



COLEGIO DE POSTGRADUADOS

INSTITUCION DE ENSEÑANZA E INVESTIGACION EN CIENCIAS AGRICOLAS

CAMPUS MONTECILLO

POSGRADO EN RECURSOS GENÉTICOS Y PRODUCTIVIDAD

GANADERÍA

EFECTO DEL JENGIBRE (*Zingiber officinale*) EN LAS VARIABLES REPRODUCTIVAS DE CARNEROS DURANTE DOS ÉPOCAS DEL AÑO

MARCIA PATRICIA HERNÁNDEZ ARZOLA

TESIS

PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL

PARA OBTENER EL GRADO DE:

MAESTRÍA EN CIENCIAS

MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MÉXICO, NOVIEMBRE

2021

La presente tesis titulada: "**EFFECTO DEL JENGIBRE (Zingiber Officinale) EN LAS VARIABLE REPRODUCTIVAS DE CARNEROS DURANTE DOS ÉPOCAS DEL AÑO**" realizada por la alumna: MARCIA PATRICIA HERNANDEZ ARZOLA bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRA EN CIENCIAS
RECURSOS GENÉTICOS Y PRODUCTIVIDAD
GANADERÍA

CONSEJO PARTICULAR



CONSEJERO

DR. JAIME GALLEGOS SÁNCHEZ



ASESOR

DR. CÉSAR CORTEZ ROMERO



ASESOR

MC. CARLOS SÁNCHEZ DEL REAL

Montecillo, Texcoco, Estado de México, 2021



Reproducción

“EFECTO DEL JENGIBRE (*Zingiber Officinale*) EN LAS VARIABLE REPRODUCTIVAS DE CARNEROS DURANTE DOS ÉPOCAS DEL AÑO”

Hernández Arzola Marcia Patricia

Colegio de Postgraduados, 2021.

RESUMEN

El objetivo de este estudio fue evaluar y comparar el efecto de la suplementación de jengibre (*Zingiber officinale*) en carneros Pelibuey y East Friesian, durante la época no reproductiva (ENR primavera-verano) y la época reproductiva (ER verano-otoño) a una latitud de 19°29' N. De manera aleatoria fueron asignados dos grupos de animales: 4 Pelibuey y 4 East Friesian, los cuales fueron sometidos a un proceso de evaluación seminal usando el método de vagina artificial una vez por semana durante 32 semanas (16 semanas de ENR y 16 semanas de ER), además de medir la circunferencia escrotal y el peso vivo de cada animal. A partir de la novena semana de ambas épocas (ENR y ER) a todos los animales se le suministraron dos gramos de jengibre semental día⁻¹ por vía oral en capsulas de 1 gramo. No se observó estacionalidad en ninguna de las dos razas bajo las condiciones de la presente investigación, además de no encontrar diferencias significativas ni dentro, ni entre razas en ninguno de los parámetros seminales ($p > 0.05$), sin embargo, el peso vivo fue significativamente mayor en la época reproductiva para East Friesian ($p < 0.05$), además de observar un incremento de la circunferencia escrotal en East Friesian ($p = 0.0083$), siendo mayor en época reproductiva ($p < 0.0001$) y un incremento en la variable motilidad masal en la raza East Friesian en época reproductiva (< 0.0001).

Palabras claves; parámetros seminales, carneros, jengibre (*Zingiber officinale*).

EFFECT OF GINGER (*Zingiber Officinale*) ON THE REPRODUCTIVE VARIABLES OF RAMS DURING TWO TIMES OF THE YEAR"

Hernández Arzola Marcia Patricia

Colegio de Postgraduados, 2021.

ABSTRACT

The objective of this study was to evaluate and compare the effect of ginger supplementation (*Zingiber officinale*) on Pelibuey and East Friesian rams, during the non-reproductive season (ENR spring-summer) and the reproductive season (ER summer-autumn) at a latitude of 19°29' N. Two groups of animals were randomly assigned: 4 Pelibuey and 4 East Friesian, which underwent a seminal evaluation process using the artificial vagina method once a week for 32 weeks (16 weeks of ENR and 16 weeks of ER), in addition to measuring the scrotal circumference and live weight of each. From the ninth week of both seasons (ENR and ER) all animals were given two grams of day-1 stallion ginger orally in 1 gram capsules. No seasonality was observed in either breed under the conditions of the present research, in addition to finding no significant differences either within or between races in either the seminal parameters ($p>0.05$), however, the live weight was significantly higher in the reproductive season for East Friesian ($p<0.05$), in addition to observing an increase in scrotal circumference in East Friesian ($p=0.0083$), being higher in reproductive time ($p<0.0001$) and an increase in the variable masal motility in the East Friesian breed in reproductive season (<0.0001).

Keywords; seminal parameters, rams, ginger (*Zingiber officinale*).

AGRADECIMIENTOS

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (**CONACYT**), por el financiamiento otorgado durante el tiempo que duro la maestría.

Al **Colegio de Postgraduados**, Campus Montecillo.

Al Laboratorio de Reproducción Ovina y Caprina (**LaROCa**) y al **Dr. Jaime Gallegos Sánchez** por su apoyo y confianza en la realización de este trabajo.

Al **Dr. C. Israel Márquez Hernández** por el tiempo y la ayuda prestada para la realización de este trabajo, pero sobre todo por su amistad y consejos.

Al **Dr. César Cortez** y al **MC Carlos Sánchez** por ser partícipes de este trabajo.

Esta Tesis de Maestría está dedicada:

A Dios por darme la oportunidad de realizar este Postgrado

A mis padres, el **Sr. Marcial Hernández Méndez** y la **Sra. Ma. De Jesús Arzola Silva**

pilares de la familia **HERNÁNDEZ-ARZOLA**

A mis hermanos, **Gabriela, José y Francisco** y a mis sobrinos **Héctor, Leonel y**

Romina.

CONTENIDO

	Página
I. INTRODUCCIÓN.....	12
II. REVISIÓN DE LITERATURA	14
2.1. Anatomía y fisiología del testículo.....	14
2.2. Testículos.....	14
2.3. Células de Leydig.....	16
2.4. Célula de Sertoli.....	17
2.5. Órganos sexuales secundarios	18
2.5.1. Epidídimo	18
2.5.2. Conducto deferente	18
2.6. Órganos sexuales accesorios	18
2.6.1. Vesículas Seminales	18
2.6.2. Próstata.....	19
2.6.3. Glándulas bulbouretrales o de Cowper	19
2.6.4. Glándulas uretrales de Littre	19
2.7. Pene.....	20
2.8. Espermatogénesis	20
2.8.1. Espermatozoide	22
2.8.2. Semen.....	23
2.8.3. Regulación neuroendocrina de la espermatogénesis.....	23
2.8.4. Hipotálamo	24
2.8.5. GnRH	25
2.8.6. Hipófisis.....	26
2.8.7. Gonadotropinas.....	27
2.9. Estacionalidad.....	28
2.9.1. Fotoperiodo	29
2.9.2. Melatonina.....	30
2.9.3. Síntesis de la melatonina	31
2.9.4. Regulación de la secreción de melatonina	31

2.9.5. Época no reproductiva	32
2.10. Recolección seminal por vagina artificial	33
2.11. Parámetros seminales	36
2.11.1.Volumen.....	37
2.11.2.Aspecto.....	37
2.11.3.pH	38
2.11.4.Motilidad.....	38
2.11.5.Porcentaje de espermatozoides vivos	38
2.11.6.Normalidad.....	39
2.11.7.Concentración.....	40
2.12. Estrés oxidativo en los espermatozoides.....	41
2.13. Jengibre.....	44
III. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	45
IV. MATERIALES Y MÉTODOS	46
V. RESULTADOS	51
5.1. Peso corporal.....	56
5.2. Circunferencia escrotal	56
5.3. Volumen.....	56
5.4. Concentración	57
5.5. Motilidad masal	57
5.6. Porcentaje de espermatozoides vivos.....	57
5.7. Porcentaje de normalidad	57
VI. DISCUSIÓN	58
VII. CONCLUSIÓN	62
VIII. LITERATURA CITADA.....	62

LISTA DE CUADROS

Página

Cuadro 1. Variables físicas y seminales de dos razas de machos ovinos en Época No	51
Cuadro 2. Variables físicas y seminales de dos razas de machos ovinos en Época	51
Cuadro 3. Variables físicas y seminales de dos razas de machos ovinos entre Épocas	52
Cuadro 4. Comparación de medias de las variables físicas y seminales, dentro de raza. Época NO Reproductiva.	53
Cuadro 5. Comparación de medias de las variables físicas y seminales, dentro de raza. Época Reproductiva	54
Cuadro 6. Comparación de medias de las variables físicas y seminales, entre razas. Entre Epocas	55

LISTA DE FIGURAS

	Página
Figura 1. Anatomía básica del tracto reproductivo del carnero.	14
Figura 2. Corte transversal del testículo de carnero.....	16
Figura 3. Fase de proliferación de los diferentes tipos de espermatogonias.....	21
Figura 4. Espermatozoide de Carnero,	22
Figura 5. Anatomía de la glándula hipofisiaria	26
Figura 6. Eje de regulación neuroendocrina Hipotálamo-Adenohipófisis-Testículo	28
Figura 7. Captación de horas luz y oscuridad	30
Figura 8. Fotoperiodo	33
Figura 9. Vagina artificial para la colecta de semen ovino.	35
Figura 10. Estacionalidad en carneros	36
Figura 11. Muestra de semen de carnero	40
Figura 12. Cámara de Neubauer (a) y hemocitometro (b).....	41
Figura 13. Tratamientos experimentales para ambas épocas.....	47

I. INTRODUCCIÓN

La reproducción es de gran importancia ya que es el medio que permite garantizar la continuidad de la especie (Prieto-Gómez y Velázquez-Paniagua, 2002). La actividad sexual del carnero se encuentra regulada por el eje neuroendocrino, hipotálamo-hipófisis-gonadal, con la participación activa de la hormona melatonina, la cual se incrementa durante la época reproductiva (días cortos) y disminuye en el anestro estacional (días largos), regula la secreción pulsátil de la hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH), para sensibilizar al hipotálamo del efecto negativo del estradiol (Gallegos-Sánchez *et al.*, 1997; Orihuela, 2014).

El efecto del fotoperiodo es menos marcado en los carneros que en las hembras, el cual afecta principalmente a los carneros originarios de latitudes lejanas al ecuador o razas de lana, ya que estos presentan ritmos circadianos muy marcados, lo cual se refleja en fluctuaciones en los niveles de testosterona, anatomía testicular y diferencias en los parámetros seminales, a diferencia con las razas de pelo que habitan latitudes cercanas al ecuador, las cuales presentan una muy baja estacionalidad e incluso nula (Malpoux *et al.*, 1997; Martin *et al.*, 2010; Orihuela, 2014).

Una de las principales causas en la disminución de la fertilidad en los carneros, se encuentra relacionada con la presencia excesiva de Especies Reactivas a Oxígeno (ERO), lo cual genera un daño en la continuidad de la membrana plasmática de los espermatozoides y como resultado un daño a nivel acrosomal, lo cual trae como consecuencia una baja en la movilidad, genera una hipermotilidad precoz en los espermatozoides, afectando la unión del gameto masculino con el gameto femenino, y genera bajos niveles de fertilidad (Espinoza- Cervantes y Córdova-Izquierdo. , 2018).

La adición de antioxidantes, como el jengibre en la dieta de carneros permite disminuir la generación de especies reactivas oxidantes a nivel testicular permitiendo la expresión del potencial biológico que es capaz de ofrecer un semental ([Hu *et al.*, 2016](#)).

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. Anatomía y fisiología del testículo

El aparato reproductor del carnero está constituido por las gónadas (testículos), conductos eferentes, epidídimo, conductos deferentes y uretra, glándulas sexuales accesorias como lo es la próstata, vesículas seminales, glándulas bulbouretrales y glándulas uretrales y finalmente por el órgano copulador pene, el cual presenta una prolongación de la uretra (¡Error! No se encuentra el origen de la referencia.; [Lesson y Páparo et al., 1990](#)).

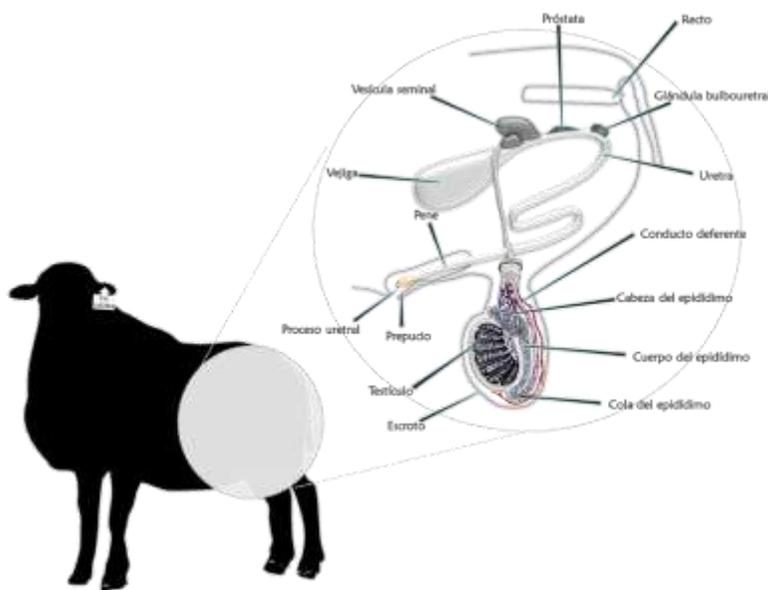


Figura 1. Anatomía básica del tracto reproductivo del carnero.
Tomado de Cruz-Espinoza et al. (2021)

2.2. Testículos

Son órganos pares, situados en la zona inguinal de forma pendulante, en el carnero se presenta una circunferencia escrotal de 28 a 32 cm. Y un peso de 200 a 300 gramos,

variando su peso y tamaño dependiendo de la época del año (época reproductiva-época no reproductiva), se encuentran cubiertos por el escroto, siendo este el encargado de regular la temperatura, por medio de un mecanismo propio de termorregulación, en función con los músculos cremaster, la arteria espermática y el plexo panpiniforme, regulando la temperatura a -4° C respecto con la temperatura corporal (Pérez, 2020). Los testículos se encuentran anatómicamente constituidos por estroma, formado de vasos sanguíneos, nervios, túnica albugínea y parénquima el cual está conformado por los túbulos seminíferos y el mediastino, este último siendo el encargado de contener la *rete testis*. Dentro de los testículos se encuentran los túbulos seminíferos, poseyendo un diámetro de 300 micras, en ellos se puede encontrar las células de Sertoli y las células germinales (espermatogonias), los túbulos seminíferos están rodeados por células miodes peritubulares (Marina, 2003), fuera de estos se encuentra el espacio intersticial, constituido por tejido conectivo y células de Leydig o células intersticiales (**¡Error! No se encuentra el origen de la referencia.**) (Benavente, 2020). Los testículos poseen dos funciones; una función endocrina: que se encuentra relacionada con la síntesis de hormonas (Células de Sertoli y de Leydig), y una función exocrina: donde su finalidad es la producción de espermatozoides (Brandan *et al.*, 2011).

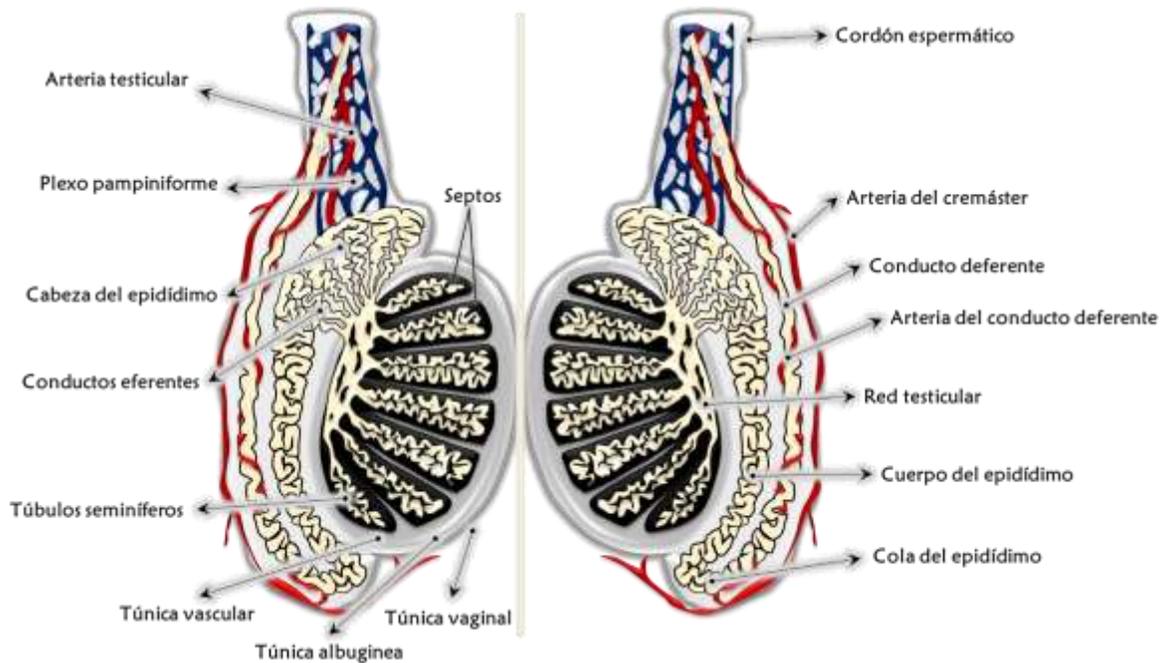


Figura 2. Corte transversal del testículo de carnero.

2.3. Células de Leydig

La principal función de las células de Leydig es la síntesis de andrógenos (testosterona), el colesterol ingresará a la mitocondria de la célula gracias a la proteína StAR en donde por acción de la enzima P450_{scc}, se llevará a cabo la transformación del colesterol en pregnenolona. La pregnenolona, pasa hacia el retículo endoplásmico rugoso en donde a través de la enzima 3 β -HSD se transformará en progesterona, a su vez la progesterona por medio de la 17 α -OH-lasa se transformará en 17 α -OH progesterona, posteriormente esta última se transformará por medio de la C17-20lylase en androstenediona, para que finalmente por la enzima 17-HSD3 la androstenediona se transforme en Testosterona (Wang *et al.*, 2017).

La testosterona sale por difusión de la célula de Leydig, distribuyéndose una parte a la linfa, una porción entra a las células de Sertoli y la mayor parte viaja unida a la proteína albumina o globulina (SHBG) 98% mientras que solo el 2% viajara de forma libre ([Benavente, 2020](#)).

2.4. Célula de Sertoli

Son células grandes, que proporcionan sostén, nutrición y participan en la maduración de las células germinales, poseen prolongaciones citoplasmáticas, presentándose desde la lámina basal hasta la luz del túbulo seminífero. La membrana de estas células presenta receptores para FSH, esta unión de hormona- receptor (H-R) activa la enzima aromatasa, transformando la testosterona en estrógenos. La unión FSH-R también participa en la síntesis y secreción de Inhibina (hormona proteica), la función de esta es inhibir la pulsación de FSH a nivel de adenohipófisis, asimismo participa en la producción de una proteína ligadora de andrógenos (ABP), siendo esta la encargada de introducir la testosterona a los túbulos seminíferos ([Márquez-Orozco, 1997](#)).

La estrecha unión de células de Sertoli forma la barrera hematotesticular, dividiendo el compartimento basal, en donde se encuentran las espermatogonias, del compartimento adluminal, encontrándose aquí los espermatocitos, espermátides. La función de la barrera hematotesticular es la de brindar protección a las células germinales, ya que el organismo las identifica como antígenos ([Herrera-Alarcón et al., 2007](#)).

La célula de Sertoli también sintetiza dos hormonas:

Inhibina: Hormona de origen proteico, formada por dos cadenas polipeptídicas unidas por puentes disulfuro, es sintetizada por las células de Sertoli, viaja a través del torrente sanguíneo llegando a la adenohipófisis para disminuir la FSH ([Brandan et al., 2011](#)).

Activina: Es un péptido el cual impulsa la formación de GnRH, sintetizado en las células de Sertoli ([Brandan et al., 2011](#)).

2.5. Órganos sexuales secundarios

2.5.1. Epidídimo

Anatómicamente ubicado en la región medial del testículo, el cual consta de tres partes cabeza, cuello y cola, formado por tejido conectivo y musculo liso, siendo más abundantes en la cola. En el epidídimo es donde se lleva a cabo la maduración espermática, estimándose que el tiempo de migración espermática (cabeza-cola) en pequeños rumiantes es de 11 días ([Pérez, 2020](#)).

2.5.2. Conducto deferente

Se presenta desde la cola del epidídimo hasta el cuello de la vejiga, finalizando dorsalmente en la uretra, para dar origen al conducto eyaculador, el cual recibe vertientes de los órganos sexuales accesorios ([Durán-Ramírez et al., 2008](#)).

2.6. Órganos sexuales accesorios

Conformado por glándulas, que vierten su contenido al momento de iniciar y finalizar la copula, gracias a las contracciones de musculo liso, su contenido es rico en carbohidratos, sales de ácido cítrico, proteínas, aminoácidos (aa), enzimas, vitaminas hidrosolubles y minerales ([Ávalos et al., 2018](#)).

2.6.1. Vesículas Seminales

Glándulas pares, situadas anatómicamente en la cavidad pélvica, dorsal a la vejiga, su tejido secretor sintetiza mucus el cual contiene levulosa, ácido ascórbico, inositol,

ergotonina, aminoácidos, fosforilcolina y prostaglandinas, siendo el 50% del volumen eyaculado ([Córdova- Izquierdo et al., 2010](#)).

2.6.2. Próstata

Anatómicamente se encuentra dorsalmente al cuello de la vejiga, prolongándose hasta la primera porción de la uretra, en el carnero está conformada por dos lóbulos y un istmo. El líquido producido por la próstata es alcalino, con aspecto lechoso, conformado por fosfatasa acida, prótidos, lípidos, hexosas, espermina y antiglutina cefálica, la cual evita la aglutinación del eyaculado, además de brindarle al eyaculado su olor característico ([Ávalos et al., 2018](#)).

2.6.3. Glándulas bulbouretrales o de Cowper

Son glándulas pares ovoides, conformadas por lóbulos, los cuales se encuentran separados por tabiques, teniendo un largo de 2 a 3 cm., cubiertas por el musculo bulbo-cavernoso, tiene la función de limpiar y lubricar la uretra previo a la copula ([Benavente 2020](#)).

2.6.4. Glándulas uretrales de Littre

Conformadas por dos tipos de glándulas, intra mucosas, las cuales son muy numerosas y de tamaño pequeño, situadas en la región cavernosa del pene y por las glándulas extra mucosas, que son más grandes, su contenido es secretado a la uretra para limpiar y lubricar, al momento de la eyaculación ([Pérez, 2020](#)).

2.7. Pene

Órgano copulador, formado por dos cuerpos eréctiles, el cual contiene la porción extra pelviana de la uretra y el otro el cuerpo cavernoso del pene. El pene inicia en la zona inguinal prolongándose por el arco isquiático, finalizando en la zona umbilical, pasando por la línea media, rodeado por el prepucio. El pene se divide en raíz, cuerpo y glande, en los rumiantes el pene es fibroelástico ([Durán-Ramírez et al., 2018](#)).

2.8. Espermatogénesis

Proceso por el cual las espermatogonias pasan por una serie de cambios y divisiones celulares, para dar lugar a los espermatozoides, en los carneros tiene una duración aproximada de 60 días ([Marina, 2003](#)).

La espermatogénesis se puede dividir en varias etapas:

- a) **Fase espermatogonial o fase proliferativa:** La espermatogonia sufrirá mitosis, dando como resultado espermatogonias de tipo A y B, las espermatogonias de tipo A se localizan en la zona basal, mientras que las tipo B se ubican en la zona luminal, para convertirse en un espermatocito de tipo I.
- b) **Fase espermatocitaria:** El espermatocito de tipo I por medio de meiosis dará origen a un espermatocito de tipo II, el cual dará origen a cuatro espermátides.
- c) **Fase espermiogénica:** En esta fase ya no se presenta la división celular, ya que la espermátide, es una célula haploide, dando origen al espermatozoide, la espermátide sufrirá grandes transformaciones para llegar a obtener la morfología de un espermatozoide, siendo el aparato de Golgi el precursor del acrosoma, el

centriolo distal el antecesor del flagelo, además de presentar cambios como la rescisión del citoplasma, la condensación de la cromatina, la elongación del núcleo, y finalmente la migración de las mitocondrias hacia la pieza intermedia.

- d) **Espermiación:** En esta etapa los espermatozoides recién formados atraviesan las células de Sertoli hacia la luz del túbulo seminífero, donde comenzaran su trayecto, por la rete testis para finalmente llegar al epidídimo y darse la maduración final aproximadamente de 11 días (Figura 3) (Marina, 2003).

Espermatogénesis

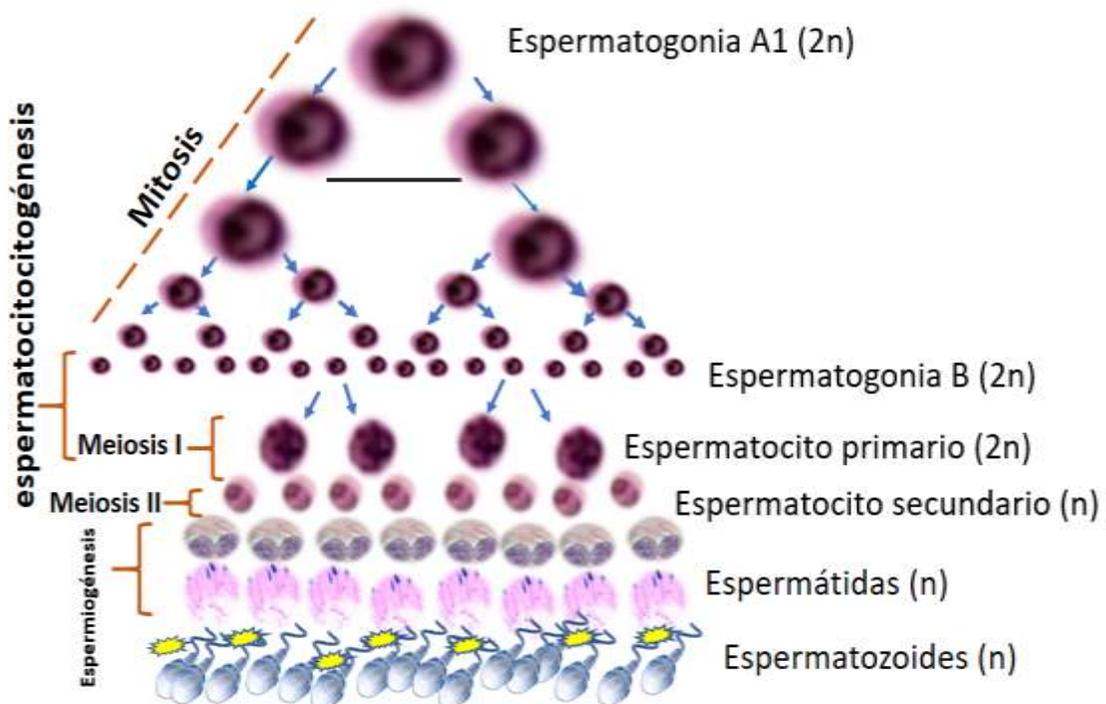


Figura 3. Fase de proliferación de los diferentes tipos de espermatogonias Comenzando con la célula madre A1, dando formación de los espermatocitos I o primarios, por medio de la fase meiótica darán lugar a los espermatocitos II o secundarios, cambiando su número cromosómico, y convirtiéndose en estructuras celulares haploides, para la formación de las espermátidas que mediante el proceso de espermiogénesis y espermiación, adquirirán el fenotipo de espermatozoide y se liberarán del nicho celular que le dio origen (tomado de Marquez-Orozco, 1977).

2.8.1. Espermatozoide

En los carneros el espermatozoide está conformado por cabeza, cuello, pieza intermedia, pieza principal y pieza final o cola, con una dimensión de 60 μm de longitud (Durán-Ramírez *et al.*, 2008). La cabeza es oval y mide 8 a 10 μm de largo, 4 μm de ancho y 1 μm de grueso, (Durán-Ramírez *et al.*, 2008), la zona acrosómica, recubre una tercera parte de la cabeza, mientras los dos tercios restantes son ocupados por la zona sub acrosómica (Ávalos *et al.*, 2018).

En la pieza intermedia se encuentran paquetes mitocondriales que le permitirán el desplazamiento junto con el flagelo por el aparato reproductor de la hembra (Figura 4) (Durán-Ramírez *et al.*, 2008).

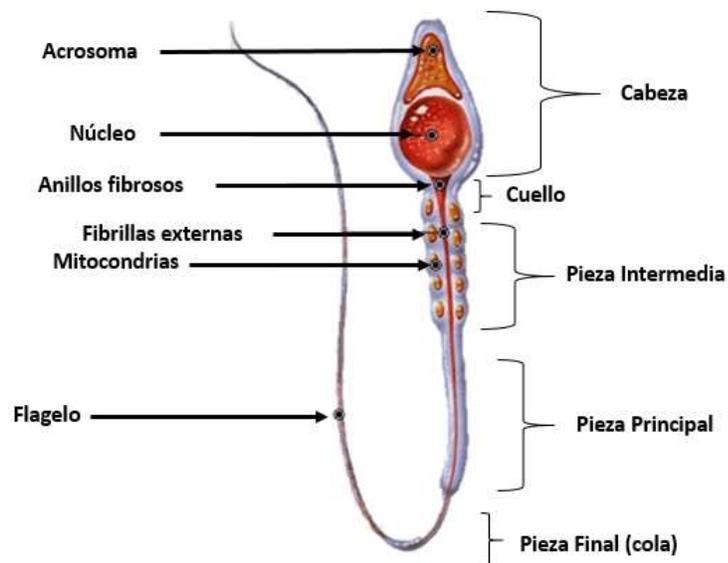


Figura 4. Espermatozoide de Carnero,
Tomado y modificado de Rodríguez-Almeida (2008).

2.8.2. Semen

El semen se encuentra constituido en un 75% por agua, otro porcentaje por las secreciones de los conductos deferentes y eferentes, epidídimo y las glándulas accesorias, sirviendo como medio de transporte para los espermatozoides, además de ser activador de los espermatozoides y proporcionar un medio rico en nutrientes, ayudando en el recorrido del espermatozoide por el aparato reproductor de la hembra (Hafez *et al.*, 2002).

2.8.3. Regulación neuroendocrina de la espermatogénesis

La época reproductiva de los ovinos coincide con el inicio del verano (Ogutu *et al.*, 2015), generando cambios reproductivos y modulaciones sobre el eje hipotálamo-hipófisis-gónada, actuando en sinergia con el fotoperiodo y la melatonina serán los encargados de controlar los ritmos circadianos (Freeman y Zucker, 2001), la síntesis de la melatonina dependerá del fotoperiodo (Bustos Obregón y Torres-Díaz, 2012).

La liberación de GnRH se encuentra relacionada con la nutrición, así como con el factor de crecimiento de tipo I (IGF-I), hormona del crecimiento, insulina y leptina, interviniendo en la regulación de la reproducción (Blache *et al.*, 2000). El incremento de pulsos de GnRH, estimula la secreción de gonadotropinas, presentando una correlación positiva con el incremento del tamaño testicular y el incremento de espermatogonias (Courot y Ortavant, 1981).

En la oveja se presentan cambios muy notables en el número de receptores hipofisarios disponibles para GnRH a través de las variaciones estacionales, siendo mayor el número

de receptores GnRH en época reproductiva (días cortos- noches largas), sensibilizando a los gonadotropos y generando un incremento en la secreción de FSH y LH, dichas hormonas viajan a través del torrente sanguíneo para llegar a la gónada masculina e iniciar con el proceso de espermatogénesis ([Prieto-Gómez y Velázquez-Paniagua, 2002](#)).

El incremento de la síntesis de FSH y LH en ovinos se encuentra estrechamente relacionada con el diámetro testicular, teniendo un efecto positivo o negativo sobre el hipotálamo y la hipófisis, controlando la regulación de las gonadotropinas ([Bustos Obregón y Torres-Díaz, 2012](#)).

2.8.4. Hipotálamo

El hipotálamo en los mamíferos se encuentra ubicado en el diencefalo, conformado de las partes inferiores y laterales del tercer ventrículo. En la parte anterior se encuentra el quiasma óptico, los cuerpos mamilares en la parte posterior, en su porción craneal se encuentra el tálamo y en su porción ventral está situada la hipófisis ([Bustos Obregón y Torres Díaz, 2012](#)). El hipotálamo tiene 2 cm de diámetro y pesa alrededor de 4 gramos ([Mundo Pecuario, 2006](#)).

En el podemos encontrar dos tipos de neuronas: neuronas magnocelulares, las cuales participan en la síntesis de hormonas neurohipofisarias, mientras las neuronas parvocelulares estimulan o inhiben a la adenohipófisis ([Bustos Obregón y Torres Díaz, 2012](#)).

Conformado por cuerpos neuronales, llamados núcleos, el hipotálamo se puede dividir en tres grandes zonas:

a) **Zona anterior o supraóptica**, localizada craneal al quiasma óptico, conformada por el núcleo supraóptico y el núcleo paraventricular, donde los axones pertenecientes a dichos núcleos desembocan en la neurohipófisis (Brandan *et al.*, 2011).

b) **Zona media o tuberal**, constituida por los núcleos ventromedial, dorsomedial y arcuato, vertiendo sus axones hacia la eminencia media, donde surge el tallo hipofisario, participando en el control de la adenohipófisis (Brandan *et al.*, 2011).

c) **Zona posterior o mamilar**, compuesta por la amígdala (Brandan *et al.*, 2011).

2.8.5. GnRH

El GNRH es sintetizado en el hipotálamo, específicamente en los núcleos arcuato, periventricular, paraventricular y el área preóptica (Prieto-Gómez y Velázquez-Paniagua, 2002), a partir de una pre-hormona de 92 aa, originándose en neuronas bipolares y fusiformes, diseminadas en el hipotálamo, dando origen al GnRH (10 aa), haciéndolo un decapeptido. El GnRH es la hormona hipotalámica encargada de controlar la función gonadal, por medio de la síntesis y secreción de gonadotropinas hipofisarias, hormona foliculoestimulante (FSH) y hormona luteinizante (LH). Una vez que el GnRH llega a la adenohipófisis se une a receptores de proteína G, interviniendo iones Ca^{2+} y PKC, dicha hormona tiene pulsos secretorios que van de los 60 a los 90 minutos (Arellano-Lezama, 2015).

La secreción de GnRH está controlada por un generador de pulsos, ubicado en la región medio basal del hipotálamo, generando descargas de GnRH en las neuronas parvocelulares, lo que generara pulsos de gonadotropinas. Este generador se encuentra regulado por factores internos y medio ambientales, influyendo en la frecuencia y la

amplitud de pulsos, interviniendo en la estacionalidad del carnero (Bustos y Torres Díaz, 2012), sin embargo, el periodo no reproductivo en el carnero no se encuentra controlado por cambios hormonales cíclicos (Calvin y Bedford, 1971).

2.8.6. Hipófisis

La hipófisis se encuentra ubicada en la base del cráneo, en la depresión del hueso esfenoides, llamada silla turca, tiene un peso de medio gramo (Pavón de Paz, 2020). Separada por una extensión de duramadre (diafragma de la hipófisis) llegando al tallo infundibular. Conformada por la porción glandular o adenohipófisis y la porción venosa o neurohipófisis. La adenohipófisis estará compuesta por la pars distalis, pars tuberalis y pars intermedia, mientras que la neurohipófisis está dividida en lóbulo neural o proceso infundibular y eminencia media (Figura 5) (Holdcraft, 2004).

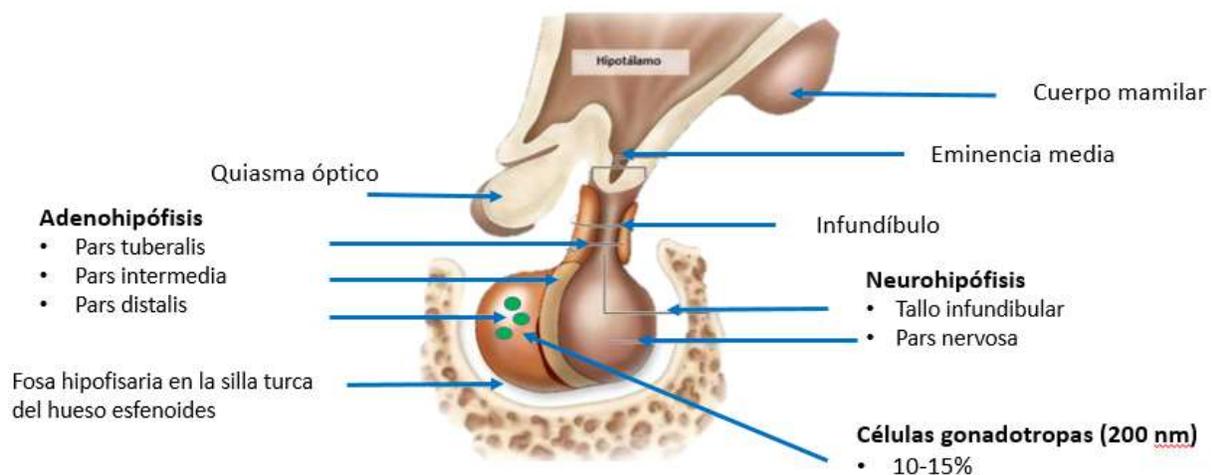


Figura 5. Anatomía de la glándula hipofisiaria tomada y modificada de Brandan *et al.*, (2011).

El origen embrionario de esta glándula precede del ectodermo, la neurohipófisis se desarrolla a partir del ectodermo neural y la adenohipófisis a partir de una evaginación de linaje del ectodermo del estomodeo, llamada bolsa de Rathke ([Brandan et al., 2011](#)).

2.8.7. Gonadotropinas

En la adenohipófisis se encuentran las células gonadotropas, las cuales van a ser las encargadas de sintetizar y segregar gonadotropinas, FSH, LH, ubicadas en la pars distalis conformando el 10 al 15% de células secretoras ([Holdcraft, 2004](#)).

La FSH y LH son hormonas glucoproteicas, ambas tienen dos subunidades α y β , teniendo en común la subunidad alfa con 92 aminoácidos (aa) diferenciándose por la subunidad β , la FSH con 117 aa y una vida media de 3-4 horas, y la LH con 121 aa y vida media de 20 minutos ([Prieto-Gómez y Velázquez-Paniagua 2002](#)).

La FSH se une a receptores ubicados en la membrana basal de las células de Sertoli, mientras la LH se une a receptores de membrana en las células de Leydig, en sinergia serán las precursoras de la espermatogénesis (Figura 6) ([Holdcraft 2004](#)).

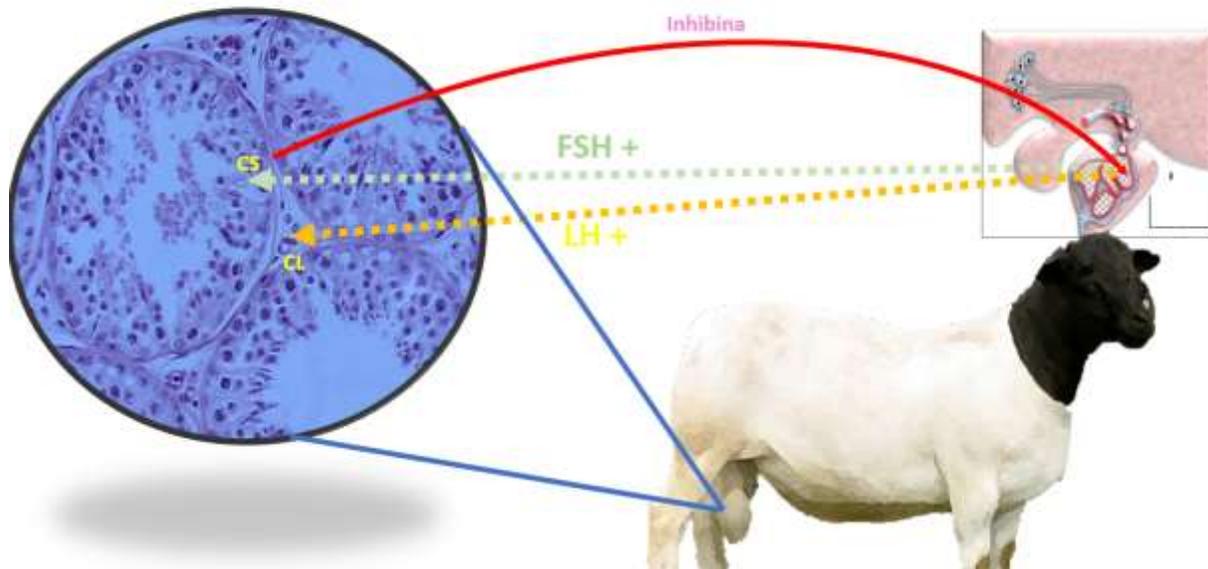


Figura 6. Eje de regulación neuroendocrina Hipotálamo-Adenohipófisis-Testículo

En el hipotálamo, se encuentran las neuronas productoras de GnRH, que una vez sintetizada, esta hormona estimulará en la adenohipófisis, la síntesis de las gonadotropinas LH y FSH, estas hormonas viajarán a través del torrente sanguíneo, haciendo blanco en diversas células testiculares. Por una parte, la LH, hace blanco en las células de Leydig (CL) para que inicie el proceso de esteroidogénesis y con ello la síntesis de testosterona, y por otra parte, la FSH hará blanco en los receptores de las células mioides-peritubulares, así como las células de Sertoli (CS) para comenzar la fase proliferativa del linaje germinal y con ello, iniciar el proceso de espermatogénesis. La Inhibina, como su nombre lo indica, inhibirá las concentraciones de FSH en el SNC. El efecto de la testosterona es positivo o negativo en carneros, dependiendo de la época, en época reproductiva, el sistema de retroacción de testosterona es positivo y en la época no reproductiva el sistema de retroacción de testosterona es negativo (Arellano Lezama, 2015).

2.9. Estacionalidad

El comportamiento reproductivo de los ovinos está ampliamente influenciado por factores intrínsecos y extrínsecos. Todos aquellos factores intrínsecos están ligadas al genotipo del animal, los cuales son modificados por los factores extrínsecos, aquellos factores ambientales como fotoperiodo, latitud, disponibilidad de alimentos, temperatura, humedad, así como la interacción con individuos del mismo sexo o el sexo opuesto, todos

estos factores participaran desencadenando la época reproductiva en los ovinos (Urviola *et al.*, 2017).

2.9.1. Fotoperiodo

El fotoperiodo son las horas luz y oscuridad, a las que se encuentra expuesto un individuo, para determinar la producción de melatonina (Urviola *et al.*, 2017). En el fotoperiodo interviene un fotoreceptor, ubicado en la retina del ojo, siendo el encargado de captar la cantidad de horas luz por día, generando un impulso eléctrico a través del nervio óptico, el cual está conformado por células ganglionares, las cuales poseen un fotopigmento (melaxonina; Panda *et al.*, 2005), llegando al reloj circadiano, ubicado en el núcleo supraquiasmático (hipotálamo; Monecke *et al.*, 2013), por medio de un impulso nervioso pasa al núcleo paraventricular, viajando a través de la medula espinal, para finalmente llegar a la glándula pineal y por medio de un impulso químico activa a los pinealocitos para la segregación de melatonina, llegando al hipotálamo para estimular los pulsos de GnRH que viajaran hasta la adenohipófisis para secretar FSH y LH que viajaran a través del torrente sanguíneo hasta llegar a la gónada masculina (Figura 7; Orihuela, 2014).

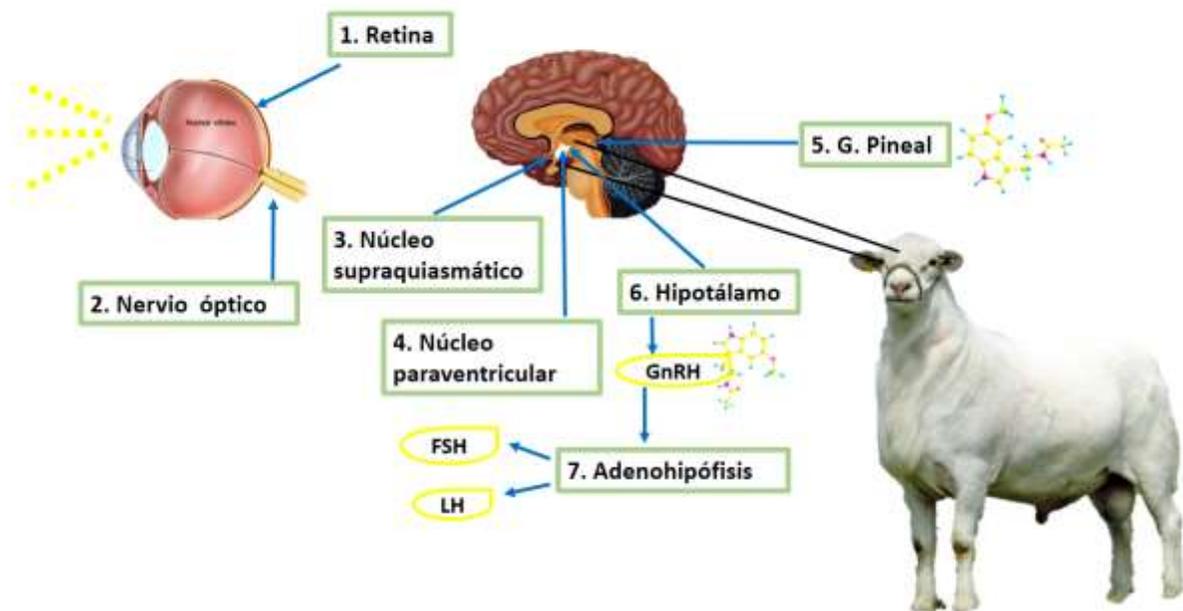


Figura 7. Captación de horas luz y oscuridad

2.9.2. Melatonina

Es un neurotransmisor que contiene un grupo indol, en mamíferos es producida principalmente por la glándula pineal, seguida del tracto gastrointestinal, retina y linfocitos. La melatonina va a presentar oscilaciones a lo largo del día, teniendo una mayor secreción en la escotofase (fase oscura) y niveles bajos durante la fotofase (fase de luz). La melatonina lleva a cabo muchas funciones dentro del organismo, ya que es la encargada de proteger al organismo del estrés oxidativo, principalmente en contra de las especies reactivas de oxígeno (ROS), y creando acción sinérgica con el glutatión peroxidasa, es capaz de generar propiedades inmunoestimulantes y antiinflamatorias, pero también participa en la regulación del ritmo circadiano en ciertos mamíferos como

los ovinos, regulando la función reproductiva, ya que es considerada una hormona progonadotropa ([Arguelles y Bonmatí, 2015](#)).

2.9.3. Síntesis de la melatonina

La síntesis de la melatonina comienza con el aminoácido triptófano proveniente del torrente sanguíneo, siendo hidroxilado en la mitocondria del pinealocito por la Trp-hidroxilasa, transformándose en 5-hidroxitriptofano, pasando al citosol para transformarse en serotonina por medio de descarboxilación. Posteriormente la neurona libera noradrenalina, uniéndose a receptores adrenérgicos de tipo β en la membrana del pinealocito, originando un incremento en la enzima serotonina N-acetil-transferasa (NAT) siendo esta la encargada de N-acetilizar la serotonina a N-acetilserotonina, esta pasara por una O-metilación por la enzima hidroxindol-O-metil transferasa, dando origen a la N-acetil-5-metroxitriptamina, comúnmente llamada melatonina. Una vez formada la melatonina viajara a través del torrente sanguíneo, traspasando membranas celulares y la barrera hematoencefálica ([Albrecht, 2012](#)).

2.9.4. Regulación de la secreción de melatonina

La melatonina está regulada por el reloj circadiano, el cual se encuentra en el núcleo supraquiasmático del hipotálamo (NSQ) ya que este se encuentra relacionado con la estructura retinohipotalámica y las células ganglionares, ambas encargadas de controlar el ciclo luz-obscuridad, ejerciendo acción por la noche y permitiendo la liberación de noradrenalina para la síntesis de melatonina ([Arguelles y Bonmatí, 2015](#)). El pico de melatonina en ovinos se presenta llegando la obscuridad y manteniéndose así, hasta la aparición de horas luz ([Santiago-Moreno et al., 2000](#)).

2.9.5. Época no reproductiva

La función reproductiva del macho se ve disminuida debido a los bajos niveles de testosterona en plasma, relacionándose con una disminución del diámetro testicular, baja producción de espermatozoides, reducción de la libido, aumento en el tiempo de monta ([Bustos Obregón y Torres-Díaz, 2012](#)), disminución en el peso testicular y volumen del eyaculado ([Santiago-Moreno et al., 2000](#)). Todo esto debido a que el diámetro de las células de Sertoli se ve disminuido en la época no reproductiva, afectando el diámetro de los túbulos seminíferos y afectando la producción espermática, ([Johnson y Tatum, 1989](#)). La estacionalidad en carneros es más marcada en razas de lana (latitudes mayores a 35°) que en razas de pelo, la cual puede llegar a ser inexistente o muy reducida, sin embargo, la espermatogénesis no cesa, solo disminuye su producción debido a la baja de testosterona, siendo el principal factor ambiental el fotoperiodo (Figura 8; [Arroyo, 2011](#)).



Figura 8. Fotoperiodo

Figura 8. El fotoperiodo (horas luz-horas oscuridad, que está expuesto un individuo) ejerce un efecto sobre la actividad circadiana (ejes hormonales), que junto con variables ambientales, como lo son la temperatura y las horas luz, influyen en la Época Reproductiva y la Época No Reproductiva del carnero. [Malpau et al., \(1997\)](#), [Blache et al., \(2000\)](#).

2.10. Recolección seminal por vagina artificial

Es importante que antes de comenzar con la colecta de semen se realice una evaluación testicular del carnero, para poder evaluar la existencia de anomalías morfoestructurales en las gónadas masculinas, las cuales deben de contar con una consistencia firme y elástica, libre de lesiones, y moverse con total libertad dentro del escroto ([Durán-Ramírez et al., 2008](#)). Además de que se ha documentado una estrecha relación entre el volumen del eyaculado y la circunferencia escrotal, estimándose que cada gramo de testículo produce alrededor de 20 millones de espermatozoides por día ([Huanca-López 2014](#)).

Al momento de la colecta seminal el principal objetivo es mantener la composición química y física del eyaculado, permitiéndonos garantizar los parámetros seminales del carnero, sin alterar los resultados, por lo cual el método de colecta debe ser el menos invasivo para el animal, siendo este el método de vagina artificial ([Ávalos et al., 2018](#)).

Previamente a la colecta, debe realizarse un lavado interno y externo del prepucio, con suero salino estéril, para así evitar la contaminación de la muestra. En carneros se utiliza una vagina artificial compuesta por un cilindro rígido que tiene 11 cms de longitud y un diámetro de 5.8 cms. Un látex es introducido por el centro del cilindro y ambos extremos se doblan y se fijan en los extremos del cilindro, sujetándose con unas gomas elásticas. En la parte superior el cilindro posee una válvula, en la cual se vierte agua a una temperatura entre 40 a 45°C, y se introduce aire, permitiendo regular la temperatura y presión de la vagina artificial, se procede a colocar una copa colectora, añadiéndosele un tubo estéril y graduado, el cual debe de mantener una temperatura entre 35 a 37 ° C, donde se colectará el semen eyaculado (Figura 9). Una vez colectado el semen deberá de mantenerse en posición vertical y a una temperatura de 35 ° C aproximadamente, evitando los choques térmicos y la exposición al sol ([Mejía-Villanueva et al., 2008](#)).

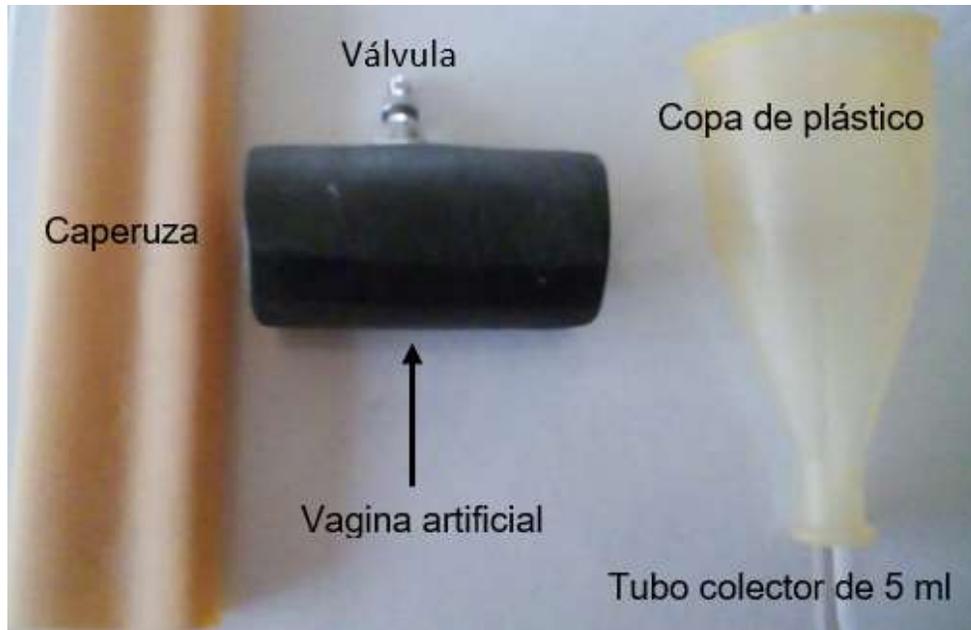


Figura 9. Vagina artificial para la colecta de semen ovino.

Para el procedimiento de colecta de semen, se coloca una hembra, preferentemente en estro, en un potro, permitiendo que el semental realice el cortejo y posteriormente la monta, será en este punto cuando el pene se desvía hacia la vagina artificial para que el semental lleve a cabo la eyaculación ([Ávalos et al., 2018](#)).

En el caso particular de los carneros los parámetros seminales se encuentran estrechamente relacionados con la duración de los días, los días cortos (21 julio-21 de diciembre) representan el inicio de la actividad reproductiva, mientras los días largos dan paso a la época no reproductiva, si bien es cierto que en los carneros la espermatogénesis no se detiene del todo, la raza y el lugar de origen representan un papel fundamental, ya que la estacionalidad es mayor en ciertas razas de lana, procedentes de latitudes mayores a 35 grados, trayendo como consiguiente una disminución en los parámetros seminales (Figura 10). Existen otros factores que son

participes de la calidad seminal en carneros como lo son la edad, temperatura, la condición corporal relacionada con la talla testicular y esta a su vez se encuentra relacionada con la producción de espermatozoides (Arellano-Lezama 2015).



Figura 10. Estacionalidad en carneros

La raza y el lugar de origen representan un papel fundamental, ya que la estacionalidad es mayor en ciertas razas de lana, procedentes de latitudes mayores a 35 grados, trayendo como consecuencia una disminución en los parámetros seminales.

2.11. Parámetros seminales

La evaluación seminal nos permite evaluar el potencial biológico que es capaz de brindar un semental, una vez obtenida la muestra de semen, se procede a evaluarla mediante una metodología de campo en la cual se consideran diversos aspectos como son las características físicas que se valoran inmediatamente después de la colecta del semen, como el volumen y el aspecto (color), además de algunos parámetros físico-químicos como la motilidad masal, motilidad progresiva individual, porcentaje de espermatozoides vivos, porcentaje de espermatozoides anormales y concentración espermática. Algo muy importante a considerar, es que la muestra de semen que será evaluada, debe de estar

libre de orina, pelo o cualquier otro agente que no pertenezca al semen, debido a que los espermatozoides son muy sensibles a diversos factores ambientales, como son los cambios de temperatura (mayores a 40 °C), luz, agua y desinfectantes, por ello, es recomendable que las muestras estén libres de contaminantes y sean manejados a temperaturas de 37 °C (Illera, 1994).

2.11.1. Volumen

El volumen que se obtiene de la muestra seminal del carnero estará determinado por la edad, la época reproductiva (época reproductiva-época no reproductiva), el estado de salud, el estado nutricional, la libido, la habilidad del colector y la frecuencia con la cual se obtengan las muestras. El volumen de colecta varía de 0.5 a 2 mL para carneros adultos y en carneros jóvenes va de 0.5 a 0.7 mL y se tomara con un tubo colector de plástico o de vidrio de 15 cm (Hafez *et al.*, 2004).

2.11.2. Aspecto

El semen se clasifica de acuerdo a su color y el espesor de su consistencia, por ello, la muestra puede calificarse desde buena (color crema y consistencia espesa), regular (tonalidad grisácea) y mala (blanco diluida). El semen de buena calidad de carnero presentara un color crema o pálido lechoso (Durán-Ramírez *et al.*, 2008).

Entre las anomalías más comunes con respecto al color en el semen, se pueden encontrar muestras que van desde tonos rosáceos hasta tonalidades grises, lo que puede ser indicador de una infección en el aparato reproductor del carnero, también, la coloración amarillenta se encuentra relacionada con la contaminación por orina (Hafez *et al.*, 2004).

2.11.3. pH

El pH proporciona información con respecto a la calidad del espermatozoide, ya que determina la actividad metabólica, pues al envejecer el espermatozoide produce ácido láctico, debido al proceso de glucólisis, por lo cual, el pH será más ácido, trayendo como consecuencia la reducción de la motilidad espermática. El pH de carnero varía de 5.9 a 7.3 (Illera, 1994).

2.11.4. Motilidad

La motilidad se define como la capacidad con la que cuenta el espermatozoide para desplazarse; esta variable puede verse afectada por diversos factores ambientales como serían los cambios bruscos de temperatura, la intensidad de la luz y el contacto con diversos líquidos, entre los cuales se encuentra el agua (Hafez *et al.*, 2004).

La motilidad progresiva individual se expresa en términos de porcentajes, considerando normal del 70 al 90% en una escala máxima de 100% y la movilidad masal, se evalúa en un rango que va desde 0= estacionaria a 5= muy rápida (Hafez *et al.*, 2004).

2.11.5. Porcentaje de espermatozoides vivos

Esta variable nos permite determinar el porcentaje de espermatozoides vivos en una muestra de semen teñida con la técnica de eosina-nigrosina. Contándose 100 espermatozoides en un solo campo visual, mediante un microscopio de luz a un aumento de 40X. Aquellos espermatozoides que se tiñen de un color que varía de púrpura a morado, son aquellas células muertas, las cuales presentan una membrana plasmática muy porosa, y por el contrario, aquellas células que se observan en el microscopio, de

color blanco, son células que se encuentran vivas al momento del conteo (Hafez *et al.*, 2004).

2.11.6. Normalidad

Existen anomalías morfológicas que se encuentran directamente relacionadas con la fertilidad o infertilidad y que corresponden a diversas características del carnero como la edad, la nutrición, la frecuencia del eyaculado, el libido, entre otras. De esta forma, las muestras de semen que contengan más del 15% de anomalías espermáticas no serán consideradas de buena calidad para su uso en técnicas reproductivas como la inseminación artificial (Figura 11) (López *et al.*, 2011).

Las anomalías espermáticas más comunes se pueden dividir de la siguiente manera:

Anomalías primarias: son aquellas que se presentan principalmente en la región de la cabeza, como los defectos en el acrosoma, cabezas sueltas, piriformes, estrechas en la base, contorno anormal, microcefalia, macrocefalia y dobles cabezas (Ávalos *et al.*, 2018; López *et al.*, 2011).

Anomalías secundarias: aquellos que contienen gotas citoplasmáticas que se encuentran en la pieza media y en la pieza terminal del flagelo, flagelo doblado, enrollado o suelto (López *et al.*, 2011).

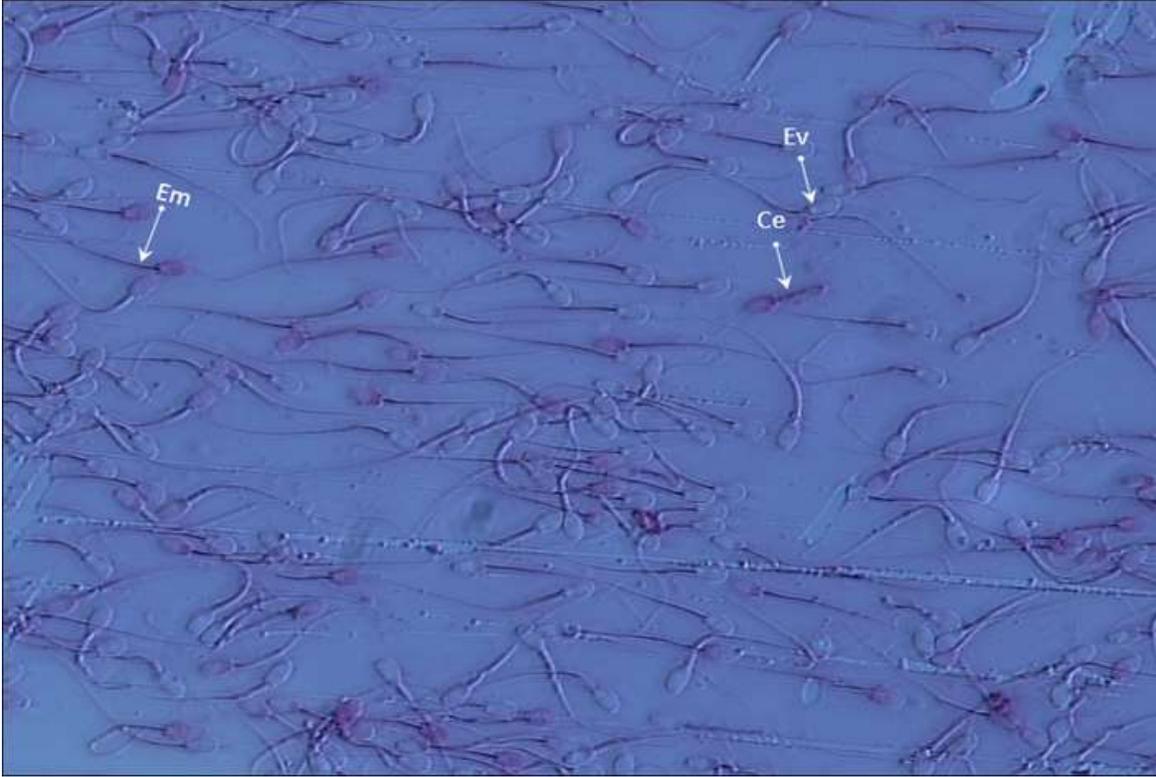


Figura 11. Muestra de semen de carnero

Se observa muestra de semen de carnero teñida con la técnica de tinción Eosina-Nigrosina y observada a un aumento de 40X, para evaluar el porcentaje de espermatozoides vivos y las anomalías. Los espermatozoides teñidos de púrpura-morado, son células muertas y los espermatozoides blancos son células vivas. Aquí también se observan algunas anomalías espermáticas: colas enrolladas o dobladas. Em: espermatozoide muerto; Ev: espermatozoide vivo; Ce: colas enrolladas.

2.11.7. Concentración

La concentración espermática del carnero es muy importante, ya que será la que determine el número de espermatozoides por eyaculado y en el caso de técnicas como la inseminación artificial, esta variable determinará el número de hembras que podrían ser inseminadas. El rango normal de espermatozoides oscila entre 3.5×10^9 a 6.0×10^9 espermatozoides por mililitro. La concentración se puede medir por medio de hemocitometría o espectrofotometría (Figura 12) (Hafez *et al.*, 2004).

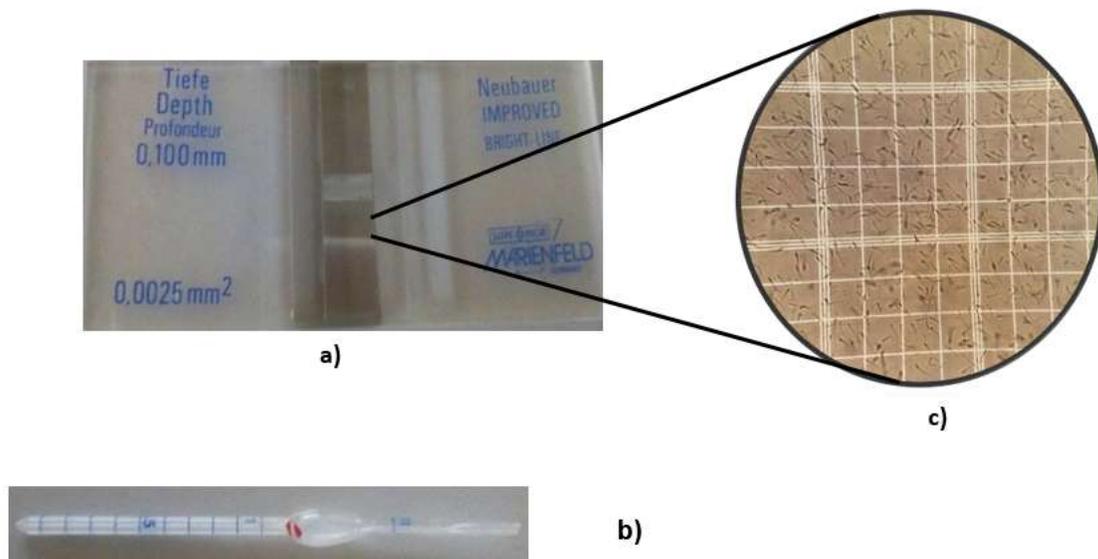


Figura 12. Cámara de Neubauer (a) y hemocitometro (b)

2.12. Estrés oxidativo en los espermatozoides

Se puede definir el estrés oxidativo como el daño ocasionado por especies reactivas al oxígeno (ERO) o toda aquella molécula que contenga un exceso de radicales libres, los cuales son capaces de afectar la morfología y funcionalidad de cualquier célula (Córdova-Izquierdo *et al.*, 2010). Los ERO tienen preferencia por los hidroxilos fenólicos, dobles enlaces de carbono (Salces-Ortiz *et al.*, 2020), generando principalmente la oxidación de los aminoácidos, teniendo como consecuencia la modificación de proteínas (Olguín *et al.*, 2004), así como de ácidos grasos, participe de las membranas celulares (Salces-Ortiz *et al.*, 2020).

Los radicales libres son aquellas moléculas producto de cualquier reacción bioquímica, capaz de generar electrones desapareados en su última órbita, generando inestabilidad de reacciones en cadena (Hicks, 2001). Existen ciertos aniones capaces de afectar las

gónadas masculinas, como son el Superóxido (O^2), Hidroxilo (-OH), Peroxil (ROO) y el Peróxido de hidrógeno (H^2O^2) siendo este último el más dañino a nivel espermático (Córdova-Izquierdo *et al.*, 2010).

La generación y el incremento de las especies reactivas de oxígeno a nivel testicular, genera un daño en la membrana plasmática del espermatozoide, específicamente en los ácidos grasos poliinsaturados (PUFAs), y en la membrana acrosomal, trayendo como consecuencia una disminución en la motilidad y por consiguiente una baja probabilidad de llevar a cabo la singamia, teniendo como resultado una pobre fertilidad (Espinoza-Cervantes, Córdova-Izquierdo, 2018).

La generación de especies reactivas de oxígeno (ERO) provocan un daño mitocondrial, lo cual va a afectar el metabolismo oxidativo de la glucosa (Hamilton *et al.*, 2016). El incremento de ERO, generan la interrupción de los puentes disulfuro y de los grupos tiol, que unen las proteínas que conforman la membrana lipídica de los espermatozoides, teniendo como consecuencia daños en la membrana, y por ende daños estructurales que llegan afectar la funcionalidad del espermatozoide (Jahanian *et al.*, 2014).

El incremento en ERO provoca una disminución del súper oxido dismutasa (SOD), glutatión peroxidasa, principales antioxidantes a nivel testicular, dejando a los espermatozoides más susceptibles a una disminución de motilidad y daños en la membrana espermática (Kadirvel *et al.*, 2014).

Las formaciones de especies reactivas de oxidantes en los espermatozoides son generadas principalmente por dos vías: la primera es por medio de la ruta de Nicotinamida Adenina Dinucleótido Fosfato (NADPH)-oxidasa, esto a nivel de la

membrana plasmática, trayendo como resultado la formación de aniones superóxido. La segunda vía de formación de ERO es por medio de la ruta oxido-reductasa NADPH esto a nivel mitocondrial ([Espinoza- Cervantes, Córdova-Izquierdo., 2018](#)).

Uno de los principales oxidantes a nivel testicular es el peróxido de hidrogeno (H_2O_2) el cual interfiere a nivel mitocondrial, suprimiendo la actividad de la enzima glucosa6-fosfato-deshidrogenasa (G6PD), afectando la síntesis de NADPH, generando un incremento en el glutatión oxidado y glutatión reducido, teniendo como consecuencia la peroxidación de los fosfolípidos de la membrana ([El-Tohamy, 2012](#)), e indudablemente dañando las bases púricas y pirimidicas, causando inconsistencias en la cadena de ADN ([Oliva, 2006](#)). [Salces-Ortiz et al., \(2015\)](#) mencionaron que el incremento de oxidantes a nivel testicular en carneros, genera una fragmentación de ADN a nivel espermático.

Antioxidantes

Los antioxidantes se encuentran contenidos en el plasma seminal, así como el empaquetamiento del ADN, a nivel testicular son los encargados de salvaguardar el genoma contenido en las células espermáticas, por ello la importancia de los antioxidantes en la espermatogénesis del carnero ([Espinoza-Cervantes y Córdova-Izquierdo, 2018](#)).

Según [Perumal \(2014\)](#), de forma natural los antioxidantes se pueden dividir en:

Preventivos: son aquellos capaces de evitar la formación de radicales libres.

Reparadores: inactivan a los radicales libres.

Terciarios: los cuales ayudan a minimizar el daño a nivel ADN. Los antioxidantes son donadores de electrones, evitando la reacción en cadena generada por los radicales libres (Venereo, 2002).

2.13. Jengibre

El Jengibre es una planta originaria del este de Asia y de la India, el cual se ha utilizado desde hace cientos de años en la medicina tradicional oriental, a través del tiempo se han comprobado que el jengibre actúa como antiemético, antitrombótico, antihepatotóxico, antiinflamatorio y antioxidante (Khaki *et al.*, 2009) sus componentes pungentes más importantes son los shogoles y gingeroles presentes en la resina, que junto con los aceites principales (α -zingibirene, α -curcumene, β -bisabolene), forman la llamada oleoresina, presentándose de un 4 a un 7.5 % en el rizoma del jengibre (Acuña y Torres, 2010), los cuales tienen propiedades antioxidantes (Dalia, 2010), actuando en contra de los radicales libres (Altman y Marcussen, 2001), ejerciendo una acción positiva sobre la función espermática (Garollia *et al.*, 2005) y aumentando la libido, por medio del incremento de testosterona, esto teniendo como consecuencia el incremento del peso testicular (Mansour *et al.*, 2019) y la disminución de apoptosis, (Tanis *et al.*, 2010), la acción principal de antioxidante y efectos antibacteriales recae sobre los gingeroles y shogoles, ya que es participe activo de la remoción de radicales libres (Dalia, 2010).

El jengibre disminuye la cantidad de radicales libres, promoviendo la acción del glutatión peroxidasa, que es el principal antioxidante a nivel testicular y aumentando la síntesis del superóxido dismutasa, (Morakinyo *et al.*, 2008), lo cual se puede ver aunado con un incremento en el diámetro en los túbulos seminíferos, teniendo como consecuencia un aumento en la producción de espermatozoides (Bordbar *et al.*, 2013).

III. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

El fotoperiodo es un aspecto ambiental de gran importancia en la regulación de la actividad reproductiva del carnero, ya que permite definir los procesos que controlan sus funciones biológicas y establecer un ciclo reproductivo anual en el que intervienen diversos procesos. Uno de los más importantes, es la actividad circadiana, que hace referencia a todos los cambios en las horas luz y las horas oscuridad que transcurren a lo largo de un día, éstos están altamente relacionados con la melatonina, que se sintetiza en la glándula pineal, que se encuentra en el sistema nervioso central y que ejerce estrecha influencia en la actividad de las hormonas hipotalámicas y adenohipofisarias que regulan las funciones reproductivas ([Malpaux et al., 1997](#); [Blache et al., 2000](#)).

Además de la actividad circadiana, otro proceso que forma parte integral del fotoperiodo es la actividad circanual, que hace referencia a todos los cambios en las variables ambientales, como luz, temperatura, clima, entre otras, que acontecen durante el año. Es debido a la actividad circanual, que el carnero define su fisiología reproductiva mediante dos épocas anuales: la época reproductiva y la época no reproductiva o de anestro estacional (en hembras; [Malpaux et al., 1997](#)).

El objetivo de este estudio fue evaluar y comparar el efecto del jengibre (*Zingiber officinale*) suplementado en la dieta de carneros Pelibuey (R1) y East Friesian (R2), durante la época no reproductiva (días largos; primavera-verano) y la época reproductiva (días cortos; verano-otoño) a una latitud de 19°29' N, esperando que este incremente los niveles de testosterona sérica, por medio de un incremento en la LH y FSH, así como la motilidad, ya que el jengibre actúa como un potente antioxidante, ya que reduce significativamente los niveles ERO ([Morakinyo et al., 2008](#)).

IV. MATERIALES Y MÉTODOS

4.1. Ubicación

El presente estudio se realizó en las instalaciones del Laboratorio de Reproducción Ovina y Caprina (LaROCa) ubicado en el Colegio de Postgraduados, campus Montecillo, municipio de Texcoco, Estado de México; localizado a $98^{\circ} 54' 34.30''$, O y $19^{\circ} 27' 51,90''$ N, y una altitud de 2240 msnm. Un clima predominantemente templado subhúmedo C (w), una precipitación anual de 644.8 mm y una temperatura media de 15°C (García, 2004).

4.2. Animales y alimentación

El estudio tuvo una duración de 32 semanas; de los meses de abril a julio (época no reproductiva; 8 semanas sin jengibre y 8 semanas con jengibre) y durante los meses de septiembre a diciembre, (época reproductiva; 8 semanas sin jengibre y 8 semanas con jengibre Figura 13), de 2020, dado que la duración del ciclo espermático en el carnero es de 52 a 55 días aproximadamente.

Se utilizó un grupo de 8 carneros, 4 de la raza Pelibuey (R1) y 4 de la raza East Friesian (R2), con una edad promedio de 2.5 años y un peso promedio inicial para R1 64.5 ± 7.4 y para R2 fue de 70.3 ± 2.17 . Se mantuvieron en corrales de observación, en un sistema de manejo de tipo intensivo y con fotoperiodo natural, a una latitud de $19^{\circ} 29' \text{ LN}$. Durante el desarrollo del experimento, a todos los carneros, se les ofreció 64% heno de avena y 23 % alfalfa achicalada y 13% de concentrado comercial (Borrega Plus®) de Alimentos Unión Tepexpan, con Energía Metabolizable, $2.9 \text{ Mcal kg MS}^{-1}$; Proteína

cruda, 15.0%; Fibra cruda, 7.5%; Extracto etéreo, 4.0%; Cenizas 8.1%; Calcio, 1.40%; P, 0.65%).

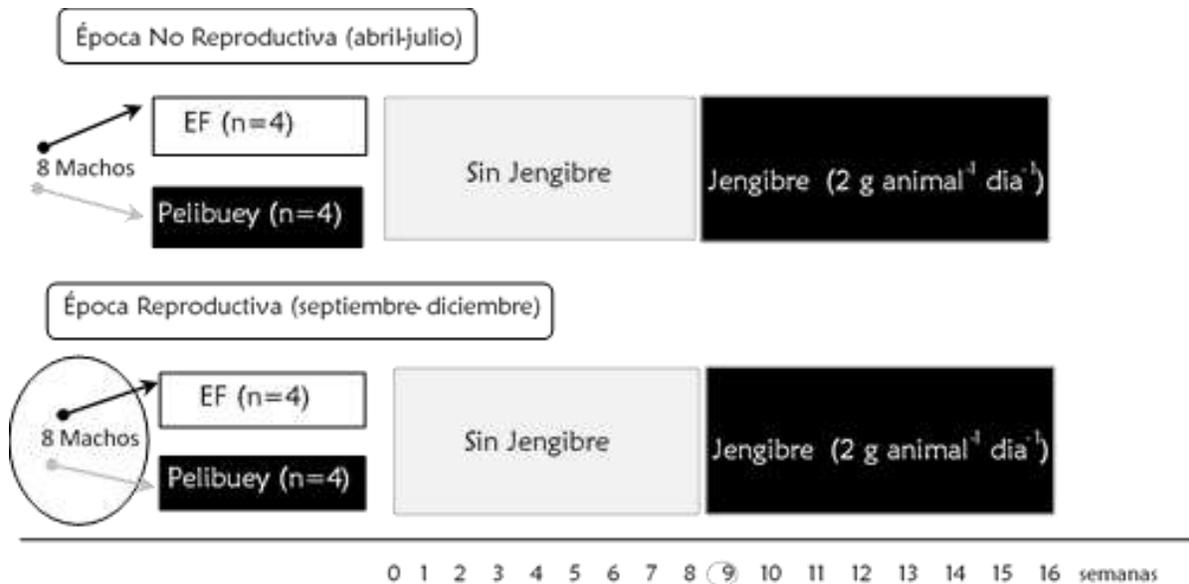


Figura 13. Tratamientos experimentales para ambas épocas.

4.3. Manejo de animales

Antes del experimento, todos los carneros se desparasitaron con Ivermectina a una dosis de 1 mL kg⁻¹ de peso, se vacunaron con BOBACT 8 (MSD, Salud Animal®) a dosis de 2.5 mL por carnero, con dos aplicaciones previas al inicio del experimento y con un lapso de 15 días entre las dos aplicaciones.

Todos los animales experimentales utilizados en este estudio se manejaron de acuerdo con la Norma Oficial Mexicana NOM-062-ZOO-1999 (SAGARPA, 1999) y al manual de prácticas y procedimientos para animales experimentales del Colegio de Postgraduados (ColPos, 2016).

4.4. Tratamientos

El jengibre se suministró a los carneros mediante capsulas de 1000 mg (1 gramo) día⁻¹, se les suministraron dos capsulas por carnero día⁻¹, de la semana 9 a la semana 16 de la época no reproductiva y de la semana 9 a la 16 de época reproductiva, ya que [Hosseini et al., \(2016\)](#) suministraron 500 mg por día en humanos.

Variables seminales y procedimiento de evaluación

Los carneros se pesaron en una báscula Braunker® (YP200S) con una capacidad de 250 kg ± 0.100 g., además se midió el diámetro del saco escrotal con una cinta métrica semanalmente ([Mellisho, 2010](#)). Las variables seminales medidas, se clasificaron en cualitativas: movilidad masal, movilidad progresiva individual, aspecto y color, así como cuantitativas: porcentaje de espermatozoides vivos, espermatozoides anormales (normalidad), concentración espermática, volumen y tiempo al eyaculado.

Inmediatamente después de obtener las muestras, de semen, por el método de la vagina artificial, se procedió a su análisis en el laboratorio. El semen se evaluó con la examinación del volumen y el aspecto (acuoso o cremoso), así como el color en tubos graduados de 15 mL. Para determinar la motilidad masal, se tomó una gota de semen, con una pipeta Pasteur y se observó en un microscopio de campo claro (Carl ZEISS®, Primo Star, CP1145K06, Microimaging GmbH 37081, Gottingen, Germany. Serie-Nr: 3125001511) a un objetivo de 10X, con los oculares y objetivos centrados mediante la iluminación de Köeller, con valores de 0 (motilidad nula) a 5 (máxima motilidad, remolinos con un vigoroso movimiento en masa). De la misma forma, se evaluó la movilidad progresiva individual, al observar la trayectoria espermática que oscila de 0 a 100%.

El porcentaje de espermatozoides vivos se cuantificó mediante un frotis teñido con la técnica de tinción eosina-nigrosina; las preparaciones se secaron a temperatura ambiente y se contaron 100 espermatozoides en un solo campo ocular, y se consideraron espermatozoides muertos aquellos que se tiñeron total o parcialmente (Mellisho, 2010). Referente al frotis se observaron las anomalías más frecuentes en estructura y morfología de 100 células, se determinó el número de espermatozoides con cabezas sueltas, colas enrolladas, colas sueltas o dobles, que fueron las anomalías más frecuentes. La concentración espermática se determinó por el método del Hemocitómetro, se hicieron diluciones 1:200. Para el conteo espermático se tomó una muestra de semen con un hemocitómetro hasta la marca de 0.5 y posteriormente se llenó la pipeta hasta la marca de 1.01 con solución de Hayem, que es un espermicida. Se agitó manualmente y se eliminaron las cinco primeras gotas, la sexta gota se colocó en la cámara de Neubauer y se procedió al conteo en los cuatro cuadrantes laterales y el del centro de la cámara, en un microscopio de campo claro a un aumento de 40X (Mellisho, 2010).

4.5. Análisis estadístico

Se realizó un análisis de varianza y de covarianza a los datos generados en un estudio comparativo, mediante el procedimiento PROC MIXED GLM; LSMEANS TUKEY de SAS (2002) con un arreglo factorial (jengibre, raza y época) para las variables, peso corporal, circunferencia escrotal, motilidad masal, motilidad progresiva individual, porcentaje de espermatozoides vivos, porcentaje de anomalías espermáticas y tiempo al

eyaculado, durante un periodo de 16 semanas por época reproductiva, bajo el siguiente modelo:

$$Y_{ijkl} = \mu + R_i + T_j + A_{(ijk)l} + F_k + R_i * F_k + J_l + J_i * F_k + \beta_1 * P_{ijkl} + \beta_2 * Y_{ijkl} + \varepsilon_{ijkl}$$

En donde:

y_{ijkl} = Variable respuesta

μ = Media Poblacional

R_i = Efecto de la i-ésima raza (Pelibuey, East Friesian)

T_j =Efecto de la j-ésima semana (1...16)

A_{ijkl} =efecto animal (aleatorio) $\sim N(0, \sigma_a^2)$

F_k = Efecto de la k-ésima época (época No reproductiva, época reproductiva)

J = Efecto del jengibre (con y sin) en la n-ésima replica

$R_i * F_k$ = Interacción de la i-ésima raza en la k-ésima época

β_1, β_2 = Coeficientes de las covariables peso y edad

P = covariable peso

Y = covariable edad

ε_{ijkl} = Error experimental, donde $\varepsilon_{ijnk} \sim N(0, \sigma^2)$.

V. RESULTADOS

En el Cuadro 1 se observan los resultados obtenidos durante la época no reproductiva (primavera-verano, días largos); mientras que en el Cuadro 2 se presentan los resultados de la época reproductiva (otoño-invierno, días cortos), ambos expresados en promedios generales, para las variables peso corporal, circunferencia escrotal, volumen, concentración espermática, motilidad masal, % de espermatozoides vivos y % de normalidad, no se observaron diferencias.

Cuadro 1. Variables físicas y seminales de dos razas de machos ovinos en Época No Reproductiva (abril a julio) (Media \pm Desviación estándar).

Variable	Raza 1 (Pelibuey)	Raza 2 (East Friesian)
Peso (kg)	64.5 \pm 7.4 ^a	82.5 \pm 7.8 ^a
Circunferencia escrotal (mm)	31.8 \pm 2.25 ^a	32.0 \pm 1.47 ^a
Volumen (ml)	1.0 \pm 0.46 ^a	0.94 \pm 0.35 ^a
Concentración ($\times 10^{-9}$ mL ⁻¹)	3.3 \pm 1.53 ^a	3.6 \pm 1.50 ^a
Motilidad masal (1-5)	3.9 \pm 0.99 ^a	4.2 \pm 0.80 ^a
Espermatozoides vivos (%)	82.3 \pm 10.31 ^a	83.3 \pm 9.14 ^a
Normalidad (%)	92.7 \pm 3.4 ^a	91.8 \pm 5.5 ^a

Cuadro 2. Variables físicas y seminales de dos razas de machos ovinos en Época reproductiva (septiembre a diciembre) (Media \pm Desviación estándar).

Variable	Raza 1 (Pelibuey)	Raza 2 (East Friesian)
Peso (kg)	71.5 \pm 3.1 ^a	77.0 \pm 3.2 ^a
Circunferencia escrotal (mm)	32.9 \pm 1.14 ^a	32.8 \pm 1.23 ^a
Volumen (ml)	0.84 \pm 0.21 ^a	0.72 \pm 0.17 ^a
Concentración ($\times 10^{-9}$ mL ⁻¹)	4.35 \pm 0.19 ^a	4.17 \pm 0.20 ^a
Motilidad masal (1-5)	4.4 \pm 0.29 ^a	4.6 \pm 0.45 ^a
Espermatozoides vivos (%)	79.4 \pm 2.3 ^a	79.5 \pm 1.8 ^a
Normalidad (%)	92.9 \pm 1.4 ^a	93.1 \pm 1.7 ^a

En el Cuadro 3 podemos observar la media de las variables seminales época no reproductiva (época 1) y época reproductiva (época 2).

Cuadro 3. Variables físicas y seminales de dos razas de machos ovinos entre Épocas Reproductivas (Media \pm Desviación estándar).

Variable	Época 1	Época 2
Peso (kg)	73.5 \pm 1.99 ^a	74.2 \pm 1.99 ^a
Circunferencia escrotal (cm)	31.9 \pm 0.99 ^a	32.9 \pm 0.99 ^a
Volumen (mL)	0.99 \pm 0.08 ^a	0.78 \pm 0.08 ^a
Concentración ($\times 10^{-9}$ mL ⁻¹)	3.4 \pm 0.13 ^a	4.2 \pm 0.13 ^a
Motilidad masal (1-5)	4.1 \pm 0.10 ^a	4.5 \pm 0.10 ^a
Espermatozoides vivos (%)	82.8 \pm 0.79 ^a	79.4 \pm 0.79 ^a
Normalidad (%)	92.3 \pm 0.7 ^a	93.05 \pm 0.70 ^a

Mientras que en el Cuadro 4, podemos observar la media de las variables a través de las semanas en la época no reproductiva dentro de raza. En el Cuadro 5 podemos observar las medias de las variables seminales en la época reproductiva dentro de raza. Finalmente, en el Cuadro 6 podemos observar la comparación de medias entre épocas reproductivas entre razas.

Cuadro 4. Comparación de medias de las variables físicas y seminales, dentro de raza. Época NO Reproductiva.

Variable	Raza	Semanas															
		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16
		Sin Jengibre								Con Jengibre							
Peso (kg)	Pelibuey	63.3 _a	62.4 _a	62.6 _a	65.3 ^a	63.7 ^a	65.3 ^a	64.7 _a	65.2 ^a	61.8 ^a	62.8 _a	65.5 _a	66.3 _a	67.5 _a	67.5 _a	67.5 _a	67.5 _a
	E. Friesian	83.1 _a	84.1 _a	83.3 _a	84.1 ^a	83.9 ^a	82.8 ^a	83.1 ^a	84.5 ^a	79.6 ^a	81.7 ^a	80.9 _a	84 ^a	81.2 _a	82.2 _a	81 ^a	81.2 _a
C. Escrotal (cm)	Pelibuey	32 ^a	31.2 _a	33.1 _a	32 ^a	31.7 ^a	33 ^a	33.1 ^a	31.7 ^a	32.5 ^a	31.3 ^a	32.2 _a	30.8 _a	30.5 _a	32.2 _a	30.6 _a	31.2 _a
	E. Friesian	30.8 _a	31 ^a	31 ^a	31.5 ^a	32 ^a	33.5 ^a	33 ^a	32.5 ^a	32.1 ^a	32.6 ^a	32.6 _a	31.7 _a	32.7 _a	31.8 _a	30.7 _a	32.6 _a
Volumen (mL)	Pelibuey	0.8 ^a	0.7 ^a	1.2 ^a	1.3 ^a	1.2 ^a	0.8 ^a	0.7 ^a	0.6 ^a	0.9 ^a	1.1 ^a	1.4 ^a	0.8 ^a	1 ^a	1 ^a	1 ^a	1.6 ^a
	E. Friesian	0.8 ^a	0.7 ^a	1.1 ^a	1.1 ^a	0.8 ^a	0.8 ^a	0.9 ^a	0.8 ^a	0.8 ^a	1 ^a	1 ^a	1 ^a	0.9 ^a	1.1 ^a	0.8 ^a	0.8 ^a
C.E. (Mill spz/ml)	Pelibuey	2.6 ^a	3.3 ^a	3.1 ^a	3.7 ^a	3.1 ^a	2.7 ^a	2.1 ^a	3 ^a	3 ^a	4.5 ^a	4.1 ^a	3.4 ^a	2 ^a	3.8 ^a	4.7 ^a	3.9 ^a
	E. Friesian	3.7 ^a	3.1 ^a	2.7 ^a	2.4 ^a	3.4 ^a	3.6 ^a	4.6 ^a	3.6 ^a	2.5 ^a	2.94 ^a	3.6 ^a	3.4 ^a	3.6 ^a	4.4 ^a	4.6 ^a	5 ^a
M. Masal	Pelibuey	3.2 ^a	3.5 ^a	3.2 ^a	5 ^a	3.5 ^a	4.7 ^a	4.2 ^a	3.7 ^a	3.5 ^a	4 ^a	4 ^a	4.2 ^a	4 ^a	4 ^a	4.5 ^a	4 ^a
	E. Friesian	4 ^a	4 ^a	4.5 ^a	4.2 ^a	3.7 ^a	3.5 ^a	4.2 ^a	4.7 ^a	4.5 ^a	4.5 ^a	4.5 ^a	4.2 ^a	4.2 ^a	4.2 ^a	4 ^a	4.5 ^a
(% Vivos)	Pelibuey	69.5 _a	84 ^a	84.7 _a	88.2 ^a _b	86 ^a	91.2 ^a _b	81.2 ^a	89 ^a	72.5 ^a _b	78 ^{ab}	77.7 _a	82.5 _a	82.5 _a	82.7 _a	81 ^a	86.5 _a
	E. Friesian	78.5 _a	85.2 _a	81.7 _a	87.7 ^a	93.7 ^a	85.2 ^a	88.5 ^a	84.2 ^a	79 ^a	79 ^a	80.7 _a	86.2 _a	79 ^a	79.5 _a	84 ^a	81.7 _a
(% Normal)	Pelibuey	92.2 _a	92.5 _a	93.5 _a	93.5 ^a	94 ^a	91.7 ^a	93.2 ^a	91.2 ^a	92.5 ^a	93.2 ^a	90.5 _a	93 ^a	95.5 _a	88.7 _a	95 ^a	94 ^a
	E. Friesian	85.2 _a	86 ^a	95.2 _a	93.2 ^a	96.7 ^a	93 ^a	91 ^a	92 ^a	92.2 ^a	90.2 ^a	92.2 _a	85.7 _a	94.7 _a	93.5 _a	95.2 _a	93.7 _a

^a_b Diferente literal entre hilera son diferentes significativamente (P<0.05). C. Escrotal= Circunferencia Escrotal, Volumen= Volumen del eyaculado, C.E= Concentración Espermiática, M. Masal= Motilidad Masal, %Vivos= Porcentaje de espermatozoides vivos, % Normal= Porcentaje de espermatozoides normales.

Cuadro 5. Comparación de medias de las variables físicas y seminales, dentro de raza. Época Reproductiva

Variable	Raza	Semanas															
		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16
		Sin Jengibre								Con jengibre							
Peso (kg)	Peli	68.8 ^a	69.3 ^a	69.9 ^a	70.6 ^a	70.7 ^a	71.2 ^a	71.4 ^a	71.4 ^a	71.5 ^a	71.8 ^a	72.5 ^a	72.7 ^a	72.8 ^a	72.9 ^a	73 ^a	73.2 ^a
	E. F	71.2 ^a	72 ^a	72.4 ^a	73 ^a	75.1 ^a	75.8 ^a	76.5 ^a	77.4 ^a	77.7 ^a	78.4 ^a	78.8 ^a	79.6 ^a	79.7 ^a	80.7 ^a	81.5 ^a	82.3 ^a
Circ Escrotal (cm)	Peli	31.1 ^a	31.7 ^a	31.9 ^a	31.6 ^a	32.8 ^a	32.1 ^a	33 ^a	33.3 ^a	33 ^a	33.2 ^a	33.8 ^a	34.2 ^a	33.9 ^a	33.6 ^a	33.8 ^a	34.3 ^a
	E. F	29.5 ⁱ	30.6 ⁱ	31.1 ^g	31.6 ^{fg}	32.1 ^{efg}	32.2 ^{efg}	32.4 ^{de}	32.6 ^{cde}	32.9 ^{bcd}	33.2 ^{bcd}	33.5 ^{bc}	33.7 ^{bc}	34 ^{bc}	34.4 ^{bc}	34.7 ^b	37 ^a
Vol (mL).	Peli	1 ^a	1 ^a	0.9 ^a	1.2 ^a	1.1 ^a	1.1 ^a	0.6 ^a	0.9 ^a	0.7 ^a	0.6 ^a	0.8 ^a	0.8 ^a	0.8 ^a	0.6 ^a	0.4 ^a	0.7 ^a
	E. F	0.7 ^a	0.6 ^a	0.8 ^a	0.9 ^a	0.6 ^a	1 ^a	0.6 ^a	0.7 ^a	0.5 ^a	0.7 ^a	0.7 ^a	0.7 ^a	0.8 ^a	0.9 ^a	0.6 ^a	0.7 ^a
C.E. (Mill spz/ml)	Peli	3.4 ^f	3.4 ^f	3.4 ^f	3.3 ^f	3.5 ^{ef}	4 ^{bcdef}	4 ^{cdef}	3.9 ^{def}	4.3 ^{abcde}	4.6 ^{abcd}	5 ^{abcd}	5.1 ^{ab}	5.2 ^a	5.1 ^{abc}	5.4 ^a	5.4 ^a
	E. F	3.6 ^a	3.5 ^a	3.7 ^a	3.7 ^a	4 ^a	4 ^a	4 ^a	4.1 ^a	3.8 ^a	4.3 ^a	4.6 ^a	4.4 ^a	4.6 ^a	4.6 ^a	4.5 ^a	4.6 ^a
Mot Masal	Peli	3.5 ^a	3.2 ^b	4.3 ^{abc}	4.5 ^{ab}	4.7 ^{ab}	4.2 ^{ab}	4.5 ^{ab}	4.7 ^{ab}	4.7 ^{ab}	4.5 ^{ab}	4.5 ^{ab}	5 ^a	4 ^{ab}	4.7 ^{ab}	4.2 ^{ab}	5 ^a
	E. F	5 ^a	5 ^a	5 ^a	4.7 ^a	5 ^a	4.5 ^a	4.5 ^a	5 ^a	4.2 ^a	4.7 ^a	3.7 ^a	4.2 ^a	4.5 ^a	4.2 ^a	4.7 ^a	4.7 ^a
(% Vivos)	Peli	74.2 ^a	74.5 ^a	76.2 ^a	76.2 ^a	81.2 ^a	78.5 ^a	83.2 ^a	80.5 ^a	78.5 ^a	80.7 ^a	80.2 ^a	80.5 ^a	82.7 ^a	79 ^a	79.2 ^a	85 ^a
	E. F	77.5 ^a	79.5 ^a	79.2 ^a	81.2 ^a	81.5 ^a	80.7 ^a	83.7 ^a	80.7 ^a	76.2 ^a	75.5 ^a	81.5 ^a	77.7 ^a	75.2 ^a	81.2 ^a	78 ^a	82.5 ^a
(% Normal)	Peli	83.7 ^c	85.7 ^b	88.7 ^a	93 ^{abc}	96 ^{ab}	94 ^{abc}	94 ^{abc}	93 ^{abc}	95 ^{ab}	94.2 ^{ab}	96.5 ^a	92.7 ^{abc}	97 ^a	93.2 ^{bc}	94.7 ^a	95.5 ^a
	E. F	93.5 ^a	93.2 ^a	92.7 ^a	96.7 ^a	96.2 ^a	93.7 ^a	94.5 ^a	94.2 ^a	94.5 ^a	97.2 ^a	96 ^a	94.7 ^a	93.5 ^a	84 ^a	96.5 ^a	96.7 ^a

a b c d e f g h i Diferente literal entre hilera son diferentes significativamente (P<0.05). Peli= Pelibuey, E.F.= East Friesian. Circ Escrotal= Circunferencia Escrotal, Vol= Volumen del eyaculado, C.E= Concentración Espermática, Mot Masal= Motilidad Masal, %Vivos= Porcentaje de espermatozoides vivos, % Normal= Porcentaje de espermatozoides normales.

Cuadro 6. Comparación de medias de las variables físicas y seminales, entre razas. Entre Épocas

Variable	Raza	Semanas															
		1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16
		Sin Jengibre								Con Jengibre							
Peso (kg)	Pelibuey	68.8 ^a	69.3 ^a	69.9 ^a	70.6 ^a	70.7 ^a	71.2 ^a	71.4 ^a	71.4 ^a	71.5 ^a	71.8 ^a	72.5 ^a	72.7 ^a	72.8 ^a	72.9 ^a	73 ^a	73.2 ^a
	E. Friesian	71.2 ^a	72 ^a	72.4 ^a	73 ^a	75.1 ^a	75.8 ^a	76.5 ^a	77.4 ^a	77.7 ^a	78.4 ^a	78.8 ^a	79.6 ^a	79.7 ^a	80.7 ^a	81.5 ^a	82.3 ^a
C. Escrotal (cm)	Pelibuey	31.1 ^a	31.7 ^a	31.9 ^a	31.6 ^a	32.8 ^a	32.1 ^a	33 ^a	33.3 ^a	33 ^a	33.2 ^a	33.8 ^a	34.2 ^a	33.9 ^a	33.6 ^a	33.8 ^a	34.3 ^a
	E. Friesian	29.5 ^a	30.6 ^a	31.1 ^a	31.6 ^a	32.1 ^a	32.2 ^a	32.4 ^a	32.6 ^a	32.9 ^a	33.2 ^a	33.5 ^a	33.7 ^a	34 ^a	34.4	34.7 ^a	37 ^a
Volumen (mL).	Pelibuey	1 ^a	1 ^a	0.9 ^a	1.2 ^a	1.1 ^a	1.1 ^a	0.6 ^a	0.9 ^a	0.7 ^a	0.6 ^a	0.8 ^a	0.8 ^a	0.8 ^a	0.6 ^a	0.4 ^a	0.7 ^a
	E. Friesian	0.7 ^a	0.6 ^a	0.8 ^a	0.9 ^a	0.6 ^a	1 ^a	0.6 ^a	0.7 ^a	0.5 ^a	0.7 ^a	0.7 ^a	0.7 ^a	0.8 ^a	0.9 ^a	0.6 ^a	0.7 ^a
C.E. (Mill spz/ml)	Pelibuey	3.4 ^a	3.4 ^a	3.4 ^a	3.3 ^a	3.5 ^a	4 ^a	4 ^a	3.9 ^a	4.3 ^a	4.6 ^a	5 ^a	5 ^a	5.2 ^a	5.1 ^a	5.4 ^a	5.4 ^a
	E. Friesian	3.6 ^a	3.5 ^a	3.7 ^a	3.7 ^a	4 ^a	4 ^a	4 ^a	4.1 ^a	3.8 ^a	4.3 ^a	4.6 ^a	4.2 ^a	4.6 ^a	4.6 ^a	4.5 ^a	4.6 ^a
M. Masal	Pelibuey	3.5 ^b	3.2 ^b	4.3 ^a	4.5 ^a	4.7 ^a	4.2 ^a	4.5 ^a	4.7 ^a	4.7 ^a	4.5 ^a	4.5 ^a	5 ^a	4 ^a	4.7 ^a	4.2 ^a	5 ^a
	E. Friesian	5 ^a	5 ^a	5 ^a	4.7 ^a	5 ^a	4.5 ^a	4.5 ^a	5 ^a	4.2 ^a	4.7 ^a	3.7 ^a	4.2 ^a	4.5 ^a	4.2 ^a	4.7 ^a	4.7 ^a
(% Vivos)	Pelibuey	74.2 ^a	74.5 ^a	76.2 ^a	76.2 ^a	81.2 ^a	78.5 ^a	83.2 ^a	80.5 ^a	78.5 ^a	80.7 ^a	80.2 ^a	80.5 ^a	82.7 ^a	79 ^a	79.2 ^a	85 ^a
	E. Friesian	77.5 ^a	79.5 ^a	79.2 ^a	81.2 ^a	81.5 ^a	80.7 ^a	83.7 ^a	80.7 ^a	76.2 ^a	75.5 ^a	81.5 ^a	77.7 ^a	75.2 ^a	81.2 ^a	78 ^a	82.5 ^a
(% Normal)	Pelibuey	83.7 ^b	85.7 ^a	88.7 ^a	93 ^a	96 ^a	94 ^a	94 ^a	93 ^a	95 ^a	94.2 ^a	96.5 ^a	92.7 ^a	97 ^a	93.2 ^a	94.7 ^a	95.5 ^a
	E. Friesian	93.5 ^a	93.2 ^a	92.7 ^a	96.7 ^a	96.2 ^a	93.7 ^a	94.5 ^a	94.2 ^a	94.5 ^a	97.2 ^a	96 ^a	96 ^a	93.5 ^a	84 ^a	96.5 ^a	96.7 ^a

^{a,b} Diferente literal entre columna son diferentes significativamente (P<0.05). C. Escrotal= Circunferencia Escrotal, Volumen= Volumen del eyaculado, C.E= Concentración Espermática, M. Masal= Motilidad Masal, %Vivos= Porcentaje de espermatozoides vivos, % Normal= Porcentaje de espermatozoides normales.

5.1. Peso corporal

El promedio del peso corporal de los carneros al inicio del experimento para Pelibuey (época no reproductiva) fue de 64.5 ± 7.4 kg y para East Friesian de 82.5 ± 7.8 kg y al final del experimento (época reproductiva) fue de 71.5 ± 3.1 kg para Pelibuey y 77 ± 3.2 para la East Friesian, presentando una significancia a través de las semanas ($p < 0.0003$) y entre época reproductiva ($p < 0.0009$).

5.2. Circunferencia escrotal

La circunferencia escrotal, en época no reproductiva, fue de 31.8 ± 2.25 cm en Pelibuey y para la East Friesian fue de 32.0 ± 1.47 cm, mientras que en la época reproductiva para Pelibuey fue de 32.9 ± 1.14 cm, para East Friesian fue de 32.8 ± 1.23 cm, no se presentaron diferencias significativas, sin embargo, al hacer la comparación entre razas y entre épocas, el East Friesian presentó una mayor ($p < 0.0083$) circunferencia escrotal.

5.3. Volumen

El volumen del eyaculado al inicio del experimento, fue de 1 ± 0.46 mL para Pelibuey, mientras que el valor observado para la East Friesian, fue de 0.94 ± 0.35 mL en época no reproductiva. Mientras que en época reproductiva para Pelibuey fue de 0.84 ± 0.21 mL y en East Friesian fue de 0.72 ± 0.17 mL, sin encontrar diferencias significativas a lo largo del tiempo, ni entre razas, ni entre épocas ($p > 0.05$).

5.4. Concentración

La concentración espermática al inicio del experimento en época no reproductiva fue de 3.3 ± 1.53 ($\times 10^9$) mL^{-1} para Pelibuey y de 3.6 ± 1.50 ($\times 10^9$) mL^{-1} para la East Friesian y en la época reproductiva, fue de 4.35 ± 0.19 ($\times 10^9$) mL^{-1} en Pelibuey mientras que en la East Friesian la concentración espermática fue de 4.17 ± 0.20 ($\times 10^9$) mL^{-1} , no presentándose diferencias a lo largo del tiempo dentro raza ni entre razas o entre épocas ($p > 0.05$).

5.5. Motilidad masal

La motilidad masal en época no reproductiva fue de 3.9 ± 0.9 para la Pelibuey y de 4.2 ± 0.8 para East Friesian, mientras que en época reproductiva se obtuvieron valores de 4.4 ± 0.2 en la Pelibuey y 4.6 ± 0.4 en East Friesian. No presentándose diferencias significativas ($p > 0.05$) dentro de raza ni entre razas, pero si una significancia entre épocas reproductivas, siendo mayor en la época reproductiva ($p < 0.0001$).

5.6. Porcentaje de espermatozoides vivos

El porcentaje de espermatozoides vivos, al comienzo del experimento en época no reproductiva para Pelibuey fue de 82.3 ± 10.31 mientras que para la East Friesian fue de 83.3 ± 9.14 , mientras que en época reproductiva la Pelibuey presento 79.4 ± 2.3 y la East Friesian 79.5 ± 1.8 no presentando diferencias significativas ($p > 0.05$) lo largo del tiempo, ni dentro de raza o entre épocas.

5.7. Porcentaje de normalidad

El porcentaje de espermatozoides normales para Pelibuey fue de 92.7 ± 3.4 y 91 ± 5.5 para East Friesian en época no reproductiva, mientras que en época reproductiva fue de

92.9±1.4 para Pelibuey y 93.1±1.7 para East Friesian, sin encontrar diferencias significativas ($p>0.05$).

VI. DISCUSIÓN

De acuerdo con [Aguirre et al. \(2004\)](#) la fertilidad de los carneros, evaluada a través de un examen seminal, es importante, ya que determina las variables reproductivas que afectan la eficiencia del carnero que es utilizado como semental. En el presente estudio se encontró, que los animales con un mayor promedio de peso fueron los East Friesian, de acuerdo con [Arteaga \(2007\)](#), esta raza presenta un peso adulto que oscila entre 90 a 120 Kg vs los 80 a 100 kg de peso de los carneros Pelibuey; sin embargo, en el presente estudio, no se encontraron diferencias significativas ($p>0.05$), entre y dentro razas, pero si a lo largo del tiempo (32 semanas), esto se atribuye a que los carneros East Friesian, tenían edades diferentes, que oscilaban desde la pubertad, hasta la edad adulta, es decir, posteriores al año de edad.

[Bernardi et al. \(2010\)](#), mencionaron que el peso de los animales es una variable que influye en la libido, representada por el despliegue de la conducta reproductiva, y esto repercute, también, en las diversas variables físicas y seminales que comprende un examen de campo. Las oscilaciones en el peso corporal, influyen en el diámetro de la circunferencia escrotal, así como en la concentración espermática (CE), presentándose, en algunos estudios ([Avellaneda et al., 2006](#); [Palacios-Moreno, 2012](#)) correlaciones significativas entre dichas variables.

Al respecto, [Espitia-Pacheco et al. \(2018\)](#), mencionaron que en machos, el incremento de la circunferencia escrotal, está determinado en función de la relación que existe entre

edad y peso corporal, ya que el desarrollo testicular, se encuentra estrechamente correlacionado con el crecimiento corporal y con la edad del animal ([Arroyo-Ledezma et al., 2007](#)). En el presente trabajo, no se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$), entre y dentro razas; sin embargo, si se encontraron diferencias significativas entre épocas (ENR y ER), pudiéndose observar una diferencia significativa en la variable peso a lo largo del tiempo ($p < 0.05$), esto se atribuye a que los carneros East Friesian, tenían edades diferentes, que oscilaban desde la pubertad, hasta la edad adulta; es decir, posteriores al año de edad.

[Benítez \(2011\)](#), también confirma la importancia de la circunferencia escrotal, como una variable que debe presentar correlaciones con el peso corporal, concentración espermática y volumen del eyaculado, al respecto, la concentración espermática, en el presente estudio, para Pelibuey, en época no reproductiva fue de $3.3 \pm 1.53 \times 10^9 \text{ mL}^{-1}$ y en época reproductiva siendo de $4.35 \pm 0.19 \times 10^9 \text{ mL}^{-1}$, por lo cual resultan ser más alto (época reproductiva) que lo reportado por [Maza- Gamboa et al. \(2015\)](#) para sementales de la raza Pelibuey $4.051 \pm 0.72 \text{ mL}^{-1}$. Mientras que para la raza E Friesian en el presente estudio se reporta en época no reproductiva una media de $3.6 \pm 1.50 \times 10^9 \text{ mL}^{-1}$ y en época reproductiva de $4.17 \pm 0.20 \times 10^9 \text{ mL}^{-1}$ siendo mayor a lo reportado por [Delgado \(2013\)](#) quien obtuvo una media de $2.0 \times 10^9 \text{ mL}^{-1}$, en razas de lana. Según [Hafez et al. \(2004\)](#), la concentración espermática oscila de 3.5×10^9 a $6.0 \times 10^9 \text{ mL}^{-1}$ en época reproductiva, lo cual concuerda con el presente trabajo.

Según lo reportado por [Hosseini et al. \(2016\)](#) un grupo de 100 personas fueron divididos en dos grupos, al primero se le suministro 250 mg de jengibre dos veces al día, y al segundo grupo se le suministraron placebos, durante 3 meses, encontraron que el

jengibre suministrado en polvo es capaz de disminuir la fragmentación del ADN en los espermatozoides, gracias a sus propiedades antioxidantes, proporcionadas principalmente por los gingeroles y shogoles, lo cual ejerce un efecto positivo en la motilidad progresiva ($p < 0.06$) y en la normalidad de los espermatozoides ($p < 0.06$). Ya que de forma natural el cuerpo tiende a producir con cada reacción bioquímica ERO, los cuales llegan a dañar la membrana plasmática de los espermatozoides afectando principalmente los PUFA, los activos del jengibre son capaces de disminuir el daño generado por los ERO. En el presente estudio se encontró una diferencia ($p < 0.05$) en la variable motilidad masal, en la época reproductiva, lo cual podría deberse a la adición de jengibre en época reproductiva, por lo que se sugiere realizar más experimentos para descartar que sea un posible efecto del fotoperiodo, la síntesis de melatonina y el eje neuroendocrino: hipotálamo-hipófisis-gónada, o simple manejo en los sementales.

Así mismo [Khaki et al. \(2009\)](#), reportan que la administración de jengibre en ratas (30 individuos, (10= grupo control, 10= 50 mg kg día⁻¹ y 10=100 mg kg día⁻¹) recibieron jengibre durante 20 días, reportando que el grupo que recibió 100 mg/kg/día, incrementó la concentración, viabilidad, motilidad y testosterona sérica, esto debido a que el jengibre es un potente antioxidante capaz de prevenir la formación de radicales libres, ya que disminuye la peroxidación de los lípidos, por medio del incremento de súper oxido dismutasa, y el glutatión peroxidasa a nivel testicular, coincidiendo el incremento de motilidad en la época reproductiva, en el presente trabajo. De la misma forma [Hamzehnezhad et al. \(2019\)](#) suministraron un gramo de jengibre a 20 pollos de engorda de línea Ross 308, durante 80 días, encontrando niveles de significancia entre el grupo control y el grupo que recibió el tratamiento, en los niveles de testosterona, peso

testicular, diámetro de los túbulos seminíferos, y un incremento de los espermatozoides en el lumen testicular, atribuyéndolo a los shogoles y gingeroles, ya que tienen el potencial de incrementar la biosíntesis de la hormona testosterona, inhibiendo la producción de radicales libres, por medio de la reducción de la peroxidación de lípidos y el incremento de enzimas superóxido dismutasa, catalasas y glutatión sérico.

Se sabe que el incremento de andrógenos es necesario para el crecimiento y correcto funcionamiento de la gónada masculina ([Morankiyo et al., 2008](#)). La capacidad de las células de Leydig para producir TS en respuesta a la hormona luteinizante (LH), se ve mermada a partir de los 30 años de edad en humanos, debido a una disminución de los receptores endocrinos en las células de Leydig por medio de los radicales libres y del estrés oxidativo, trayendo como consecuencia, defectos en la producción de AMPc estimulado por LH, lo cual interviene en el transporte de colesterol hacia las mitocondrias ([Yiyan et al., 2017](#)), por lo cual la adición de antioxidantes puede ser capaz de disminuir el estrés oxidativo y por ende el daño causado a los receptores de LH en células productoras de estrógenos a nivel testicular.

Los ERO provocan la peroxidación de la membrana plasmática de los espermatozoides, lo que afectara la motilidad, en el proceso de fecundación ([Jones et al., 1979](#)), por eso es de gran importancia la suplementación de antioxidantes en la dieta de carneros, como sería el caso del jengibre.

Se recomienda realizar más estudios para confirmar que el jengibre realmente ayude a incrementar los parámetros seminales en los carneros.

VII. CONCLUSIÓN

La suplementación con jengibre no afecta los parámetros seminales, además que no se presenta estacionalidad en ninguna de las dos razas bajo estas condiciones ambientales.

VIII. LITERATURA CITADA

- Acuña, O., A. Torres. 2010. Aprovechamiento de las propiedades funcionales del jengibre (*Zingiber officinale*) en la elaboración de condimento en polvo, infusión filtrante y aromatización para quema directa. *Revista Politécnica*. 29: (1), 60-69.
- Aguirre, V., A. Orihuela., R. Vázquez. 2004. Comportamiento de algunas variables usadas como un procedimiento para estimar la capacidad sexual (fertilidad) del carnero. *Investigación Agropecuaria*. 1(1): 81-85 pp.
- Aguirre, V., A. Orihuela., R. Vázquez, R. 2007. Effect of semen collection frequency on seasonal variation in sexual behavior, testosterone, testicular size and semen characteristics of tropical hair rams (*Ovis aries*). *Tropical Animal Health Production*. 39:271-277 pp.
- Albrecht U. 2012. Timing to perfection: the biology of central and peripheral circadian clocks. *Neuron*. 74: 246-260.
- Altman, RD., KC. Marcussen. 2001 Effects of a ginger extractor knee pain in patients with osteoarthritis. *Arthritis Rheum* 44, 2531-2538.
- Arellano Lezama, T. 2015. La nutrición y su efecto en las células testiculares del carnero. Colegio de Postgraduados. Tesis. México.
- Arguelles, R. I., Ma Á. Bonmatí. 2015. Melatonina, la hormona de la noche. *Revista Eubacteria. Especial de Cronobiología*. N° 33. 2015. ISSN 1697-0071.
- Arteaga-Castelán, J.D. 2007. Razas ovinas en México, Asociación Mexicana de Criadores de Ovinos. Pág. 1-32.
- Arroyo, J. 2011. Estacionalidad Reproductiva de la oveja en México. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*, 14 (2011): 829-845.
- Arroyo-Ledezma, J., Gallegos-Sánchez, J., Villa-Godoy, A., Berruecos, J.M., Perera, J., Valencia J. 2007. Reproductive activity of Pelibuey and Suffolk ewes at 19° north latitude. *Animal Reproduction. Science*. 102: 24-30 pp.
- Ávalos, R., S. J. González A., I. A. Vargas K., B. J. Herrera A. 2018. Recolección y manipulación seminal. Primera edición 2018. ISBN: PDF 978-607-28-1299-4.

- Avellaneda y Rodríguez, F., Grajales, H., Martínez, V., R. Vásquez. 2006. Determinación de la pubertad en corderos en el trópico alto colombiano por características corporales, calidad del eyaculado y valoración de testosterona. Universidad Nacional de Colombia. Programa Recursos Genéticos. Corpoica. 15 pp.
- Benavente, M. 2020. Endocrinología reproductiva del macho. Consultado el 23 de marzo de 2020.
- Benítez, D.M. 2011. Circunferencia escrotal y parámetros de calidad seminal en caprinos de las razas Boer, Anglo nubian y Criollos de la Provincia de Formosa. Universidad Nacional de Nordeste. Facultad de Ciencias Veterinarias. Tesis. Argentina.
- Bernardi, S., G. Brogliani., M.I. Oyarzabal. 2010. Estructura testicular y calidad seminal en ratones seleccionados por peso. *International Journal of Morphology*. 28(3): 673-680 pp.
- Blache, D., R. L. Tellan., L. M. Chagas., M.A. Blackberry., P.E. Vercoe., G. B. Martin. 2000. Level of Nutrition Affects Leptin Concentrations in Plasma and Cerebrospinal Fluid in Sheep. *The Journal of Endocrinology* 165 (3): 62537.
- Brandan, N. C., I. C. Llanos., J. M. Reyes., A. N. Rodríguez. 2011. Hormonas hipotalámicas e hipofisarias. Edición 2011.
- Bordbar H., T. Esmaeilpour., F. Dehghani., M.R. Panjehshahin. 2013. Stereological study of the effect of gingers alcoholic extracto on the testis in busulfan induced infertility in rats. *Int J Reprod Biomed* 11,276-272.
- Bustos Obregón, E., L. Torres-Díaz. 2012. Reproducción estacional en el macho. *International Journal of Morphology* 30 (4). Sociedad Chilena de Anatomía: 126679.
- Calvin, H. y J.M. Bedford.1971. Formation of disulphide bonds in the nucleus and accessory structures of mammalian spermatozoa during maturation in the epididymis. *J. Reprod. Fertil. Suppl.*, (suppl. 13): 65-75, 1971.
- Córdova-Izquierdo, A., J.A. Saltijeral Oaxaca., G. Ruiz L., V.M. Xolalpa C., S. Cortés S., S.D. Peña B., C.A Córdova J., M.S. Córdova-Jiménez., M. Méndez M., C.R. Huerta., MA. De L. Juárez M., J.E. Guerra L. 2010. Estrés oxidativo en gametos. REDVET. Revista electrónica de Veterinaria 1695-7504. 2010 Volumen 11 Número 07.
- Courot, M., R. Ortavant. 1981. Endocrine control of spermatogenesis in the ram. *J. Reprod. Fertil. Suppl.*,30:47-60, 1981.
- Dalia, AH. 2010. Effect of extracts of ginger rootsband cinnamon bark on fertility of male diabetic rats Rats. *J. Am Sci* 6, 940-947.
- Delgado Cásares, B. E. 2013. Evaluación espermática de semen de ovino tratado por la técnica de gradiente de densidad.
- Downing, J.A., R.J. Scaramuzzi. 1997. The effect of the insulin during the luteal phase of the cycle on the ovulation rate and on the plasma concentrations of LH, FSH, and glucose in ewes. *Theriogenology* 47: 747-759.

- Durán-Ramírez, F., H.A. Hernández-Gómez., Latorre-Neme. 2008. Fisiología de la reproducción en carneros. Manual de explotación y reproducción en ovejas y borregos. Grupo Latino Ltda (Eds). Colombia. 244-288 pp.
- El-Tohamy, MM., MS Kotp., WS El-Nattat., AH Mohamed. 2012. Semen Characteristics and Oxidative/ Antioxidati in Semen and Serum of Male Rabbits Supplemented with Antioxidants during Heat Stress. Iranian Journal of Applied Animal Science 2:175-183.
- Espitia-Pacheco, A., Montes-Vergara, D., Lara- Fuenmayor, D. (2018). Evaluation of testicular development and morphometrics measurements in Colombian hair sheep. *Agronomía Mesoamericana* 29(1):165-175 pp.
- Espinoza-Cervantes, R. y A. Córdova-Izquierdo. 2018. Efecto del estrés calórico y el estrés oxidativo en la función espermática de los mamíferos. *Revista Complutense Ciencias Veterinarias* 12(1) 2018: 27-39.
- Freenman, D. A., Zucker 2001. Refractoriness to Melatonin Occurs Independently al Multiple Brain Sites in Siberian Hamsters. *Proceedings of the National Academy of Sciencies of the National Academy of Sciences of the United States of America* 98 (11). National Academy of Sciencies: 644752.
- Gallegos-Sánchez, J., B. Delaleu., A. Caraty., B. Malpoux., J.C. Thiery. 1997. Estradiol acts locally within the retrochiasmatic are ato inhibit pulsatile luteinizing-hormone release in the female sheep during anestrus. *Biology of Reproduction*, 56: 1544-1549 pp.
- García, E. 2004. Modificaciones al Sistema de clasificación climática de Koppen. Instituto de Geografía, Universidad Autónoma de México.
- Garollia, A., M. Maiorino., A. Roverato., F. Roveri., A. Ursini. 2005. Oral carnitine supplementation increases spermmotility in asthenozoospermic men with normal sperm phospholipid hydroperoxide glutathione peroxidase levels. *Fertil Ste* 83, 355-361.
- Hafez, E. S. E., B. Hafez. 2002. Reproducción e inseminación artificial en animales. Séptima edición. McGrawhill. Pp 199-215.
- Hafez, E.S.E., Hafez, B. 2004. Reproducción e inseminación artificial en animales. México: McGraw-Hill Inteamericana, 2004.
- Herrera-Alarcón, J., Villagómez-Amezcu, E., González-Padilla, E., Jiménez-Severiano, H. (2007). Stereological Study of posnatal testicular development in Blackbelly sheep. *Theriogenology*. 68: 582-591 pp.
- Hamilton, TRS., MC Mota., L. Signori de Castro., P. Monken de Assis., A. F. Pérez., JD. SAF de Carvalho., GM Demarchi., T Muiño-Blanco., JA Cebrián-Pérez., M. Nichi., JA Visintin., AME Ortiz D. 2016. Evaluation of Lasting Effects of Heat Stress on Sperm Profile and Oxidative Status of Ram Semen and Epididymal Sperm. *Oxidative Medicine and Cellular Longevity* 16:1-12.
- Hamzehnezhad M., E.A. Hossein., A. Zakeri., S. Hejazi. 2019. The effect of ginger on testis of Broiler breeders. *Austral J Vet Sci* 51, 67-71.
- Hicks, J.J. 2001. Bioquímica. McGraw-Hill. México. 900 pp.

- Holdcraft, W.R., E.R. Braun. 2004. Hormonal regulation of spermatogenesis. *International Journal of Andrology*. 27:335-342.
- Hosseini J., A. M. Mamaghani., H. Hosseinifar., M. A. S. Gilani., M. Sepidarkish. 2016. The influence of ginger (*Zingiber officinale*) on human sperm quality and DNA fragmentation: A double-blind randomized clinical trial. *Int J Reprod BioMed* Vol. 14. No. 8.pp:533-540, August 2016.
- Hu, T., H. Zhu., W. Sun., H. Hao., X. Zhao., W. Du., Z. Wang. 2016. Sperm pretreatment with glutathione improves IVF embryos development through increasing the viability and antioxidative capacity of sex-sorted and unsorted bull semen. *J Integr Agric* 15:2326-2335.
- Huanca-López, W. 2014. Características clínicas, seminales y endocrinas en carneros sometidos al aislamiento escrotal. *Rev Inv Vet Perú* 2015; 26(4): 604-613.
- Illera, M. (1994). Reproducción de los animales domésticos. Madrid: AEDOS, 1994.
- Jahanian, E., NH Asadollahpour. y NK Moradi. 2014. Influence of oxidative stress on sperm quality in animal. *International Journal of Biosciences* 4:10-16.
- Johnson, L., M.E. Tatum. 1989. Temporal appearance of seasonal changes in numbers of Sertoli cells, Leydig cells, and germ cells in stallions. *Biol. Reprod.* 40:994-999, 1989.
- Jones, R., T. Mann y R. Sherins. 1979. Peroxidative breakdown of phospholipids in human spermatozoa, spermicidal properties of fatty acid peroxides, and protective action of seminal plasma. *Fertility and Sterility* 31:531-537.
- Kadirvel, G., S. Kumar., SK Ghosh y P. Perumal. 2014. Activity of antioxidative enzymes in fresh and frozen thawed buffalo (*Bubalus bubalis*) spermatozoa in relation to lipid peroxidation and semen quality. *Asian Pacific Journal of Reproduction* 3:210-217.
- Khaki, A., F. Fathiazad., M. Nouri., A. Afshin., C. Ozanci., M. Ghafari-Novin., M. Hamadeh. 2009. The effects of Ginger on spermatogenesis and sperm parameters of rat. *Iranian Journal Reproductive Medicine* Vol. 7. No.1.pp:7-12, Winter 2009.
- Lesson ST., Leeson CR. and Paparo AA.1990. Capítulo 16: Aparato reproductor masculino. En: *Texto Atlas de Histología*. Interamericana-McGraw-Hill. México, D.F. 635-667 pp.
- López, A., M. Regueiro., A. Castrillejos., R. Pérez. 2011. Morfología espermática en carneros: efectos del plano nutricional y de la época del año. *Agrociencia*, Departamento de Producción Animal y Pasturas, Facultad de Agronomía, Uruguay. pp. 150.
- Malpoux, B., C. Viguié., D.C. Skinner., J.C. Thiéry., P. Chimineau. 1997. Control of the circannual rhythm of reproduction by melatonin in the ewe. *Brain Research Bulletin*. 44: 431-438 pp.
- Mansour, H., E.A. Hossein., Z. Afshin., H. Sajjad. 2019. The effect of ginger on testis of Broiler breeders. *Austral J Vet Sci* 51, 67-71 (2019).
- Marina, S. 2003. Advances in the knowledges of spermatogenesis. 2003. Clinical implications. *Revista Iberoamericana de Fertilidad*. Vol. 20-n° 4 Julio-Agosto 2003.
- Márquez-Orozco M.C. 1997. Aparato reproductor masculino: Espermatogenesis. En: *Biología del desarrollo*. Ed. Márquez Orozco A. Edit. UNAM. P. 55.

- Martin, G.B., D. Blache., D. W. Miller., P.E. Vercoe. 2010. Interactions between nutrition and reproduction in the management of the mature male ruminant. *Animal*. 4(7): 214-226 pp.
- Maza-Gamboa, J., Navarrete-Sierra, L.F., Aguilar- Loría, A., Zamora- Bustillos, R., Magaña-Sevilla, H. 2015. Calidad seminal en ovinos Pelibuey con inclusión de *Hibiscus rosasinensis* en la dieta. Universidad De La Salle Bajío León, Guanajuato, México. *Nova Scientia*, 7(15): 33-48 pp.
- Mejía-Villanueva, O., D. Ramos C., J. Rivera-Rebolledo, R. Ordáz-López., M. Palma-Irizarry. 2008. Congelación de semen de borrego Cimarrón (*Ovis canadensis mexicana*) obtenido mediante electroeyaculación o post-mortem: Perspectivas en Zoología Mexicana. Fondo Editorial UJAT. 1ª ed. 2008. 205-215.
- Mellisho, E. 2010. Manual de laboratorio de reproducción animal. URL: <http://tarwi.lamolina.edu.pe/~emellisho/reproduccionarchivos/practica%204-eval-semen.pdf>. Consultada: 5-06-2015.
- Monecke, S., D. Sage-Ciocca., F. Wollnik., P. Pvet. 2013. Photoperiod Can Entrain Circannual Rhythms in Pinealectomized European Hamsters. *Journal of Biological Rhythms* 28 (4): 27890.
- Morakinyo, AO., OS. Adeniyi., AP. Arikawe. 2008. Effects of *Zingiber officinale* on reproductive functions in the male rat. *Afr J Biomed Res* 11, 329-334.
- Mundo Pecuario, Vol. II, N° 1,16-17, 2006.
- NORMA Oficial Mexicana NOM-062-ZOO-1999, Especificaciones técnicas para la producción, cuidado y uso de los animales de laboratorio.
- Ogutu, J., N. Owen-Smith., P. Hans-Peter., H. T. Dublin. 2015. How Rainfall Variation Influences Reproductive Patterns of African Savanna Ungulates in an Equatorial Region Where Photoperiod Variation Is Absent. Edited by Mathew S. Crowther. *PLOS ONE* 10 (8): e0133744.
- Olguín, C.G., G.M. Guiller., R.R.A. Zúñiga., P.A. Pasquetti. 2004. Antioxidantes y aterosclerosis. *Revista de Endocrinología y Nutrición* Vol. 12, No. 4 pp 199-206.
- Oliva, R. 2006. Protamines and male infertility. *Human Reproduction Update* 12: 417–435.
- Orihuela-Trujillo, A. 2014. La conducta sexual del carnero: Revisión. *Revista mexicana de ciencias pecuarias*. 5(1): 49-89 pp.
- Palacios-Moreno, N., González-Mendoza, D.F. 2012. Correlación entre diámetro testicular y calidad espermática en ovinos criollos del Municipio de Soracá, Boyacá. *Conexión Agropecuaria JDL*. 2(2): 45-55 pp.
- Panda, S., S. K. Nayak., B. Campo., J. R. Walker., J. B. Hogenesch., T. Jegla. 2005. Illumination of the Melanopsin. Signaling Pathway. *Science* 307 (5709): 600604.
- Pavón de Paz, I. 2020. *Sociedad Española de Endocrinología y Nutrición*. Citado en marzo 2020.
- Pérez, E. H. 2020. *Fisiología de la reproducción del macho*. Citado el 05 de abril del 2020.

- Perumal, P. 2014. Effect of Superoxide Dismutase on Semen Parameters and Antioxidant Enzyme of Liquid Stored (5°C) Mithum (*Bos frontalis*) Semen. *Journal of Animals*: 1-7.
- Prieto-Gómez, B., M. Velázquez-Paniagua. 2002. *Revista Facultad Medicina UNAM* Vol. 45 No. 6 Noviembre-Diciembre, 2002.
- Rekik, M.N., H. Lassoued., B. Salem M., M. Mahouachi. 2007. Interactions between nutrition and reproduction in sheep and goats with particular reference to the use of alternative feed sources. *Options Méditerranéennes*. 74: 375-383.
- Robinson, R.S., P.G.A. Pushpakumara., Z. Cheng., A.R. Peters., D.R.E. Abayasekara., D.C. Wathes. 2002. Effects of dietary polyunsaturated fatty acids on ovarian and uterine function in lactating dairy cows. *Reproduction* 124: 119-131.
- Rodríguez-Almeida, F. A., C. O. Ávila C., A. Anchondo G., A., B. Sánchez-Ramírez., J. A. Jiménez C. 2008. Capacitación espermática inducida por la conservación de semen de carnero diluido, refrigerado o congelado. *Agrociencia*, 42(4), 399-406.
- Salces-Ortiz, J., M. Ramón., C. González., MD. Pérez-Guzmán., JJ. Garde., O. García-Álvarez. 2015. Differences in the Ovine HSP90AA1 Gene Expression Rates Caused by Two Linked Polymorphisms at Its Promoter Affect Rams Sperm DNA Fragmentation under Environmental Heat Stress Conditions. *PLoS ONE* 10:1-19.
- Santiago-Moreno, J. A., Gonzalez-Bulnes., A. Gómez Brunet., A. del campo., R. Picazo., A. L. López Sebastián. 2000. Nocturnal Variation of Prolactin Secretion in the Muflon (*Ovis Gmelini Musimon*) and Domestic Sheep (*Ovis Aries*): Seasonal Changes. *Animal Reproduction Science* 64 (34): 211-19.
- Scaramuzzi, R.J., Campbell., B.K., Downing., J.A. Kendal., N.R. Khalid., M. Muñoz-Gutiérrez., M., Somchit A. 2006. A review of effects of supplementary nutrition in the ewe on the concentrations of reproductive and metabolic hormones and the mechanisms that regulate folliculogenesis and ovulation rate. *Reproduction Nutrition and Development*. 46: 339-354.
- Urviola, G. A. P., F.J.L. Riveros. 2017. *Revista Investigacion Altoandin*. Volumen 19 Numero 3: 319-336.
- Wang, Y., F. Chen, L. Ye, B. Zirkin, H. Chen, 2017. Steroidogenesis in Leydig cells. Effects of Aging and Environmental Factors. *Reproduction* 154:111-122.
- Yiyan W., C. Fenfen., L. Ye., B. Zirkin., H. Chen. 2017. Steroidogenesis in Leydig cells: effects of aging environmental factors. *Reproduction (Cambridge, England)*, 26 Jul 2017, 154(4): R111-R122.