

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL**



Evaluación de la calidad del Semen Equino $\frac{1}{4}$ de Milla en dos diferentes épocas (Invierno-Primavera) en la Comarca Lagunera

POR

HUGO ZURIEL GUERRERO GALLEGO

TESIS

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL PARA

OBTENER EL TÍTULO DE:

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

TORREÓN, COAHUILA

OCTUBRE DE 2015

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL

“Evaluación de la calidad del Semen Equino ¼ de Milla en dos diferentes
épocas (Invierno-Primavera) en la Comarca Lagunera”

POR
HUGO ZURIEL GUERRERO GALLEGO

TESIS

QUE SE SOMETE A LA CONSIDERACIÓN DEL H. JURADO EXAMINADOR
COMO REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

APROBADA POR

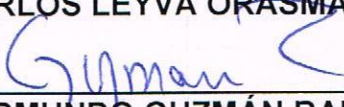
PRESIDENTE:


M.C. JUAN LUIS MORALES CRUZ

VOCAL:

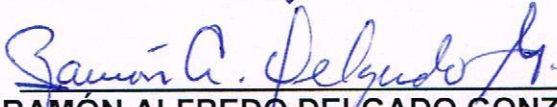

DR. CARLOS LEYVA ORASMA

VOCAL:


MVZ. EDMUNDO GUZMÁN RAMOS

VOCAL SUPLENTE:


MVZ. SERGIO ORLANDO YONG WONG


MC. RAMÓN ALFREDO DELGADO GONZÁLEZ
COORDINADOR DE LA DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL



UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL

“Evaluación de la calidad del Semen Equino ¼ de Milla en dos diferentes
épocas (Invierno-Primavera) en la Comarca Lagunera”

POR
HUGO ZURIEL GUERRERO GALLEGO

TESIS

QUE SE SOMETE A LA CONSIDERACIÓN DEL COMITÉ DE ASESORÍA COMO
REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

APROBADA POR

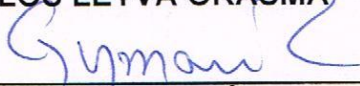
ASESOR PRINCIPAL:

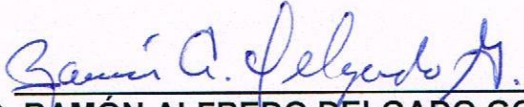

M.C. JUAN LUIS MORALES CRUZ

ASESOR:


DR. CARLOS LEYVA ORASMA

ASESOR:


MVZ. EDMUNDO GUZMÁN RAMOS


MC. RAMÓN ALFREDO DELGADO GONZÁLEZ
COORDINADOR DE LA DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL



Coordinación de la División
Regional de Ciencia Animal

TORREÓN, COAHUILA

OCTUBRE DE 2015

AGRADECIMIENTOS.

A Dios por ayudarme hasta esta etapa de mi vida con un logro más, por ponerme a personas muy buenas en mi camino, por darme la vida, salud y sobre todo las Bendiciones que tiene conmigo siempre.

A mis padres, Hugo Ignacio Guerrero Perea y Amalia Gallegos Estrada por apoyarme incondicionalmente en toda mi carrera y por no dudar de mí en ningún momento cuando claudique y caí, por ese amor puro e infinito que hasta ahora no me ha faltado y sobre todo por sus oraciones. Padres los amo mucho.

A Ana Karen Albarrán Guerrero mi esposa y mi hija **Josselyn Merari Guerrero Albarrán** por ser el motor de mi carrera por esas palabras de aliento y amor que me ayudaron a continuar y seguir adelante.

A mis hermanos Gamaliel, Gabriel, Danni y Evelyn, por ser mi familia y por esas palabras de apoyo cuando las necesite. Hermanos los quiero mucho.

A sr. Eddie Lee Huffman porque sin conocerme me apoyo a mi familia y a mí en mi carrera, Gracias y se le estima mucho.

A mis profesores, asesores y amigos, Dr. Leyva, el MVZ Edmundo Guzmán por ser posible este trabajo y con ello mi titulación.

A mi asesor principal MC. Juan Luis Morales Cruz, mi sensei quien me guio y me apoyo en mi trabajo y durante mi formación como profesional. Además de ser un amigo como yo lo considero. Gracias.

A mi Alma Mater, por aceptarme ser parte de ella y darme una formación como profesionista.

DEDICATORIA.

Mi trabajo de investigación se los dedico principalmente a mi esposa **Ana Karen Guerrero Albarrán** y a mi hija **Josselyn Merari Guerrero Albarrán** a quien amo con todo mi corazón comprobando que cuando se quiere superarse y ser alguien en la vida se puede lograr con ayuda de Dios y que sin apoyo de ustedes no hubiera llegado tan lejos.

Y sin olvidar a mis padres **Hugo Ignacio Guerrero Perea y Amalia Gallegos** Estrada quien confiaron en mí, me apoyaron incondicionalmente cuando más los necesite y dirigieron sus oraciones siempre, por sus consejos que formaron durante mi infancia, a toda mi familia que ha estado conmigo cuando los necesite y que nunca me dejaron solo.

A mis abuelitos Vicente Guerrero, Guadalupe Perea y Natividad Estrada, por ser mis padres cuando más los necesite y por darme los consejos que me formaron en mi infancia y juventud. Siempre estaré agradecido con ustedes.

Dios los Bendiga Siempre.

INDICE DE CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS.....	I
DEDICATORIA.....	II
ÍNDICE DE CONTENIDO.....	III
ÍNDICE DE FIGURAS.....	V
ÍNDICE DE GRAFICAS.....	VI
RESUMEN.....	VII
INTRODUCCIÓN.....	1
1.1 Hipótesis.....	3
1.2 Objetivos General.....	3
1.3 Objetivos Específicos.....	3
II REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
2.1 Aparato Reproductor del Equino.....	4
2.1.1 Testículos.....	4
2.1.2 Escroto.....	5
2.1.3 Epidídimo.....	6
2.1.4 Cordón Espermático.....	8
2.1.5 Conducto Deferente.....	8
2.1.6 Glándulas Sexuales Accesorias.....	9
2.1.7 Ámpula.....	9
2.1.8 Vesículas seminales.....	9
2.1.9 Próstata.....	10
2.1.10 Glándula Bulborettrales.....	10
2.1.11 Pene.....	10

2.1.12 Prepucio.....	11
2.2 Eyaculación.....	11
2.3 Neuroendocrinología Reproductiva.....	11
2.3.1 Hipotálamo.....	12
2.3.2 GnRH.....	12
2.3.3 Hipófisis.....	12
2.3.4 Gonadotropinas.....	12
2.3.5 Glándula Pineal.....	13
2.3.6 Hormonas Gonadales.....	14
2.4 Estacionalidad Sexual del Equino.....	14
2.5 Espermatogénesis.....	16
2.6 Semen Equino.....	18
2.6.1 Espermatozoides Equino.....	19
III MATERIALES Y MÉTODOS.....	20
3.1 Descripción del área de estudio.....	20
3.2 Animales experimentales.....	20
3.3 Manejo de los animales.....	21
3.4 Manejo del semen en el laboratorio.....	25
IV RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	31
V CONCLUSIÓN.....	40
VI LITERATURA CITADA.....	41

ÍNDICE DE FIGURAS.

Figura. 1. Intervención de neurotransmisores en la regulación del eje Hipotálamo hipófisis testículo en el equino.....	13
Figura. 2. Retroalimentaciones positiva (+) y Negativa (-) de la producción y liberación hormonal en el potro.....	16
Figura. 3. Esquema de la Espermatogénesis en el Equino.....	18
Figura. 4. Bitácora de Extracción de semen por caballo.....	21
Figura. 5. Yegua en celo con tirapié para seguridad del operador y semental.....	22
Figura. 6. Vagina Artificial modelo colorado, armada y lista para la colección de semen.....	23
Figura. 7. Estimulación e intento de monta del semental hacia la hembra.....	24
Figura. 8. Extracción de semen, esperando el bandereo como signo de eyaculación.....	25
Figura. 9. Volumen de eyaculado libre de líquido seminal.....	26
Figura. 10. Fotómetro o Spermacue para hacer el conteo de espermatozoides en el volumen de los sementales.....	27
Figura. 11. Frotis de Morfología de espermatozoides Equinos con tención de Eosina.....	28
Figura. 12. Forma de hacer la extensión del semen sobre el portaobjeto y laminilla.....	29
Figura. 13. Anomalías del cuello y parte intermedia del espermatozoide Equino.....	30
Figura. 14. Anomalías de la cola y trastorno del espermatozoide entero.....	30

ÍNDICE DE GRAFICAS.

Grafica. 1. Volumen del eyaculado en el semental Equino.....	31
Grafica. 2. Concentración Espermática en el Equino.....	34
Grafica. 3. Motilidad en Semen Fresco en el Equino.....	36
Grafica. 4. Morfología de Espermas en el Equino.....	37

RESUMEN.

La reproducción de los equinos se ha mantenido en su totalidad por monta natural, poniéndose en riesgo la salud del garañón y la de la yegua, la inseminación artificial (IA) reduce los riesgos sanitarios y de manejo, reduciendo los costos y permitiendo mejorar la genética al aplicar este tipo de biotecnologías.

Hoy en día la biotecnología equina ha avanzado enormemente, dando oportunidad de procesar y criopreservar el semen, facilitando el transporte y el uso en diferentes lugares con mucha más eficiencia.

El objetivo de este trabajo de investigación fue evaluar la calidad seminal en la época de invierno – primavera, en sementales $\frac{1}{4}$ de Milla en la Comarca Lagunera.

El estudio se llevó a cabo en una cuadra, AMPUERO S.P.R de R.L de C.V. ubicado en el kilómetro 6.5 de la carretera Torreón - Mieleras del municipio de Torreón, Coahuila, en dos épocas reproductivas; una corresponde a los meses de invierno (Enero - Febrero) y la segunda época corresponde a primavera (Abril - Mayo) del 2015, tomando para la investigación a 5 sementales de la raza $\frac{1}{4}$ de Milla en buen estado de salud, y una yegua en celo para la estimulación y extracción del semental.

Se procedió a colectar semen de distintos caballos y las muestras fueron analizadas macroscópicamente (volumen), así como microscópicamente (concentración, motilidad, morfología), todo en semen fresco y estos valores se tomaron como variables analizadas, las cuales se sometieron a análisis estadístico mediante el paquete MYSTAT versión para estudiantes utilizando una prueba de t student.

En cuanto a los resultados se encontraron los siguientes: Volumen: caballo 1 invierno 50 ml, primavera 90 ml; caballo 2 invierno 40 ml, primavera 57; caballo 3 invierno 60 ml, primavera 90 ml; caballo 4 invierno 50 ml, primavera 52 ml; caballo 5 invierno 80 ml, primavera 88 ml.

Concentración espermática: caballo 1 invierno 76.4 millones, primavera 91.1 millones; caballo 2 invierno 98.7 millones, primavera 152.5 millones; caballo 3 invierno 87 millones, primavera 110 millones; caballo 4 invierno 49.9 millones, 56.9 millones; caballo 5 invierno 50.6 millones, primavera 53.1 millones.

Motilidad: caballo 1 invierno 80%, primavera 90%; caballo 2 invierno 20 %, primavera 35%; caballo 3 invierno 70%, primavera 85%; caballo 4 invierno 40%, primavera 55%; caballo 5 invierno 70%, primavera 85%.

Morfología: caballo 1 invierno 20%, primavera 10%; caballo 2 invierno 40%, primavera 50%; caballo 3 invierno 20%, primavera 10%; caballo 4 invierno 50%, primavera 25%; caballo 5 invierno 35%, primavera 15%. No encontrándose diferencias estadísticas significativas para ninguna de las variables analizadas.

De acuerdo a los resultados de este estudio, se concluye que, los parámetros evaluados sobre la calidad seminal del semental equino $\frac{1}{4}$ de milla en la Comarca Lagunera no presentó diferencias entre la época de invierno (Enero - Febrero) contra la época de primavera (Abril – Mayo).

Palabras clave: **Neuroendocrinología reproductiva, Estacionalidad sexual del macho, Glándula pineal, Melatonina, Espermatoogénesis, Semen equino.**

I INTRODUCCIÓN

La historia del caballo al servicio del hombre ha estado vinculada desde tiempos remotos, al proceso de evolución económica y social, al asumir un papel importante como medio de transporte, comunicación y sobre todo de conquista e n guerras de la historia del mundo. En la actualidad se emplea como transporte, para trabajo pesado, producción de carne, deportivo como lo es el salto y particularmente en México la charrería, también es fuente de trabajo y sobre todo tiene un valor estimativo para los humanos. Actualmente existe una gran variedad de razas equinas, que son dedicadas a diferentes actividades ecuestres, sin olvidar la gran importancia que ocupa el caballo criollo en la vida rural (Boeta y Zarco, 2000; Ángel y Bran, 2010; Stornelli *et al* 2005; Palacios y Zarco, 1996).

El macho reproductor juega un papel relevante en las explotaciones equinas bien sea que se utilice para monta directa o inseminación artificial, pues es responsable, en gran medida del mejoramiento genético y la fertilidad. La gran demanda de equinos con un mejor valor genético y características específicas entre razas ha orillado que se busquen nuevas biotecnologías reproductivas más eficientes en la producción equina (Ángel y Bran, 2010; Gutierrez *et al.*, 2012; Devireddy *et al.*, 2002).

La reproducción de los equinos se ha mantenido casi en su totalidad por monta natural, poniendo en riesgo la salud tanto del garañón como de la yegua, además la Inseminación Artificial (IA) reduce las distancias (Foite, 2002), a través del transporte de semen frío o congelado dentro del país o bien internacional, ya que se puede evitar el transporte de la yegua hasta el reproductor, por lo tanto se reducen los costos, y limitando la mejora genética en esta especie al no aplicar biotecnologías reproductivas (Curry, 2000).

Las herramientas y (o) procesos tecnológicos que el hombre aplica de manera directa o indirecta a la reproducción en este caso animal, se conocen

como Biotecnologías Reproductivas (Losinno, 2008).

Hoy en día, la biotecnología en equinos ha avanzado enormemente dando la oportunidad de llevar a cabo una de las prácticas más importantes en la reproducción de equinos, como es: el manejo, procesamiento y preservación del semen (Ramírez, 2008).

1.1 Hipótesis

La calidad espermática del caballo $\frac{1}{4}$ de Milla en la Comarca Lagunera es más alta en la época de primavera que en la de invierno.

1.2 Objetivo General

Evaluar la calidad seminal en la época de invierno – primavera, en equinos sementales $\frac{1}{4}$ de Milla en la Comarca Lagunera.

1.3 Objetivos específicos

1. Comparar la calidad espermática en la época de Reposo Sexual (invierno) y actividad sexual (primavera) del Equino $\frac{1}{4}$ de Milla en la Comarca Lagunera.

II REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Aparato reproductor del caballo

Tener el conocimiento de la anatomía de los órganos genitales de los caballos, nos ayuda a realizar la evaluación de la capacidad reproductiva del semental para llevar a cabo el manejo del semen de caballo en la reproducción artificial y así poder evaluar la capacidad reproductiva del semental, es necesario hacer un examen detallado de los órganos externos e internos por lo que es importante saber la anatomía de estos órganos, que se clasifican en: testículos, escroto, cordón espermático, epidídimo, glándulas accesorias (ámpulas, vesículas seminales, próstata y glándulas bulbouretrales) prepucio y pene (Zarco y Boeta, 2000).

2.1.1 Testículos

Son los órganos sexuales primarios del macho, tienen la función de producir los gametos (espermatozoides) y síntesis de andrógenos. Los testículos se encuentran en la región inguinal, y su tamaño varía de acuerdo a la edad, época del año y raza. La unidad funcional del testículo es el túbulo seminífero, constituido por tejido germinal, que es el que le da origen a los espermatozoides y está constituida por las células de Sertoli. El túbulo está forrado por células mioideas que impulsan el avance de los espermatozoides (Berndtson *et al.*, 1983 y Andrade *et al.*, 2011).

Las células de Sertoli recubren toda la base del túbulo seminífero. Se encuentran estrechamente unidas a otras a través de desmosomas. Al no haber espacios entre ellas forman una barrera impermeable a la mayoría de las moléculas grandes. Esta barrera se conoce con barrera hemato-testicular. Debido a ella, las células del túbulo seminífero quedan aisladas del sistema

inmune. Este aislamiento es necesario porque los diferentes tipos de células germinales presentes en el animal adulto (espermatogonias A, B, espermocitos primarios y secundarios, espermátidas y espermatozoides) solamente se producen a partir de la pubertad y no existen durante la vida fetal, que es cuando el sistema inmune realiza un inventario antigénico para reconocer como propios los antígenos que en ese momento se encuentran presentes. De esta manera, en el animal adulto el interior del túbulo seminífero debe estar separado de la sangre para evitar un rechazo inmunológico.

Además de su función como barrera, las células de Sertoli tienen la función de células nodrizas para los diferentes tipos de células germinales. Durante todas las etapas de la espermatogénesis, las células germinales se mantienen en contacto estrecho con las de Sertoli, cuya membrana prácticamente engolfa a las células germinales, excepto a las espermatogonias, durante la mayor parte de su desarrollo. Las células de Sertoli transfieren diversos nutrientes a las células germinales, incluyendo vitamina A, cobre, y hierro. Además aparentemente las células de Sertoli cumplen una función reguladora de la espermatogénesis. Esto posiblemente lo logran transfiriendo mensajes químicos directamente al citoplasma de las células germinales mediante el establecimiento de puentes citoplasmáticos.

2.1.2 Escroto

Zarco y Boeta, (2000) menciona que el escroto es un órgano especializado que permite el funcionamiento normal de los testículos, para lo cual actúa como órgano termorregulador (Vega *et al.*, 2013).

Está formado por varias capas:

- La piel, que es delgada y elástica, generalmente de color oscuro o negro, lisa y untuosa. Presenta pelos finos y ciertos diseminados,

también están presentes glándulas sebáceas y una gran cantidad de glándulas sudoríparas. Estas últimas son importantes por su contribución en la pérdida de calor por el testículo. Entre ambos testículos se encuentran un rafe escrotal longitudinal, que se continúa por delante con el prepucio y por detrás con el perineo.

- Dartos, de color rojizo e íntimamente adherido a la piel, excepto en la parte superior. Está constituido por tejido fibroelástico y fibras musculares lisas. A lo largo del rafe se forma un tabique que parte en dos bolsas al escroto, separando a los dos testículos. Al contraerse o relajarse las fibras del músculo liso del dartos, los testículos son acercados o alejados del cuerpo, con lo cual el dartos participa en la termorregulación del testículo.
- Fascia escrotal, que se deriva aparentemente de los músculos oblicuos abdominales y está constituida principalmente por tejido conectivo laxo.
- Capa parietal de la túnica vaginal, que contiene vasos y nervios.

2.1.3 Epidídimo

El canal del epidídimo es la continuación de los conductos eferentes, anatómicamente están divididos en tres partes: la cabeza, el cuerpo y la cola. En la función del epidídimo se incluyen el transporte, almacenamiento maduración y concentración de los espermatozoides. Las funciones están reguladas hormonalmente, los movimientos peristálticos de este órgano son responsables del paso de los espermatozoides ya que estos están inmóviles dentro del epidídimo (Boyle, 1992; Galina y Valencia, 2008). La cabeza del epidídimo se localiza anteriormente al testículo y está adherida a éste por medio de los conductos eferentes, tejido conectivo y la membrana serosa. El

cuerpo del epidídimo descansa dorsolateralmente al testículo, al que se une por tejido seroso que forma lateralmente un saco llamado seno del epidídimo. La cola del epidídimo se localiza posteriormente, y está unida al testículo por su ligamento propio. La cola del epidídimo se continúa con el conducto deferente.

Las funciones del epidídimo incluyen el transporte, almacenamiento, maduración y concentración de los espermatozoides (Ribeiro *et al.*, 2014). En los segmentos iniciales del epidídimo se reabsorbe la mayor parte del fluido testicular, así como proteínas y algunas otras sustancias. Los segmentos intermedios secretan sustancias involucradas en la maduración de los espermatozoides. La maduración de los espermatozoides se adquiere gradualmente, conforme son expuestos a fluidos con diferente composición al avanzar a través de los diferentes segmentos del epidídimo. Esta maduración es indispensable para que los espermatozoides adquieran la capacidad fertilizante, razón por la cual los espermatozoides de la cabeza del epidídimo son infértiles, mientras que los que ya han llegado a la cola del epidídimo tienen la capacidad de fertilizar. Las funciones del epidídimo están reguladas hormonalmente, diversas hormonas esteroides secretadas por el testículo y contenidas en el líquido testicular que llega al epidídimo pueden estar involucradas en la regulación de la función de este órgano. Los movimientos peristálticos de éste órgano son los responsables del paso de los espermatozoides a través del epidídimo. Los espermatozoides están inmóviles dentro del epidídimo, por lo que no pueden utilizar movimientos propios para transportarse. La velocidad de transporte de los espermatozoides a través de la cabeza y cuerpo del epidídimo no es afectada por el número de eyaculaciones. Por esta razón, si un garañón es utilizado con demasiada frecuencia no se produce un aumento en el porcentaje de espermatozoides inmaduros en el eyaculado. Lo que sí ocurre es que disminuye la concentración de espermatozoides en cada eyaculado, y

esto puede resultar en infertilidad, sin embargo, esto solo ocurriría si el seminal es utilizado varias veces al día.

2.1.4 Cordón espermático

Empieza en el anillo inguinal abdominal, se extiende oblicuamente hacia abajo a través del canal inguinal, por encima del pene y termina en el borde de la inserción del testículo (Galina y Valencia, 2008). El cordón espermático consta de las siguientes partes: musculo cremaster, arteria y vena espermática, nervios simpáticos, conducto deferente, musculo cremaster interno y la capa visceral de la túnica vaginal (Ortega *et al.*, 2009). La arteria espermática se enrolla alrededor de la vena espermática, formando el plexo pampiniforme, que junto con el músculo cremaster forma el sistema para la regulación de la temperatura testicular. La sangre que circula en la piel escrotal es enfriada por su contacto con la temperatura externa. La evaporación del sudor producido por las glándulas sudoríparas del escroto ayuda a enfriar aún más la sangre. Al ser drenada por la vena espermática la sangre ya está varios grados más fría que la temperatura corporal. Al establecerse un estrecho contacto entre la arteria y la vena espermática se produce un intercambio de temperatura, por lo que la sangre arterial pierde calor y llega al testículo a menor temperatura que la corporal.

2.1.5 Conducto deferente

El conducto deferente es una estructura par, simétrica, que da continuidad al transporte espermático, tiene una gruesa capa muscular, las contracciones de dicha capa muscular son importantes para expulsar el semen durante la eyaculación (Araya *et al.*, 2004; Zarco y Boeta, 2000).

2.1.6 Glándulas sexuales accesorias

La mayor parte del volumen del eyaculado se efectúa por las secreciones de las glándulas sexuales accesorias (Zarco y Boeta, 2000).

Boyle (1992); Galina y Valencia (2008) mencionan que los espermatozoides recién eyaculados muestran vigorosa motilidad. Esto se debe a que son activados al mezclarse en la uretra con las secreciones de las glándulas accesorias.

2.1.7 Ámpula

Poco antes de llegar a la uretra el conducto deferente se forma un engrosamiento de la pared que resulta de la presencia de numerosas glándulas sexuales accesorias de aproximadamente 0.7 a 2.0 cm (Boyle, 1992).

2.1.8 Vesículas seminales

Las vesículas seminales se encuentran dentro del pliegue genital, lateralmente a las ámpulas. Producen secreciones voluminosas de un fluido gelatinoso que al momento de la eyaculación son vaciadas hacia la uretra, donde se unen a los espermatozoides provenientes del epidídimo (Galina y Valencia, 2008). El nombre de “vesícula seminal” puede sugerir la idea errónea de que estos órganos almacenan espermatozoides. Por esta razón algunos autores han comenzado a llamarles “glándulas vesiculares”. La función de las vesículas seminales es dependiente de la testosterona, por lo que las secreciones son más abundantes durante la estación reproductiva que durante el otoño o el invierno. Las vesículas seminales secretan un fluido gelatinoso.

2.1.9 Próstata

Es una glándula lobulada que se encuentra en el principio de la uretra que consta de los lóbulos laterales y un istmo que los une, la próstata secreta fluidos cerosos para limpiar y lubricar la uretra durante el estímulo pre coital, la próstata también contribuye con una porción importante del fluido del eyaculado con electrolitos estimulantes de la motilidad espermática (Ricker *et al.*, 2006).

2.1.10 Glándulas bulbouretrales

Son dos glándulas que se sitúan a cada lado de la próstata, sus secreciones contribuyen con una pequeña porción del eyaculado (Galina y Valencia, 2008).

2.1.11 Pene

El pene es el órgano copulatorio del macho. En el equino está constituido por una raíz, un cuerpo y un glande. El pene del garañón es de tipo vascular, por lo que la erección depende de la acumulación de sangre en un sistema de senos venosos. La erección es iniciada por estímulos que llegan al cerebro, se procesa la información y se originan impulsos parasimpáticos. Al dilatarse las arteriolas del pene se comienza a acumular sangre en los cuerpos cavernosos. Al mismo tiempo se contraen los músculos isquiocavernoso y bulboesponjoso, lo que comprime a la vena dorsal del pene e impide el retorno venoso. La erección termina al relajarse los músculos (Galina y Valenca, 2008; Zarco y Boeta, 2000). El cuerpo del pene está formado por la uretra peneana, el cuerpo cavernoso de la uretra y el cuerpo cavernoso del pene. El pene en reposo mide cerca de 50 cm., de los cuales 15 o 20 cm. corresponden a la porción libre del prepucio, mientras

que el pene erecto puede llegar a medir hasta 100 cm. o más.

2.1.12 Prepucio

Es una invaginación de la piel que contiene y cubre la porción libre del pene cuando no está en erección. Consta de dos partes, una externa y otra interna, la externa también conocida como vaina (Zarco y Boeta, 2000).

2.2. Eyaculación

La eyaculación es un proceso secuencial que envuelve tres eventos (Zarco y Boeta, 2000):

- Erección, que es el alargamiento y endurecimiento del pene.
- Emisión, movimiento y depósito de espermatozoides que es estimulada por impulsos simpáticos.
- Eyaculación, mientras que esta es provocada por estímulos de parasimpáticos que provoca la salida de semen.

2.3 Neuroendocrinología Reproductiva

Los procesos endocrinos de un organismo no pueden estar disociados de los que ocurre en el resto del organismo ni de los cambios en el entorno. Por esta razón, el sistema endocrino y el sistema nervioso se comunican entre sí, formando en su conjunto el sistema neuroendocrino (Bustos, 2012).

2.3.1 El hipotálamo

Es el órgano central del sistema neuroendocrino, que está constituido por una región del sistema nervioso central estratégicamente localizada para recibir información de todos los órganos de los sentidos, ya que directa o indirectamente recibe proyecciones nerviosas provenientes de la retina, los bulbos olfatorios primarios y secundarios, el oído, la piel y los órganos internos (Zarco y Beta, 2000; Amezcua *et al.*, 2000).

2.3.2 GnRH

Controla la liberación de las dos gonadotropinas hipofisarias más importantes en la reproducción: la LH y la FSH, cuya frecuencia puede variar en forma de pulsos, y depender de la época del año, etapa del ciclo estral, edad del animal y el estado nutricional (Abecia *et al.*, 2007; Boeta y Zarco, 2000).

2.3.3 Hipófisis

La hipófisis o glándula pituitaria, está constituida por la hipófisis anterior o adenohipófisis, la hipófisis posterior o neurohipófisis (Andrade *et al.*, 2011).

2.3.4 Gonadotropinas

Estas hormonas tienen la función principal de estimular el funcionamiento de las gónadas, tanto masculinas como femeninas. En el macho la LH estimula la producción de testosterona por la célula de Leydig, mientras que la FSH estimula en las células de Sertoli, la conversión de estos andrógenos a estrógenos, la secreción de inhibina, y la producción de la proteína liberadora de andrógenos (Álvarez y Zarco, 2001).

Tanto la LH como la FSH son necesarias para que se inicie la espermatogénesis.

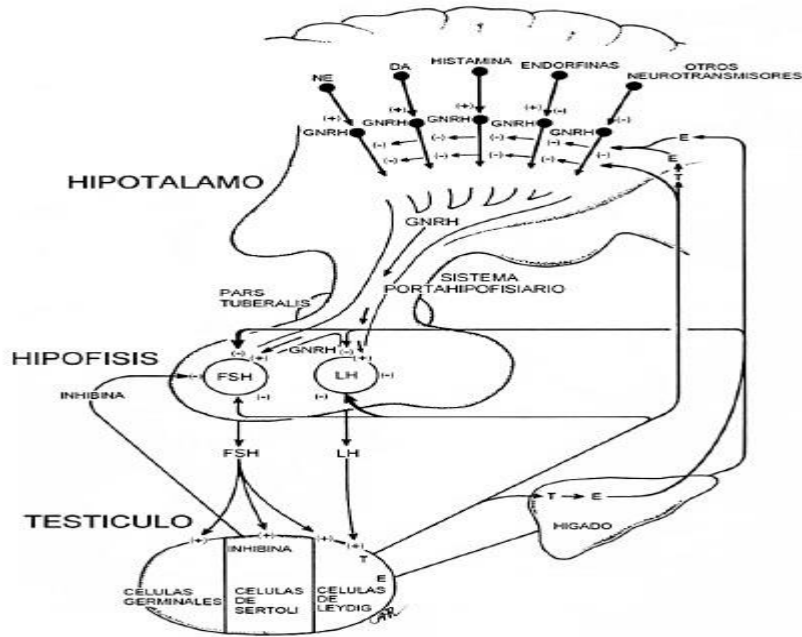


Figura. 1. Intervención de neurotransmisores en la regulación del eje Hipotálamo hipófisis testículo en el equino.

2.3.5 Glándula pineal

Esta glándula es muy importante en la regulación de la estacionalidad reproductiva. La principal hormona pineal es la melatonina, la cual es secretada durante las horas de oscuridad, la información proporcionada por las concentraciones de melatonina indica al animal la hora del día y la época del año en que se encuentra.

2.3.6 Hormonas gonadales

En general, las principales hormonas producidas en la gónada son hormonas esteroides. En este grupo hormonal está constituido por sustancias de naturaleza lipídica derivadas del colesterol.

2.3.7 Andrógenos

Son producidos por las células de Leydig en el macho y las células de la teca interna de la hembra. En el macho los efectos de los andrógenos están encaminados a lograr que este tenga un mayor número de hijos, para ello no solamente se estimulan la espermatogénesis y el funcionamiento de los órganos reproductivos, sino que provocan una serie de cambios físicos y conductuales orientados atraer hembras como lo son el libido, conductas de acercamiento, exploración, monta, intromisión y eyaculación.

2.3.7 Inhibina

Es una hormona de naturaleza glicoproteína producida por las células de sertoli del macho y en las células de la granulosa de la hembra. En ambos casos la secreción de la hormona es estimulada por la FSH. La inhibina constituye un mecanismo de retroalimentación negativa específica sobre la secreción de FSH (Zarco y Boeta, 2000).

2.4 Estacionalidad sexual del Equino

Un evento común en las especies silvestres y en algunos casos en especies de producción, es la reproducción estacional, estrategia que mejora sustancialmente los procesos reproductivos. Bustos (2012) menciona que hay un momento óptimo para el nacimiento de las crías en cada especie

determinado principalmente por el periodo gestacional y de modo que se debe asegurar que los descendientes nazcan cuando las temperaturas ambientales sean más cálidas y la disponibilidad de comida incrementada que es por lo general, la primavera e inicios del verano. Algunos mamíferos usan generalmente la duración de la luz del día, para regular no solo su reproducción si no también muchos otros procesos estacionales como la hibernación, migración, apetito, pelaje, crecimiento, etc (Jasko, 1992).

En la especie equina, sucede un evento común que es la reproducción estacional del macho, estrategia que mejora sustancialmente los procesos reproductivos que a su vez es regulada por el ambiente. Bustos (2012) dice que si los animales el largo de la preñez se aproxima a un año, sus temporadas de apareamiento corresponden al periodo de primavera – verano. Los animales perciben los cambios en la duración diaria de la luz solar, lo que les indica la época del año en que se encuentran. Para ello, la señal luminosa es transformada en señales endocrinas por medio de la glándula pineal, que interactúa con el hipotálamo, la hipófisis y las gónadas, para regular las etapas de la fisiología reproductiva (Roser, 2001).

El control del fotoperiodo en la estacionalidad reproductiva es más evidente en las latitudes altas, ya sea el Norte o al Sur del ecuador. Sin embargo aún en latitudes relativamente cercanas al ecuador (por ejemplo, entre la latitud 15° y la latitud 22° N), se presenta una clara época anovulatoria a pesar de que la diferencia entre la duración del día más largo y el día más corto es de tan solo dos horas (Bustos, 2012; Roser 1997).

La información es fotoperiódica transmitida a través de la secreción de la hormona melatonina por la glándula pineal, que luego actúa sobre el sistema neuroendocrino para producir cambios adaptativos en la endocrinología, la anatomía y la fisiología, que afecta a la reproducción, la muda, balance energético y el comportamiento (Morgan y Hazlering, 2008).

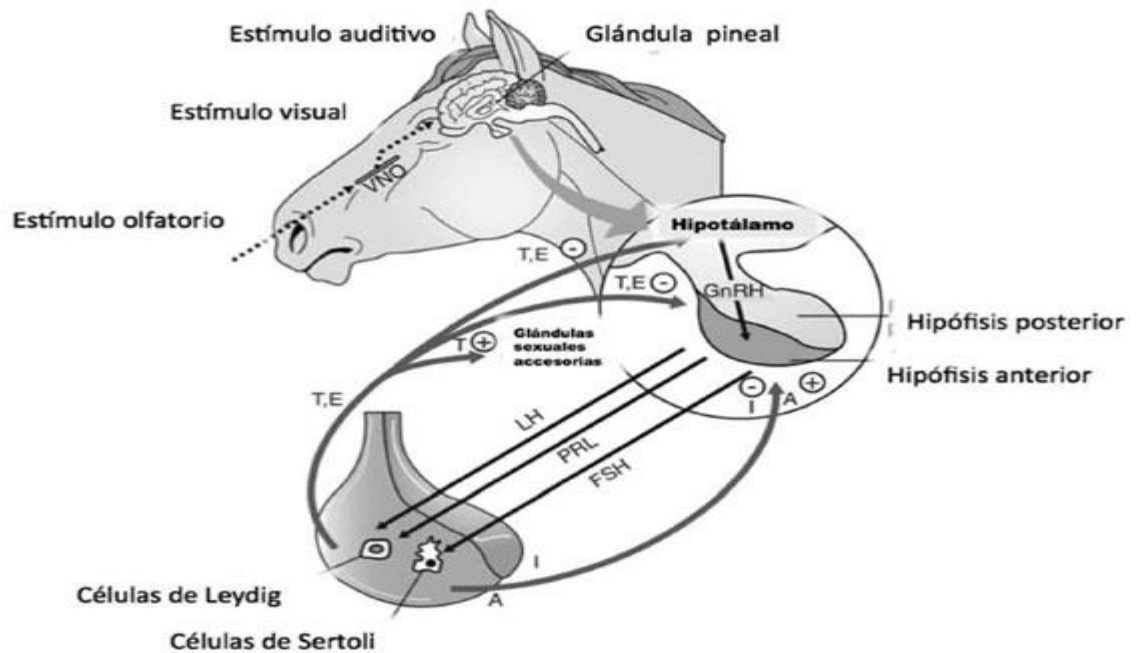


Figura. 2. Retroalimentaciones positiva (+) y Negativa (-) de la producción y liberación hormonal en el potro.

2.5 Espermatogénesis

Es el proceso de gametogénesis en el macho (Galina y Valencia, 2008) representa el total de los cambios que dan lugar a la transformación de las células primordiales (Dukes., *et al.*, 1988). Durante el desarrollo embrionario, células especiales llamadas células germinales primordiales emigran desde la región del saco vitelino del embrión hacia las gónadas indiferenciadas. Las células germinales se localizan en el epitelio seminífero, cuya estructura esta mantenida por las células de Sertoly (Cole y Cupps, 1977).

Las células germinales son las únicas que poseen la capacidad de dividirse por meiosis y reducir en el número de cromosomas, siendo

responsable de la carga genética (Devireddy *et al.*, 2002). La formación de los gametos comprende fases secuenciales de mitosis, meiosis y postmeiosis. A través de la meiosis, reduce por la mitad el número de cromosomas y además produce células distintas entre sí (Galina y Valencia, 2008). Al cercarse la pubertad, las espermatogonias empiezan a dividirse aceleradamente por mitosis, mientras en el espacio intersticial las células mesenquimales también empiezan a diferenciarse y dar origen a las células de Leydig, el ciclo espermatogénico comienza con una célula madre o espermatogonia de tipo A, constituye el punto de partida de una serie espermatogénica (Coutinho *et al.*, 2012).

Elementos celulares del ciclo espermatogénico:

- ❖ Espermatogonias: Proceden de los gonocitos y están contenidas en la capa de los túbulos seminíferos.
- ❖ Espermatocitos: Los espermatocitos son el resultado de la mitosis de espermatogonias y son las células germinativas que sufren división meiótica. Al final de la profase meiótica coincide con la fase 4 del epitelio seminífero, durante la que suceden rápidamente la metafase, anafase y telofase. En este momento aparecen los espermatocitos secundarios.
- ❖ Espermátidas: Es la suma de todos los cambios nucleares, estos cambios determinan el producto final: espermatozoides.

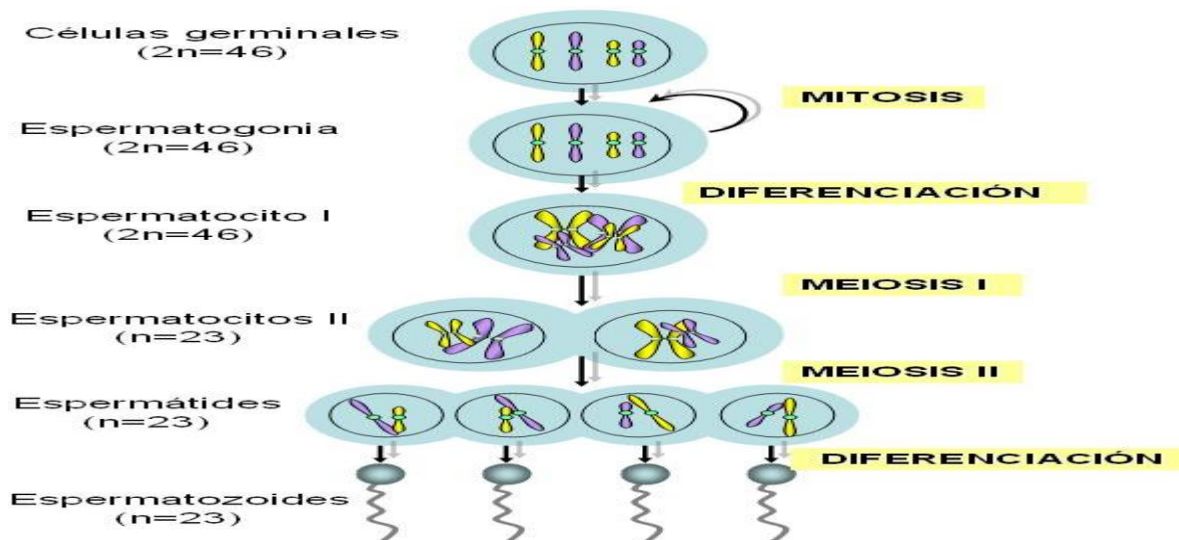


Figura. 3. Esquema de la Espermatogénesis en el Equino

2.6. Semen equino

Los dos principales componentes del semen son los espermatozoides y el plasma seminal. El plasma seminal sirve como sustrato para los espermatozoides, los protege de las fluctuaciones osmóticas, previene la oxidación de otros componentes químicos y actúa como agente de coagulación (Ángel y Bran, 2010; Restrepo *et al.*, 2013).

La eyaculación se divide en tres fracciones:

- La pre-secreción: se observa cuando el semental salta y tiene la función de limpiar y lubricar la uretra.
- La fracción rica: contiene de un 80 a 90% de espermatozoides y componentes bioquímicos.
- La fracción pobre: también conocida como fracción gel, es producidas por las vesículas seminales y posee baja

concentración de espermatozoides (Ricker *et al.*, 2006).

2.6.1 Espermatozoides equinos

Son células haploides con la única función de fecundación. Para llevarla a cabo, las células espermáticas tienen que iniciar y mantener el metabolismo para producir energía, la motilidad progresiva y las enzimas esenciales acrosomales para penetrar a través de las estructuras que envuelven al ovocito. También es necesaria una adecuada distribución de lípidos en la membrana plasmática y el acrosoma, las cuales estabilizan esas estructuras hasta el momento de la fecundación y permiten también la fusión de las membranas en el momento apropiado. Además de esto, el mantenimiento de las proteínas de la membrana plasmática, es esencial para la sobrevivencia de los espermatozoides durante su transporte en el tracto genital femenino (Canisso *et al.*, 2008). Las proteínas suprimen la inmunidad local, proporcionan interacciones con las células epiteliales en determinadas regiones anatómicas y la adherencia de los espermatozoides a la membrana del ovocito en el momento de la fecundación (Mair *et al.*, 1998).

III MATERIALES Y MÉTODOS


Descripción del área de estudio

El presente estudio se realizó, el establo AMPUERO S.P.R de R.L de C.V. ubicado en el kilómetro 6.5 de la carretera Torreón - Mieleras del municipio de Torreón, Coahuila, localizado en la latitud 26° norte, longitud 103° oeste y a una altitud de 1.140 m sobre el nivel del mar. La temperatura promedio fluctúa entre los 0 y 40 grados centígrados, pero puede alcanzar hasta 43°C (1983) en verano y -8°C (1997) en invierno, la precipitación pluvial está entre 100 y 300 mm como media anual; la mayoría de estas precipitaciones van desde Abril hasta Octubre.

En cuanto a la evaluación de semen se realizó en el laboratorio de reproducción animal del Centro en Biotecnología de la Reproducción (CBR) perteneciente al departamento de Producción Animal de la UAAAN-UL.

Animales experimentales

El estudio de evaluación del semen fue en el periodo de Septiembre a Mayo del 2015, utilizando 5 sementales de la raza ¼ de milla y de diferentes edades como donadores de semen, con un óptimo estado de salud, condición de peso corporal entre 500 – 700 kg, los sementales se mantuvieron alojados en caballerizas de 4 x 4m, con piso de ladrillo, con un horario de 7:00 am. Y 7:00 pm., con agua a libre acceso. Cada semental fue registrado en una bitácora:



CONTROL DE SEMENTALES
U.A.A.A.N. U.L.

Fecha _____ / _____ / _____

Nombre del semental: _____ Propietario: _____
 Edad: _____ Raza: _____ Señas particulares: _____

Volumen: _____
 Color: _____
 Olor: _____
 Consistencia: _____
 Concentración: _____
 Motilidad: _____
 % de Malformaciones: _____
 No. De dosis Obtenidas: _____
 No. Canastilla Termo: _____

Observaciones: _____

Figura. 4. Bitácora de Extracción de semen por caballo.

Para llevar a cabo el experimento se evaluaron a 5 sementales de la Raza $\frac{1}{4}$ de Milla, a los cuales se les realizó 2 extracciones de semen con vagina artificial:

- La primera extracción y evaluación se realizó en los meses de Enero – Febrero (INVIERNO)
- La segunda extracción y evaluación se realizó en los meses de Abril – Mayo (PRIMAVERA)

Manejo de los animales

Para realizar la colección de semen, se contó con una yegua en estro y se colocó un tirapié para evitar accidentes, tanto para el operador como al semental al momento del cortejo o de recolección de semen.



Figura. 5. Yegua en celo con tirapié para seguridad del operador y semental.

Antes de la colección del semen se lavó el pene al garañón, exclusivamente con agua tibia, retirando el esmegma y otras suciedades que se encontraban en el prepucio, pene y glande. Se secó con toallas el agua del pene para no dejar restos al momento de hacer la extracción.

Para la colección de semen se utilizó una vagina artificial modelo, Colorado de la Universidad de la misma (USA), que consta de un cuerpo rígido, de dos mangas de látex (Liner) una que funciona como cámara de presión y la otra que hace contacto con el pene y semen, además de colocar un recipiente colector de semen, un filtro, una válvula de presión, ligas y una camisa protectora del colector de semen.



Figura. 6. Vagina Artificial modelo colorado, armada y lista para la colección de semen.

Una vez armada la vagina artificial, se llenó de agua a una temperatura de 45° - 60°C. La temperatura fue modificada de acuerdo al semental la cual se estuvo monitoreando con un termómetro, esto con el fin que el semental se estimulara y lograra una eyaculación.

La cantidad de agua a colocar debe acomodarse al tamaño del pene de manera tal que la presión sea uniforme a lo largo de toda la V.A. y no dificulte la penetración y erección completa del pene. Si la presión es excesiva no permitirá la correcta intromisión del pene con lo cual el semen tomará contacto con las paredes de la V.A. a altas temperaturas y se alterará la calidad de la muestra.

Teniendo la hembra y el semental estimulados, se sacó la vagina y se colocó el lubricante a base de agua no espermicida en el interior.

El manejo de los sementales dependió del carácter, y respondieron a la voz del manejador, se requirieron por lo menos 4 personas, una manejando al semental, otro a la yegua, la tercera persona la cola y la cuarta manipulo la

vagina artificial para la colección de semen.

Primero, se presentó el semental ante la yegua de frente y luego se le permitió acercarse para el cotejo. Pudiendo observar el espejeo en la yegua como signo específico de estro.

En el semental, los patrones más frecuentes consistieron en olfatear y lamer a la yegua, en este caso, el semental mostró un signo conocido como flehmen. Al estimularse el garañón montó a la yegua, y antes de la penetración el operador desvía el pene hacia la vagina artificial, sosteniéndola en un ángulo que más le agrado al semental, con el fin de tener mayor confort y estimulación sexual en el mismo.



Figura. 7. Estimulación e intento de monta del semental hacia la hembra.

Al ver que el garañón hizo el bandereo (movimiento de la cola de arriba hacia abajo) la vagina se retira al momento en que el pene perdió su erección, procurando que permaneciera en posición casi vertical, para evitar

perdida de semen.



Figura. 8. Extracción de semen, esperando el bandereo como signo de eyaculación.

Manejo del semen en el laboratorio

Una vez ya colectado el semen, se retiró el protector del colector y el filtro, el volumen total del eyaculado libre de gel se registró en la bitácora y se analiza macro y microscópicamente (Galina y Valencia, 2008).

Variables analizadas:

- Volumen del eyaculado
- Concentración Espermiática

- Motilidad progresiva en fresco
- Morfología

Volumen:

El volumen de eyaculado se avaluó en mililitros (ml) del vaso colector, sin embargo, hay que tomarlo en cuenta ya que por sí mismo no posee correlación positiva con la fertilidad, pero se utiliza para calcular el número total de espermatozoides.



Figura. 9. Volumen de eyaculado libre de líquido seminal.

Concentración:

Es el número de espermatozoides por centímetro cubico. Para analizar la concentración espermática se realizó por medio de un Fotómetro (Spermacue).



Figura. 10. Fotómetro o Spermacue para hacer el conteo de espermatozoides en el volumen de los sementales.

Motilidad:

Movimiento en masa. Para evaluarlo se coloca una pequeña gota de semen sobre un portaobjetos y se voltea (gota colgante). En un buen eyaculado aparecen ondas en forma de herradura que se mueven rápidamente (Orozco *et al.*, 2011).

La intensidad del movimiento permite hacer una apreciación subjetiva de acuerdo con la siguiente escala:

- 0 = Nulo
- 2 = Regular
- 3 = Bueno
- 4 = Muy Bueno

Movimiento progresivo. Se realizó la estimación visual de la motilidad colocando una gota de semen puro entre porta y cubre objetos, colocándolo en la platina del microscopio óptico con el objetivo 10 x y 40x. Se evaluó el porcentaje de motilidad progresiva de la muestra sin diluir y luego con el

diluyente para la concentración tomando como referencia la técnica de la escuela alemana, la motilidad progresiva debe de estar en un 70% con un rango de 60 a 95%. El movimiento circular o local es anormal.

Morfología:

Para el examen morfológico se utilizó una tinción compuesta de eosina y azul de metileno, después, se hizo un frotis con una gota de semen mezclada con el colorante antes mencionado, se dejó secar y se observó en el microscopio óptico con el objetivo 40x y 100x analizando diferentes campos, evaluando y contando de manera subjetiva cuántos de ellos eran normales y anormales.

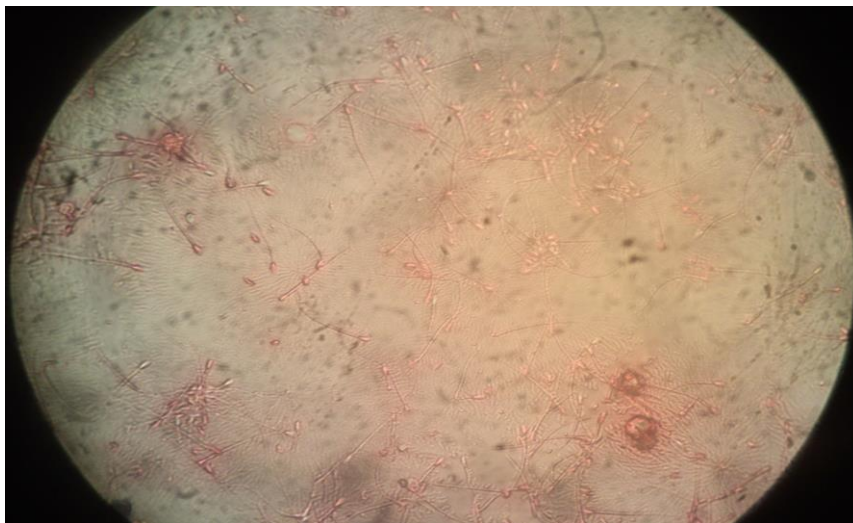


Figura. 11. Frotis de Morfología de espermatozoides Equinos con tinción de Eosina.

El semen seleccionado para ser congelado posee un porcentaje de anomalías espermáticas mínimo (menos del 20 % de patologías totales).

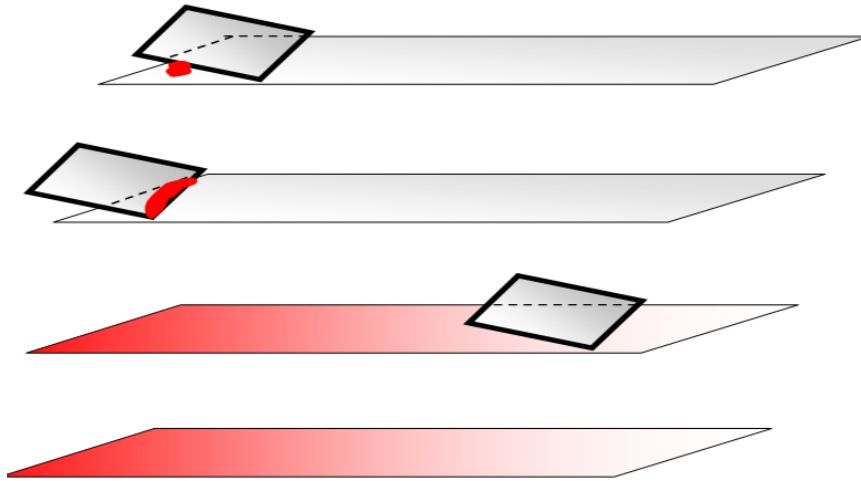


Figura. 12. Forma de hacer la extensión del semen sobre el portaobjeto y laminilla.

La tinción se deja secar al aire, a temperatura ambiente. También se puede secar en una platina calentable a 37° C, durante 2 a 3 min.

Diferentes anomalías que pueden presentarse en las diferentes partes que componen al espermatozoide.

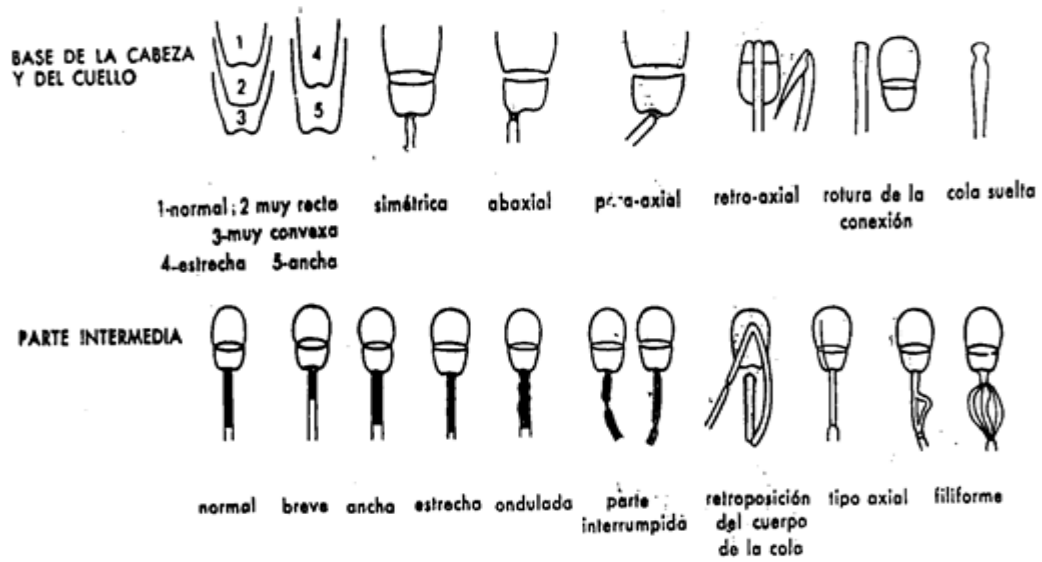


Figura. 13. Anomalías del cuello y parte intermedia del espermatozoide Equino.

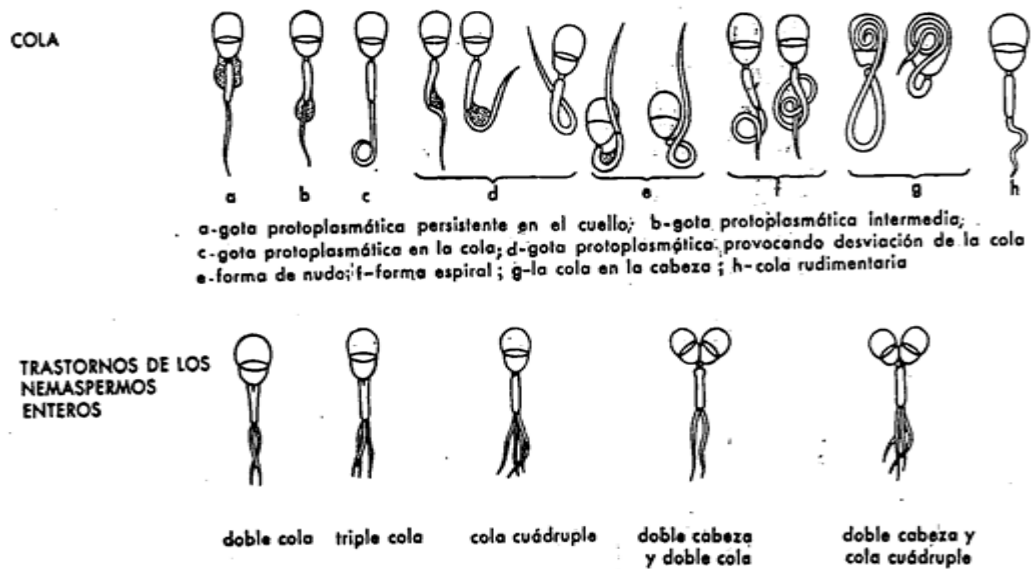
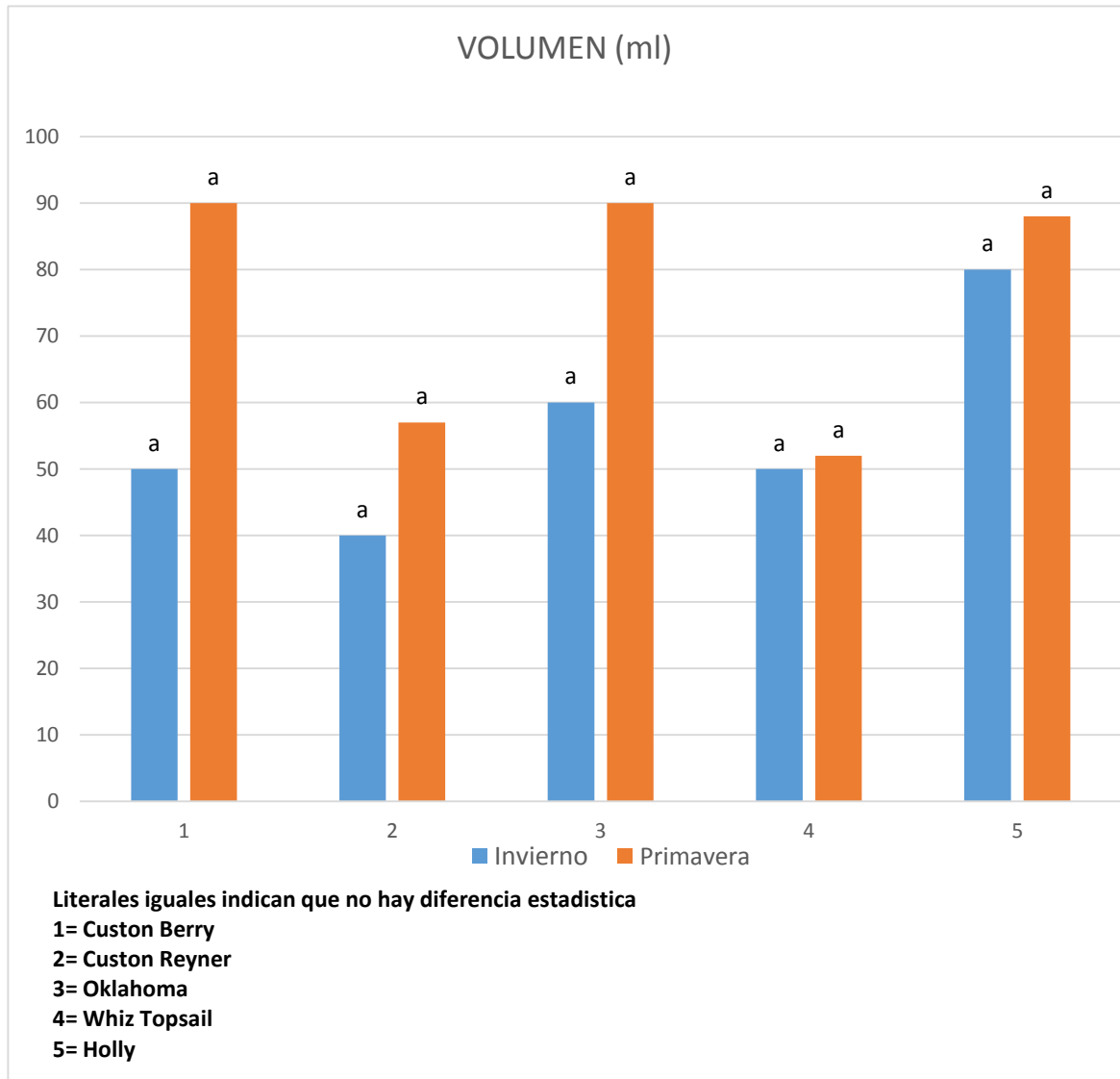


Figura. 14. Anomalías de la cola y trastorno del espermatozoide entero.

IV Resultados y Discusión



Grafica. 1. Volumen del eyaculado en los sementales analizados.

El volumen de eyaculado se analiza sin tomar en cuenta el gel de la eyaculación, Jasko (1992); Petrunkina *et al.*, (2007) mencionan que el volumen eyaculado de un semental no es un buen indicador de la fertilidad, pero su medición es importante para estimar el número de espermatozoides.

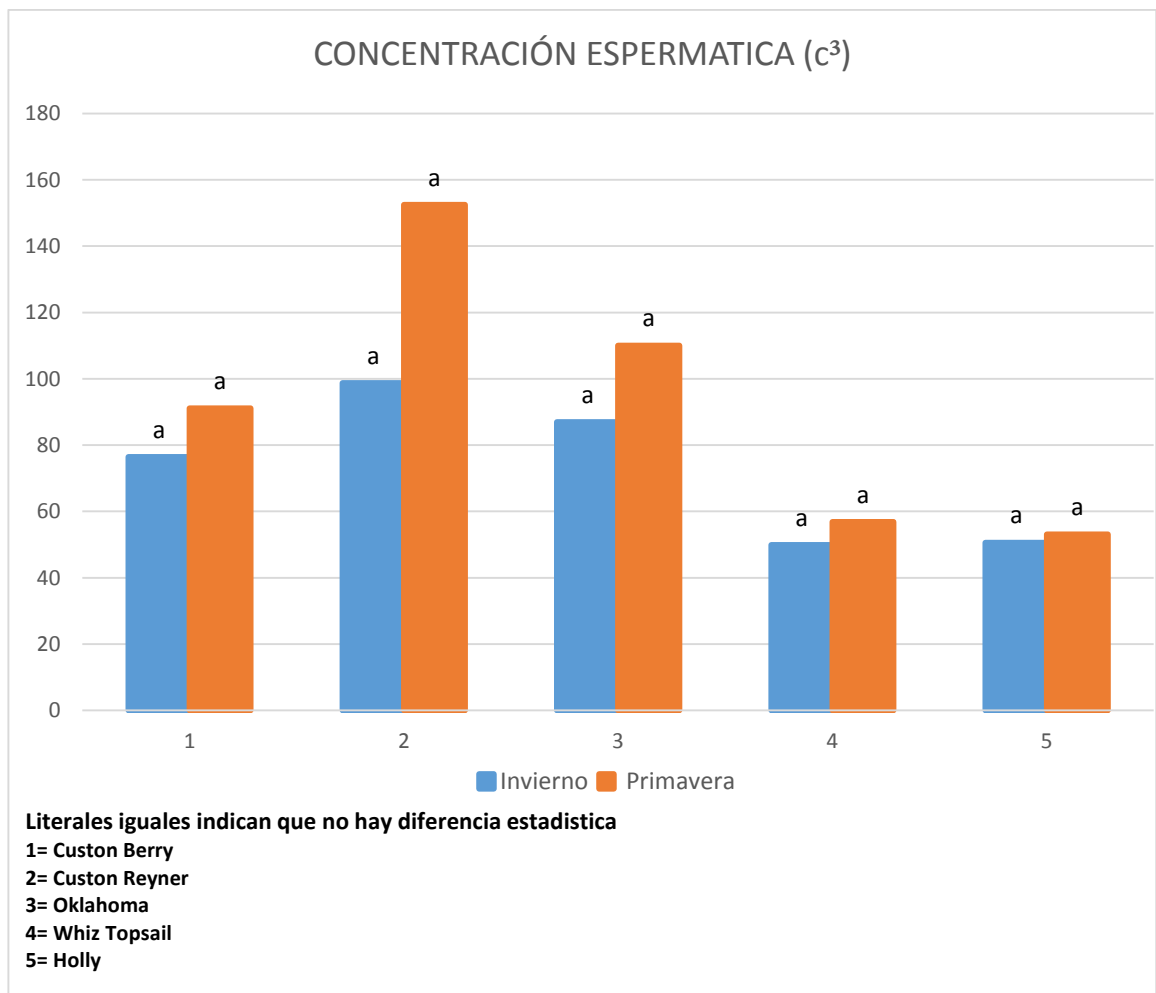
Bustos (2012) menciona que hay un efecto directo en el volumen seminal, la concentración espermática en la fracción libre de gel, y en el número de montas con respecto a la estacionalidad del macho. Siendo el volumen del eyaculado de 60 a 70 ml, con un rango de 30 a 300 ml (Boeta, 2008). En este estudio como resultados de los volúmenes en dos épocas; una en Enero-Febrero (Invierno) con volumen de 40 a 80 ml de eyaculado libre de gel, con una media de 56 ml, y la segunda en los meses de Abril-Mayo (Primavera) los volúmenes fueron de 52 a 90 ml de eyaculado, con una media de 75.5 ml. No encontrando diferencia estadística ($P>0.05$) en este estudio. Comparado con experimentos por Cruz et al., (2007) donde encontraron que en machos cabríos presentan variaciones estacionales de su actividad sexual, la cual ocurre de mayo a diciembre, y es caracterizada por altas concentraciones plasmáticas de testosterona, un intenso comportamiento y olor sexual, un elevado peso testicular y una mayor producción espermática de mejor calidad que es algo parecido en los equinos. Mostrando un aumento en el volumen de eyaculado libre de gel en el garañón, correspondiente a la época reproductiva de primavera y una disminución de volumen de eyaculado en época no reproductiva de invierno cuando en algunos animales de reproducción estacional, la gónada del macho puede disminuir su tamaño entre un 10 y un 15% en respuesta a los factores ambientales asociados a su estación no reproductiva como lo ha reportado por Bustos (2012) en un estudio.

Debido a que hay una regresión de las gónadas asociado a un aumento de la melatonina por periodos prolongados como lo es en la época de invierno y la duración de su secreción nocturna que actúa como un mensaje pasivo y provee información al eje hipotálamo – hipófisis – gónada actuando como una información de calendario (Reiter, 1993) activando o desactivando su acción (Coutinho *et al.*, 2012).

Bustos (2012) encontró en su experimento que cuando hay una respuesta

primaria a la fotoestimulación el incremento en la secreción de LH y FSH por la hipófisis se incrementa cerca de 40 veces 10 días después de su cambio de fotoperiodo en algunos animales y es fácilmente medible en una muestra de sangre.

También Bustos (2012) y Andrade et al., (2011) han reportado que el volumen es alterado por la edad así como el recurso espermático por causa que los garrñones con menos de tres o más de catorce años presentan baja calidad seminal como consecuencia de la variación fisiológica en el funcionamiento de los túbulos seminíferos.



Grafica. 2. Concentración espermática en los sementales Estudiados.

Concentración Espermática.

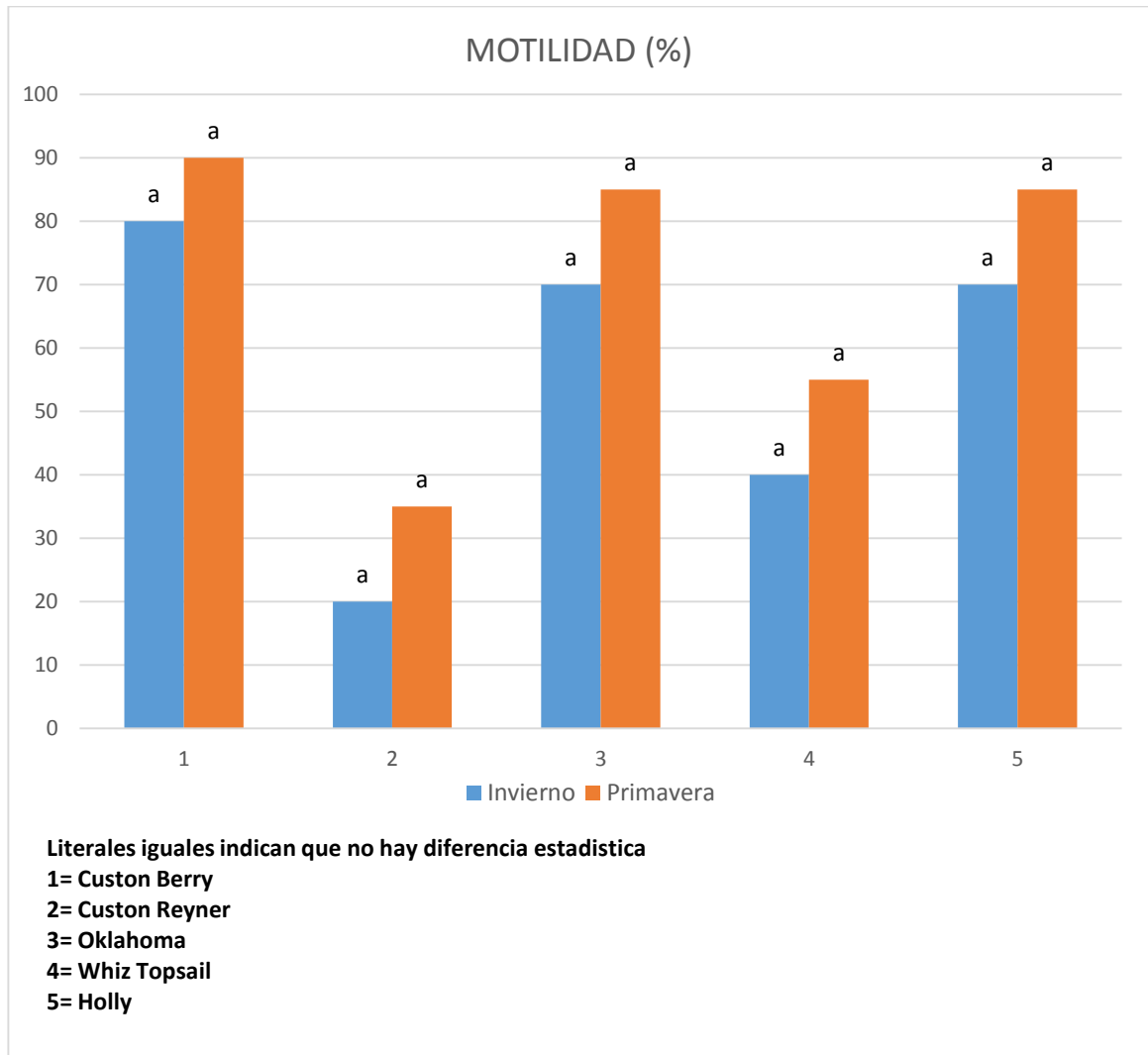
La determinación de la concentración espermática es importante, ya que es una característica muy variable y afecta directamente a la fertilidad del semental (Andrade *et al.*, 2011).

La concentración espermática del garañón es de 150 a 300 millones / ml (Boeta y Zarco, 2008). En este experimento los resultados en cuanto a la

concentración espermática en la época no reproductiva que corresponde a (Invierno) con valores de 49.9 a 98.7 millones / ml, con una media de 72.52 millones / ml de concentración espermática, y en la época reproductiva (Primavera) los valores fueron de 53.1 a 152.5 millones / ml, con una media de 92.72 millones / ml de concentración espermática. No encontrándose diferencia estadística significativa ($P > 0.05$), a pesar de encontrar diferencia numérica, como Squires et al., (1979) encontrando un valor más alto en la época reproductiva activa del garañón, comparado al volumen medio en la época no reproductiva, esta fracción es modificada por la estación, siendo más baja en este periodo.

Por otro lado Berndtson *et al.*, (1983); Chemineau y Delgadillo, (1993) reportan en sus estudios que se ha encontrado que el diámetro de los túbulos seminíferos es de mayor diámetro en el periodo reproductivo que en otros meses del año, así como la concentración de testosterona dentro del parénquima testicular mostrado ser dos veces mayor durante primavera y verano que en el invierno. El número de células de Sertoli varía según la estación del año siendo significativamente mayor en la época reproductiva que corresponde a la mayor producción espermática (Johnson, 1991; Gonzales, 1993), y siendo más baja en el periodo no reproductivo.

Las variaciones estacionales en las concentraciones de FSH, LH y testosterona, han sido relacionadas con en el número de células de Sertoli en el potro en la época reproductiva (Chemineau y Delgadillo, 1993; Andrade *et al.*, 2011). Las proteínas producidas por las células de Sertoli que se unen a la testosterona, y son las responsables de la mantención de una alta concentración testicular de esta (Bustos, 2012). Los niveles de testosterona controlan tanto la liberación de GnRH como de gonadotrofinas a través de un sistema de retroalimentación negativa.



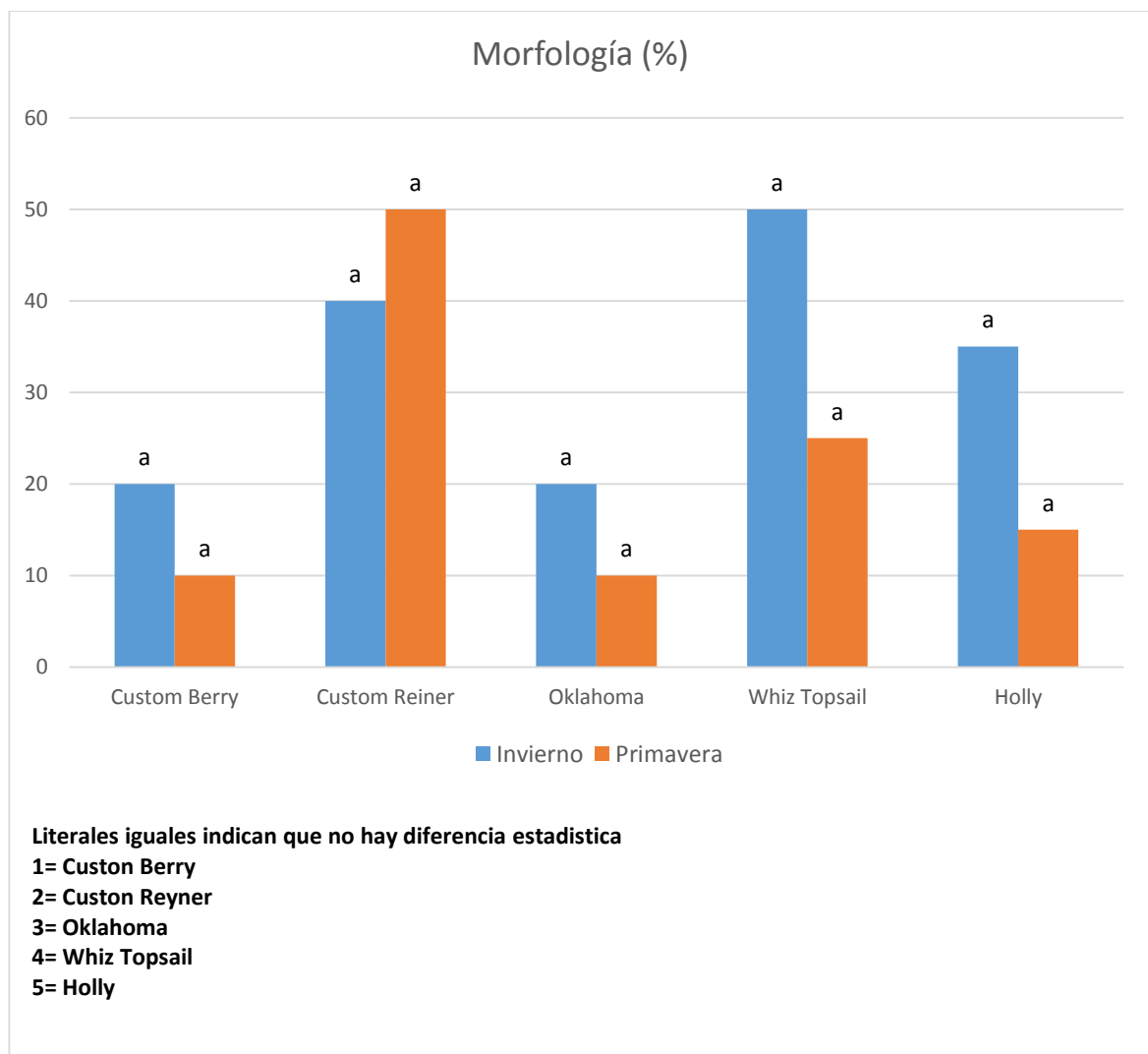
Grafica. 3. Motilidad en semen fresco en los sementales analizados.

Motilidad.

Los valores de motilidad son muy importantes porque es directamente relativa con la capacidad y fertilidad espermática en el semental.

En este estudio los valores de motilidad en las dos épocas reproductivas numéricamente fueron altos, una que corresponde a los meses de Enero a

Febrero que corresponde al época de Invierno con resultados de 20 a 80 % con una media de 56 % y en primavera en los meses de Abril a Mayo los valores oscilaron de 35 a 90 % de motilidad, con una media de 70 %, no encontrando diferencia estadística en este estudio ($P>0.05$). El tamaño testicular, la producción de espermatozoides y la calidad de estos se aproximan a valores normales de la época reproductivamente luego de 60 días post exposición (Morgan y Hazleringg, 2008).



Grafica. 4. Morfología de espermias en los sementales analizados.

Morfología.

Boeta y Zarco (2000) menciona que el promedio de morfología aceptado es de 10% para anomalías primarias y de un 20% para anomalías secundarias. En este estudio el porcentaje de morfología dieron como resultado en la época de invierno (Enero - Febrero) fueron de 20 a 50 % con una media de 33 % y en la época que corresponde primavera con meses de (Abril - Mayo) fueron de 10 a 50 % con una media de 22 %. No encontrando diferencia estadística. En equinos también se han descrito alteraciones en la morfología y concentración espermática, señalándose que la deficiencia de selenio ha sido asociada con la disminución del número de células espermáticas, incremento en la mortalidad y aumento de defectos de la cabeza y cola del espermatozoide (Reiter *et al.*, 2009).

En este experimento a los sementales se les dio dos meses de intervalo desde la primera evaluación a la segunda evaluación. Torres (2010) menciona mediante un experimento que la insuficiencia de hormonas de la hipófisis en los machos influye en la síntesis de la testosterona y en la espermatogénesis, y a su vez, la insuficiencia de testosterona actúa desfavorablemente en el desarrollo y capacidad funcional de los testículos, las glándulas sexuales accesorias, las características sexuales secundarias y el comportamiento sexual. En donde es liberada a la circulación portal hipofisiaria, llega hasta los gonadotrofos (células productoras de gonadotropinas) presentes en la hipófisis anterior (adenohipofisis) donde induce la secreción de FSH y LH. Luego de su liberación viajan por la circulación sistémica hasta los testículos, donde la FSH ejerce sus efectos en las células de Sertoli, mientras que la LH lo hace en las células de Leydig dando como resultado la espermatogénesis y liberación de testosterona y otras proteínas para la nutrición de las células espermáticas (Lindahl *et al.*, 2012). De acuerdo a todo lo discutido anteriormente en este estudio el no

encontrar diferencias estadísticas ($P > 0.05$) pero si numéricas en prácticamente todas las variables evaluadas hace suponer que; la época de verano podría marcar diferencia en la calidad seminal por permitir al semental con mayor tiempo desarrollar aún más la espermatogénesis y con ello marcar diferencia entre estación, por otra parte se puede inferir que el número de población utilizado en este estudio pudo tener efecto en el análisis.

V CONCLUSIONES.

De acuerdo a los resultados de este estudio el semental equino $\frac{1}{4}$ de milla en la Comarca Lagunera no presenta diferencia estadística en los parámetros de calidad seminal evaluados entre la época de invierno (Enero - Febrero) contra la época de primavera (Abril – Mayo).

Recomendaciones

Se recomienda para un futuro cercano hacer una evaluación similar en los meses de verano para poder comparar con lo ya evaluado en invierno y primavera y por otra parte posiblemente aumentar el número de población en cada uno de los grupos.

VII Literatura citada.

1. Abecia JA, Valares JA, Forcada F, Palacín I, Martín S, Martino A. 2007. The effect of melatonin on the reproductive performance of three sheep breeds in Spain. *Small Ruminant Research*. 69: 10-16.
2. Álvarez RL, Zarco QL. 2001. Los fenómenos de bioestimulación sexual en ovejas y cabras. *Vet Mex*. 32 (2): 117-129.
3. Amezcua MEV, Castillo RH, Villa GA, Román PH, Vazquez PC. 2000. Influencia estacional sobre el ciclo estral y el estro en hembras cebú mantenidas en clima tropical. *Red de revistas científicas de América Latina y el Caribe, España y Portugal*. 38 (02); 89-103.
4. Andrade SF, Pérez OJ, Oliveira SAD, Vale FVR, Marc H, Chacón JL, Arias SA. 2011. Algunos aspectos de la eficiencia reproductiva correlacionados con el semental equino. *Rev Cienc Animal*. 4: 83-85.
5. Andrade SF, Pérez OJ, Oliveira SAD, Vale FVR, Marc H, Chacón JL, Arias SA. 2011. Foliculogénesis y ovulación en la especie equina. *Rev Med Vet*. 22: 43-50.
6. Angel D, Bran AJ. 2010. Reproducción asistida en equinos: aportes desde la teoría. *Rev Ces Mad Vet Zootec*. 5 (1): 56-59.
7. Araya JC, Tamayo C, Ossandon L, Rodríguez H. 2004. Morphology and immunohistochemistry of the human vas deferens. *Rev, Chil, Tecnol, Med*. 24: 1111 -1117.

8. Berndtson WE, Squires EL, Thompson DL. 1983. Spermatogenesis, testicular composition and the concentration of testosterone in the equine testis as influenced by season. *Theriogenology*. 20 (4): 449-457.
9. Boeta M, Zarco QL. 2000. Utilización de la leche descremada ultrapasteurizada como diluyente de semen refrigerado de burro destinado a la inseminación de yeguas. Departamento de Reproducción, facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la universidad Nacional Autónoma de México D.F. *Vet. Méx.*, 31 (1).
10. Boyle MS. 1992. Artificial insemination in the horses. *Annales de Zootechnie*. 41: 311-318.
11. Bustos OE, Torres DL. 2012. Reproducción Estacional en el Macho. *Int, J., Morphol*. 30 (4): 1266-1279.
12. Canisso IF, Andrade SF, Ortigoza EJM, Ribeiro CG, Davies MM, Capistrano SE, Domingos GJ, Linhares LA. 2008. Congelamiento de semen de burro (*Equus asinus*). *Rev Vet Perú*. 19 (2): 113-125.
13. Chemineau P, Delgadillo JA. 1993. Neuroendocrinología de la reproducción en el caprino. *Revista científica, FCV-LUZ*. 3 (2): 113-121
14. Cole HH, Cupps PT. 1977. *Reproduction in domestic animals*. Third Edition. Editorial Academic Press New York. 2003-2024.

15. Coutinho AM, Seidel EG, Squires LE, Graham KJ, Carnevale ME. 2012. Effect of components of semen extenders on the binding of stallion spermatozoa to bovine or equine zonae pellucidae. *Reproduction*. 143: 577-585.
16. Cruz CU, Velíz FG, Rivas MR, Flores JA, Hernandez H, Duarte MG. 2007. Respuesta de la actividad de machos cabríos tratados con días largos, con un manejo extensivo a libre pastoreo. *Tec Pec Méx*. 45 (1): 93-100.
17. Curry. 2000. MCryopreservation of semen from domestic livestock, *Journals of Reproduction and Fertility*. Pag: 1359-6004.
18. Dukes HH, Swenson ML. 1988. Fisiología de los animales domesticos, tomo II, funciones de integración y Reproducción. Editorial Aguilar. 1649-1696.
19. Devireddy VR, Swanlund JD, Olin T, Vicente W, Troedsson TMH, Bischof CJ, Roberts PK. 2002. Cryopreservation of equine sperm: optimal cooling rates in the presence and absence of cryoprotective agents determined using differential scanning calorimetry. *Biology of reproduction*. 66: 222-585.
20. Foote R. H. 2002. The history of artificial insemination: Selected notes and notables. *J Anim Sci* 80:1-10.
21. Galina C, Valencia. 2008. Reproducción de los Animales domesticos. Tercera Edición. Limusa. Pag: 27-42.

22. Gonzales SC. 1993. Comportamiento reproductivo de ovejas y cabras tropicales. *FCV-LUZ*; 3 (3): 173-196.
23. Gutierrez CL, Fernandez A, Crespo F, Ramirez MA, Gonzalez J, Serres C. 2012. The effect of two pre-cryopreservation single layer colloidal centrifugation protocols in combination with different freezing extenders on the fragmentation dynamics of thawed equine sperm DNA. *Acta veterinaria scandinavica*. 54: 72, 1-8.
24. Jasko DJ. 1992. Evaluation of stallion semen. *Vet Clin North Am Equine Pract Apr*. 8 (1): 129-148.
25. Johnson L. 1991. Seasonal Differences in Equine Spermatocytogenesis. *Biology of Reproduccion*. 44: 284-291.
26. Lindahl J, Dalin AM, Stuhmann G, Morrell MJ. 2012. Stallion selected by single layer centrifugation are capable of fertilization after storage for up to 96 h at 6°C prior to artificial insemination. *Acta veterinaria scandinavica*. 54: 40, 1-8.
27. Lossino LMV. 2008. Laboratorio de reproducción equina, catedra de producción equina. Departamento de Producción Animal, Facultad de Veterinaria y Agronomía. 5800-5805.
28. Mair T, Love S, Schumacher J, Watson E. 1998. *The Stallion Equine Medicine, Surgery and Reproduction*. Tercera edición. Saunders, London. 297-307.

29. Morgan JP, Hazlerigg GD. 2008. Photoperiodic Signalling Through the Melatonin Receptor Turns Full Circle. *Journal of Neuroendocrinology*. 20: 820-826.
30. Ortega FC, González FL, Macías GB, Salazar SC, Morillo RA, Rodríguez MH, Tapia AJ, Peña JF. 2009. Effect of cryopreservation on nitric oxide production by stallion spermatozoa. *Biology of reproduction*. 81: 1106-1111.
31. Orozco CV, Rosemberg B, Santiani AA, Tomatu KM, Rodríguez LH. 2011. Evaluación de dos dilutores para la criopreservación de semen de caballo peruano de paso y sus efectos sobre la mortalidad espermática e integridad funcional de membranas. *Científica* 8 (3); 209-216.
32. Palacios AA, Zarco QL. 1996. Efecto de la sustitución de yema de huevo por albúmina sérica bovina, suero equino o suero bovino en el diluyente de congelación sobre la viabilidad posdescongelación de espermatozoide equino. *Vet, Méx*, 27 (3).
33. Petrunkina MA, Waberski D, Gunzel ARA, Topfel PE. 2007. Determinants of sperm quality and fertility in domestic species. *Reproduction*. 134: 3-13.
34. Ramírez VD. 2008. Estudio del efecto crioprotector de un medio de congelación a base de trehalosa sobre la viabilidad del espermatozoide del caballo, Tesis de Maestría U.N.A.M.; P 1:37.

35. Restrepo G, Ocampo D, Velázquez A. 2013. Evaluación de la movilidad del semen criopreservado de caballos criollo colombiano por un sistema analizador de clase. *Rev U.D. CA Act. & Div. Cient.* 16 (2): 445-450.
36. Ribeiro PA, Monita BL, Yumi KM, Mello MMI, Ferreira SF. 2014. Criopreservación de espermatozoides bovinos de la cola del epidídimo utilizando los métodos convencionales y automatizados. *Arch Med Vet*; 46, 31-38.
37. Ricker VJ, Linfor JJ, Delfino JW, Rysar P, Scholtz LE, Tablin F, Crowe HJ, Ball AB, Meyes AS. 2006. Equine sperm membrane phase behavior: the effects of lipid – based Cryoprotectants. 74: 359-365.
38. Reiter RJ. 1993. The melatonin rhythm: both a clock and a calendar. *Experientia.* 49: 654-667.
39. Reiter RJ, Tan DX, Manchester LC, Paredes SD, Mayo JC, Sainz RM. 2009. Melatonin and reproduction revisited. *Biol, Reprod.* 81: 445 461.
40. Roser JF. 2001. Endocrine and paracrine control of sperm production in stallions. *Animal Reproduction Science.* 44: 284-291.
41. Roser JF. 1997. *Endocrine Basis for Testicular Function in the Stallion.* Elsevier Science Inc. 48: 883-892.

42. Torres, Perez, Manuel. 2010. Libido, pubertad, concentraciones séricas de testosterona y su relación con variables corporales y testiculares en futuros sementales holstein. Revista electrónica de veterinaria. 11 (11): 1-22.
43. Stornelli MC, Tittarelli CM, Savignone CA, Stornelli MA. 2005. Efecto de los procesos de criopreservación sobre la fertilidad seminal. *Analecta Veterinaria*. 25:28-35.
44. Squires EL, Pickett BW, Amann RP. 1979. Effect of successive ejaculation on stallion seminal characteristics. *J. Reprod. Fertil. Suppl.* 27: 7-12.
45. Vega AC, Morales P, Zimmerman M, Wilde O. 2013. Variación anual de la circunferencia escrotal en caprinos criollos serranos. *Arch Zootec.* 55 (209): 113-116.
46. Zarco L, Boeta M. 2000. Reproducción Equina. Segunda Edición. Academia de investigación de Biología de la reproducción equina, A.C. UNAM. Pag: 147-174.
47. http://www.genomasur.com/BCH/BCH_libro/capitulo_16.htm.