SUMA | PROMEDIO |
|--------------------------------|--------------|-------|-------|-------|-------|-------|----------|
| | I | II | III | IV | V | | |
| T0 | 16,20 | 14,20 | 15,90 | 20,00 | 21,50 | 87,80 | 17,56 |
| T1 | 13,64 | 13,51 | 14,77 | 19,20 | 19,60 | 80,71 | 16,14 |
| T2 | 11,46 | 12,80 | 13,50 | 17,30 | 18,10 | 73,16 | 14,63 |
| T3 | 10,50 | 10,70 | 13,00 | 15,50 | 17,20 | 66,90 | 13,38 |
| Promedio General | | | | | | | 15,43 |
| Desviación Estándar | | | | | | | 1,33 |
| Coefficiente de Variación (CV) | | | | | | | 19,33 |

2. ANÁLISIS DE VARIANZA

| F.V. | SC | Gl | CM | F | p-valor |
|-----------------------------|--------|----|-------|------|---------|
| Cantidad de agua de mar, ml | 49,43 | 3 | 16,48 | 1,85 | 0,1784 |
| Error | 142,33 | 16 | 8,9 | | |
| Total | 191,75 | 19 | | | |

1. MEDIAS Y ASIGNACIÓN DE RANGOS DE ACUERDO A LA PRUEBA DE DUNCAN ($P \leq 0,05$)

| cantidad de agua de mar, ml | Medias | n | E.E. | |
|-----------------------------|--------|---|------|---|
| 150 | 13,38 | 5 | 1,33 | A |
| 100 | 14,63 | 5 | 1,33 | A |
| 50 | 16,14 | 5 | 1,33 | A |
| 0 | 17,56 | 5 | 1,33 | A |

ANEXO G. CONCENTRACIÓN ESPERMÁTICA, ESPERMATOZOIDES /ML

2. RESULTADOS EXPERIMENTALES

| Tratamiento | Repeticiones | | | | | SUMA | PROMEDIO |
|--------------------------------|--------------|----------|----------|----------|----------|----------|----------|
| | I | II | III | IV | V | | |
| T0 | 1,50E+08 | 1,58E+08 | 1,60E+08 | 1,55E+08 | 1,54E+08 | 7,77E+08 | 1,55E+08 |
| T1 | 1,56E+08 | 1,63E+08 | 1,67E+08 | 1,64E+08 | 1,65E+08 | 8,15E+08 | 1,63E+08 |
| T2 | 1,64E+08 | 1,65E+08 | 1,69E+08 | 1,66E+08 | 1,68E+08 | 8,32E+08 | 1,66E+08 |
| T3 | 1,66E+08 | 1,68E+08 | 1,70E+08 | 1,68E+08 | 1,71E+08 | 8,43E+08 | 1,69E+08 |
| Promedio General | | | | | | | 1,63E+08 |
| Desviación Estándar | | | | | | | 0,38 |
| Coefficiente de Variación (CV) | | | | | | | 1,95 |

3. ANÁLISIS DE VARIANZA

| F.V. | SC | Gl | CM | F | p-valor |
|-----------------------------|------------|----|-------------|-------|---------|
| Cantidad de agua de mar, ml | 5,0095E+14 | 3 | 1,66983E+14 | 16,53 | <0,0001 |
| Error | 1,616E+14 | 16 | 1,01E+13 | | |
| Total | 6,6255E+14 | 19 | | | |

ANEXO H. VIABILIDAD ESPERMÁTICA, %

1. RESULTADOS EXPERIMENTALES

| Tratamiento | Repeticiones | | | | | SUMA | PROMEDIO | |
|--------------------------------|--------------|------|------|------|------|--------|----------|-------|
| | I | II | III | IV | V | | | |
| T0 | 76,7 | 79,5 | 85,9 | 88,3 | 89,0 | 419,43 | 83,89 | |
| T1 | 79,5 | 83,3 | 86,6 | 90,9 | 93,0 | 433,36 | 86,67 | |
| T2 | 82,4 | 85,3 | 89,7 | 93,5 | 94,8 | 445,66 | 89,13 | |
| T3 | 85,4 | 87,9 | 91,3 | 95,2 | 95,7 | 455,46 | 91,09 | |
| Promedio General | | | | | | | | 87,70 |
| Desviación Estándar | | | | | | | | 2,32 |
| Coefficiente de Variación (CV) | | | | | | | | 5,92 |

2. ANÁLISIS DE VARIANZA

| F.V. | SC | gl | CM | F | p-valor |
|-------------|--------|----|-------|-----|---------|
| Tratamiento | 145,78 | 3 | 48,59 | 1,8 | 0,1877 |
| Error | 431,92 | 16 | 27 | | |
| Total | 577,7 | 19 | | | |

3. MEDIAS Y ASIGNACIÓN DE RANGOS DE ACUERDO A LA PRUEBA DE DUNCAN (P≤0,05)

| Tratamiento | Medias | n | E.E. | |
|-------------|--------|---|------|---|
| T0 | 83,89 | 5 | 2,32 | A |
| T1 | 86,67 | 5 | 2,32 | A |
| T2 | 89,13 | 5 | 2,32 | A |
| T3 | 91,09 | 5 | 2,32 | A |

ANEXO I. VISCOSIDAD

1. RESULTADOS EXPERIMENTALES

| Tratamiento | Repeticiones | | | | | SUMA | PROMEDIO |
|--------------------------------|--------------|----|-----|----|---|-------|----------|
| | I | II | III | IV | V | | |
| T0 | 2 | 2 | 2 | 2 | 2 | 10,00 | 2,00 |
| T1 | 2 | 2 | 2 | 2 | 2 | 10,00 | 2,00 |
| T2 | 2 | 2 | 3 | 3 | 3 | 13,00 | 2,60 |
| T3 | 3 | 3 | 3 | 3 | 3 | 15,00 | 3,00 |
| Promedio General | | | | | | | 2,40 |
| Desviación Estándar | | | | | | | 0,12 |
| Coefficiente de Variación (CV) | | | | | | | 11,41 |

2. ANÁLISIS DE VARIANZA

| F.V. | SC | Gl | CM | F | p-valor |
|-----------------------------|-----|----|------|----|---------|
| Cantidad de agua de mar, ml | 3,6 | 3 | 1,2 | 16 | <0,0001 |
| Error | 1,2 | 16 | 0,08 | | |
| Total | 4,8 | 19 | | | |

3. MEDIAS Y ASIGNACIÓN DE RANGOS DE ACUERDO A LA PRUEBA DE DUNCAN (P≤0,05)

| cantidad de agua de mar, ml | Medias | n | E.E. | |
|-----------------------------|--------|---|------|---|
| 50 | 2 | 5 | 0,12 | A |
| 0 | 2 | 5 | 0,12 | A |
| 100 | 2,6 | 5 | 0,12 | B |
| 150 | 3 | 5 | 0,12 | C |

ANEXO J. ANÁLISIS DE REGRESIÓN LINEAL

1. VOLUMEN SF, ML

| Variable | N | R ² | R ² Aj | ECMP | AIC | BIC |
|--|--------|----------------|-------------------|-------|---------|--------|
| volumen SF (ml) | 20 | 0,36 | 0,33 | 11,77 | 105,55 | 108,54 |
| | | | | | | |
| | | | | | | |
| Coeficientes de regresión y estadísticos asociados | | | | | | |
| | | | | | | |
| Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III) | | | | | | |
| F.V. | SC | gl | CM | F | p-valor | |
| Modelo | 96,04 | 1 | 96,04 | 10,17 | 0,0051 | |
| cantidad de agua de mar (m.. | 96,04 | 1 | 96,04 | 10,17 | 0,0051 | |
| Error | 169,96 | 18 | 9,44 | | | |
| Total | 266 | 19 | | | | |

2. VOLUMEN CF, ML

| Variable | N | R ² | R ² Aj | ECMP | AIC | BIC |
|--|--------|----------------|-------------------|----------|---------|---------|
| Volumen CF (ml) | 20 | 0,36 | 0,33 | 11,77 | 105,55 | 108,54 |
| | | | | | | |
| | | | | | | |
| Coeficientes de regresión y estadísticos asociados | | | | | | |
| | | | | | | |
| Coef | Est. | E.E. | LI(95%) | LS(95%) | T | p-valor |
| const | 70,06 | 1,15 | 67,64 | 72,48 | 60,94 | <0,0001 |
| cantidad de agua de mar (m.. | 0,04 | 0,01 | 0,01 | 0,07 | 3,19 | 0,0051 |
| | | | | | | |
| | | | | | | |
| Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III) | | | | | | |
| F.V. | SC | gl | CM | F | P-valor | |
| Modelo | 96,04 | 1 | 96,04 | 10,17 | 0,0051 | |
| cantidad de agua de mar (m.. | 96,04 | 1 | 96,04 | 10,17 | 0,0051 | |
| Error | 169,96 | 18 | 9,44 | | | |
| Total | 266 | 19 | | | | |

3. CONCENTRACIÓN ESPERMÁTICA, ESPERMATOZOIDES / ML

| Variable | N | R ² | R ² Aj | ECMP | AIC | BIC |
|--|------------|----------------|-------------------|-------------|---------|--------|
| Concentración espermática, ml | 20 | 0,7 | 0,68 | 1,37303E+13 | 661,46 | 664,45 |
| | | | | | | |
| Coeficientes de regresión y estadísticos asociados | | | | | | |
| Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III) | | | | | | |
| F.V. | SC | gl | CM | F | p-valor | |
| Modelo | 4,6225E+14 | 1 | 4,6225E+14 | 41,54 | <0,0001 | |
| Cantidad de agua de mar (m.. | 4,6225E+14 | 1 | 4,6225E+14 | 41,54 | <0,0001 | |
| Error | 2,003E+14 | 18 | 1,1128E+13 | | | |
| Total | 6,6255E+14 | 19 | | | | |

4. VISCOSIDAD

| Variable | N | R ² | R ² Aj | ECMP | AIC | BIC |
|--|------|----------------|-------------------|-------|---------|-------|
| viscocidad pts | 20 | 0,68 | 0,66 | 0,1 | 11,74 | 14,72 |
| | | | | | | |
| Coeficientes de regresión y estadísticos asociados | | | | | | |
| Cuadro de Análisis de la Varianza (SC tipo III) | | | | | | |
| F.V. | SC | gl | CM | F | p-valor | |
| Modelo | 3,24 | 1 | 3,24 | 37,38 | <0,0001 | |
| cantidad de agua de mar (m.. | 3,24 | 1 | 3,24 | 37,38 | <0,0001 | |
| Error | 1,56 | 18 | 0,09 | | | |
| Total | 4,8 | 19 | | | | |

ANEXO K. EXTRACCIÓN DE LA MUESTRA SEMINAL



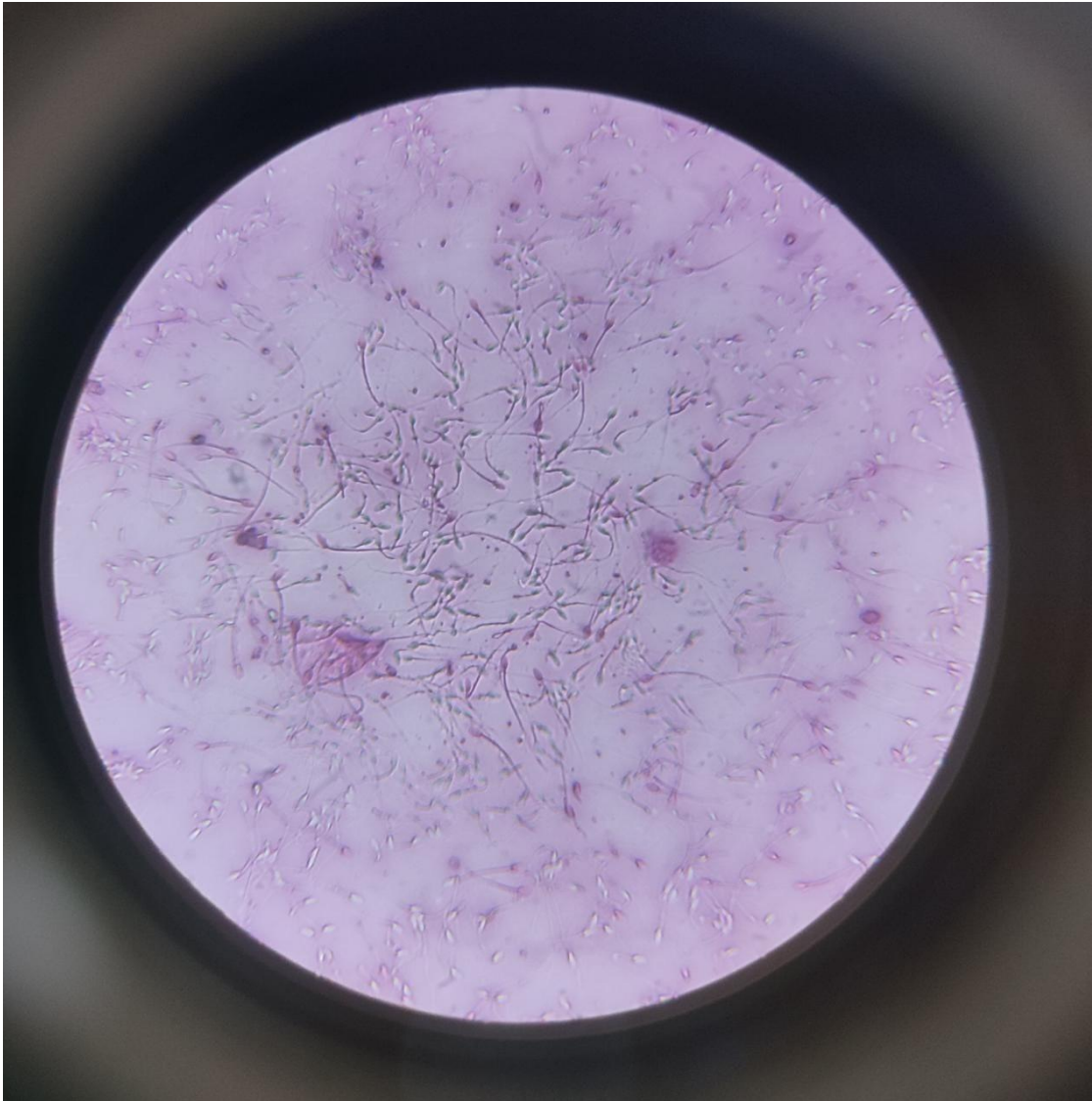
ANEXO L. EVALUACIÓN DE LA CONCENTRACIÓN ESPERMÁTICA



ANEXO M. EVALUACIÓN DEL PH



ANEXO N. EVALUACIÓN DE MORFOANOMALIAS





epoch

**Dirección de Bibliotecas y
Recursos del Aprendizaje**

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

REVISIÓN DE NORMAS TÉCNICAS, RESUMEN Y BIBLIOGRAFÍA

Fecha de entrega: 07 / 08 / 2023

| |
|--|
| INFORMACIÓN DEL AUTOR/A (S) |
| Nombres – Apellidos: Alex Leonardo Chucag Paucar |
| INFORMACIÓN INSTITUCIONAL |
| Facultad: Ciencias Pecuarias |
| Carrera: Zootecnia |
| Título a optar: Ingeniero Zootecnista |
| f. responsable: Ing. Cristhian Fernando Castillo Ruiz |

D. Cristhian Fernando Castillo Ruiz
Ing. Cristhian Fernando Castillo Ruiz



1502-DBRA-UTP-2023