

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL

DEPARTAMENTO DE CIENCIAS MÉDICO VETERINARIAS



**Uso de diferentes concentraciones de ácido glutámico sobre la morfología
espermática del semen refrigerado de ovino**

Por:

Josué Jair Sánchez Vidaña

TESIS

Presentada como requisito para obtener el título de:

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

Torreón, Coahuila, México
Febrero 2026

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL

DEPARTAMENTO DE CIENCIAS MÉDICO VETERINARIAS

Uso de diferentes concentraciones de ácido glutámico sobre la morfología
espermática del semen refrigerado de ovino

Por:

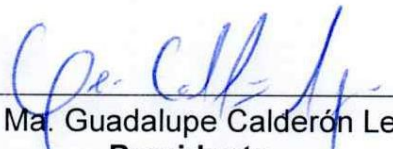
Josué Jair Sánchez Vidaña

TESIS

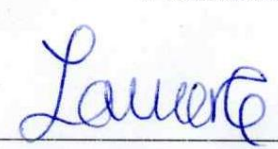
Que se somete a la consideración del H. Jurado Examinador como requisito parcial
para obtener el título de:

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

Aprobada por:


Dra. Ma. Guadalupe Calderón Leyva
Presidente


Dr. Alan Sebastián Alvarado Espino
Vocal


MC. Laura Gabriela Ibarra Compian
Vocal externo


Dr. Oscar Angel García
Vocal suplente


MC. José Luis Francisco Sandoval Elías
Coordinador de la División Regional de Ciencia Animal



Torreón, Coahuila, México
Febrero 2026

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO

UNIDAD LAGUNA

DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL

DEPARTAMENTO DE CIENCIAS MÉDICO VETERINARIAS

Uso de diferentes concentraciones de ácido glutámico sobre la morfología
espermática del semen refrigerado de ovino

Por:

Josué Jair Sánchez Vidaña

TESIS

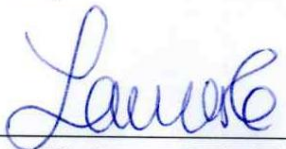
Presentado como requisito parcial para obtener el título de:

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

Aprobada por el Comité de Asesoría:


Dra. Ma. Guadalupe Calderón Leyva
Asesor Principal


Dr. Alan Sebastián Alvarado Espino
Coasesor


MC. Laura Gabriela Barra Gompian
Coasesor


MC. José Luis Francisco Sandoval Elías
Coordinador de la División Regional de Ciencia Animal



Torreón, Coahuila, México
Febrero 2026

AGRADECIMIENTOS

Primeramente, agradecido con Dios por iluminarme en esta etapa universitaria en la cual aprendí muchísimas cosas, por protegerme y cuidarme en todas las aventuras que pasé en este tiempo.

A mis padres y hermanos que siempre me apoyaron en todas mis decisiones y me guiaron por el buen camino y me hicieron ver la vida de diferente manera.

A mi querida Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro Unidad Laguna por permitirme ser parte de sus estudiantes y por ser el lugar donde pude conocer a tantas personas que gracias a cada una de ellas aprendí cosas diferentes.

A todos los maestros que fueron parte de mi formación, principalmente a mi asesora la Dra. Ma. Guadalupe Calderón Leyva por siempre apoyarme en este proyecto tan importante para mí titulación.

DEDICATORIA

Este proyecto se lo dedico principalmente a mis padres Amancio Sánchez y Piedad Vidaña por ser mi principal apoyo sobre todas las cosas, que en todo momento estuvieron para apoyarme, escucharme y darme ánimos cuando me estaba rindiendo, por darme un gran ejemplo de fortaleza y perseverancia agradecido por siempre.

A mis hermanos Reyna, Lizbeth, Eduardo, Briseida, mis cuñados y sobrinos por siempre compartir de sus experiencias, sus consejos, su tiempo de hablarme y darme ánimos y siempre desearme lo mejor de la vida.

A mis primos que siempre me alentaron y me prestaron sus animales para practicar y poder experimentar; principalmente mi compadre Abraham Vidaña, por siempre estar cuando lo necesite, escucharme y darme consejos, que fueron de muchísima ayuda en este tiempo de tomar importantes decisiones.

A todos los amigos que conocí gracias a la UAAAN por hacerme pasar momentos muy agradables y divertidos, en especial a José Flores y mi compadre Fernando Cano por tantas aventuras que vivimos y seguiremos viviendo primeramente dios.

A todos los integrantes del equipo C.B.R. por darme la oportunidad de ser parte de su equipo y por ser el lugar donde conocí a una persona de suma importancia para este proyecto la M.C. Laura Ibarra, por la cual, fue posible este experimento y con la cual estoy infinitamente agradecido por haberme incluido en su proyecto y por siempre ayudarme resolviéndome dudas.

Agradecido con el MVZ. Luis Roberto López por haberme dado la oportunidad de trabajar en su clínica en donde aprendí muchas cosas y, principalmente tratar con dueños de nuestros pacientes y donde conocí a una persona de muchísima importancia en mi vida, mi novia Nadia Santillán, que es una persona espectacular porque siempre ha estado para ayudarme, apoyarme, escucharme y motivarme en tiempos difíciles.

INDICE DE CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS	i
DEDICATORIA.....	ii
RESUMEN	vi
ABSTRAC	vii
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. HIPÓTESIS	3
III. OBJETIVO	3
IV. REVISIÓN DE LITERATURA.....	4
1.1. Importancia de la ovinocultura	4
1.1.1. Nivel mundial.....	4
1.1.2. Nivel nacional	4
1.2. Reproducción en ovinos	5
1.2.1. Estacionalidad.....	5
1.2.2. Estacionalidad referente a la latitud	6
1.2.3. Anatomía del aparato reproductor del macho.....	7
1.2.4. Espermatogénesis	11
1.2.5. Parámetros Espermáticos	12
1.3. Conservación del semen	15
1.3.1. Uso de diluyentes.....	15
1.3.2. Tipos de diluyentes.....	16
1.4. Uso de antioxidantes para la conservación del semen	16
1.4.1. Tipos de antioxidantes.....	17
V. MATERIALES Y MÉTODOS	18
5.1. Ubicación del área de estudio	18
5.2. Animales y obtención de eyaculados.....	18
5.3. Evaluación del semen fresco	18
5.4. Dilución del semen.....	18
5.5. Evaluación después de la dilución	19
5.6. Refrigeración del semen.....	19
5.7. Evaluación del semen diluido refrigerado	19
5.8. Cómo obtuvimos la morfología (procedimiento, laminillas y cálculos)....	19

VI.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	22
VII.	CONCLUSIÓN.....	25

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Estacionalidad de acuerdo a la latitud en ovinos (Porras et al., 2003).	7
Figura 2. Corte transversal del testículo y sus partes (König y Liebich, 2005)	8
Figura 3. Aparato reproductor del macho ovino (König y Liebich, 2005)	9
Figura 4. Glándulas accesorias del aparato reproductor del carnero: 1-Uretra, 2-Vejiga urinaria, 3-Ducto deferente, 4-Ampula, 5-Glandula seminal, 6-Prostata, 7-Glandula bulbouretral (Boeta et al., 2018).	10
Figura 5. Diferentes características morfológicas anormales en espermatozoides (Llangoma, 2024).....	14
Figura 6. Tinción en laminilla de eosina – nigrosina de la muestra seminal	20
Figura 7. Principales anormalidades en los espermatozoides (WHO, 2021).	21

LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Porcentaje de morfología espermática (media $\pm$ ee) de acuerdo a las concentraciones utilizadas de ácido glutámico en semen refrigerado de ovino.....	22
---	----

LISTA DE GRÁFICAS

Gráfica 1. Morfología espermática de semen refrigerado adicionado con diferentes concentraciones (0,10, 20 y 30 μ l) de ácido glutámico.	24
---	----

RESUMEN

El objetivo evaluar el efecto de diferentes concentraciones de ácido glutámico sobre la morfología espermática del semen refrigerado de borrego Dorper. Este experimento fue realizado en la posta caprina de Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro – Unidad Laguna (25.5° LN, 103.3° LO). Se utilizaron dos borregos, cada borrego se extrajo dos veces por semana durante tres meses, la extracción se realizó mediante el uso de vagina artificial, al momento de terminar la recolección del semen se llevó al laboratorio, donde se mantenía en baño maría a temperatura de 37° C para enseguida evaluar el volumen y aspectos de calidad seminal (la viabilidad espermática, la concentración, la motilidad masal y el pH), enseguida se hace la dilución mediante el uso de Opticell (diluyente comercial), el cual, al momento de realizar la dilución tiene que estar a la misma temperatura que el baño maría donde se encuentra el semen, la dilución que se usó fue una relación 1:1, se divide la muestra seminal en cuatro porciones iguales, para enseguida agregar 10, 20, 30 µl/ml de ácido glutámico (concentración de 0.08 gramos por mililitro) y la cuarta parte será el testigo, a la cual, no se le adicionara ácido glutámico (0). Al semen que se añadió ácido glutámico en comparación con el semen sin ácido glutámico no presentó diferencia significativa entre las diferentes variables ($P>0.05$). La adición de diferentes concentraciones de ácido glutámico (0 µl, 10 µl, 20 µl, 30 µl) no influye sobre la morfología espermática del semen refrigerado de ovino.

Palabras clave: Ácido glutámico, Ovino, Morfología, Espermatozoide, Antioxidante

ABSTRAC

The objective of this study was to evaluate the effect of different concentrations of glutamic acid on sperm morphology in refrigerated semen from Dorper sheep. This experiment was conducted at the caprine station of Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro – Unidad Laguna (25.5° LN, 103.3° LO). Two rams were used, and the semen was collected from each ram twice per week over a three months period, semen collection was performed using an artificial vagina, immediately after collection, the semen was transported to the laboratory, where it was maintained in a water bath at 37°C in order to promptly evaluate volume and seminal quality parameters (sperm viability, concentration, mass motility, and pH). Subsequently, dilution was carried out using opticell (commercial diluent), which, at the time of dilution was maintained at the same temperature as the water bath containing the semen. The dilution ratio used was a 1:1, The semen sample was then divided into four equal portions, to which 10, 20, and 30 µl/ml of glutamic acid (concentration of 0.08 grams per milliliter) were added, while the fourth portion served as the control and received no glutamic acid (0). Semen supplement with glutamic acid showed no significant difference ($P>0.05$). compared to semen without glutamic acid. The addition of different concentration of glutamic acid (0 µl, 10 µl, 20 µl, 30 µl) did not influence sperm morphology in refrigerated ovine semen.

Keywords: Glutamic acid, Sheep, Morphology, Spermatozoa, Antioxidant

I. INTRODUCCIÓN

En México la crianza de ganado ovino va en aumento gracias a las adaptaciones que se están logrando realizar desde la mejora de los índices reproductivos e intervalos entre partos (González-Garduño et al., 2010). En la actualidad, existen sistemas de producción ovina que, gracias a su adaptabilidad y subsistencias logra una actividad rentable para los productores mexicanos (Arredondo, 2013).

Las razas de ovinos más sobresalientes en la actualidad en México son Romanov, Kathadin y Dorper, con el propósito de alcanzar un mejor rendimiento a la canal, conversión alimenticia e incremento de peso; al identificar las diferentes razas de ovinos podemos conocer más sobre los trabajos dirigidos hacia el área de mejoramiento genético (Vilaboa et al., 2010).

En las últimas décadas, se ha realizado el uso de la criopreservación de células sexuales masculinas, principalmente de los mamíferos, usado para el proceso de inseminación artificial (Sharafi et al., 2022).

Una de las biotecnologías reproductivas más importantes es la criopreservación, el objetivo de esta técnica es conservar los espermatozoides por un tiempo prolongado, esto facilita la promoción y distribución del material genético de animales altamente productivos (Ribeiro-Peres et al., 2014).

Está comprobado que el semen de bovino es más resistente a procesos de criopreservación en comparación al del ovino; se dice que el semen de carnero es altamente sensible cuando es expuesto a estrés térmico, osmótico, químico y mecánico, estos procesos llegan a influir en la morfología, viabilidad y motilidad del semen (Cardozo et al., 2009).

En el proceso de la criopreservación existen muchos factores que llegan afectar la viabilidad del semen, ya que, los espermatozoides están expuestos a diferentes crioprotectores que evitan los daños que se pueden presentar en la membrana celular, sin embargo, existen crioprotectores que pueden causar daños en la muestra seminal (Betancur et al., 2009).

En el mercado, existen diferentes tipos de diluyentes que ayudan a la criopreservación del semen, ya que, estos brindan un ambiente adecuado para los espermatozoides porque aportan energía y mantiene un pH adecuado; los diluyentes son conformados por diferentes sustancias como leche descremada, yema de huevo, crema esterilizada, fructuosa, glucosa, glicina, fosfato, citrato, hidroximetil-aminometano (Tris) (Sánchez et al., 2006).

El estrés oxidativo tiene efectos negativos sobre la calidad del semen y se pueden observar cuando se evalúa la concentración, viabilidad y movilidad, esto causa un gran problema directo en la reproducción (Puerta et al., 2019). Para evitar efectos de oxígeno-reactivas (ROS), es necesario el uso de antioxidantes como pueden ser los que se conforman de manera sintética como es trolox, se han usado análogos de la vitamina E y, de igual forma, se utiliza el ácido glutámico como proveedor de energía a los espermatozoides por medio de ATP (Susetyarini, 2015; Torres-Ruda et al., 2019).

II. HIPÓTESIS

El uso de diferentes concentraciones de ácido glutámico no modificará la morfología espermática del semen refrigerado de ovino.

III. OBJETIVO

Evaluar el efecto de diferentes concentraciones de ácido glutámico sobre la morfología espermática del semen refrigerado de ovino.

IV. REVISIÓN DE LITERATURA

1.1. Importancia de la ovinocultura

1.1.1. Nivel mundial

El humano logró domesticar a los ovinos hace aproximadamente 10,000 años, en Asia menor (Pliego, 2015). La crianza de ovinos está distribuida por todo el mundo, esto fue posible por su gran adaptabilidad a diferentes climas, relieves y tipos de vegetación. La ovinocultura se presta para producciones intensivas o de traspatio para producir recurso para la subsistencia de familia productora (Viana, 2008).

Se calcula aproximadamente que el consumo per cápita de carne de borrego en países desarrollados fue de 2.94 millones de toneladas en el año 2023 y, el de los países subdesarrollados fue de aproximadamente 14.29 millones de toneladas. Algunas de las personas que estudian este tema pronostican que el consumo de carne ovina para el año 2030 va a ser muy parecida a la del año 2023 (Carvajal y Duarte, 2024).

1.1.2. Nivel nacional

La ovinocultura en México es descendiente de diferentes razas españolas entre ellas la Lacha, Churra y Manchega, las cuales llegaron a este país en el segundo viaje de Colón en el año 1493 y, después se hicieron diferentes tipos de mezclas genéticas con diferentes razas que siguieron llegando a México de diferentes países. De esta manera y con el paso de los años, el número de cabezas de ovinos fue en aumento en los años 1526 por parte de los mismos españoles, ya que, ellos rentaban las tierras para pastorear sus corderos principalmente en lugares como la Ciudad de México, Coyoacán, Chapultepec y Cuajimalpa (Romero, 2005).

En los años 2000 a 2014, la producción de ganado ovino en México aumentó de 6.04 a 8.5 millones, esto representa un crecimiento de 28.94% en el inventario nacional. Siendo el Estado de México el mayor productor a nivel nacional con la cantidad registrada de aproximadamente 1.4 millones, que es igual al 16.31 %

de la producción nacional, posicionándose así el Estado de México en el primer lugar de producción de ganado ovino en pie y carne en canal; por otro lado, se posiciona el estado de Hidalgo como el mayor productor de lana (Hernández-Marín et al., 2017). Se presume que la producción de carne de ovino en México aumento 1.8 % en comparación al año 2022, superando el promedio de los últimos 10 años, la cantidad producida en el año 2023 fue de 68,451 toneladas, siendo los estados con mayor producción: Estado de México con 9,447 toneladas, seguido por el estado de Hidalgo con una producción de 6,853 y Veracruz con 6,030 (SADER, 2024).

En el año 2023 gracias a los datos recabados se presume una producción de ovinos de 8.8 millones a nivel nacional (SIAP, 2024). Si comparamos los resultados obtenidos por el año 2014 al 2023, la población de ovinos ha aumentado menos del 5% (3.4 %).

1.2. Reproducción en ovinos

1.2.1. Estacionalidad

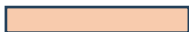
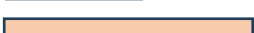
Los ovinos están clasificados dentro de un grupo de estacionalidad reproductiva, ya que, son poliéstricos estacionales de días cortos. Esto quiere decir que su actividad reproductiva está limitada por un periodo de tiempo ligado al número de horas luz (Muñoz, 2001).

La estacionalidad reproductiva es una adaptación de los animales que generalmente viven libres; este proceso se condiciona en los tiempos donde favorezca su selección natural y disminuir el impacto negativo del ambiente, donde se busca que sea buena temperatura, la humedad y una de las más importantes, disponibilidad de alimento de calidad, si estas características del ambiente se aseguran entonces la probabilidad de supervivencia de las crías será mayor. Estos tienen dos fases, una es anestro estacional (días largos), se caracteriza porque no hay presencia de ciclos estrales regulares, rechazo sexual de la hembra hacia el macho y/o ausencia de ovulación; la otra etapa es cuando

se activa su ciclo estral (días cortos), hembra presenta celo y posteriormente se lleva a cabo la ovulación; en el macho, la espermatogénesis se reactiva y el deseo sexual (Arroyo, 2011).

1.2.2. Estacionalidad referente a la latitud

Se ha demostrado que la latitud está relacionada con la estacionalidad, se consideran latitudes extremas = 35° de latitud norte o sur. A las razas ovinas de orígenes con estas latitudes se considera normal que pasen un anestro estacional mayor a los cinco meses y, en algunos casos, llegan a presentar hasta ocho meses de anestro, en cambio, razas originarias de latitudes menores a 35° suelen presentar un anestro no mayor a tres meses. Las diferentes razas ovinas se han dividido de acuerdo a su estacionalidad reproductiva, están las razas Rambouillet, Merino y Dorset, las cuales, se consideran de larga estacionalidad; las que cuentan con una estación reproductiva pequeña o restringida son las razas Southdown, Cheviot, Shropshire; Suffolk, Hampshire, Columbia y Corridale, estas razas se consideran de estacionalidad reproductiva intermedia (Porras et al., 2003).

Referencia	Lugar	Latitud	Raza	Periodo de anestro (mes)	Duracion del anestro (días)
				E F M A M J J A S O N D	
Dýrmundsson (1978)	Islandia (Hvanneyri)	64°34'N	Ovejas nativas		219
Wheelery Land (1977)	Escocia (Roslin)	~56°N	Finnish-Landrace		166
			Tasmania – Merino		181
			Scotish – Blackface		235
Land et al (1973)	Francia (Nouzilly)	47°30'N	Romanov		164
			Solognote		210
Thimonier y Mauleón (1969)	Francia (Jouy-en Josas)	48°30'N	Ile – de – France		179
			Prealpes		114
Rawlings Et al (1983)	E.U.A. (South Caroline)	~33° N	Western Whiteface		~91.5
Webstery Haresing (1983)	Inglaterra (Nottingham)	~53° N	Dorset – Horn		100
			Welsh – Mountain		183
Amir y Garcitua (1985)	Israel (Bet-Dagan)	~32° N	Finn – cross		152

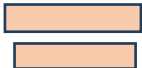
Saiz et al (1980)	España (Madrid)	~40° N	Manchega Manchega		114 97
Gonzalez et al (1980)	España (Badajoz)	39° N	Merino		~91.5
Ammar Khodja Y Brudieux (1982)	Argelia-Alger	36°30'N	Tamid		52

Figura 1. Estacionalidad de acuerdo a la latitud en ovinos (Porras et al., 2003).

1.2.3. Anatomía del aparato reproductor del macho

El sistema reproductivo del ovino es muy similar al de todos los mamíferos, dicho proceso está dirigido por el sistema nervioso central, el cual ejerce su control por medio del hipotálamo. El hipotálamo envía señalizaciones hacia la glándula pineal y la glándula pituitaria, estas glándulas se encargan de producir hormonas. La acción que hacen estos tres elementos que están integrados en el sistema reproductivo ejercen su función en las glándulas sexuales, que son los ovarios en la hembra y en el macho los testículos (Muñoz, 2001).

Cuando se quiere saber el potencial reproductivo de los machos, es de gran importancia saber la anatomía y fisiología del aparato reproductivo. El aparato reproductor del macho está compuesto por los testículos, conductos deferentes, epidídimo, ampollas deferentes, uretra, glándulas accesorias (próstata, glándulas seminales y glándulas bulbouretrales), pene y el prepucio (Rangel, 2023).

1.2.3.1. Testículos

Órganos sexuales con su principal funcionamiento sobre la producción de espermatozoides, estos desarrollan la función exocrina y también tienen la función endocrina, esto quiere decir que produce hormonas esteroideas (Galina y Valencia, 2008; Rangel, 2018). Cada uno de los testículos está conformado por los tubos seminíferos, células de Sertoli, células de Leydig o intersticiales y la rete testis (González et al., 2021).

Morfológicamente se aprecian dos diferentes estructuras que son, la túnica vaginal, que se encuentra cubriendo la gónada, también conocida como túnica albugínea; la otra estructura es el parénquima testicular, donde están los tubos

seminíferos. La túnica vaginal es una membrana fibrosa que manda señales hacia dentro del testículo, esta desempeña el trabajo de sostener el parénquima testicular donde están los túbulos seminíferos, dentro se encuentran las espermatogonias, estas tienden a ir cambiando hasta convertirse en espermatozoides (Galina y Valencia, 2008).

El encargado de proteger al testículo es el escroto y también ayuda a través de la túnica dartos, al igual que el músculo cremáster; la encargada de regular la temperatura para que se realice adecuadamente la espermatogénesis es la vena espermática (Galina y Valencia, 2008). La posición de los testículos dentro del escroto se presenta con el eje longitudinal hacia el cuerpo, los rumiantes tienen los testículos de forma pendulosa de parte del eje longitudinal vertical.

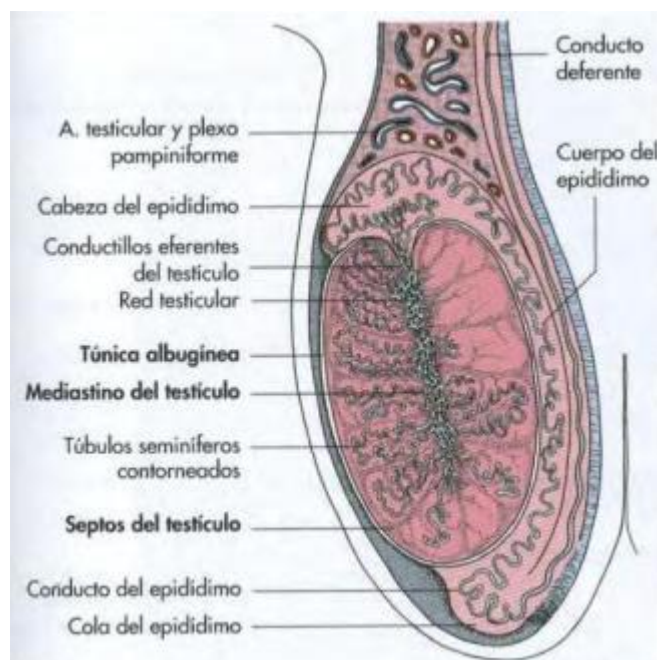


Figura 2. Corte transversal del testículo y sus partes (König y Liebich, 2005)

1.2.3.2. Epidídimo

Este está adherido al borde de inserción del testículo y pegado en la parte de su superficie lateral. Está dividido en tres partes, que son: cabeza, cuerpo y cola. Iniciando con la cabeza que está conectada con el testículo a través de los

conductos eferentes, también tejido conjuntivo y la serosa. El cuerpo está un poco separado, pero, es recubierto por una serosa, la cual hace que no se separe, esta forma una bolsa conocida como el seno del epidídimo. La cabeza está conformada a base de un conjunto de túbulos (10-12) que se juntan en un lóbulo y se unen para formar un único tubo (González et al., 2021).

La producción de espermatozoides se tiene que complementar con el epidídimo, ya que, en este lugar se lleva a cabo la maduración celular (Rangel, 2023). Esta se va adquiriendo progresivamente y de acuerdo como va recorriendo el epidídimo, iniciando por la cabeza y el cuerpo, mientras que la cola sirve de almacén, donde se alojarán los espermatozoides que ya son funcionalmente maduros, ya que, aquí existe un ambiente perfecto para mantener su viabilidad durante algunos días (Vargas-Velázquez y Jiménez-Severiano, 2016).

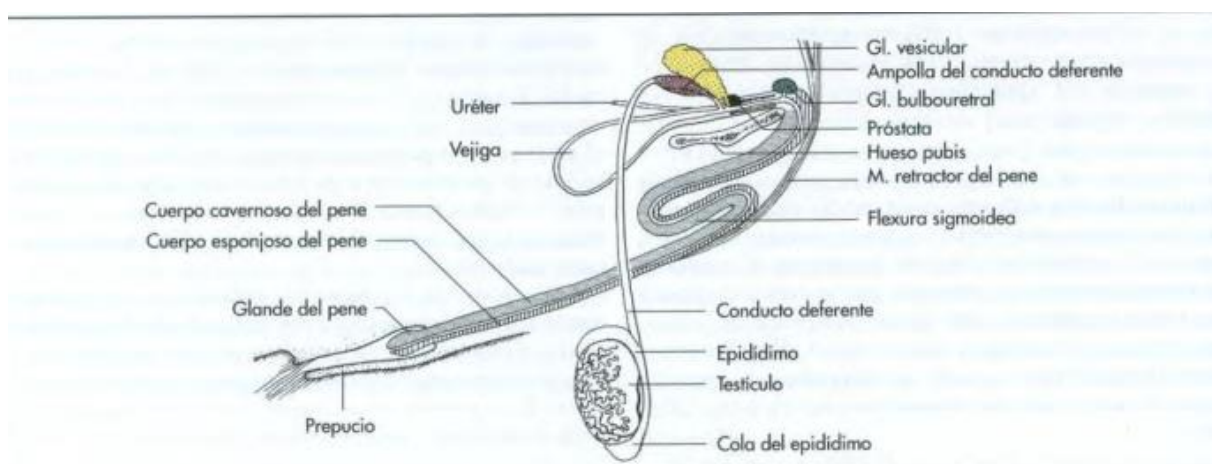


Figura 3. Aparato reproductor del macho ovino (König y Liebich, 2005)

1.2.3.3. Conducto deferente

Los conductos deferentes se encargan de trasladar los espermatozoides que se encuentran en la cola del epidídimo hasta la porción pelviana de la uretra, el conducto tiene o presenta una ampolla al final de su recorrido, donde se desempeña como almacenamiento espermático (Vaca, 2021).

1.2.3.4. Glándulas accesorias

En estas glándulas es donde se crea el plasma seminal, está compuesto por una parte líquida del eyaculado que funciona como el transporte de los espermatozoides, también tiene la función de limpiar la uretra y sirve como

coagulante después de la eyaculación (Rangel, 2018); el plasma seminal aporta diferentes nutrientes como son carbohidratos, proteínas, lípidos y minerales, los cuales tienen un efecto en la capacitación de los espermatozoides (Rueda et al., 2013).

Está conformada por tres tipos distintos de glándulas:

Glándula vesicular. Está conformada por un par de vesículas; en rumiantes el conducto excretor de esta glándula se pega antes de su desembocadura en el conducto deferente y así se forma el conducto eyaculador (Cervený et al., 2011).

Próstata. Glándula presente en los machos, esta es conformada por un segmento que se encuentra en la pared de la parte pélvica de la uretra (parte diseminada), otro segmento se encuentra por fuera de la uretra (cuerpo de la próstata). En el carnero solo se encuentra la primera parte conocida como parte diseminada (Cervený et al., 2011).

Glándula bulbouretral. Esta glándula está conformada por dos partes localizadas a los lados de la uretra pélvica junto al arco isquiático (González et al., 2021) (Rangel, 2018).

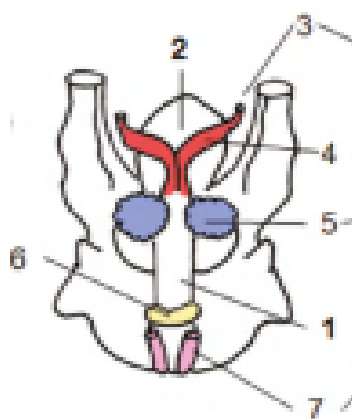


Figura 4. Glándulas accesorias del aparato reproductor del carnero: 1-Uretra, 2-Vejiga urinaria, 3-Ducto deferente, 4-Ampula, 5-Glándula seminal, 6-Próstata, 7-Glándula bulbouretral (Boeta et al., 2018).

1.2.3.5. *Pene*

Órgano de la copulación y encargado de expulsar la orina del macho. Este se divide en tres partes, la primera se denomina base, la segunda es el cuerpo y al final se encuentra el glande. La parte base está insertada en el arco isquiático. La parte más grande del pene es el cuerpo, el cual está conformado por la uretra peneana, la cual, está ubicada por la parte ventral, esta es rodeada por una capa de tejido eréctil, conocida como cuerpo esponjoso y otras dos partes de este tejido llamados cuerpos cavernosos, dorsales al cuerpo esponjoso (Rangel, 2023).

Los machos ovinos cuentan con un pene fibroelástico, el cual, tiene una flexura sigmoidea o también conocida como “S” peneana que tiene la función de darle extensión al momento de la erección, controlada por el músculo retractor del pene (Rangel, 2018).

Los carneros cuentan con una estructura que sobresale del glande conocido como proceso uretral, esta estructura es una extensión de la uretra peneana. La parte final del pene es el glande, esta parte es altamente sensible gracias a sus terminaciones sensitivas (Rangel, 2018) (González et al., 2021).

1.2.3.6. *Prepucio*

Se describe al prepucio como una invaginación de piel que cubre y protege al pene cuando no está erecto (Vaca, 2021).

1.2.4. **Espermatogénesis**

En los testículos se producen las células germinales a través de un proceso de divisiones mitóticas, originando espermatogonias. El desarrollo y la transformación de las células gaméticas del macho es conocida como espermatogénesis, proceso controlado por el eje hipotálamo – hipófisis – testículo, proceso cíclico que se desarrolla en los tubos seminíferos (González et al., 2018).

La primera fase del ciclo espermatogénico es la espermatocitogénesis, en esta fase se realizan divisiones mitóticas sucesivas de espermatogonias que darán origen a los espermatocitos primarios. Enseguida inicia la meiosis que corresponde a la segunda fase, donde los espermatocitos primarios tienen su división meiótica produciendo espermatocitos secundarios y después las espermátides (González et al., 2018; Zarco, 2023).

La tercera y última fase es la espermiogénesis es un proceso muy complejo, ya que, la espermátida tiene que pasar cambios nucleares, citoplasmáticos y morfológicos que, al finalizar da como resultado a los espermatozoides. Algunos de los cambios que tiene que pasar es la condensación del material nuclear, el cual forma un núcleo plano y denso, también se elimina el citoplasma para formar una célula pequeña, enseguida se forma el acrosoma o capuchón cefálico, la formación del cuello y la cola, conocida también como flagelo, el cual da motilidad al espermatozoide (Zarco, 2023).

1.2.5. Parámetros Espermáticos

1.2.5.1. Macroscópicos

Volumen

El eyaculado se puede calcular por medio del perímetro escrotal, ya que, a mayor tamaño de los testículos mayor es la producción de espermatozoides, por esto, se dice que el tamaño testicular está positivamente relacionado con la fertilidad (Sequeira, 2015). El promedio de eyaculado de los machos ovinos jóvenes ronda entre 0.5 ml y 0.7 ml, en ovinos adultos el volumen de eyaculado puede llegar hasta 2 ml (Hernández, 2018).

Color

En los ovinos el color del eyaculado suele ser de color lechoso o crema pálido. Cuando se presenta de color rosado demuestra la presencia de sangre y, si se torna de un color gris o café estos colores representan que existe una contaminación o puede ser una infección del tracto reproductivo (Vaca, 2021).

pH

Para identificar el pH del semen se tiene que agregar una gota del eyaculado sobre una tira reactiva de pH, en pocos minutos la tira hará reacción revelando algunos colores, al esperar un momento se compara la tira con los distintos colores que están indicados en la caja de las tiras reactivas de pH, el pH ideal del ovino es de 6.6 a 7 (Escudero, 2015; Castro et al., 2017; Vaca, 2021).

1.2.5.2. Microscópicos

Motilidad masal

Para calificar la motilidad masal se toma una muestra del semen sin diluir y se observa en microscopio con lente de 4 X, donde se observan remolinos que forman los espermatozoides de la muestra que se está evaluando (Vaca, 2021). Esta es medida subjetivamente con una escala de 0 a 5, 0 es cuando no se forman remolinos y 5 cuando se forman oleadas y remolinos que son fácilmente visibles al microscopio (González et al., 2018).

Motilidad individual

Se observan los movimientos de los espermatozoides de forma individual, la evaluación subjetiva es en un rango del 0 al 100 % (Vaca, 2021).

Concentración

En ovinos la concentración espermática es de 3.5×10^9 a 6×10^9 espermatozoides / ml. Para medir la concentración se puede utilizar hemocitometría, densimetría o espectrofotometría (Hernández, 2018).

Viabilidad

Esta evaluación se realiza para conocer los porcentajes de espermatozoides vivos y muertos. La eosina – nigrosina es un colorante usado para conocer la cantidad de espermatozoides vivos y muertos del eyaculado (Sepúlveda, 2018).

Morfología

Esta prueba se realiza para saber la calidad del semen, donde una cantidad muy alta mayor del 20 % de espermatozoides anormales es indicada como baja

calidad fértil. Los eyaculados de ovinos con 15 % o más de espermatozoides anormales no se usan en programas de IA (Hernández, 2018).

La fertilidad e infertilidad de un macho está estrechamente relacionada con las anomalías morfológicas espermáticas.

Las anomalías que se presentan en los espermatozoides se dividen en dos: anomalías primarias (cabezas o colas dobles, microencéfalos, macroencéfalo, cabezas angostas, cabezas sueltas anormales, gota citoplasmática proximal, flagelos enrollados) y anomalías secundarias (gota citoplasmática medial y distal, flagelo doblado simple) (Vaca, 2021).



Figura 5. Diferentes características morfológicas anormales en espermatozoides (Llangoma, 2024).

1.2.6. Principales causas de anomalías en los espermatozoides.

Existen diferentes causas por las cuales en el eyaculado se presentan espermatozoides anormales, en los cerdos las principales causas son la estimulación sexual antes de la colección, la salud de los reproductores, el estado nutricional, la frecuencia de la colección, las líneas genéticas y la edad. Estas circunstancias afectan el semen de forma indirecta o directa, como son cambios en el pH, volumen del eyaculado, anomalías espermáticas, integridad del acrosoma, motilidad y concentración espermática (Velásquez, 2014).

Algunos de los problemas más comunes es la producción de espermatozoides inmaduros, incluso con la producción espermática normal (Vargas-Velázquez y

Jiménez-Severiano, 2016). Esto es causado por la constante colección de los cerdos, lo cual produce daño en el patrón de secreción y reabsorción de los fluidos del epidídimo (Velásquez, 2014).

En los hombres las principales causas de anomalías espermáticas son resultado de una defectuosa espermatogénesis, también por patologías asociadas con el epidídimo, la fragmentación del ADN está íntimamente relacionada a defectos morfológicos (WHO, 2021).

Cuando se presentan aglutinaciones en el semen esto se puede atribuir a diferentes circunstancias, algunas pueden ser, la presencia de gel procedente de las glándulas bulbo uretrales, shock térmico por manipulación inadecuada, alta concentración espermática o contaminación del eyaculado por bacterias (Izquierdo et al., 2016).

Las anomalías presentes en la cabeza y en la pieza media (cuello), tienen origen en los testículos (durante la espermatogénesis), las gotas citoplasmáticas son causadas por un mal proceso de maduración, la cual tiene origen en el epidídimo, existen algunas anomalías causadas por el mal manejo del semen como puede ser la alta mortalidad del semen (Llangoma, 2024).

1.3. Conservación del semen

1.3.1. Uso de diluyentes

Los diluyentes seminales son soluciones acuosas con el objetivo de conservar una buena viabilidad y, a la vez, aumentar el volumen del eyaculado (Iglesias et al., 2021). Los diferentes tipos de diluyentes sirven para mantener un lugar ideal para los espermatozoides, mediante el cual se provee energía y protege de los cambios de temperatura. Esto se realiza con el propósito de que los espermatozoides no sufran daños cuando se hace el proceso de la congelación (Guerrero et al., 2009).

1.3.2. Tipos de diluyentes

Existen diferentes tipos de diluyentes que se usan para la criopreservación del semen fresco, refrigerado y congelado, los cuales están compuesto a base de leche descremada en polvo, yema de huevo, fructuosa o glucosa y tris o citrato (Escudero, 2015; Pérez et al., 2021).

1.3.2.1. Diluyentes Comerciales

Triladyl u Optidyl: estos diluyentes suelen ser muy variables, ya que, la presentación comercial está diseñada para agregar yema de huevo fresca y agua, la principal base de este diluyente es de TRIS, se dice que es un muy buen protector para el semen de los rumiantes (Amirat et al., 2005; Llangoma, 2024).

AndroMed: diluyente que se diferencia de los anteriores porque contiene antibióticos (Tilosina, Gentamicina, Espectinomicina, licomicina), también compuesto por: TRIS, ácido cítrico, agua de alta pureza, tampones, glicerina, azúcares, fosfolípidos antioxidantes. La yema de huevo no es usada en este diluyente (Galarza, 2013).

Optixcell: diluyente muy fácil de preparar ya que solo se agrega agua, es usado para diluir semen fresco y semen que será congelado en pajillas, se caracteriza por su conformación a base de liposomas sin proteína animal, mejora la motilidad del semen que ha sido descongelado, se comercializa en un frasco con una cantidad de 250 ml (Llangoma, 2024).

1.4. Uso de antioxidantes para la conservación del semen

Para prevenir los efectos de las especies oxígeno-reactivas (ROS) es indispensable usar antioxidantes, los cuales, ayudan en los procesos de criopreservación del semen, principalmente de los ovinos, ya que, cuentan con una membrana lipídica altamente sensible en comparación a otras especies. El uso de los antioxidantes en el semen del ovino aumenta la motilidad, mejora la integridad del acrosoma, se alarga el tiempo en el almacenamiento, reduce la degradación celular e incrementa la viabilidad (Torres-Ruda et al., 2019).

Los antioxidantes tienen una función muy importante que es la protección de células espermáticas y, también se encargan de dar electrones a moléculas que han perdido electrones, de esta manera provocan que no se presenten alteraciones en las moléculas de los lípidos, ADN espermático y proteínas (Rodríguez-Gutiérrez et al., 2021).

1.4.1. Tipos de antioxidantes

1.4.1.1. Trolox

Es un antioxidante análogo de la vitamina E, este antioxidante es soluble en agua y es usado en diferentes sistemas celulares para impedir los efectos del ROS. Se ha comprobado que el uso del trolox ha mejorado la viabilidad de los espermatozoides del semen descongelado de ovino (Rodríguez-Gutiérrez et al., 2021).

1.4.1.2. Cisteamina

Antioxidante formado por tiol que se usa como excelente eliminador de radicales libres y contribuye a elevar la motilidad, funcionalidad de la membrana y viabilidad, también ayuda a bajar la peroxidación lipídica en el eyaculado del ovino (Torres-Ruda et al., 2019).

1.4.1.3. Crocina

Pigmento amarillo extraído del azafrán que funciona como antioxidante (glucosil éster de crocetina), este antioxidante es un carotenoide que es muy poco soluble en agua. Está demostrado que si se agrega en el medio de incubación del semen mejora la calidad de los espermatozoides de ciervo ibérico que han sido descongelados (Rodríguez-Gutiérrez et al., 2021).

1.4.1.4. Ácido glutámico

Un antioxidante esencial para mantener un semen de calidad es el ácido glutámico, el cual se encarga de la protección de su membrana plasmática ante el deterioro que causa la peroxidación lipídica. Los espermatozoides necesitan energía para tener buena movilidad, la cual se adquiere a través del ATP, este es producido por el glutamato (Susetyarini, 2015).

Cuando las cantidades de ácido glutámico en el semen son bajas, este tiende a afectar negativamente la fertilidad del macho. A lo largo del tiempo se han utilizado diferentes tipos de antioxidantes para criopreservar una gran cantidad de especies, uno de ellos es la glutamina, esta se encarga de inhibir la peroxidación lipídica y también regular el mecanismo osmótico (Ugur et al., 2020).

V. MATERIALES Y MÉTODOS

5.1. Ubicación del área de estudio

Este trabajo fue realizado en la posta caprina, ubicada dentro de las instalaciones de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro – Unidad Laguna (25.5° LN, 103.3° LO).

5.2. Animales y obtención de eyaculados

Para realizar este experimento se utilizaron dos borregos adultos Dorper, los cuales cuentan con una condición corporal de 3.5 (calificados con una escala del 1 al 5) y una edad de 10 meses; de cada uno de los borregos se extrajo semen dos veces por semana durante tres meses, la extracción se realizó mediante el uso de vagina artificial y con la ayuda de una borrega en celo.

5.3. Evaluación del semen fresco

Al momento de terminar la recolección del semen de cada borrego se llevó al laboratorio, donde se mantenía en baño maría a una temperatura de 37° C, para luego proceder a evaluar el volumen y aspectos de calidad seminal (viabilidad espermática, concentración, motilidad masal y pH).

5.4. Dilución del semen

Cuando ya comprobamos que el eyaculado esté dentro de los parámetros espermáticos normales, se procedió a hacer la dilución mediante el uso del Opticell el cual es un diluyente comercial, este al momento que se realiza la dilución tiene que estar a la misma temperatura que el baño maría en el que se encuentra el semen, la dilución que se usó fue una relación 1:1, enseguida se

divide la muestra seminal en cuatro porciones iguales, posteriormente se le agregó 10, 20, 30 $\mu\text{l/ml}$ de ácido glutámico (concentración de 0.08 gramos por mililitro) y, la parte que sobró lo dejamos como testigo a este no se le agrega ácido glutámico (0).

5.5. Evaluación después de la dilución

Después de realizar la dilución es necesario evaluar la muestra seminal para comprobar que los parámetros aún se encuentren en un rango normal, por lo tanto, se verifica nuevamente la calidad seminal.

5.6. Refrigeración del semen

Se someten las muestras en refrigeración con una temperatura de 5 C° durante 4 horas.

5.7. Evaluación del semen diluido refrigerado

Después de la refrigeración se evalúa las muestras seminales con las diferentes concentraciones de ácido glutámico (0 μl , 10 μl , 20 μl , 30 μl) para comprobar que los parámetros aún se encuentren en un rango normal, por lo tanto, se verifica nuevamente la calidad seminal, para enseguida proseguir con las tinciones en las laminillas.

5.8. Cómo obtuvimos la morfología (procedimiento, laminillas y cálculos)

Para poder observar y contar los espermatozoides es necesario hacer una tinción de eosina – nigrosina, dicha tinción proporciona un fondo oscuro, lo cual nos facilita la identificación de células sexuales masculina normales o anormales. Esta tinción se realiza sobre un portaobjetos, en un extremo del portaobjetos colocamos una gota de la muestra seminal diluida, la cual es colocada con una micropipeta, de la misma forma agregamos sobre la muestra de semen una gota de la tinción eosina – nigrosina, se recolecta toda la muestra en la micropipeta, enseguida se expulsa con un movimiento lento, el propósito es homogenizar y evitar que se produzcan burbujas.

Cuando ya tenemos una gota de muestra homogénea en una de las extremidades del portaobjetos, otro portaobjetos limpio se coloca sobre la muestras de forma vertical para tomar un poco, enseguida se coloca aproximadamente medio centímetro adelante de la primera muestra para iniciar nuestro barrido, se coloca el portaobjetos en un ángulo de 45° y de un solo movimiento rápido y preciso se extiende la muestra a lo largo del portaobjetos; enseguida el portaobjetos con la muestra se deja secar al aire.

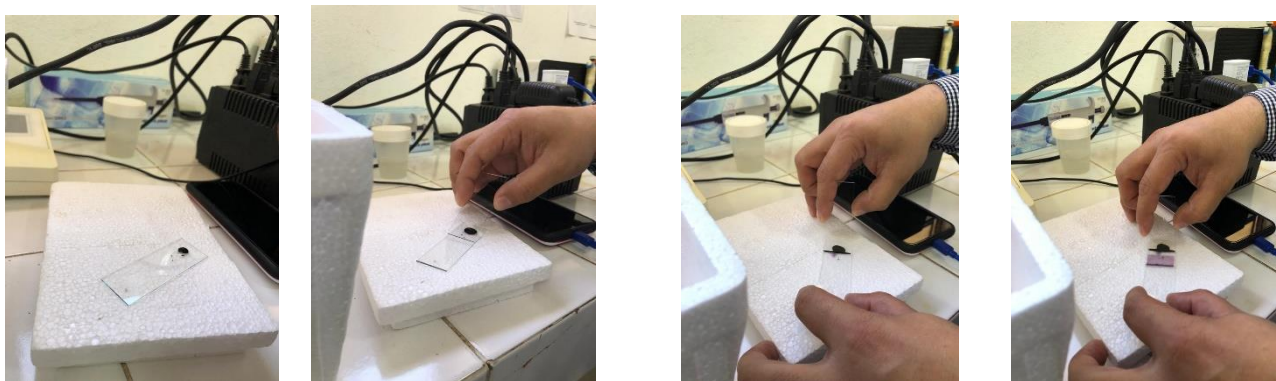


Figura 6. Tinción en laminilla de eosina – nigrosina de la muestra seminal

Para hacer el conteo de células llevamos el portaobjetos con nuestra muestra al microscopio binocular Lx400, para luego colocar en el lente de 40 X, se enfoca hasta observar los espermatozoides para iniciar la cuenta, se buscó un aproximado de 200 células sexuales masculinas en cada portaobjetos teñido. Para que un campo sea ideal una de las principales características es que las células se puedan apreciar claramente.

El total aproximado de 200 células conforman el 100% de la cuenta, donde se incluyen la clasificación de células normales que cuentan con dos partes que son cabeza-cuello y cola, estos tienen que estar libres de residuos citoplasmático. Todas las formas diferentes a las antes mencionadas se consideran anormales, existen los defectos de la cabeza, donde se incluyen los siguientes: cónica, piriforme, redonda sin acrosoma, amorfa, vacuolado; en los defectos en la pieza media se consideran los que presentan cuello doblado, inserción gruesa o muy

delgada y defectos en la cola que son cuando se presenta flagelo corto, doblado o enroscado, acuerdo a lo descrito por WHO (2021).

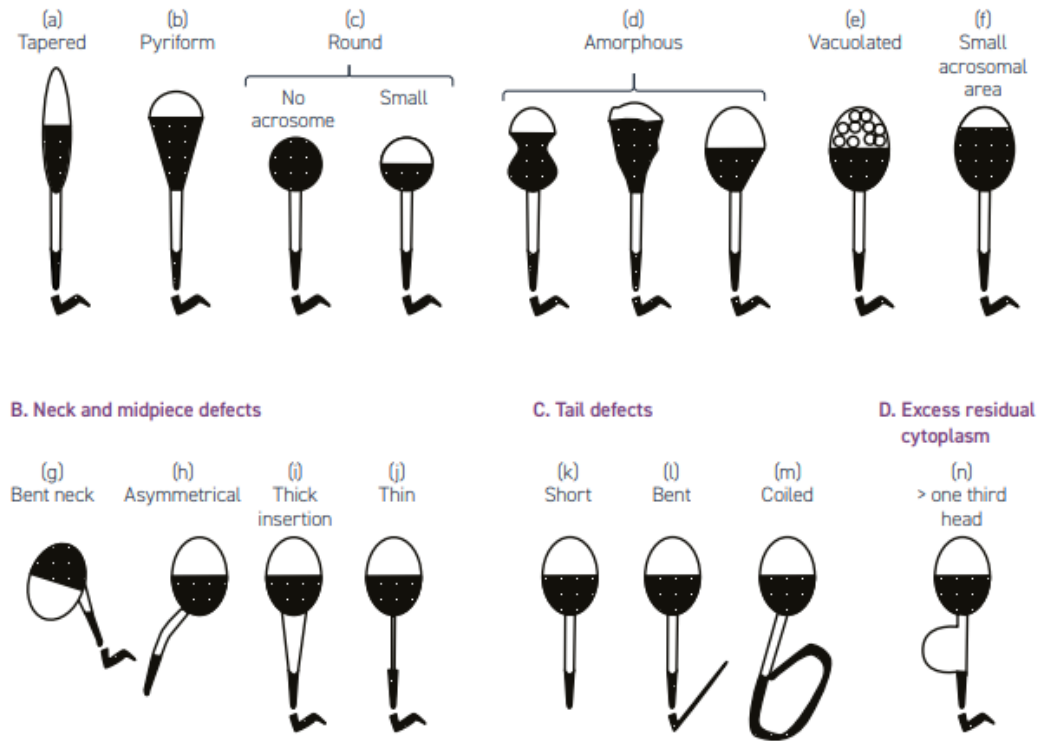


Figura 7. Principales anomalías en los espermatozoides (WHO, 2021).

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

En el Cuadro 1 se muestra la comparativa del semen refrigerado adicionado con diferentes concentraciones de ácido glutámico. Las células normales se observan con mayor porcentaje en el semen al cual se le agregó 30 µl de ácido glutámico (79.76 ± 1.9) y, el semen con adición de 10 µl, 20 µl, y sin adición presenta un menor porcentaje de células normales (79.22 ± 2.08), sin embargo, no se presenta diferencia significativa ($P > 0.05$). Lo anterior se puede atribuir al efecto antioxidante del ácido glutámico, Aitken y Baker (2004), mencionan que para prevenir el daño celular y el estrés oxidativo se puede utilizar el ácido glutámico ya que este puede mantener la actividad de las mitocondrias y ayuda a disminuir el daño en el ADN, por lo cual da como resultados aumento en la fertilidad.

Cuadro 1. Porcentaje de morfología espermática (media $\pm$ ee) de acuerdo a las concentraciones utilizadas de ácido glutámico en semen refrigerado de ovino

Concentración	NORMAL	ANOMAL	ANORMALIDADES			
			PILIFORME	LATIGO (Asimétrico)	ENROLLADO	CABEZA SUELTA
0	79.76 ± 1.9^a	20.24 ± 1.9^a	0.41 ± 0.2^{ab}	82.11 ± 3.6^a	12.85 ± 3.0^a	4.52 ± 1.3^a
10	78.23 ± 2.0^a	21.73 ± 2.0^a	0 ± 0^c	78.73 ± 4.5^{ab}	15.65 ± 4.1^a	5.62 ± 1.6^a
20	79.62 ± 2.2^a	20.38 ± 2.27^a	0.10 ± 0.0^{ab}	82.53 ± 3.6^a	13.50 ± 8.8^a	5.24 ± 1.4^a
30	81.82 ± 1.8^a	18.18 ± 1.81^a	0.64 ± 0.3^a	67.90 ± 4.7^c	23.14 ± 4.0^a	8.32 ± 3.5^a
Valor de P	0.652	0.652	0.059	0.0529	0.1724	0.660

^{a,b,c} Literales diferentes indican diferencias estadísticas ($P < 0.05$)

Se ha reportado que cuando existe una espermatogénesis defectuosa suelen presentarse anormalidades espermáticas (WHO, 2021). En referencia a las anormalidades, la presencia de espermatozoides piliformes es menor al 1% en cada una de las concentraciones evaluadas 0, 10, 20 y 30 (0.04). El semen al cual se le agregó 10 µl de ácido glutámico (0.1), presentó en menor medida esta característica, en comparación con las concentraciones de 0, 20 y 30 µl de ácido glutámico (0.1; $P < 0.05$).

Los espermatozoides con el latigo asimétrico, se presentan con menor porcentaje en el semen al cual se le agregó 30 μ l de ácido glutámico, en comparación con las concentraciones de 0, 10 y 20 μ l, las cuales cuenta con mayor porcentaje (67.90 ± 4.7 vs 81.13 ± 3.96 ; $P < 0.05$). La presencia de espermatozoides enrollados en el semen refrigerado no difiere entre las muestras a las cuales se les agregó ácido glutámico y a las que no (12.85 ± 3.0 vs 17.43 ± 3.7 ; $P > 0.05$). Llangoma (2024) menciona que cuando se presentan anomalías en la cabeza y en el cuello (pieza media), esto se origina en los testículos (durante la espermatogénesis), cuando hay un mal proceso de maduración se presentan las gotas citoplasmáticas, esto tiene origen en el epidídimo, por lo que se considera que las anomalías evaluadas son parte del proceso natural de la espermatogénesis.

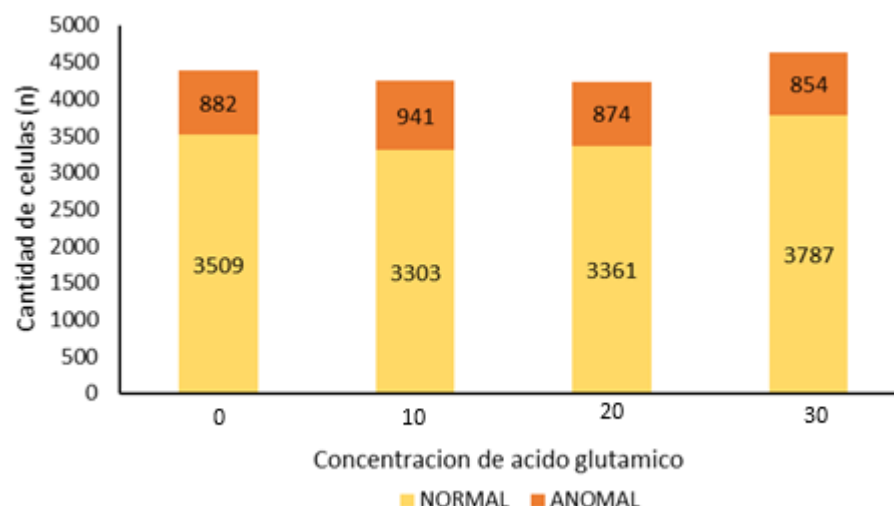
En el semen al cuál no se le agregó ácido glutámico se observó menor porcentaje (4.52 ± 1.3) de cabezas sueltas de los espermatozoides, en comparación con el semen adicionado con 10, 20 y 30 μ l en los cuales se observó mayor porcentaje (6.39 ± 2.21), sin embargo, no hay diferencia significativa ($P > 0.05$).

Y que dichas anomalías son parte de los problemas más comunes en la producción de espermatozoides inmaduros, incluso cuando la producción espermática es normal (Vargas-Velázquez y Jiménez-Severiano, 2016). Sin embargo, la presencia de espermatozoides decapitados, puede originarse debido a la manipulación incorrecta en el momento de correr la muestra de tinción con eosina–nigrosina.

En la Gráfica 1 se muestra el número de células normales y anormales evaluadas de las muestras de semen refrigerado con las diferentes concentraciones de ácido glutámico. La proporción de espermatozoides normales:anormales en las muestras con diferentes concentraciones de ácido glutámico y a las que no se les adicionó es similar ($79.9:20$ vs $79.7:20.24$; $P > 0.05$).

La fragmentación del ADN está íntimamente relacionada a defectos morfológicos (WHO, 2021). El semen de borrego es altamente sensible cuando es expuesto a

estrés térmico, químico y mecánico, estos procesos llegan a influir en la morfología, viabilidad y motilidad del semen (Cardozo et al., 2009).



Gráfica 1. Morfología espermática de semen refrigerado adicionado con diferentes concentraciones (0,10, 20 y 30 μl) de ácido glutámico.

Ibarra (2024) presume en su experimento en el cual utilizó el ácido glutámico en el semen de borrego Dorper, que este antioxidante puede mantener o incluso mejorar la motilidad espermática del semen refrigerado.

VII. CONCLUSIÓN

La adición de diferentes concentraciones de ácido glutámico (0 μ l, 10 μ l, 20 μ l, 30 μ l) no influye sobre la morfología espermática del semen refrigerado de ovino.

VIII. REFERENCIAS

- Aitken, R. J., & Baker, M. A. (2004). Oxidative stress and male reproductive biology. *Reproduction, Fertility and development*, 16(5), 581-588.
- Arredondo Ruiz, V. (2013). Caracterización morfológica del ovino pelibuey en Colima, México. *REPOSITORIO NACIONAL CONACYT*.
- Arroyo, J. (2011). Estacionalidad reproductiva de la oveja en México. *Tropical and subtropical agroecosystems*, 14(3), 829-845.
- Betancur, G. R., Araque, N. V., & Garcia, E. A. (2009). Criopreservación de semen canino y su aplicación en la inseminación artificial. *Revista CES Medicina Veterinaria y Zootecnia*, 4(2), 119-129.
- Cardozo, J., Grasa, P., Blanco, M. T. M., & Pérez, J. Á. C. (2009). Adición de proteínas del plasma seminal ovino durante la congelación del espermatozoide y efectos sobre su motilidad y viabilidad. *Ciencia y Tecnología Agropecuaria*, 10(1), 51-59.
- Carvajal Corzo, J. S., & Duarte Calderón, H. M. (2024). Alternativas para el aprovechamiento de vísceras de ganado ovino: una revisión sistemática de literatura.
- Castro Bedriñana, J. I., Chirinos Peinado, D. M., & Orellana Chirinos, J. A. (2017). Calidad del semen refrigerado de carneros Assaf y Blackbelly. *Revista de investigaciones veterinarias del Perú*, 28(3), 764-770.
- Cervený, C. König, H. E. y Liebich, H. –G. (2011). Anatomía de los Animales Domésticos. Órganos, sistema circulatorio y sistema nervioso. TOMO 2. 2ª. Edición. Editorial Médica Panamericana. Buenos Aires, Argentina. pp 119 – 134.
- Escudero Pozo, J. L. (2015). *Presentación de semen ovino mediante verificación y congelamiento lento, utilizando diferentes diluyentes comerciales* (Bachelor's thesis, Escuela Superior Politécnica de Chimborazo).

Galarza Lucero, D. A. (2013). Eficacia de dos diluyentes: tris+ lectina de soya (AndroMed) y tris+ yema de huevo (Triladyl), en la crioconservación de semen de toro de la raza Jersey en Cuenca-Ecuador.

Galina, C. Y Valencia, J. (2008). Reproducción de Animales Domésticos. 3ª. ed. Mexico: Limusa. 582 p.

González Santos, J. A., Ávalos Rodríguez, A., Vargas Ibarra, A. K., & Herrera Barragán, J. A. 2018. Recolección y manipulación seminal in vitro. Primera Edición. México. Pp 23 – 32

González, A., Vázquez, J. F., & Lucero, F. A. (2021). Fisiología de la reproducción y productividad en pequeños rumiantes. *ISBN-13*, 978-620.

González-Garduño, R., Torres-Hernández, G., & Arece-García, J. (2010). Comportamiento productivo y reproductivo de ovinos Pelibuey en un sistema de pariciones aceleradas con tres épocas de empadre al año. *Zootecnia Tropical*, 28(1), 51-56.

Guerrero, H., Huanca, W., Raymundo, F., Huerta, S., & Ramos, D. (2009). Uso de dilutores hipertónicos en la criopreservación de semen ovino. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 20(1), 41-46.

Hernández, R. (2018). Efecto del ritmo y frecuencia del eyaculado, sobre las características semifinales en ovinos de raza Katahdin. UNIVERSIDAD DEL PAPALOAPAN CAMPUS TUXTEPEC

Hernández-Marín, J. A. Valencia-Posadas, M. Ruiz-Nieto, J. E. Mireles-Arriaga, A.I. Cortez-Romero, C. Gallegos-Sánchez, J. (2017). Contribución de la ovinocultura al sector pecuario en México. *Agro productividad*, 10(3).

Ibarra Compian, L. G., (2024). Utilización del ácido glutámico para mejorar la motilidad del semen refrigerado de ovino.

Izquierdo, A. C., Gutiérrez, J. P., Hernández, W. M., Mancera, A. V., & Crispín, R. H. (2016). Obtención, evaluación y manipulación del semen de verraco en una unidad de producción mexicana. *Revista veterinaria*, 26(1), 69-74.

König, H. E., & Liebich, H. G. (2005). *Anatomía de los animales domésticos: órganos, sistema circulatorio y sistema nervioso*. Ed. Médica Panamericana, Pp 120 -121.

Llangoma Pingos, M. G. (2024). Efecto del uso de fosfolípidos de origen vegetal y animal en la calidad espermática de semen bovino fresco y descongelado.

Muñoz, C. (2001). REPRODUCCIÓN DE OVINOS: CONCEPTOS BÁSICOS, MANEJO Y BIOTECNOLOGÍA. *AVANCES EN*, 37.

Narud, B., Klinkenberg, G., Khezri, A., Zeremichael, TT, Stenseth, EB, Nordborg, A., ... y Kommisrud, E. (2020). Diferencias en la funcionalidad espermática y metabolitos intracelulares en toros Red Bull noruegos de fertilidad contrastante. *Theriogenology* , 157 , 24-32.

Pérez, J., Restrepo, G., & Usuga, A. (2021). Calidad de semen bovino diluido y congelado en un diluyente con caseinato de sodio. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 32(6).

Porras Almeraya, A., Zarco Quintero, L., Valencia Mendez, J. (2003). Estacionalidad Reproductiva En Ovejas, *Ciencia Veterinaria*

Puerta Suárez, J., Carvajal Obando, A., & Cardona Maya, W. D. (2019). Relación Entre Los Antioxidantes Y La Calidad Seminal. *Revista Cubana De Obstetricia Y Ginecología*, 45(2).

Rangel, L. (2018). Fisiología Reproductiva De Los Animales Domesticos. 1ª. Edición. Pp 11 - 22

Rangel, L. (2023). FISIOLOGIA REPRODUCTIVA DE LOS ANIMALES DOMESTICOS. Segunda edición. México. pp 11 - 22

Ribeiro-Peres, A., Munita-Barbosa, L., Yumi-Kanazawa, M., Mello-Martins, M. I., & Ferreira de Souza, F. (2014). Criopreservación de espermatozoides bovinos extraídos de la cola del epidídimo utilizando los métodos convencional y automatizado. *Archivos de medicina veterinaria*, 46(1), 31-38.

Rodríguez-Gutiérrez, I., Domínguez-Rebolledo, Á., Loeza-Concha, H., Castellanos-Zacarías, C., Tun-Moo, M., & Ramón-Ugalde, J. (2021). Efecto de los antioxidantes Trolox y Crocina sobre la criopreservación del semen de ovino Pelibuey. *Abanico Veterinario*, 10(1), 1-9.

Rueda, F., Garcés, T., Herrera, R., Arbeláez, L., Peña, M., Velásquez, H., ... & Cardozo, J. (2013). Las proteínas del plasma seminal incrementan la viabilidad espermática post-descongelación del semen de toros Sanmartinero. *Revista MVZ Córdoba*, 18(1), 3327-3335.

Sánchez, A., Cartagena, A., & Berland, M. (2006). Comparación del efecto de dos diluyentes sobre la fertilidad potencial de semen canino refrigerado. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 17(1), 01-07.

Sepúlveda, E. (2018). Manejo Reproductivo del Semental Bovino. UNIVERSIDAD AUTÓNOMA DE BAJA CALIFORNIA SUR Área de Conocimiento de Ciencias Agropecuarias.

Sequeira, L. T. (2015). Andrología e inseminación artificial. 1a ed. Managua. Pp 9 – 15

Sharafi, M., Borghei-Rad, S. M., Hezavehei, M., Shahverdi, A., & Benson, J. D. (2022). Cryopreservation of semen in domestic animals: A review of current challenges, applications, and prospective strategies. *Animals*, 12(23), 3271.

SIAP, SISTEMA DE INFORMACION AGRICOLA Y PECUARIA. (2024). Accesado el 16 de Diciembre del 2024. https://drive.google.com/file/d/1NXcDhaB63Z94wjRUVF6f_FK0Urv6cgvJ/view

Susetyarini, R. E. (2015). The level of glutamic acid in the semen of male white rat (*Ratus norvegicus*) after being treated with tannin of *Pluchea indica*. *Procedia Chemistry*, 14, 152-156.

Torres-Ruda, F., Manjarrez, C. I., Carvajal-Serna, M., & Grajales-Lombana, H. A. (2019). Efecto de la adición de antioxidantes en los diluyentes para la preservación de semen ovino. *Revista de Medicina Veterinaria*, (38), 101-109.

Ugur, M. R., Dinh, T., Hitit, M., Kaya, A., Topper, E., Didion, B., & Memili, E. (2020). Amino acids of seminal plasma associated with freezability of bull sperm. *Frontiers in cell and developmental biology*, 7, 347.

Vaca Reyes, J. S. (2021). Protocolo de evaluación reproductiva del macho ovino, en la unidad rural ovina de la Universidad de los Llanos, sede Barcelona.

Vargas-Velázquez, A. D., & Jiménez-Severiano, H. (2016). Estudio morfométrico de los epidídimos durante el desarrollo postnatal de corderos Barbados Blackbelly. *Revista mexicana de ciencias pecuarias*, 7(1), 53-68.

Viana, J. G. A. (2008). Panorama geral da ovinocultura no mundo e no Brasil. *Revista Ovinos*, 4(12), 44-47.

Vilaboa Arroniz, J., Bozzi, R., Díaz Rivera, P., & Bazzi, L. (2010). Conformación corporal de las razas ovinas Pelibuey, Dorper y Kathadin en el estado de Veracruz, México. *Zootecnia Tropical*, 28(3), 321-328.

World Health Organization. (2021). WHO laboratory manual for the examination and processing of human semen. In *Who laboratory manual for the examination and processing of human semen*.

Zarco, L. (2023). FISILOGIA REPRODUCTIVA DE LOS ANIMALES DOMESTICOS. Segunda edición. México. Pp 44 – 59