



**UNIVERSIDAD NACIONAL
“PEDRO RUIZ GALLO”**



FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA

**“RELACION ENTRE EL VOLUMEN TESTICULAR,
VOLUMEN DEL EYACULADO Y CONCENTRACION
ESPERMATICA EN CABALLOS INSCRITOS EN LA
ASOCIACION DE CRIADORES Y PROPIETARIOS DEL
CABALLO PERUANO DE PASO – LAMBAYEQUE”.**

TESIS

Para optar el Título Profesional de:

MEDICA VETERINARIA

PRESENTADO POR:

BACH. M.V. ROSA GIANNINA AZNARÁN VIGO

ASESOR:

M.V. ELMER PLAZA CASTILLO

CO-ASESOR

M.V. MARTÍN LACA OLIVOS CHAN.

Lambayeque- Perú

2019

**RELACION ENTRE EL VOLUMEN TESTICULAR, VOLUMEN DEL
EYACULADO Y CONCENTRACION ESPERMATICA EN CABALLOS
INSCRITOS EN LA ASOCIACION DE CRIADORES Y PROPIETARIOS DEL
CABALLO PERUANO DE PASO – LAMBAYEQUE**

**TESIS PRESENTADA PARA OBTENER EL TITULO PROFESIONAL DE:
MEDICA VETERINARIA**

PRESENTADO Y APROBADA ANTE EL SIGUIENTE JURADO

PRESENTADA POR:

BACH. M.V ROSA GIANNINA AZNARAN VIGO

M.V. ELMER PLAZA CASTILLO
ASESOR

CO-ASESOR M.V. MARTÍN LACA OLIVOS CHAN.

APROBADO POR:

PRESIDENTE DR. JOSÉ LUIS VÍLCHEZ MUÑOZ.

SECRETARIO MSC. VÍCTOR RAVILLET SUAREZ.

VOCAL DR. CESAR PISCOYA VARGAS.

AGRADECIMIENTO

Le doy gracias a Dios porque es fiel y gracias a Él estoy aquí.

A mi alma mater, la universidad Nacional Pedro Ruiz gallo.

A mis padres y hermano, por el apoyo incondicional que siempre me han brindado. Por darme su cariño y creer en mí.

A un gran profesional que en el transcurso de conocerlo se convirtió en un gran amigo, el Doctor Martin Lacca Olivos Chang. Gracias Doctor por creer en mí y ayudarme a que este trabajo de investigación se realizara.

A mi asesor, Doctor Elmer Plaza, por el apoyo brindado durante la realización del presente trabajo de investigación.

A Perlita, amiga y futura colega. Los últimos ciclos nos conocimos y encontré en ti una amiga en quien confiar. Gracias, porque estoy segura que sin el empuje de cada una de nosotras este trabajo no hubiera sido posible realizarlo. No podría contar todas las anécdotas pasadas durante este trabajo porque nunca acabaría jaja. Solo sé que ha sido una increíble experiencia.

A los dueños de los criaderos y a sus caballerizos, por permitirnos el ingreso y la utilización de sus caballos.

DEDICATORIA

A Dios por darme la dicha de vivir y estar conmigo en todo momento.

A mis padres: Sara Vigo y Carlos Aznarán. Por su amor, apoyo, por brindarme esos consejos que me hicieron llegar a esta meta y por estar siempre pendiente de mis estudios porque nunca dejaron de confiar en mí, porque sin ellos nunca hubiera salido adelante... los amo padres.

A mi hermano: Alejandro Aznarán; mi único hermano, y por ser mi ejemplo a seguir.

A mi abuelita, Malena Utarra, este logro va por ti. Te quiero tanto.

A Snoopy... te lo prometí el último día de tu vida, hoy quiero decirte que ¡lo logré! Siempre estas a mi lado.

A mi promoción del colegio, por su bella amistad y confianza en todo este tiempo.

A todos mis colegas apasionados por los equinos, sigan investigando mucho más sobre esta bella especie.

RESUMEN

Actualmente en el Caballo Peruano de Paso sólo se puede clasificar para macho reproductor por las medidas hipométricas y la presencia de los 2 testículos, es por ello que el objetivo del presente trabajo buscó determinar la relación entre el volumen testicular, volumen del eyaculado, concentración espermática en caballos peruanos de paso registrados en la Asociación de Criadores y Propietarios del Caballo Peruano de paso – Lambayeque y así poder considerar otro ítem en la clasificación de un macho reproductor equino.

El trabajo de investigación se llevó a cabo en los meses de primavera (Setiembre, octubre, noviembre del 2018), tomando 38 sementales de la raza Caballo Peruano de Paso registrados en la Asociación de Criadores y Propietarios del Caballo Peruano de paso – Lambayeque de 4 a 10 años de edad.

A estos sementales se les determinó el volumen testicular utilizando un vernier escrotal, la medida fue calculada en centímetros cúbicos; a continuación se procedió a colectar el semen mediante el método de la vagina artificial, el modelo utilizado fue Missouri; posteriormente se filtró el eyaculado y se midió (ml) con ayuda de una probeta; para finalizar se trasladó este eyaculado al laboratorio de Patología Clínica de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Pedro Ruiz Gallo para analizar la concentración espermática.

Los resultados determinaron que el volumen del eyaculado no influyó en la concentración espermática, lo mismo que el volumen testicular no tuvo influencia sobre la concentración espermática y la edad no influyó sobre la concentración espermática.

Palabras claves: Semental, Concentración espermática, volumen testicular, volumen del eyaculado, testículo.

ABSTRACT

Currently in the Peruvian Paso Horse alone can be classified for male reproductive hypometrics and the presence of the 2 testicles, which is why the objective of this study was to determine the relationship between testicular volume, volume of ejaculate, sperm concentration in Peruvian Paso horses registered in the Association of Breeders and Owners of the Peruvian Paso Horse - Lambayeque and thus be able to consider another item in the classification of an equine breeding male.

The research work was carried out in the spring months (September, October, November 2018), taking 38 stallions of the Peruvian Paso horse race registered in the Association of Breeders and Owners of the Peruvian Paso Horse - Lambayeque de 4 at 10 years of age.

The testicular volume was determined to these stallions using a scrotal vernier, the measurement was calculated in cubic centimeters; Then the semen was collected by the artificial vagina method, the model used was Missouri; subsequently the ejaculate was filtered and measured (ml) with the help of a test tube; Finally, this ejaculate was transferred to the Clinical Pathology laboratory of the Faculty of Veterinary Medicine of the Pedro Ruiz Gallo University to analyze sperm concentration.

The results determined that the volume of the ejaculate did not influence the sperm concentration, just as the testicular volume had no influence on the sperm concentration and the age did not influence the sperm concentration

Keywords: Stallion, sperm concentration, testicular volume, volume of the ejaculate, testicle.

INDICE DE CONTENIDO

AGRADECIMIENTO	iii
DEDICATORIA	iv
RESUMEN	v
ABSTRACT	vi
INDICE DE CONTENIDO	vii
ÍNDICE DE FIGURAS	ix
INDICE DE TABLAS	x
I. INTRODUCCION	11
II. REVISION DE LA LITERATURA	13
2.1. CONCEPTOS GENERALES	13
2.2. COMPORTAMIENTO REPRODUCTIVO DEL CABALLO	13
2.3. PUBERTAD	14
2.4. LIBIDO	14
2.5. APARATO REPRODUCTOR DEL CABALLO	14
2.5.1. Testículos	14
2.5.2. Epidídimo	15
2.5.3. Cordón espermático	15
2.5.4. Conducto deferente	16
2.5.5. Escroto	16
2.5.6. Glándulas sexuales accesorias	16
2.5.7. Pene	17
2.5.8. Prepucio	18
2.6. SEMEN	18
2.6.1. Examen macroscópico del semen	19
2.6.2. Examen microscópico	20
2.7. ESPERMATOGÉNESIS	20
2.8. REGULACIÓN ENDOCRINA DE LA ESPERMATOGÉNESIS	21
2.8.1. Espermatocitogenesis	22
2.8.2. Meiosis	23
2.8.3. Espermio genesis	23
2.9. RECOLECCION DE SEMEN	24
2.10. VAGINA ARTIFICIAL	24
2.11. ANTECEDENTES	26

III.	MATERIAL Y METODOS	28
3.1.	MATERIAL	28
3.1.1.	Material Biológico:	28
3.1.2.	Materiales de Campo:.....	28
3.1.3.	Materiales de Laboratorio:	28
3.1.4.	Instrumentos:	29
3.1.5.	Equipos:.....	29
3.2.	MÉTODOS.....	29
3.2.1.	Método para registrar los caballos en forma individual:	29
3.2.2.	Método para realizar el examen examen general:	29
3.2.3.	Método para realizar el examen andrológico:	30
3.2.4.	Método para obtener el volumen testicular:	30
3.2.5.	Método para la colección del eyaculado:	30
3.2.6.	Método para obtener el volumen del eyaculado:	31
3.2.7.	Método para obtener la concentración espermática:	32
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIONES	33
V.	CONCLUSIONES	35
VI.	RECOMENDACIONES	36
VII.	BIBLIOGRAFIA	37
VIII.	ANEXOS	42

ÍNDICE DE FIGURAS

Fig. N° 1: Retroalimentación positiva(+) y negativa(-) de la producción y liberación hormonal en el potro. (Ptaszynska 2007).....	22
Fig. N° 2: Espermatoogénesis (Guerrero, 2015)	23
Fig. N° 3: Vagina Artificial Modelo Missouri	25
Fig. N° 4: Vagina Artificial Modelo Colorado.....	26
Fig. N° 5: Bitacoras para registrar a los sementales	44
Fig. N° 6: Yegua con tirapié para evitar que pateo o lastime al operador o semental	44
Fig. N° 7: Examen Reproductivo General.....	44
Fig. N° 8: Medición Testicular	44
Fig. N° 9: Preparación de la Vagina artificial modelo Missouri (Minitube).....	45
Fig. N° 10: Yegua en celo utilizada para la recolección de semen por el método de Vagina Artificial	45
Fig. N° 11: Reflejo de Flehmen.....	46
Fig. N° 12: Semental olfateando a la yegua para estimularla.....	46
Fig. N° 13: Momento de la colección del eyaculado utilizando la vagina artificial tipo Missouri (Minitube)	46
Fig. N° 14: Vaciado del semen de la manga a la probeta.....	46
Fig. N° 15: Filtración de la fracción gel	47
Fig. N° 16: Cálculo del Volumen del eyaculado	47
Fig. N° 17: Procesando muestras, método de la cámara de Neubauer).....	47
Fig. N° 18: Observación microscópica de los espermatozoides a 40X.....	47

INDICE DE TABLAS

Tabla N°01 Media y Desviación estándar de la concentración espermática, volumen de eyaculado, volumen testicular y edad en caballos inscritos en la Asociación de Criadores y Propietarios del caballo peruano de paso.	33
Tabla N°02A Caballo de paso peruano de 4-7 años de edad.....	42
Tabla N°3A Caballo de paso peruano de 8-10 años de edad.....	43
Tabla N°4A Evaluación de la medida testicular de los garañones.	48
Tabla N°5A Volumen del eyaculado de los garañones.	50
Tabla N°6A Concentración espermática de los garañones estudiados en la estación de primavera	51
Tabla N°07A Datos para obtener la Regresión Múltiple.....	52
Tabla N°08A Regresión múltiple para hallar la relación entre Concentración espermática, volumen del eyaculado, volumen testicular y edad en caballos inscritos en la Asociación de Criadores y Propietarios del caballo peruano de paso.	53
Tabla N°09A ANOVA	53
Tabla N°10A Coeficientes.....	53

I. INTRODUCCION

El caballo peruano de paso es una raza equina oriunda del Perú, descendiente de los caballos introducidos durante la Conquista y en los primeros tiempos del Virreinato. Esta raza está protegida por el Decreto Ley peruano número 25.919 del 28 de noviembre de 1992.

El Caballo Peruano de Paso considerado la mejor raza de silla en el mundo, embajador silencioso y patrimonio nacional y Cultural del Perú es un animal de características excepcionales dentro de las razas equinas existentes en el mundo. (Rodríguez, 2008)

Actualmente solo se puede clasificar para macho reproductor por las medidas Hipométricas y la presencia de los 2 testículos; por otra parte la pasión de los criadores es agenciarse de la genética de los patrones de Raza que son “Sol de Oro Viejo” y “Sol de Paijan” Caballos que marcan el formato ideal de nuestro Patrimonio Cultural del Perú. Los criaderos realizaron cruces muy cerrados lo que dió como resultado potros Infértiles y con problemas reproductivos tales como Criptoorquideos, Monorquideos ó Hipoplasia testicular.

En los criaderos se prefiere tener solo un semental por aras y esto es debido a su temperamento y a su dificultad de manejo, por ende debemos evaluar de manera eficiente al macho de elección para que logre cumplir con características reproductivas óptimas y así desempeñar un excelente papel reproductivo.

Es por ello que el presente trabajo de investigación tiene como objetivo determinar la relación existente entre el volumen testicular, volumen del eyaculado, concentración espermática en Caballos Peruanos de Paso registrados en la Asociación de criadores y propietarios del Caballo Peruano de paso – Lambayeque los cuales tienen de 4 a 10 años de

edad y así obtener métodos que permitan demostrar las características fenotípicas de selección que pueda servir para exponer cualidades de fertilidad de una manera cuantitativa y de esta manera nuestra raza nacional perdure en el Tiempo, a la vez con la ejecución de esta tesis podemos deducir que la calidad reproductiva de un semental puede ser evaluada a simple vista.

II. REVISION DE LA LITERATURA

2.1. CONCEPTOS GENERALES

El caballo presenta diversos aspectos que son únicos en su endocrinología reproductiva. La estación reproductiva no se encuentra bien clara y es viable colectar semen todo el año, sin embargo se puede observar marcadas variaciones estacionales en tiempo de reacción, cantidad de montas por eyaculado, volumen de semen libre de gel, número total de espermatozoides por eyaculado, aglutinación espermática y motilidad espermática en semen fresco y diluido. Los testículos del garañón descienden al escroto entre la primera y tercera semana de edad. En algunos casos mencionados órganos ya se encuentran en el saco escrotal al nacimiento. Su crecimiento posnatal empieza en el mes 11 y el testículo izquierdo se desarrolla antes y crece más rápido que el derecho. La edad optima que garañones se usan por vez primera para el apareamiento natural o artificial está determinada principalmente por las condiciones de manejo (Hafez y Hafez, 2002).

2.2. COMPORTAMIENTO REPRODUCTIVO DEL CABALLO

Al igual que la yegua, el garañón es naturalmente estacional teniendo su mejor tiempo durante la primavera y verano. Pero a diferencia de la yegua, el garañón no va a mostrar interés o desinterés sexual en dicha temporada. El máximo en la espermatogénesis y la libido suceden en esta época (Temporada reproductiva), pero eso no quiere indicar que no puedan montar a una yegua fuera de temporada, esto es, pueden montar una yegua pero con menor concentración de espermatozoides y una muestra de libido más baja (Youngquist et. al., 1997 y Davies, 2005).

2.3. PUBERTAD

La pubertad es la etapa del desarrollo cuando inicia la capacidad reproductiva del garañón, que sea capaz de producir gametos viables. Inicia entre los 15 a 24 meses de edad variando en la época en la que haya nacido el potro. En esta etapa el potro empieza a mostrar características y comportamiento de macho, incluyendo aumento en su masa corporal, macho como la vocalización ante las hembras, erecciones, masturbaciones y copulas. La libido mejora conforme pasa el tiempo después de la pubertad (Knottenbelt et. al 2003; Squires 2003, Galina y Valencia 2006).

2.4. LIBIDO

La libido es el vigor sexual, cuya intensidad diversa de un semental a otro según con la época del año y con el número de servicios que realiza el semental diaria y semanalmente. (Warren et al, 1979).

El libido y su manifestación están directamente controlados por la producción de testosterona en los testículos principalmente. La manifestación de libido se da cuando la yegua esta frente al garañón y este actúa manifestando deseo sexual, fija su mirada hacia la yegua, arquea el cuello, manotea golpeando el suelo, adquiere la posición de garañón, realiza el signo de flehman acompañado de relinchos. (Davies, 2003).

2.5. APARATO REPRODUCTOR DEL CABALLO

2.5.1. Testículos

Están situados fuera del abdomen en el escroto. Cada testículo descansa dentro del proceso vaginal, una extensión separada del peritoneo que pasa a través de la pared abdominal en el conducto inguinal. (Hafez, 2000). Sus funciones principales son la producción de espermatozoides como función exocrina y la producción de hormonas esteroideas (función endocrina) ambas funciones son reguladas por 3 diferentes controles: 1. Circuito largo: hipotálamo, hipófisis, gónada. 2. Circuito corto: Hipotálamo- hipófisis. 3. Circuito extracorto o paracrino: Entre túbulo seminífero (Células de Sertoli – Células germinales) y tejido intersticial (Células de Leydig, fluido intersticial y varios otros componentes químicos y celulares). Macroscópicamente podemos diferenciar dos estructuras: Túnica albugínea o túnica vaginal propia, la cual recubre la gónada y el parenquima testicular en el

que se ubican los túbulos seminíferos. La túnica albugínea es una membrana fibrosa la cual envía proyecciones hacia la parte interna del testículo que sirven como sostén para el parénquima testicular, el cual aloja a los túbulos seminíferos, en donde las espermatogonias van a sufrir cambios hasta transformarse en espermatozoides. Estos ya producidos pasan a los conductos eferentes, los cuales transportan a los espermatozoides hacia el epidídimo. (Galina y Valencia, 2006).

2.5.2. Epidídimo

En la túnica albugínea se reúnen los tubos seminíferos en un conducto único para formar la cabeza del epidídimo. El epidídimo se encuentra unido al testículo; la parte principal del epidídimo unida al testículo toma el nombre de cuerpo. La cola del epidídimo se encuentra en la extremidad inferior del testículo. (Rossdale, 1991).

Este se encuentra cubierto por la túnica vaginal y la albugínea, formado por la cabeza que está fijamente unida con los testículos, cuerpo del epidídimo y cola; termina en conducto deferente (Sisson y Grossman, 2005). Su longitud en el equino es de 72-81 m (Koning y Liebich, 2005).

Es la estructura contigua al testículo, que tiene como funciones las de transporte, maduración y almacenamiento de los espermatozoides. Se palpa para determinar su tamaño, forma y consistencia y localización. (Galina y Valencia, 2008).

La maduración se da cuando los espermatozoides que recién se han formado entran a la cabeza a partir de los conductos eferentes, no presentan la capacidad de motilidad ni fertilidad. Mediante su paso por el epidídimo, obtienen capacidad para moverse y se tornan fértiles. En el paso por el epidídimo, los espermatozoides pierden la gota citoplasmática que se forma en el cuello de cada espermatozoide durante la espermatogénesis, esta gota es indicador de maduración de los espermatozoides en el epidídimo. Si un porcentaje elevado de los espermatozoides recién eyaculados tienen gotas citoplasmáticas, se les considera inmaduros y poseen una fertilidad mínima. (Bonilla, 2013).

2.5.3. Cordón espermático

El cordón espermático empieza en el anillo inguinal profundo, donde sus partes constituyentes se unen y se extiende oblicua y ventralmente a través del canal inguinal, pasa sobre el lado del pene para terminar en el borde de inserción del testículo. El cordón espermático está conformado por: Arteria testicular, venas testiculares, plexo testicular, conducto deferente, haces de tejido muscular liso y capa visceral de la túnica vaginal.

(Sisson y Grossman, 2005).

Se palpa craneal al ingreso de la pelvis, a cada lado de la línea media; tiene una medición de 2.5 a 3cm de diámetro y una consistencia suave y uniforme. (Galina y Valencia, 2006).

2.5.4. Conducto deferente

Estos conductos conectan al epidídimo con la uretra antes de pasar por las glándulas accesorias. La función principal es el transporte de espermatozoides de los testículos hacia la uretra, consta de una pared muscular gruesa que se contrae, propulsando así a los espermatozoides. Cerca a testículos los conductos se doblan para así aumentar su longitud y así poder aumentar la cantidad de espermatozoides a almacenar (Davies, 2003).

Es una estructura tubular la cual no puede delinearse debido a que se encuentra rodeado por el musculo cremàster y la vena espermática. (Galina y Valencia, 2006).

2.5.5. Escroto

Aquí se encuentran situados los testículos y las partes contiguas del cordón espermático, presenta forma globular, pero es asimétrico comúnmente, ya que un testículo mayormente el izquierdo es mayor y está situado un poco más caudalmente (Sisson y Grossman, 2005). Además de su función protectora que da al testículo, ayuda por medio de su túnica dartos, junto con el musculo cremàster y la disposición anatómica del plexo pampiniforme, el cual tiene como función mantener una temperatura adecuada para la termorregulación de la espermatogénesis. (Galina y Valencia, 2006).

2.5.6. Glándulas sexuales accesorias

En el equino son: Ámpulas, vesículas seminales, próstata y glándulas bulbouretrales. (Galina y Valencia, 2006).

2.5.6.1. Ámpulas

Se localizan cerca de la línea media del piso de la pelvis y son ensanchamiento de la parte distal del conducto deferente, reposan sobre el borde anterior pélvico y sobre uno de los extremos de la vejiga urinaria dando una apariencia de Y; su medidas aproximadamente son de 12 a 20 cm de largo y tienen de 1.5 a 2.5 cm de diámetro. (Galina y Valencia, 2006).

2.5.6.2. Vesículas seminales

Son glándulas pares que presentan una delgada pared elongada y de forma ligeramente piriforme con una medición aproximadamente de 8 a 10 cm de longitud y de 3 a 5 cm de diámetro. (Boyle 1992, citado por Trejos 2009).

2.5.6.3. Próstata

Es una glándula lobulada que asienta en el cuello de la vejiga y al principio de la uretra, ventral al recto. Formada por dos lóbulos laterales y un istmo de conexión (Sisson y Grossman, 2005) Cada glándula de 3x1,5x0,5 (Rossadle, 1991). Los espermatozoides que se encuentran en la cola del epidídimo son inmóviles, mientras que los espermatozoides presentes en el semen recién eyaculado muestran vigorosa motilidad. Esto es debido a que son activados en la uretra al mezclarse con las secreciones de las glándulas accesorias. (Boyle 1992, citado por Trejos 2009).

Se divide en dos porciones cuerpo y porción diseminada, no se pueden palpar ya que se encuentra recubierto por tejido retroperitoneal. (Galina y Valencia, 2006).

2.5.6.4. Glándulas bulbouretrales:

Estas glándulas son pares, lobuladas, de forma ovoide y se sitúan cerca del arco isquiático. Las medidas en el semental es de unos 4cm de longitud y unos 2.5 cm de anchura y tiene 6-8 conductos excretores los cuales se abren a la uretra por detrás de los conductos prostáticos (Sisson y Grossman 2005; Rosadle 1991; Koning y Liebich 2005).

Se encuentran situados a cada lado de la próstata, sus secreciones favorecen con una pequeña porción del eyaculado. (Galina y Valencia, 2006).

2.5.7. Pene

El pene es el órgano copulatorio del macho, compuesto por el glande, el cuerpo del pene y la base. Durante la relajación el pene se retrae y queda fuera de vista, quedando solo el glande en el prepucio. En el borde final del glande se encuentra la fosa de la uretra y la uretra. El glande y el cuerpo del pene contienen tejido eréctil que es hemodinámico (la erección depende de la acumulación de sangre). El pene es adjuntado a la pelvis por medio del musculo bulboesponjoso (Davies, 2005).

De los mamíferos tiene tres cuerpos cavernosos que se agrupan alrededor de la uretra peneana: El cuerpo esponjoso, se les conoce como esponjoso y cavernosos del pene y esponjoso del glande. En el equino se presenta un glande característico, ya que tiene el

cuerpo y una corona que diferencia la cabeza del glande, también presenta una prolongación uretral de aproximadamente 1cm. (Galina y Valencia, 2006).

2.5.8. Prepucio

El prepucio vulgarmente llamado “vaina” es una invaginación doble de la piel que encierra por completo la porción libre del pene cuando no está eréctil. Además está formado de dos partes, externa e interna. (Sisson y Grossman, 2005).

Las glándulas sebáceas modificadas situadas aquí secretan el llamado “esmegma”. Esta secreción cumple la función de facilitar la introducción del órgano de la copula erecto dentro de los genitales de la hembra. (Koning y Liebich, 2005).

Es una estructura desarrollada a partir de la piel. En el caballo es penduloso, pliable y con pigmentación oscura. . (Galina y Valencia, 2006).

2.6. SEMEN

El semen de equino, es una mezcla del producto de los testículos, de las vías genitales excretoras y de las glándulas accesorias. Los testículos dan origen a la parte celular, mientras que la parte líquida (plasma), es segregada únicamente por las glándulas sexuales accesorias (Hellemann, 1995).

El plasma seminal se utiliza como vehículo, estimulante y diluyente de los espermatozoides, aportándole fuente de energía y protección asegurándole así la sobrevivencia y fertilidad fuera de los reservorios naturales (Hafez, 1996).

El semen depende cualitativa y cuantitativamente de la función endocrina de los testículos, por lo cual es viable según su composición química valorar no solo la actividad testicular, sino también la actividad del sistema hipotálamo – hipofisiaria. Secreciones glandulares que participan en la composición del plasma seminal. Las secreciones que contribuyen primariamente a proporcionar el volumen líquido del semen son las de las vesículas seminales, próstata y las glándulas de Cowper. El plasma seminal contribuye el 50 – 90 del volumen total. Del 10-50% pertenecen a las vesículas seminales, del 6-50% a la próstata del 18 -19 % son producidas por las glándulas bulbo uretrales y del 5 a 10 % son secreciones del epidídimo (Hafez, 1996)

Define al semen como una suspensión celular líquida que contiene los espermatozoides y las secreciones de los órganos accesorios del aparato reproductor masculino. La porción líquida que se forma durante la eyaculación, se conoce como plasma seminal. (Hafez,

2000).

2.6.1. Examen macroscópico del semen

2.6.1.1. PH

El pH de una muestra de semen debe ser determinado inmediatamente después de la recolección, ya que el metabolismo espermático produce una disminución de este a medida que pasa el tiempo. El rango normal de pH, varía entre 6.9 y 7.6, siendo las muestras de menor pH las de mayor concentración espermática por los ácidos secretados a nivel del epidídimo. (Jasko 1983, Citado por Cox 2005)

Se realiza con un potenciómetro, el pH del semen equino es básico con un rango de 7.2 a 7.7 (Galina y Valencia, 2006). Las alteraciones en este valor afectan negativamente a la motilidad de los espermatozoides del semental. (Samper, Pycock y McKinnon, 2007)

2.6.1.2. Volumen

El volumen promedio producido por el semental puede verse afectado por diferentes factores. Uno de esos factores es el efecto de la temporada. La frecuencia de recolección también puede afectar el volumen, porque los sementales recolectados con demasiada frecuencia pueden mostrar una disminución en el volumen producido. La edad afecta el volumen, que aumentará de 2 a 16 años de edad, y el tiempo que se toma a un semental antes de que la eyaculación también tenga un efecto sobre el volumen de plasma seminal producido debido a un aumento del gel. Fracción libre. (Samper, Pycock y McKinnon, 2007) El volumen del eyaculado es la suma del volumen del semen y el gel. El volumen del semen sin el gel es determinado a través de la lectura de la probeta graduada, después de la filtración. (Palma, 2008).

2.6.1.3. Color

El color del semen puede dar una indicación de la concentración espermática. Así, un eyaculado de color blanco amarillento, frecuentemente, representa una concentración de entre 250 y 500 millones de células espermáticas por ml (Smith, 2001).

Debe ser blanco pálido con apariencia de leche descremada (Galina y Valencia, 2008).

2.6.2. Examen microscópico

2.6.2.1. Concentración espermática

La concentración espermática en el semen es un factor determinante para conocer el valor del semental (Blanchard et al. 2003, Citado por Nevarez 2011) el rango varía de 150 a 300 x 10⁶/ml, con una concentración total de 1 – 20 billones de espermatozoides en cada eyaculado. El número de espermatozoides producido por un caballo normal tiene relación con el tamaño testicular. Un gramo de parénquima testicular durante la época reproductiva produce aproximadamente 19 millones de espermatozoides / día. (Boeta et al. 2017)

2.6.2.2. Motilidad progresiva

La evaluación de la motilidad debe ser inmediatamente después de la recolección para obtener un resultado más preciso (Davies, 2003).

El porcentaje normal de motilidad progresiva es de 75% teniendo rango de 60 a 95% (Galina y Valencia, 2008).

A la hora de evaluar la motilidad, se debe de observar la cantidad de espermatozoides que tienen movimiento oscilatorio pero que avanzan hacia adelante, a partir de estos se calcula el porcentaje (Davies 2003, citado por Nevarez 2011).

2.6.2.3. Morfología espermática

La alta influencia de las características morfológicas normales de los espermatozoides viables en las tasas de no retorno del primer ciclo indica que esta prueba de evaluación del semen es predictiva del rendimiento reproductivo futuro del semental. El recolector y el manipulador (si es diferente) del semen deben tener cuidado de que cada equipo que entra en contacto con la eyaculación esté a 37 ° c, porque cualquier cambio de temperatura, incluso sutil, puede afectar a los espermatozoides y conducir a resultados que no son realistas. (Samper, Pycock y McKinnon, 2007).

2.7. ESPERMATOGÉNESIS

Es el proceso de gametogénesis en el macho, representa el total de los cambios que dan lugar a la transformación de las células primordiales. (Sequeira 2013, Dukes et al.1988, Citado por Guerrero 2015). En el periodo del desarrollo embrionario, células especiales llamadas células germinales primordiales se desplazan 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.

Las células germinales son las únicas que tienen la capacidad de dividirse por meiosis y reducir en el número de cromosomas, siendo responsable de la carga genética. 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. Al acercarse a la pubertad, las espermatogonias empiezan a dividirse rápidamente por mitosis, mientras en el espacio intersticial las células mesenquimales también inician a diferenciarse y dar origen a las células de Leydig, el ciclo espermatogónico comienza con una célula madre o espermatogonia de tipo A, constituye el punto de partida de una serie espermatotogénica.

Elementos celulares del ciclo espermatogénico:

Espermatogonias: Proceden de los gonocitos (células germinativas) 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 meiotica. Al final de la profase meiotica concuerda con la fase 4 del epitelio seminífero, durante la que suceden rápidamente la metafase, anafase y telofase. En este momento aparecen los espermatocitos secundarios. (Angel y Bran 2010, Citado por Guerrero 2015)

Espermátidas: Cuando el testículo alcanza su desarrollo total (antes de la pubertad), la meiosis se completa y las espermátidas originadas se convierten en espermatozoides. Uno de los signos característicos de este fenómeno es el alargamiento de las espermáticas y su migración hacia el lumen del túbulo seminífero.

Una vez iniciada la espermatogénesis en el macho, a cada ciclo del epitelio seminífero las células germinales son renovadas manteniendo la provisión para toda la vida reproductiva. (Caravaca, et al.2003).

2.8. REGULACIÓN ENDOCRINA DE LA ESPERMATOGÉNESIS

En todos los mamíferos la espermatogénesis depende del eje hipotálamohipófisis-testículo, en donde se involucran la acción de las gonadotropinas, el mecanismo de feedback de los esteroides, las proteínas y la modulación paracrina y autocrina de muchas sustancias y factores de crecimiento entre otros IGF1 ya que la producción espermática depende de la secreción de las diferentes hormonas en el organismo como hormonas metabólicas (GH,

IGF1) por otro lado la producción espermática depende a su vez de los patrones pulsátiles de la secreción de la hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH), de las hormonas de la pituitaria anterior, hormona luteinizante (LH) y hormona foliculoestimulante (FSH) y las hormonas testiculares como los andrógenos y la inhibina (4,5). La testosterona es muy importante ya que mantiene y restaura el proceso de espermatogénesis en los testículos de animales adultos, mientras que la LH estimula la síntesis androgénica en las células de Leydig de los testículos; estos andrógenos regulan localmente la producción espermática y realizan un feedback negativo hacia el hipotálamo para controlar la liberación de GnRH y así la liberación de LH, por otro lado la FSH es de suma importancia en el inicio y expansión de la espermatogénesis en la pubertad, además, estimula a las células de Sertoli para que secreten inhibina B la cual tiene una acción de feedback negativo en la pituitaria controlando así la síntesis de FSH, incluso la FSH realiza un sinergismo con la testosterona para mantener cuantitativamente normal la espermatogénesis en los adultos. (Roser 2001, citado por Mejía 2016).

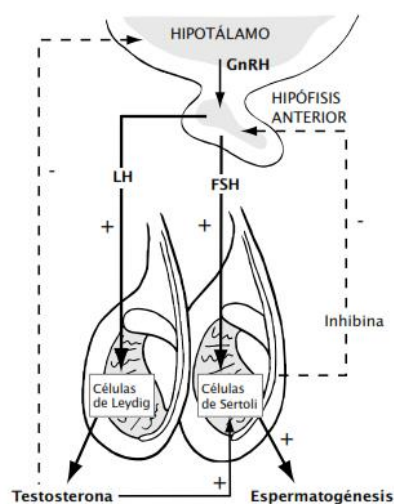


Fig. N° 1: Retroalimentación positiva(+) y negativa(-) de la producción y liberación hormonal en el potro. (Ptaszynska 2007)

2.8.1. Espermatocitogenesis

Esta fase tiene una duración de 19.4 días en el caballo e involucra a las espermatogonias que son las células germinativas más jóvenes, estas células surgen en la fase postnatal de los gonocitos y se localizan en la base de los túbulos seminíferos en los adultos. Se caracteriza porque se da un proceso cíclico de mitosis que se produce a partir de una espermatogonia, las cuales, inmediatamente van a proliferar o se van a diferenciar en espermatoцитos primarios, por otro lado, este proceso asegura la producción de nuevas

células madre para asegurar el linaje de las mismas a lo largo de la vida adulta del macho. (Amann 2011, citado por Mejía 2016).

2.8.2. Meiosis

Esta fase tiene una duración de 19.4 días en el caballo y se caracteriza porque se produce un intercambio de material genético entre cromosomas homólogos, que ocurre en los espermatocitos primarios, este proceso, se puede dividir en dos fases, la primera de ellas es la fase preleptotena en la cual los cromosomas homólogos se duplican ellos mismos, y la segunda, es la fase cigotena en donde se da el comienzo del intercambio del material genético a través del pareamiento íntimo de los cromosomas homólogos en el complejo sinaptonemal. La primera duplicación de los cromosomas es seguida por dos divisiones mitóticas, una separa los cromosomas homólogos pareados y la segunda separa las cromátides hermanas, así los cromosomas haploides se vuelven espermatides. (Johnson, Blanchard , Varner , Scrutchfield 1997, Citado por Mejía 2016)

2.8.3. Espermiogenesis

Esta es la última fase del proceso de espermatogénesis, tiene una duración de 18.6 días en el caballo, se caracteriza porque ocurre la diferenciación morfológica de las espermatides en espermatozoides. Las espermatides que se forman en la segunda división mitótica se diferencian de células esféricas a células con una cabeza aerodinámica la cual contiene enzimas de penetración, un núcleo condensado el cual lleva el genoma masculino y una cola que es necesaria para la motilidad, de esta manera se vuelven espermatides completamente diferenciados que al ser liberados del epitelio seminíferos serán espermatozoides (Johnson, Blanchard , Varner , Scrutchfield 1997, Citado por Mejía 2016).

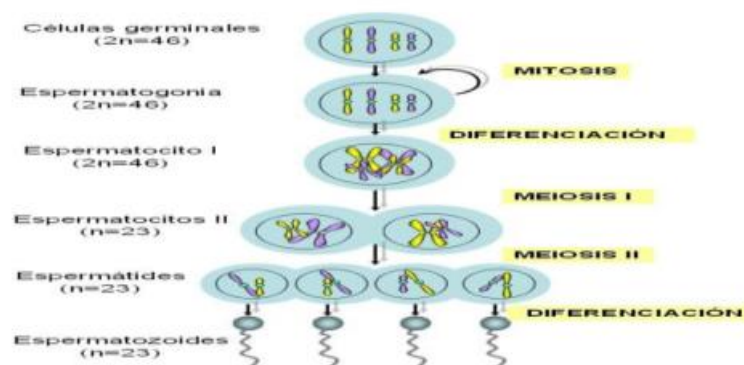


Fig. N° 2: Espermatogénesis (Guerrero, 2015)

2.9. RECOLECCION DE SEMEN

Para realizar la recolección de semen se requiere contar con una hembra en estro, o bien si el garañón está entrenado se puede utilizar un maniquí de montas (“potro de montas”). Si se utiliza una yegua, esta deberá estar en estro, a la hembra se le venda la cola, para evitar laceraciones. Además, a la yegua se le debe poner un tirapié para evitar que patee al garañón o al operador al momento del cortejo o de la recolección del semen. Si se pretende utilizar un maniquí, es necesario entrenar al macho durante varias semanas o meses, dependiendo de su libido, estimulándolo con la presencia de una yegua en estro para acostumbrarlo poco a poco a montar al maniquí. Antes de recolectar el semen se debe lavar el pene del garañón, lo que debe realizarse delante de una yegua en celo para que el macho tenga una erección y pueda procederse al lavado. El pene se asea exclusivamente con agua tibia posteriormente se debe secar. Para la recolección de semen en el equino se usa generalmente una vagina artificial la cual se basa en un aparato rígido o semirrígido con sus respectivas mangas de látex, el receptáculo de semen y una válvula de presión. (Galina y Valencia, 2006).

2.10. VAGINA ARTIFICIAL

La recolección del semen se recoge en una vagina artificial. Se trata de un instrumento que intenta reproducir las condiciones naturales de la vagina de la yegua para estimular en el macho la eyaculación cuando se le introduce el pene en esta. En especial intenta reproducir 3 condiciones, temperatura, presión y lubricación. Existen muchos modelos distintos de vagina artificial. Con ligeras variaciones, todas intentan reproducir las citadas condiciones. En todos los casos se trata de un cilindro rígido o flexible con una cubierta interior de igual o distinto material (normalmente látex) que crea una cámara dentro de la cual se introduce agua caliente para lograr las condiciones idóneas de temperatura y presión. La lubricación se consigue colocando un lubricante que debe colocarse solo en el primer tercio para evitar que contamine el semen (Graham, 1996)

Existen una gran variedad de modelos de vaginas artificiales en el mercado, aunque básicamente todas se componen de un equipo muy simple, compuesto por una caja externa o “cuerpo” de material rígido que proporciona consistencia física al equipo. Al principio fueron de metal para hoy en día ser sustituidas por gomas rígidas, principalmente caucho. Por otro lado, tenemos un forro interno o “camisa” de material no rígido y flexible

generalmente látex, entre los cuales se infunde agua a temperaturas (entre 37 y 40°C) y/o aire para modificar el diámetro interno de la vagina y proporcionar así el estímulo térmico y mecánico necesarios para conseguir la eyaculación, lubricar la entrada de la vagina evitando usar lubricantes que contengan componentes bacteriostáticos o espermicidas ya que pueden comprometer el movimiento espermático y la fertilidad del semen; de esta manera ir minimizando las pérdidas de espermatozoides natural de la ejecución de esta técnica que se estima entre un 25 a 30%, Los filtros de poliéster tienden a absorber fluido seminal y reducen por tanto el volumen libre de gel recolectado. Los filtros de nylon no absorben fluido pero atrapan espermatozoides en la fracción gel. Asimismo, los fallos registrados durante el proceso de recogida de semen vienen asociados a una mala posición de la vagina, falta de temperatura o exceso de presión en la misma. (Márquez, 2013). La vagina artificial modelo Missouri es la más usada en Estados Unidos posiblemente la más común en el mundo por su bajo costo, fácil manejo y mantenimiento, además permite una estimulación externa del glande del semental (efecto cérvix) y de la base del pene. Está constituida por un forro de látex doble termosellado que forma una cámara, provista de una válvula para la introducción de agua y aire, y una funda externa de cuero. Para la recolección del semen, podemos ensamblar una bolsa de plástico o un recipiente de vidrio (colector) en su extremo, como también podemos incorporar filtros en el sistema de recolección.



Fig. N° 3: Vagina Artificial Modelo Missouri

El modelo Colorado, es sustancialmente más larga, de mayor diámetro y pesada cuando está preparada para su uso en comparación con la anterior, consiste en una carcasa externa rígida de plástico en la que se ensamblan dos forros de látex. Con el primero se construye una cámara entre la carcasa externa y el forro donde se introduce el agua, mientras que el segundo forro sirve para la recolección colocando en su extremo distal el colector. La

principal ventaja de esta vagina es que mantiene la temperatura del agua durante mucho tiempo, pero no permiten la estimulación manual del pene (Márquez, 2013).



Fig. N° 4: Vagina Artificial Modelo Colorado

2.11. ANTECEDENTES

A NIVEL INTERNACIONAL

De este trabajo podemos concluir que los potros de raza chilota presentan un semen con una alta concentración espermática, la que es mayor a la mayoría de las otras razas equinas, posiblemente por relación tamaño testicular/tamaño GSA, logrando un semen con características deseables para futuros estudios.

Puede afirmarse que los potros chilotos –andrológicamente presentan un semen de menor volumen, pero que alcanza una alta concentración de células espermáticas, logrando un buen número de células espermáticas totales por eyaculado, lo que podría deberse a que el tamaño testicular es mayor, en relación al tamaño corporal que en las razas más grandes, y a que las glándulas sexuales accesorias, al ser más pequeñas, tienen una menor producción de plasma seminal, logrando así un semen con mayor concentración de células espermáticas por ml. Destaca además que al ser este un trabajo realizado fuera de la época de actividad reproductiva, es aconsejable la realización de este trabajo en la época de actividad reproductiva con el fin de conocer las posibles diferencias en relación a la estación del año. (COX, 2005).

Las medidas testiculares de los sementales de raza Caballo Chileno son mayores a las esperadas para su tamaño corporal. Ya que la PED (producción espermática diaria) estimada en sementales con ambos testículos fue de $7.67 \pm 2.32 \times 10^9$

espermatozoides. En los sementales castrados unilateralmente no hubo diferencias de tamaño relacionadas con el testículo que mantenían, pero el alto, ancho y VT(volumen testicular) fueron mayores que en los sementales enteros ($p < 0.05$). La PED estimada en sementales castrados unilateralmente fue de $5.13 \pm 1.84 \times 10^9$ espermatozoides, lo cual es 33% menor que en caballos enteros ($p < 0.0001$). Los resultados permiten concluir que las medidas testiculares de los sementales de raza Caballo Chileno son mayores a las esperadas para su tamaño corporal. (MUÑOZ, et al 2015).

III. MATERIAL Y METODOS

3.1. MATERIAL

3.1.1. Material Biológico:

El estudio se realizó entre los meses de Octubre – Diciembre del año 2018 en el departamento de Lambayeque, para la ejecución del presente trabajo experimental se precisó con 38 caballos de raza “Peruano de paso” (*Equus caballus*) inscritos en la asociación de Criadores y Propietarios del Caballo Peruano de Paso – Lambayeque, los cuales estaban en reposo sexual de una semana. Los caballos se encontraron con un óptimo estado de salud, condición corporal entre 5.5 y 6.5; según la escala de Hennecke (1983). Los caballos presentaron edades de 4 a 10 años.

3.1.2. Materiales de Campo:

- ✓ Acial
- ✓ Termómetro
- ✓ Jeringas
- ✓ Aguja N°18
- ✓ Guantes obstétricos.
- ✓ Lazos
- ✓ Tapajos
- ✓ Chaqueta

3.1.3. Materiales de Laboratorio:

- ✓ Lubricante
- ✓ Gotero

- ✓ Laminas portaobjetos
- ✓ Agua destilada

3.1.4. Instrumentos:

- ✓ Vernier
- ✓ Vagina artificial
- ✓ Cámara Neubauer
- ✓ Probeta
- ✓ Sonda
- ✓ Embudo
- ✓ Pipeta de Thomas.

3.1.5. Equipos:

- ✓ Laptop
- ✓ Cámara fotográfica
- ✓ Microscopio
- ✓ Hervidor

3.2. MÉTODOS

3.2.1. Método para registrar los caballos en forma individual:

REGISTROS INDIVIDUALES: Consistió en llenar 38 registros individuales en la época de Primavera para identificar a cada animal de acuerdo a su número de registro, el volumen testicular, volumen de eyaculado y concentración espermática además de características principales como el color del semental.

3.2.2. Método para realizar el examen examen general:

Se realizó un examen físico general a los 38 caballos empleando mediante el método de inspección en el cual primordialmente observamos la postura que adopta el caballo, la posición del cuello, orejas, belfo, movimientos masticatorios repetidos, rechinar de dientes, coloración de ojos y su expresividad, las extremidades deben estar en posición normal, cola en movimiento continuo, respiración, heces, simetría corporal y secreciones nasales (Fernández et al. 2011); dichas condiciones se mostraron aparentemente normales con un

óptimo estado de salud y con condición corporal entre 5.5 y 6.5; según la escala de Hennecke (1983), la condición corporal de los sementales se precisó mediante la observación y palpación de los depósitos de grasa en el cuello, zona dorsal, y sacra, donde 1 es un animal demasiado flaco y 9 un animal muy obeso (Carter, 2009).

3.2.3. Método para realizar el examen andrológico:

Para realizar dicho examen se procedió con una aproximación al hombro del caballo, posteriormente deslizamos la parte media de la mano derecha a lo largo de la zona ventral de la pared abdominal hasta conseguir llegar a los testículos, A continuación se realizó la evaluación de la salud reproductiva la cual fue realizada mediante la Inspección y palpación de las estructuras anatómicas de los genitales a través del escroto teniendo en cuenta la anatomía genital del equino.

Por medio del examen de palpación, el escroto se palpó penduloso, suave, delgado, elástico y sin pelos; los testículos se mostraron ovalados y turgentes en posición horizontal, fácilmente movibles dentro de cada una de las bolsas escrotales con una consistencia testicular similar a la de una pelota de tenis nueva; el epidídimo se encontró completo, con su cola prominente y con una textura suave y esponjosa; la piel del prepucio se mostró sin distorsiones y el pene se mostró en libre movimiento, por ende concluimos que los sementales se encontraban reproductivamente sanos, tal cual lo describe Boeta et al. (2017).

3.2.4. Método para obtener el volumen testicular:

El volumen testicular (VT) fue calculado en centímetros cúbicos, utilizando un vernier escrotal modelo Mitutoyo y siguiendo el procedimiento propuesto por Love et al. (1990) para sementales de razas livianas:

Volumen testicular $\text{mm}^3 = 0.5333 \times \text{alto} \times \text{ancho} \times \text{largo}$.

Con una mano se acomodó el testículo hacia caudal dentro del escroto y con la otra mano se manipuló el vernier tomando las medidas del alto, largo y ancho (en cm) de cada testículo. (Chenier, 2007).

3.2.5. Método para la colección del eyaculado:

La colección del eyaculado en los animales de estudio se realizó con una semana de reposo sexual, y se tomó el primer eyaculado para su posterior estudio.

Para la recolección de Semen se utilizó una yegua en estro, a la cual se le colocó un tirapié (sogas) por seguridad del semental y de los operarios, método referido por Nevarez (2011).

Se realizó la extracción de semen siguiendo los métodos descritos por (Cid 2006 y Boeta et al. 2017).

Se utilizó la vagina artificial (Modelo Missouri) que consta de una doble camisa de látex permanentemente sellada la cual funcionó como cámara de agua además de un caparazón de cuero que envolvió a dicha camisa para facilitar así el manejo de la vagina artificial, presentaba una válvula que permitió colocar agua y aire.

Se colocó una manga de palpar adentro de la vagina artificial y utilizando una liga de plástico se aseguró al entorno de la vagina artificial y así esta no sea extraída o dañada al momento de que el pene ingresa a la vagina; a continuación se procedió a llenar la cámara de agua mediante la válvula de la carcasa con una cantidad de agua que no dificultó al momento de la penetración y erección del pene; con la ayuda del termómetro se midió los grados centígrados adecuados ($45-48^{\circ}$) con la finalidad que el semental se estimulará y logrará una eyaculación, así del mismo modo se evitó lesionar el pene con temperaturas mayores.

Se agregó aire en la válvula para completar la presión, posteriormente usando un guante estéril y con el gel lubricante no espermicida, se lubricó el primer tercio de la vagina artificial.

Al momento de la tentativa de la copula se hizo el acercamiento por el lado izquierdo, se cogió el pene con la mano derecha y se le introdujo en la vagina artificial la cual era sostenida por un ayudante en un ángulo aproximado de 40 a 45° grados de inclinación hacia abajo para facilitar la introducción del pene. Luego de repetidos golpes de Riñón se comprobó la eyaculación mediante los movimientos en abanico de la cola del potro.

La vagina artificial se retiró al momento que el pene perdió su erección, permaneciendo en posición casi vertical, evitando de este modo pérdida de semen método descrito por Plaza (2003).

3.2.6. Método para obtener el volumen del eyaculado:

Para medir el volumen de eyaculado obtenido tras la recolección del semen se utilizó una probeta y por método de filtración (Restrepo 2013 y Palma 2008) con una gasa estéril se separó la fracción en gel de cada eyaculado para posteriormente medir la cantidad (en ml) de cada individuo caballar y se anotó los resultados en los registros individuales.

3.2.7. Método para obtener la concentración espermática:

Ya teniendo colectado el semen, se llevó al laboratorio de Patología clínica de la facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo. Para calcular la concentración del semen recolectado se utilizó la cámara de Neubauer, utilizando agua destilada a una dilución de 1:200 de semen, con una pipeta de Thomas, se midió 0.5 de semen y con agua destilada hasta 101. Después se tiraron las 3 primeras gotas, colocando la cuarta en la cámara. Se enfocó en el objetivo de 40X determinó el número de espermatozoides mediante el método de la cámara de Neubauer. Se contaron todos los espermatozoides dentro de los cuatro cuadros de las esquinas y el del centro de la cámara siguiendo el método descrito por Nevarez (2011). La concentración de espermatozoides/mm³ de semen, se calculará de la siguiente manera según Mellisho (2008):

$$\text{Conc. Espe. /mm}^3 = \frac{\text{A} \times \text{B} \times \text{C} \times \text{D} \times \text{E}}{\text{F}}$$

A: número de espermatozoides contados.

B: Inversa del tamaño del cuadradito (400 mm²)

C: Inversa de la dilución realizada (200)

D: Altura de la cámara (0,1 mm)

E: 10: se multiplica por 10 para que el resultado quede expresado en 1 mm³

F: Numero de cuadraditos contados (80)

El resultado quedo expresado como: Número de espermatozoides por mm³, lo multiplicamos por 1000 para expresarlo por mililitro.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES

Tabla N°01 Media y Desviación estándar de la concentración espermática, volumen de eyaculado, volumen testicular y edad en caballos inscritos en la Asociación de Criadores y Propietarios del caballo peruano de paso.

	\bar{X}	Desviación estándar
Concentración espermática (millones/ml)	216 815 789.5	426 455 25.26
Volumen eyaculado (ml)	52.6579 ml	8.39 ml
Volumen testicular(cm ³)	439.2757	1453.39
Edad (años)	6.7632	2.198

- **Volumen del eyaculado**

En la tabla N°01 se presentan los valores del volumen del eyaculado en promedio que fue de 52,65 ml, este promedio está por debajo a los valores obtenido por Galina (2006) que fueron de 60 a 70 ml, igualmente hubo variación de estos valores encontrados en el presente estudio con respecto a los valores que fueron reportados por el investigador Davies (2003) quien encontró volúmenes de 30 a 250 ml, sin embargo los valores obtenidos en el presente estudio concuerda con los encontrados por Borunda (2010) quien estimo un volumen de 56,25 ml.

- **Concentración espermática**

Se obtuvo un rango de concentración espermática que osciló entre los 136 a 300 millones de espermatozoides por mililitro (Tabla N° 06A) y con un promedio de 216 815 789.5 millones por mililitro (Tabla N°01) estando dentro de los resultados obtenidos por Borunda (2010) que fueron entre 40 a 300 millones de espermatozoides por mililitro. Los valores obtenidos en el presente estudio se encuentran por encima de los hallados por Hafez (2000)

quien indica que la concentración espermática en equinos varía de 100 a 150 millones de espermatozoides por ml. Por el contrario, Galina (2006) afirma que la concentración espermática es de 150 a 300 millones de espermatozoides por mililitro, estando en desacuerdo porque en la presente investigación se obtuvo una concentración espermática desde 136 millones de espermatozoides por mililitro.

- **Relación entre la concentración espermática y volumen testicular**

En la tabla (N° 10A) se presentan valores que indican que no existe relación entre la concentración espermática y el volumen testicular ya que no hay diferencia estadística significativa ($\text{Sig} > 0.05$). Davies (2003) y Galina (2006), afirman que la producción de espermatozoides se encuentra directamente relacionada con el volumen testicular así mismo Cox (2005) realizó estudios similares en potros de raza chilota donde obtuvo como resultado que los testículos de mayor volumen fueron los que produjeron el semen de más alta concentración espermática lo cual contrariamos ya que en la presente investigación obtuvimos sementales con mayor concentración espermática y menor volumen testicular.

- **Relación entre la concentración espermática y volumen de eyaculado**

Como podemos observar en la tabla (N°10A) la relación entre concentración espermática y volumen del eyaculado es muy bajo y no es estadísticamente significativo ($\text{Sig} > 0.05$) es decir no existe relación entre la concentración espermática y el volumen del eyaculado. Por el contrario Cox (2005), en su investigación donde caracterizo andrológicamente a potros de raza Chilota afirmó que aquellos que presentan el eyaculado de menor volumen alcanzan una alta concentración espermática.

- **Concentración espermática - edad**

Como podemos observar en la tabla (N° 10A) la relación entre la concentración espermática y la edad no es estadísticamente significativo. La edad no está relacionada con la concentración espermática (millones/ml). Para comparar resultados no se encontraron antecedentes publicados. Sin embargo Bustos (2012) reportó que la concentración era alterada por causa que los garañones que tienen menos de 3 años o más de 14 años presentan baja calidad seminal como resultado de la variación fisiológica en el funcionamiento de los túbulos seminíferos.

V. CONCLUSIONES

A partir de las experiencias compiladas en el presente estudio y teniendo en cuenta los resultados obtenidos se ha llegado a las siguientes conclusiones:

1. El volumen del eyaculado no influye en la concentración espermática, es decir que a mayor volumen del eyaculado no necesariamente será mayor la concentración espermática o viceversa.
2. El volumen testicular no influye en la concentración espermática, es decir a mayor volumen testicular no necesariamente será mayor la concentración espermática.
3. La concentración espermática osciló entre 136 millones por mililitro y 300 millones por mililitro, el volumen del eyaculado osciló entre 40 ml y 70 ml estando comprendidos dentro de los rangos mencionados en la literatura consultada
4. La edad del semental no tiene relación con la concentración espermática, es decir que a mayor edad la concentración espermática será mayor o viceversa.

VI. RECOMENDACIONES

1. Realizar una investigación similar pero considerando distintas estaciones del año.
2. Realizar estudios similares en zonas que presentes climas más extremos y diferentes altitudes.
3. Utilizar en la evaluación sementales mayores de 10 años.
4. Hacer una toma de muestra al 3er día y 5to día para observar si se mantienen las variables de concentración espermática y Volumen del eyaculado y Volumen testicular.
5. Para la elección del semental como reproductor no se recomienda regirse del tamaño testicular, es por ello que se recomienda realizar un espermiograma.

VII. BIBLIOGRAFIA

1. Boeta, M., Díaz, M. y Hayen, S. (2017) Manual de la práctica de profundización en reproducción equina. México. pp.23-25
2. Bonilla, D. (2013). Sistema de producción equina. Neiva, Colombia. Accedido: 11 DIC 2018. Disponible:
<http://sioc.minagricultura.gov.co/Equino/Documentos/005%20-%20Documentos%20T%C3%A9cnicos/Produccion%20Equina.pdf>.
3. Borunda, R. Evaluación de la calidad seminal en fresco y poscongelado de seminales equinos de la comarca lagunera. Tesis presentada como requisito para obtener el título de Médico Veterinario zootecnista.2010.
4. Boyle, M.S. (1992) *Artificial insemination in the horses*. Annales de Zootechnie.41: Pp 311-318
5. Bustos OE, Torres DL. 2012. Reproducción Estacional en el Macho Int,J., Morphol.30 (4): 1266 -1279
6. Caravaca, F., Castel, J., Guzman, J., Delgado, M., Mena, Y. Alcalde, M., Gonzales, P. (2003) *Bases de la reproducción animal*. España, Ed. Servicio de publicación Universidad de Córdoba. pp27.
7. Carter, R.A. Geor, R.J., Staniar, B.W., Cubuitt, T.A. y Harris, P.A.(2009) : Apparent adiposity assessed by standardized scoring system and morphometric measurements in horses and ponies. Vet J, 179: Pp 204-210. Accedido: 06 Jul. 2018. Disponible en: [www.10.1016/j.tvjl.2008.02.029. Epub 2008 Apr 28.]
8. Cid, R (2006) “*Extracción, evaluación y procesamiento de semen equino*” .*Monografía Presentada como Requisito Parcial para Obtener el Título de: Ingeniero agrónomo zootecnista*. México, Universidad Autónoma Agraria “Antonio Narro” división de ciencia animal.Pp 21-27.
9. Cox, M., (2005) *Caracterización andrológica de potros de raza chilota*. Valdivia. Tesis para optar el Título de médico veterinario. Chile. Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Austral De Chile. pp32.
10. Crabtree J. 2010. Prebreeding examination of the stallion. 1. Physical examination. Practice 32: 22-28. doi: 10.1136/inp.b5503
11. Chenier, T (2007) “Anatomy examination of the normal testicle”. In: Samper, J.C., Pycock, J. F. & MCKINNON, A.O.; Current therapy in equine reproduction, p 167-

- 168; cap.26.
12. Davies, M. (2003). Equine reproductive Physiology, breeding and stud management. CABI. Pp 16 -24, 253 -259
 13. Davies, M. (2005). Breeding horses. Blackwell. Pp 13 – 18, 51 – 54
 14. Fernández, A., Conde, T. y Fondevilla, J. (2011) La exploración clínica del caballo.España.
 15. Galina, C y Valencia, J. (2006). Reproduccion de animales domesticos. Limusa. . Pp. 403 -406.
 16. Galina, C. y Valencia, J. (2008). Reproducción de Animales Domesticos. 3ra ed. Mexico. Limusa, pp.27-42.[Libro electronico]. Accedido: 19 Ene. 2018.Disponible en: [<https://es.scribd.com/document/256102406/Reproduccion-de-Los-Animales-Domesticos>].
 17. Graham, J. (1996). Cryopreservation of stallion spermatozoa. Vet. clinics of North America: Equine practice. 12: 131-147.
 18. Guerrero, Z. (2015) *Evaluación de la calidad del semen en equino $\frac{1}{4}$ de Milla en dos diferentes épocas (invierno-primavera) en la Comarca Lagunera*. Tesis de bachiller. México. División regional de ciencia animal, Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro Unidad Laguna.pp37.
 19. Hafez, E. (1996). Reproduccion e Inseminacion Artificial de las especies, Maryland, 6ta ed
 20. Hafez. B. (2000). Espermatogénesis, Reproducción e inseminacion en animales. USA: Mc Graw Hill.
 21. Hafez, E y Hafez, B (2002) *Reproducción e inseminación artificial en animales*, séptima edición. México, Ed. Mc Graw,Hill Interamericana. pp 509.
 22. Hennecke, D., Potter ,G.D. , Kreider, J.L. y Yeates, B.F. (1983)Relationship between condition score, physical measurements and body fat percentages in mares.*Equine Vet J* 15,371-372.
Accedido 8 Nov. 2018. Disponible en: [<https://www.horse1.es/es/publicaciones/nutricion/492-c%C3%B3mo-evaluar-la-condici%C3%B3n-de-carne>]
 23. Hellemann, C. (1985). Inseminacion artificial en equinos. Monografia de Medicina Veterinaria, Vol. 7 (1).
 24. Jasko, D.J. (1992) Evaluation of stallion semen. Vet Clin North Am Equine:129-

25. Jasko, D.J., Lein, D.H. y Foote, R.H. (1990) *The repeatability and effect of season on seminal characteristics and computer-aided sperm analysis in the stallion*. Theriogenology 35: pp.317-327
26. Koning, H. y H. Liebich (2005) Anatomía veterinaria tomo 2 . México. Ed. Panamericana. 2da Ed. Pp 119-134
27. Knottenbelt, D., LeBlanc, M., Lopate, Ch., Pascoe, R. Equine stud Farm medicine and surgery. Saunders. 2003. Pp 1-24, 25, 43 – 49.
28. Love, C. C., Garcia, M.C., Riera, F.R. y Kenney, R.M. (1990) “Use of testicular volumen to predict daily sperm output in the stallion”. In: XXXVI Annual Conventions AAEP. Lexington: *American Association Equine Practitioners*.
29. Marquez S. (2013). Curso de Inseminación Artificial y recolección de semen en equinos. Universidad de California en los Ángeles. Disponible en: <http://jineteycaballo.blogspot.com/2013/10/curso-de-inseminacion-artificial-y-5.html>
30. Mejía, N. (2016) Descripción de la espermatogénesis en el caballo empleando la biopsia testicular: descripción de 3 casos. Tesis para optar el título de Médico Veterinario. Colombia. Universidad de la Salle.
31. Mellisho S. (2008). Recolección, Evaluación y Conservación de semen equino. Disponible en: https://tarwi.lamolina.edu.pe/~emellisho/IA_archivos/Recoleccion%20y%20evaluacion%20de%20semen%20equino%20.pdf (Consultado 12.09.2018).
32. Muñoz, L., Quintana, F., Ortiz, R., Cruces, J., Briones, M., Saravia, F. (2015) “Medición Testicular en Sementales de Raza Caballo Chileno Enteros y Castrados Unilateralmente”. Rev Inv Vet Perú 2016; 27(2) Marzo, pp.303-308 Disponible en: <http://dx.doi.org/10.15381/rivep.v27i2.11662>.
33. Nevarez, L. (2011) Evaluación del comportamiento reproductivo de sementales cuarto de milla en un criadero en la Comarca Lagunera. Tesis para optar el Título de Médico Veterinario. México. Universidad Autónoma Agraria.
34. Palma, G. (2008) “Biotecnología de la reproducción”. *Inseminación artificial en la especie equina*. Pp.525-575.
35. Pickett BW, Voss JL, Squires EL, Amann RP. 1982. Management of the stallion

- for maximum reproductive efficiency. USA: Colorado State University Station. General Series N° 1005. 84 p.
36. Plaza, I. Y.C (2003) *Técnica quirúrgica de epidectomía parcial para el control reproductivo en caballos peruano de paso*, Tesis de título. Perú Facultad de medicina veterinaria Universidad Nacional Pedro Ruiz Gallo .Pp 9,13
 37. Ptaszynska, M. y J. Molina (2007) *Compendium de reproducción animal. Ed.9na.* Uruguay. Edición latinoamericana pp 11-12
 38. Restrepo, G., Ocampo, D. y Velásquez, A (2013) *Evaluación de la movilidad del semen croipreservado de caballos criollos colombianos por un sistema analizador de clases.* Colombia pp.446
 39. Rodriguez, A. (2008) “Caballo peruano de paso. elegancia, tradición y embajador silencioso” Rev.peru.pediatr.61 (3·). pp200.
 40. Rossdale, P., (1991). *Horse Breeding.* España, Edit. ACRIBIA S.A. Zaragoza. pp 358.
 41. Samper, J., Pycok, J., McKinnon, A.(2007) “Curent therapy in equine reproduction”. Saunders.. pp253-256
 42. Sisson, S., J. Grossman (2005). Anatomía de los animales domésticos. 5th ed. Barcelona: MASSON,S.A. Pp 593-597. Acceso 16 Ene. 2018. Pp Disponible en: [<http://ISBN 84-458-0722-6>]
 43. Smith, H. 2001. Infertility in stallions: evaluation of semen and sperm. Disponible en: <http://www.ctba.com/01magazine/dec01/HEATHERTHOMAS.pdf>.
 44. Squires, E. Understanding the stallion. Blood – Horse Publications. 2003. Pp. 10 – 20, 22 -30.
 45. Stout T, Colenbrander B. 2011. Reproductive parameters of draft horse, Friesian and warmblood stallions. In: McKinnon AO, Squires EL, Vaala WE, Varner DD (eds). Equine reproduction. Vol 1. 2 ed. Chichister: Wiley Blackwell. p 1362-1366.
 46. Thompson, D.; PICKETT, B.; SQUIRES, B.; NETT, T. 1980. Sexual behavior, seminal pH and accessory sex glands weight in gelding administered testosterone and (or) estradiol 17a. J. Animal Sci. 51: 1358-1366.
 47. Trejos, A. (2009). Manejo reproductivo del semental equino. Tesis para obtener el título de Medico Veterinario Zootecnista. México. Universidad autónoma agraria “Antonio Narro

48. Varner, D.D. (2010). "Evaluation the stallion", What does the practitioner need to know? XII International Congress WEBA. Hyderabad: World Equine Veterinary Association.
49. Warren, E., Borton, A., Hintz, H., Dale, L. (1979) *The Horse*. España, Edit ACRIBIA S.A. Zaragoza. pp 742.
50. Youngquist, R., Threlfall, W. Current Therapy in large animal theriogenology 2. Saunders. 1997. Pp. 3, 10 -14
51. Zarco, L. y Boeta, M. (2000). *Reproducción Equina* 3a edición. Academia de investigación en biología de la reproducción equina. Mexico.pp 132-137.

VIII. ANEXOS

Tabla N°02A Caballo de paso peruano de 4-7 años de edad

N°	N° DE REGISTRO	EDAD	COLOR
1	PN-10217	5	Zaino
2	PN-10257	6	Tordillo
3	PN-11329	4	Zaino
4	PN-10793	4	Alzan
5	PN-10794	4	Zaino
6	PN-11800	4	Alazán
7	PN-10020	6	Alazán
8	PN-10064	5	Alazán
9	PN-10111	6	Alazán
10	PN-10218	4	Palomino
11	PN-10219	5	Zaino
12	PN-10220	6	Zaino
13	PN-10140	7	Castaño
14	PN-10142	7	Alazán
15	PN-11230	4	Zaino
16	PN-10893	4	Castaño
17	PN-10147	5	Alazán
18	PN-11229	4	Castaño
19	PN-10117	6	Alazán
20	PN-09778	6	Alazán
21	PN-10116	6	Alazán
22	PN-11115	4	Alazán

Tabla N°3A Caballo de paso peruano de 8-10 años de edad

N°	N° DE REGISTRO	EDAD	COLOR
23	PN-09645	8	Alazán
24	PN-07122	10	Alazán
25	PN-07684	10	Palomino
26	PN-09137	8	Alazán
27	PN-08756	9	Alazán
28	PN-08061	9	Alzan
29	PN-08356	10	Castaño
30	PN-08633	9	Alzan
31	PN-09781	8	Alazán
32	PN-10215	9	Moro
33	PN-08052	10	Alazán
34	PN-09304	10	Palomino
35	PN-08400	9	Castaño
36	PN-10699	8	Alazán
37	PN-09980	9	Alazán
38	PN-08061	9	Alazán

Ficha que se utilizará para recolectar los datos de cada potro.

NOMBRE DEL POTRO:	EDAD:
CRIADEO:	DUEÑO:
Nº DE REGISTRO:	
01. VOLUMEN TESTICULAR:	
<ul style="list-style-type: none"> Alto: _____ Largo: _____ Ancho: _____ 	MEDIDA FINAL: <input type="text"/>
02. VOLUMEN DEL EYACULADO: _____	
03. CONCENTRACION ESPERMATICA: _____	
Observaciones:	

Fig. N° 5: Bitacoras para registrar a los sementales



Fig. N° 6: Yegua con tirapié para evitar que pateo o lastime al operador o semental



Fig. N° 7: Examen Reproductivo General



Fig. N° 8: Medición Testicular



Fig. N° 9: Preparación de la Vagina artificial modelo Missouri (Minitube)



Fig. N° 10: Yegua en celo utilizada para la recolección de semen por el método de Vagina Artificial



Fig. N° 11: Reflejo de Flehmen



Fig. N° 12: Semental olfateando a la yegua para estimularla



Fig. N° 13: Momento de la colección del eyaculado utilizando la vagina artificial tipo Missouri (Minitube)



Fig. N° 14: Vaciado del semen de la manga a la probeta



Fig. N° 15: Filtración de la fracción gel



Fig. N° 16: Cálculo del Volumen del eyaculado



Fig. N° 17: Procesando muestras, método de la cámara de Neubauer)

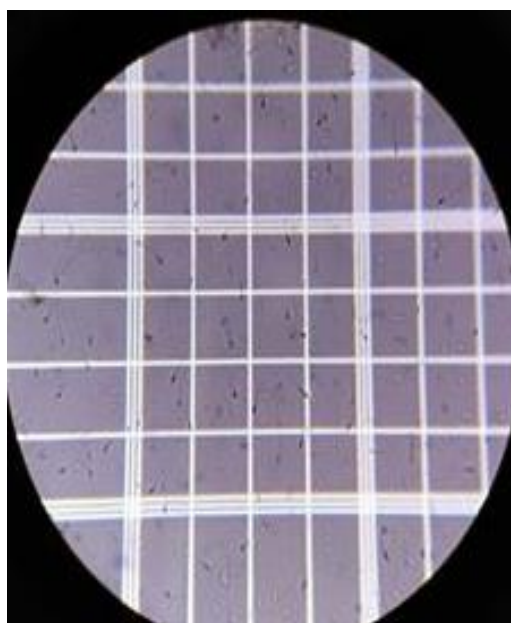


Fig. N° 18: Observación microscópica de los espermatozoides a 40X

Tabla N°4A Evaluación de la medida testicular de los garañones.

		Caballo1	Caballo 2	Caballo 3	Caballo 4	Caballo 5	Caballo 6	Caballo 7	Caballo 8	Caballo 9	Caballo 10	Caballo 11
Derecho	Largo cm	7,8	8,2	7,5	7,3	6,5	7,5	8,5	8,8	8,7	8,8	8.5
	Alto cm	6,5	6,6	6,5	6,2	5,4	6,2	7,2	7,6	7,3	7,5	7,3
	Ancho cm	3,4	4,5	5,2	4,5	4,2	4,5	5,0	5,4	5,2	3,9	5,0
	Volumen	91,93	129,88	135,19	108,61	78,62	111,59	163,09	192,60	176,02	137,27	165,46
Izquiero	Largo	8,3	8,0	7,7	7,6	7,1	7,6	8,7	9,0	9,1	9,6	9,1
	Alto	7,3	7,0	6,6	6,4	6,0	6,3	7,6	7,8	7,8	8,3	7,8
	Ancho	3,8	4,8	5,0	4,8	4,6	4,5	5,3	5,3	5,2	3,9	5,1
	Volumen	122,78	143,35	135.51	124,44	104,50	114,84	186,78	198,42	196.84	238,08	165.63

		Caballo 12	Caballo 13	Caballo 14	Caballo 15	Caballo 16	Caballo 17	Caballo 18	Caballo 19	Caballo 20	Caballo 21	Caballo 22
Derecho	Largo	8,7	10,0	9,0	9,8	10,0	9,3	8,6	10,0	9,5	10	8,2
	Alto	7,5	8,8	7,9	8,6	8,7	7,9	7,2	8,8	8,3	8,7	7,0
	Ancho	5,3	5,0	4,8	5,3	4,8	4,5	4,4	4,3	4,5	5,0	4,6
	Volumen	184,43	234,65	182,00	238,22	222,71	176,22	145,21	201,80	189,23	231,98	140,81
izquierdo	Largo	8,5	10,2	9,3	10,0	10,8	9,7	8,9	10,3	10,0	10,3	9,0
	Alto	7,2	9,0	8,1	8,7	9,6	8,5	7,5	9,0	8,7	9,1	7,6
	Ancho	5,0	5,0	5,2	5,4	5,0	4,8	4,9	5,0	4,8	5,0	5,0
	Volumen	163,19	244,78	208,90	250,54	276,46	211,06	174,33	247,18	222,71	249,93	182,39

		Caballo 23	Caballo 24	Caballo 25	Caballo 26	Caballo 27	Caballo 28	Caballo 29	Caballo 30	Caballo 31	Caballo 32	Caballo 33
Derecho	Largo	8,0	9,5	9,2	9,5	8,4	10,3	10,3	9,6	10,0	9,0	10,2
	Alto	6,5	8,30	7,9	8,3	6,9	9,2	9,0	8,3	8,8	7,8	8,8
	Ancho	4,0	5,3	5,0	5,4	4,5	5,5	5,5	4,6	5,6	5,2	5,2
	Volumen	110,864	222,87	193,80	227,07	139,09	277,95	271,90	195,47	262,81	194,67	248,91
izquierdo	Largo	7,6	10,0	9,8	10,0	8,9	10,6	10,5	9,7	10,5	9,8	10,5
	Alto	6,1	8,8	8,6	8,8	7,4	9,3	9,3	8,5	9,2	8,6	9,2
	Ancho	4,0	5,0	5,3	5,3	4,7	5,4	5,4	5,0	5,8	5,4	5,5
	Volumen	98,84	234,65	238,22	248,73	165,07	283,89	281,21	219,85	298,79	242,71	283,34

		Caballo 34	Caballo 35	Caballo 36	Caballo 37	Caballo 38
Derecho	Largo	8,0	10,2	9,2	10,0	10,4
	Alto	6,5	8,4	7,8	8,5	8,6
	Ancho	4,4	4,3	4,5	4,5	5,4
	Volumen	122,02	196,48	172,21	203,99	257,71
izquierdo	Largo	9,4	9,2	11,3	12,4	12,0
	Alto	7,6	7,5	9,6	10,6	10,6
	Ancho	5,4	5,6	6,4	5,8	6,5
	Volumen	205,73	206,07	370,26	406,56	440,93

Tabla N°5A Volumen del eyaculado de los garañones.

	Caballo 1	Caballo 2	Caballo 3	Caballo 4	Caballo 5	Caballo 6	Caballo 7	Caballo 8	Caballo 9	Caballo 10	Caballo 11
Volumen de eyaculado	45 ml	40 ml	40 ml	45 ml	43 ml	42 ml	47 ml	50 ml	45 ml	46 ml	50 ml
	Caballo 12	Caballo 13	Caballo 14	Caballo 15	Caballo 16	Caballo 17	Caballo 18	Caballo 19	Caballo 20	Caballo 21	Caballo 22
Volumen de eyaculado (cm)	60 ml	55 ml	50 ml	45 ml	40 ml	55 ml	50 ml	45 ml	55 ml	50 ml	45 ml
(cm³)	Caballo 23	Caballo 24	Caballo 25	Caballo 26	Caballo 27	Caballo 28	Caballo 29	Caballo 30	Caballo 31	Caballo 32	Caballo 33
Volumen de eyaculado	60 ml	65 ml	68 ml	56 ml	70 ml	68 ml	55 ml	52 ml	52 ml	60 ml	53 ml
	Caballo 34	Caballo 35	Caballo 36	Caballo 37	Caballo 38						
Volumen de eyaculado	57 ml	64 ml	54 ml	64 ml	60 ml						

Tabla N°6A Concentración espermática de los garañones estudiados en la estación de primavera

	Caballo 1	Caballo 2	Caballo 3	Caballo 4	Caballo 5	Caballo 6	Caballo 7	Caballo 8	Caballo 9	Caballo 10	Caballo 11
Concentración espermática (Millones/ml)	200 000 000	240 000 000	180 000 000	270 000 000	230 000 000	158 000 000	160 000 000	155 000 000	136 000 000	225 000 000	220 000 000
	Caballo 12	Caballo 13	Caballo 14	Caballo 15	Caballo 16	Caballo 17	Caballo 18	Caballo 19	Caballo 20	Caballo 21	Caballo 22
Concentración espermática (Millones/ml)	200 000 000	185 000 000	180 000 000	280 000 000	200 000 000	190 000 000	170 000 000	270 000 000	250 000 000	280 000 000	180 000 000
	Caballo 23	Caballo 24	Caballo 25	Caballo 26	Caballo 27	Caballo 28	Caballo 29	Caballo 30	Caballo 31	Caballo 32	Caballo 33
Concentración espermática (Millones/ml)	230 000 000	180 000 000	230 000 000	300 000 000	280 000 000	250 000 000	270 000 000	190 000 000	220 000 000	230 000 000	180 000 000
	Caballo 34	Caballo 35	Caballo 36	Caballo 37	Caballo 38						
Concentración espermática (Millones/ml)	280 000 000	210 000 000	180 000 000	220 000 000	200 000 000						

ANALISIS ESTADISITICOS DE LOS RESULTADOS

Tabla N°07A Datos para obtener la Regresión Múltiple

Caballo N°	Concentración Espermática	Volumen del Eyaculado	Volumen testicular	Edad
1	200 x 10 ⁶	45 ml	107.355	5
2	240 x 10 ⁶	40 ml	136.615	6
3	180 x 10 ⁶	40 ml	135.35	4
4	270 x 10 ⁶	45 ml	116.525	4
5	230 x 10 ⁶	43 ml	91.56	4
6	158 x 10 ⁶	42 ml	113.215	4
7	160 x 10 ⁶	47 ml	174.935	6
8	155 x 10 ⁶	50 ml	195.51	5
9	136 x 10 ⁶	45 ml	186.43	6
10	255 x 10 ⁶	46 ml	151.45	4
11	220 x 10 ⁶	50 ml	179.255	5
12	200 x 10 ⁶	60 ml	173.81	6
13	185 x 10 ⁶	55 ml	238,715	7
14	180 x 10 ⁶	50 ml	195.45	7
15	280 x 10 ⁶	45ml	244.38	4
16	200 x 10 ⁶	40 ml	249.585	4
17	190 x 10 ⁶	55ml	193.64	5
18	170 x 10 ⁶	50 ml	159.77	4
19	270 x 10 ⁶	45 ml	224.49	6
20	250 x 10 ⁶	55 ml	205.97	6
21	280 x 10 ⁶	50 ml	240.955	6
22	180 x 10 ⁶	45 ml	161.6	4
23	230 x 10 ⁶	60 ml	104.852	8
24	180 x 10 ⁶	65 ml	228.76	10
25	230 x 10 ⁶	68 ml	216.01	10
26	300 x 10 ⁶	56 ml	237.9	8
27	280 x 10 ⁶	70 ml	152.08	9
28	250 x 10 ⁶	68 ml	280.92	9
29	270 x 10 ⁶	55 ml	276.555	10
30	190 x 10 ⁶	52 ml	207.66	9
31	220 x 10 ⁶	52 ml	280.8	8
32	230 x 10 ⁶	60 ml	218.69	9
33	180 x 10 ⁶	53 ml	266.125	10
34	280 x 10 ⁶	57 ml	163.875	10
35	210 x 10 ⁶	64 ml	201.275	9
36	180 x 10 ⁶	54 ml	271.235	8
37	220 x 10 ⁶	64 ml	305.375	9
38	200 x 10 ⁶	60 ml	349.32	9

Tabla N°08A Regresión múltiple para hallar la relación entre Concentración espermática, volumen del eyaculado, volumen testicular y edad en caballos inscritos en la Asociación de Criadores y Propietarios del caballo peruano de paso.

Modelo	R	R Cuadrado	R cuadrado ajustado	Error Estándar de la Estimación
1	,22g ^a	,052	- ,031	43305079,5g

a. Predictore (Constante), edad, volumen testicular, Volumen eyaculado

Tabla N°09A ANOVA

ANOVA^a

Modelo	Suma de Cuadrados	gL	Media cuadrática	F	Sig
1 Regresión	3,528E +15	3	1,176E +15	,627	,602 ^b
Residuo	6,376E+ 16	34	1,875E +15		
Total	6,729E +16	37			

a. Variable dependiente: Concentración espermática

b. Predictores: (Constante), edad, volumen testicular, volumen del eyaculado

Tabla N°10A Coeficientes

Coeficientes^a

Modelo	Variables	Estadísticos				
		Coeficientes no estandarizados		Coeficientes estandarizados	t	Sig
		B	Desv, Error	Beta		
1	(Constante)	160767518,5	5074787,29		3,168	,003
	Volumen del eyaculado	885156,055	1373070,593	,174	,645	,523
	Volumen Testicular	2 865,532	4 994,570	,098	,574	,570
	Edad	1209354,915	5250067,161	,062	,230	,819

a. Variable dependiente: Concentración espermática