

Efecto del semen fresco y criopreservado en la eficiencia reproductiva en hembras caprinas

Effect of fresh and cryopreserved semen on reproductive efficiency in goat strands

Angie Marcela Chimbi Cordoba*

achimbi@ucundinamarca.edu.co

Deivy Nicolas Primiciero Gamboa*

dprimiciero@ucundinamarca.edu.co

*Universidad de Cundinamarca, Facultad de Ciencias Agropecuaria, Programa Zootecnia

Resumen

Las cabras (*Capra aegagrus hircus*) son animales poliéstricas estacionales, es decir que aumenta la receptividad sexual en la luz (fotoperíodo), lo que reduce en gran parte obtener altos porcentajes de preñez a lo largo del año; por ello se ha visto un aumento en el uso de biotecnologías reproductivas como la sincronización del estro, inseminación artificial (IA) y criopreservación del material genético, en conjunto con el conocimiento de la fisiología reproductiva de estos pequeños rumiantes, se ha permitido obtener una mayor eficiencia productiva dentro de los apriscos. Según las diferentes investigaciones muestran que al realizar inseminación artificial con semen fresco se obtiene (55,3-71,9 %) de preñez y con semen criopreservado (60-77,1 %), esto varía según el estado corporal, nutricional, raza, la forma de colecta de semen y preservación del material genético, esta última tiene gran relevancia ya que dentro de la técnica de (IA) y criopreservado, no se permite que el semen presente más del 30 % de anomalías espermáticas, siendo así, este debe ser descartado, debido a que durante el proceso de congelamiento los espermatozoides están expuestos a un estrés osmótico y oxidativo, peroxidación lipídica y formación de cristales de hielo generando daños estructurales por lo tanto, la suma de estas dos disminuye el porcentaje de efectividad en la preñez; por otro lado se debe tener en cuenta que el momento óptimo para realizar la (IA) es dentro de las 12 horas una vez detectado el celo, debido que pasado ese tiempo se reduce la liberación de (LH), en consecuencia se disminuye el porcentaje de efectividad a la hora de realizar la (IA).

Palabras clave: Caprinos, Preñez, Semen fresco, Semen criopreservado, Comparación.

Abstract

Goats (*Capra aegagrus hircus*) are seasonal polyestrous animals, that is, sexual receptivity increases in light (photoperiod), which greatly reduces obtaining high pregnancy rates throughout the year; For this reason, there has been an increase in the use of reproductive biotechnologies such as estrus synchronization, artificial insemination (AI) and cryopreservation of genetic material, together with the knowledge of the reproductive physiology of these small ruminants, it has allowed obtaining a greater productive efficiency within the pens. According to the different investigations, they show that when performing artificial insemination with fresh semen, pregnancy is obtained (55.3-71.9%) and with cryopreserved semen (60-77.1%), this varies according to the body, nutritional status, breed, the form of semen collection and preservation of the genetic material, the latter has great relevance since within the technique of (AI) and cryopreservation, the semen is not allowed to present more than 30% of sperm anomalies, thus, this should be ruled out, because during the freezing process the spermatozoa are exposed to osmotic and oxidative stress, lipid peroxidation and formation of ice crystals, generating structural damage; therefore, the sum of these two decreases the percentage of effectiveness in the pregnancy; On the other hand, it must be taken into account that the optimal moment to perform the (AI) is within 12 hours once the heat is detected, since after that time the release of (LH) is reduced, consequently the percentage is decreased. of effectiveness when performing the (AI).

keywords goats, pregnancy, fresh semen, cryopreserved semen, comparison

Introducción

Las cabras (*Capra aegagrus hircus*) es una especie poliéstricas estacional, se caracteriza por presentar una excelente adaptabilidad a diferentes zonas geográficas y una buena fertilidad y prolificidad, aun cuando se manejan en condiciones de pastoreo extensivo (1). Estos animales han sido aprovechados tradicionalmente para la producción de leche, carne, abono y pieles (2).

La reproducción en caprinos constituye un proceso complejo donde se conjugan todos los elementos de producción, la cual se ha visto afectada por varios motivos como las características raciales, edad, manejo nutricional, ambiente, genotipo y la presencia del macho dentro del rebaño (3,4). Todo esto, causa una baja eficiencia reproductiva que se verá reflejada en bajos índices de preñez (5).

Por lo tanto, es importante conocer los diferentes aspectos de la fisiología reproductiva tanto de la hembra como del macho en cada una de las diferentes razas, teniendo en cuenta su ubicación geográfica; ya que esto aportará información con el fin de implementar estrategias de manejo para incrementar la eficiencia reproductiva y productiva dentro del rebaño (6). Estos conocimientos permiten poner en uso las técnicas como la criopreservación del semen,

sincronización de estros e inseminación artificial (7).

La inseminación artificial (IA) junto con la criopreservación del semen son dos biotecnologías ampliamente utilizadas dentro de los sistemas de producción de pequeños rumiantes, ya que proporcionan una disminución en costos de manejo del macho y reduce la propagación de enfermedades de transmisión sexual (2, 8).

Por otro lado, el objetivo de la revisión literaria es determinar las formas de colecta, características del material genético y la comparación de la tasa de preñez al utilizar semen fresco y criopreservado, con la finalidad de establecer cuál sería la mejor alternativa para implementar en sistemas de producción caprina.

Reproducción en caprinos

Fisiología reproductiva

El aparato reproductor de la hembra está formado por una serie de órganos (Ovarios, oviductos, útero, cérvix, y vulva) (9, 10), este se encuentra suspendido en la cavidad pélvica por ligamentos que además de proveer un medio de sostén; permiten el paso de irrigación por medio de vasos sanguíneos y nervios (9). Los ovarios se consideran el principal órgano debido a que este tiene influencia en la formación de gametos

y en la producción de hormonas involucradas en la ciclicidad sexual y mantenimiento de la gestación (11).

En adición, el ciclo estral está dividido en dos fases: la fase folicular que comprende el proestro y el estro que puede oscilar entre 2 a 3 días y la fase luteal que puede ir de 12 a 14 días, que incluye el metaestro y el diestro. La fase folicular es el período donde se observa la aceptación del macho por parte de la hembra, esto puede durar entre 24 a 36 horas (12,13,14). La fase luteal es el periodo donde se forma el cuerpo lúteo (CL), considerado como una glándula endocrina transitoria que secreta la progesterona (P4), y culmina con la luteólisis (15).

Durante el ciclo estral la producción de hormonas está regulada por el eje pituitario-ovárico, hipotálamo-anterior. El hipotálamo produce la hormona liberadora de gonadotropina (GnRH) que induce a las células gonadotropas en la glándula pituitaria anterior a liberar FSH que induce el desarrollo de folículos ováricos que contienen un óvulo (16, 17) y LH que induce la ovulación de los folículos ováricos maduros de Graffian los cuales serán los más grande y dominantes (17) . Además, la LH induce a las células de la teca y de la granulosa del folículo ovárico a luteinizarse y formar un cuerpo lúteo

(CL) que produce progesterona. La progesterona es necesaria para el establecimiento y mantenimiento del embarazo (16).

Fisiología reproductiva del macho caprino

El aparato reproductivo del macho anatómicamente se compone de el escroto, testículos, epidídimo, ducto deferente, glándulas accesorias, pene y uretra (18). Cada parte que lo compone aporta con sus funciones exocrinas vitales de la reproducción. Los testículos están compuestos por túbulos seminíferos y células de Sertoli, células de Leydig (19), producen células espermáticas, es decir, se desarrolla la espermatogénesis y la producción de andrógenos (18). Los espermatozoides se desarrollan en los túbulos seminíferos que se conecta con el epidídimo y el ducto deferente, cuando llegan al epidídimo van hacia las glándulas accesorias, los cuales terminan en el ampulla y se agrega líquido seminal y finalmente se realiza la eyaculación por la uretra y pene (21)

La acción de la hormona liberadora de gonadotropina (GnRH), estimula en la hipófisis anterior la producción de la hormona luteinizante (LH) y la hormona folículo estimulante (FSH). En el macho, la LH actúa en las células de Leydig del testículo estimulando la síntesis de testosterona (22). La hormona luteinizante (LH), también es la encargada de la

evolución del espermatozoido secundario a inmaduro y del desarrollo testicular (23).

Los andrógenos son aquellos que pertenecen a la testosterona, androsterona y androstenediona, producidas por las células intersticiales en el órgano reproductor masculino específicamente dentro de los testículos (24). Las funciones son la estimulación del desarrollo de características masculinas; el comportamiento sexual y libido, estimulación de la espermatogénesis, regulación de la retroalimentación negativa sobre el hipotálamo e hipófisis de LH y FSH (25). Los niveles sanguíneos de testosterona, van incrementando, dependiendo del clima en donde se encuentran los machos, en climas cálidos hay una mayor liberación de testosterona, mientras que en invierno la testosterona decrece, por esta razón se procede a realizar las colectas del material genético cuando los machos cabríos presentan altos niveles de testosterona (1,26).

Colecta del material genético

La técnica de recolecta del semen es muy importante, puesto que determina en gran parte, la cantidad y calidad del semen. Dentro de las técnicas de colecta que se utilizan para esta especie, se encuentra el electroeyaculador y vagina artificial (27, 28). En los sistemas productivos esta última es la más utilizada, ya que permite obtener eyaculados con buena

concentración espermática y evita en gran medida el estrés en los animales (29).

Para coleccionar semen mediante vagina artificial (VA) los carneros necesitan de entrenamiento, y la manera más práctica es utilizar como estímulo hembras en estro y acostumbrar a los machos a la presencia y manipulación por parte del operario que llevara a cabo el procedimiento (29). La vagina artificial está elaborada en un tubo cilíndrico de unos 15 cm de longitud y 7 cm de ancho, este debe estar recubierto de un material suave preferiblemente de goma en el cual se introduce agua a 40 °C y aire a través de una válvula para aumentar la presión. En un extremo del cilindro se acopla un embudo de caucho que está unido a un tubo colector el cual está graduado 37 °C (30,31)

La técnica consiste en que un operador se posiciona al lado derecho del macho, una vez este intenta realizar la monta se desvía el pene tomándolo por el prepucio y se introduce suavemente en la vagina artificial y como respuesta al estímulo (temperatura y presión) este realiza la eyacuación (30,31)

La electroeyacuación (EE) es un método de colección seminal utilizada en machos que tienen relevancia genética o su material genético pasa por un proceso de criopreservación para después ser utilizado (29). Esta técnica consiste

en la estimulación por medio de una sonda rectal que genera unos impulsos eléctricos que estimula al sistema nervioso simpático desencadenando la eyaculación y la erección del pene (1); para realizar esta práctica es necesario que al animal se le realice corte de pelo del prepucio y un lavado en la zona genital. La sonda se lubrica antes de introducir en el recto del macho, se prosigue al estímulo eléctrico para así lograr la erección y eyaculación. Una vez retirada la sonda el pene vuelve a su lugar, esta práctica no debe de durar más de 5 minutos (28).

Características del semen caprino

El semen del macho es de color blanco grisáceo o amarillento logrando variar de un eyaculado a otro, aun siendo del mismo macho (32, 33). La presencia de otras coloraciones o sangre son indicativos de lesiones del pene que pudieron darse durante un mal procedimiento de la colecta del material genético (32).

El volumen promedio es de 1,2 ml, este depende de la edad, condición corporal del animal, frecuencia y método de colecta. La concentración espermática puede variar desde 2 hasta 6 mil millones de espermatozoides por mililitro (2, 33), cuando la consistencia es cremosa-espesa es un indicativo de una excelente calidad seminal, pero si esta tiene una consistencia a simple vista clara-acuosa o una

tonalidad entre blanquecino translucido, esto indica que no tiene una buena calidad seminal (2).

El semen de estos animales es altamente concentrado en plasma seminal en comparación con el volumen (18); por lo que es un problema al momento de la crioconservación, teniendo en cuenta que el plasma seminal participa en la protección, el mantenimiento y provee de energía a los espermatozoides (19). Aun así, se recomienda la eliminación al contener la glicoproteína lipasa (Busgp60) (20) producida en la glándula bulbouretral, debido a que esta proteína hidroliza la trioleína y los triglicéridos de los diluyentes de semen a base de leche y yema de huevo en ácidos grasos libres, que inhiben la motilidad y dañan las membranas espermáticas (20). Las membranas de los espermatozoides de cabra podrían reforzarse utilizando ciclodextrinas cargadas de colesterol (CLC) para reducir el daño inducido por el contacto prolongado con el plasma seminal (21).

Evaluación macroscópica del semen caprino

Dentro de los parámetros de valoración se tienen en cuenta el volumen del eyaculado, color y PH con la finalidad de poder clasificar la muestra del semen para determinar si es apto o no para poder realizar la inseminación artificial (IA) o almacenar material genético de alta calidad (2).

Volumen: Este parámetro se mide utilizando tubos falcón de recolección graduado, el promedio de volumen de eyaculado de esta especie es de 0,8-1.5 ml, dependiendo de la condición corporal del animal (2, 12, 68).

Color: Normalmente el color del semen de los caprinos es blanquecino amarillento o blanco grisáceo pudiendo variar de un eyaculado a otro, aun siendo del mismo semental (32), mientras que el semen que es de color rosado o blanco-traslucido, marrón y verdoso son señales de que el macho presenta alguna patología. Cuando se torna de un color gris es por alguna contaminación (2).

pH: El pH del semen caprino varía en un rango entre 6,7 y 6,8, normalmente el pH debería ser ligeramente mayor en el segundo eyaculado, esta medición se la realiza a través de un pH-metro digital, al momento de la extracción se debe colocar directamente una gota de semen en el pH-metro para realizar la lectura y determinar el valor del pH del eyaculado (32, 34).

Evaluación microscópica

Dentro de la evaluación microscópica se tiene en cuenta: la motilidad masal, motilidad progresiva individual, concentración y morfología espermáticas (35).

Motilidad masal: Se debe observar la cantidad y velocidad de movimiento de las ondas o remolinos que se forman en la superficie de la gota de semen, donde se evalúa a partir de una calificación de (0 - 5) (35). Cuando no se ven ondas y los espermatozoides no se mueven, se asigna un valor cero y así se van asignando valores hasta el valor más elevado calificación de (5) donde se observan ondas densas y con movimiento muy rápido (36).

Tabla 1. Evaluación microscópica de motilidad masal. Adaptada de (37)

| Valor | Clase | Descripción |
|--------------|--------------|---|
| 5 | Muy buena | Ondas densas de movimiento muy rápidas |
| 4 | Buena | Ondas y remolinos vigorosos, pero no tan rápidos |
| 3 | Regular | Ondas de movimiento lento |
| 2 | Pobre | No aparecen ondas, pero se ven movimientos espermáticos |
| 1 | Muy pobre | Muy pocos movimientos |
| 0 | Muertos | Sin movimientos |

Motilidad Individual progresiva:

Los espermatozoides deben presentar un desplazamiento energético, activo y rectilíneo en sentido de avance, el porcentaje que se acepta en programas de (IA) es del 60 % (2), debido a que un espermatozoide al no presentar un movimiento vigoroso de su flagelo es incapaz de atravesar el moco cervical de la hembra y mucho menos las envolturas del ovocito (38).

Tabla 2. Evaluación de la motilidad individual.
Adaptada (1)

| Clasificación | Porcentaje |
|----------------------|-----------------------|
| Muy bueno | 80-100 % |
| Bueno | 60-79 % |
| Regular | 40-59 % |
| Pésimo | Menos del 40 % |

Morfología espermática

Se distinguen tres partes, la cabeza que contiene los cromosomas que portan la información genética, seguido del cuello o pieza de conexión y la cola que es el órgano locomotor del espermatozoide. (32). Los espermatozoides del macho cabrío tienen una longitud de 60 μm , su cabeza mide unos 8 – 10 μm de longitud y 4 μm de ancho con 1 μm de grueso (33).

La morfología está relacionada con la motilidad espermática y se mide en porcentaje de espermatozoides con defectos de morfología, como máximo se acepta 20 a 30 % de atipias (43), en machos a los cuales una vez realizado la recolección seminal y posterior análisis morfológico que posean anomalías espermáticas superiores al 30 % deberán ser descartados ya que no son aptos para la reproducción (2).

Anomalías espermáticas

Las anomalías espermáticas se pueden clasificar según su origen, las anomalías primarias que se generan en el testículo durante la fase de espermatocitogénesis la cual está asociada a la estructura genética del individuo lo que causa anomalías del espermatozoide en su estructura como lo es la cabeza del espermatozoide va a presentar macrocéfalos, microcéfalos, dos cabezas, cabezas piriformes, doble pieza media, (39) estas no deben superar el 10 % (34).

Las anomalías de tipo secundario se desarrollan durante la fase de espermiogénesis y ocurren principalmente en el epidídimo por diversas causas ambientales incluyendo subnutrición, estacionalidad reproductiva y diversas enfermedades, donde se observan múltiples anomalías morfológicas en los flagelos (MMAF) donde se pueden observar flagelos doblados como ganchos, cortos o ausentes (39, 40). Las anomalías secundarias no deben ser superiores al 20 % y la suma total de estas anomalías no debe exceder el 25 a 30 % (34, 39).

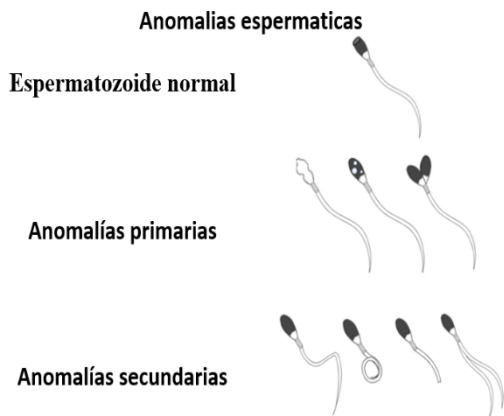


Imagen 1. Anormalidades comunes de los espermatozoides, adaptado (41)

Conservación del semen fresco y congelado

Los métodos de conservación de semen en cabras, aún no se ha desarrollado completamente y no se aplican de forma rutinaria comercialmente (42). Dentro de los métodos de conservación se encuentra la congelación o criopreservación, con la finalidad de almacenar caracteres de alto valor genético durante largos periodos, esto también reduce el costo a la hora de trasladar al reproductor y disminuye el riesgo sanitario (43, 44). Hasta el momento no se ha establecido un proceso de criopreservación estandarizado, aunque se han incluidos crioprotectores específicos para mejorar la supervivencia y la fertilidad de los espermatozoides congelados (45). Previo a la dilución del semen, es necesario retirar el plasma seminal, que se puede realizar por medio de centrifugado (46).

Así, el uso de diluyentes se emplea para preservar y proteger el material genético (semen) contra golpes durante el procesamiento y transporte. La calidad de un buen conservante para la preservación seminal debe contar con un medio que aporte energía a los espermatozoides, que los proteja de daños físicos, químicos y mantener un entorno adecuado para que los espermatozoides sobrevivan durante la criopreservación (47).

Según (48), los conservantes cumplen un papel vital en la preservación de los espermatozoides y sus parámetros de calidad como viabilidad, motilidad, integridad de la membrana y del acrosoma entre los conservantes más utilizados se puede encontrar la glicerina, yema de huevo, lecitina de soja, leche, ya que estos proporcionan energía y garantizan un entorno libre de microbios.

Estos conservantes espermáticos deben ser una solución isotónica, tener capacidad tampón, protección durante la congelación y descongelación y capaz de preservar la fertilidad de los espermatozoides (49).

En la criopreservación se presenta un abatimiento de la calidad de la célula que se manifiesta con una disminución de la motilidad y mortalidad espermática (50). Las membranas de los espermatozoides están expuestas a

tensiones mecánicas, térmicas y químicas por la termoestabilidad. Por ello, se ha demostrado que el colesterol exógeno incorporado en los espermatozoides mediante ciclodextrina refuerza la membrana (51). El semen debe diluirse en un medio apropiado que ofrece un entorno favorable para su longevidad y fertilidad (52). Igualmente, para optimizar el proceso de criopreservación, se han utilizado algunas medidas para reducir las criolesiones de los espermatozoides. Entre estos intentos, la selección de crioprotectores es uno de los aspectos importantes, incluidos los antioxidantes, oligosacáridos y bloqueadores de hielo naturales o sintéticos (53), proteínas anticongelante (AFP), ácidos grasos, suero animal, nanopartículas o aceites esenciales vegetales (54). El diluyente que se utilizado en la criopreservación de semen convencional es la yema de huevo (EY), que actúa como depósito de fosfolípidos y colesterol y ayuda a proteger la membrana plasmática y el acrosoma contra las lesiones relacionadas con la temperatura (55, 56).

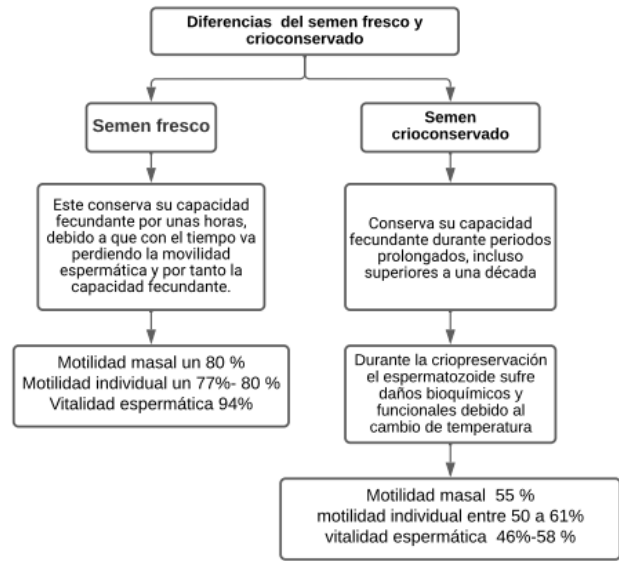


Figura 1. Diferencia entre semen fresco y criopreservado. Adaptado de (47, 50, 58)

Congelamiento del semen en pajillas

Una vez el semen se diluye se procede a envasar en pajillas de 0.25 cc o 0.50 cc extrayendo una gota para sellarlas con alcohol polivinílico en polvo. Después, se coloca sobre un soporte donde se introducen en agua en 4 °C durante 3 horas, se prosigue con la congelación en nitrógeno líquido a 2 cm, las pajillas deben de estar en diferentes alturas y tiempos, primero a 6 cm en 6 minutos, 4 cm en 4 minutos. Por último, se colocan en un porta pajillas que será introducido en un termo con nitrógeno líquido a una temperatura de -196 °C (48).

Descongelamiento y evaluación del semen

Para el descongelamiento de las pajillas estas se deben calentar en el agua a 35-37 °C, donde se extraerá la dilución para hacer la respectiva evaluación. Se debe colocar en baño maría por 30-40 segundos las pajillas de 0.25 ml y 0.5 ml., donde se seca y se corta para verter en tubo Eppendorf y conservar en baño maría para realizar las respectivas evaluaciones e inseminaciones (57).

Metodología

Se realizó la búsqueda de literatura en bases de datos como Scopus, Elsevier, Scielo de artículos, tesis y trabajo de grado, la búsqueda se realizó tanto en español como en inglés, con palabras clave como cabras, caprinos, porcentaje de preñez, semen fresco, semen congelado, semen crioconservado, esperma. Asimismo, se escogieron artículos relacionados y posteriormente se filtró los de mayor relevancia, puntuales e importantes.

Durante la búsqueda del efecto del semen fresco y crioconservado en la tasa de preñez en cabras, se pudo observar que las investigaciones se han enfocado en buscar métodos en cuanto a la preservación y calidad del semen con diferentes crioconservado junto con diluyentes donde solo se están enfocando en determinar cuál de estos

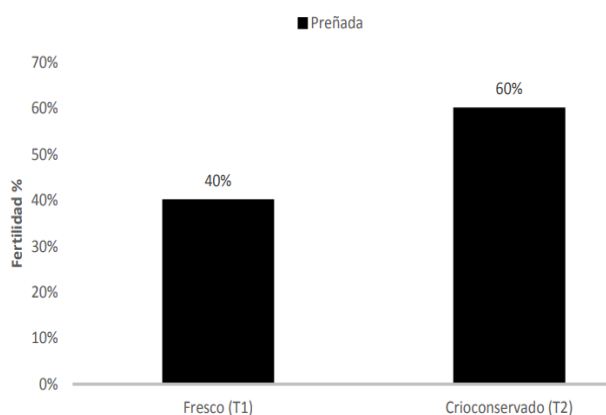
métodos tienen un comportamiento eficaz para la protección de los espermatozoides, pero no utilizan este material genético una vez preparado para inseminar cabras; lo cual dificulta determinar el porcentaje de preñez entre las dos técnicas.

Resultados

En un estudio realizado por (58) donde realizó la valoración de semen fresco y semen crioconservado de cabras Saanen en la Agropecuaria La Pampilla, Hacienda La Playa; obtuvo los siguientes resultados.

Tabla 3. Resultados de valoración de semen fresco y semen crioconservado en cabras Saanen, adaptado (58)

| Tipo de muestra | Fresco | Crioconservado |
|-----------------------------|-------------------------|----------------------|
| Prueba | Valores | |
| Motilidad individual | 80 | 75 |
| Vigor (0-5) | 3 | 3 |
| Vivos (%) | 78,66 | 88 |
| Morfología (%) | 89,78 | 85 |
| Concentración (Millones/cc) | 6273,3 x10 ⁶ | 93 x 10 ⁶ |



Grafica 1. Porcentajes de fertilidad en cabras de la raza Saanen con semen fresco (T1) y semen crioconservado (T2) (58).

En la gráfica 1 se evidencia que el (T2) fue superior al (T1), aun sabiendo que después de haber realizado la valoración espermática (tabla 3) la motilidad individual, porcentaje de espermatozoides vivos, morfología y concentración espermática fue inferior para semen crioconservado.

Por otro lado, la investigación realizada por (59), en la granja privada en Seferihisar ubicada en Turquía; donde se evaluó la eficiencia del uso de semen congelado en cabras de la raza Saanen en diferentes edades.

Obtuvo un porcentaje de preñez con semen congelado para el grupo 1 de 31,4 % y para el grupo 2 de 32,3 % (tabla 4).

Tabla 4. Éxito de la sincronización y tasas de preñez de los grupos de edad, adaptado (59).

| Edad | Grupo | Sincronización | | Preñez | | | |
|------|---------|----------------|----------------------|--------|-----------------------|----|---------------|
| | | n | Lo hace en estro (%) | n | Lo hace en preñez (%) | n | No embarazada |
| | Grupo 1 | 35 | 71,4 | 11 | 31,4 | 24 | 68,6 |
| | Grupo 2 | 31 | 63,3 | 10 | 32,3 | 21 | 67,7 |

(60) realizó un estudio en la granja de Investigación de Cabras Lecheras de la universidad de Universidad de Çukurova donde se utilizaron hembras de la raza alpina. Se utilizó monta natural con machos de buen desempeño e inseminación artificial con método intrauterino con semen crioconservado (61).

Tabla 5. Parámetros de reproducción de cabras alpinas inseminadas de forma natural y artificial (IA), adaptado (60).

| Parámetros | Monta natural | IA | PAG |
|---|---------------------------|---------------------------|-------|
| Tasa de preñez (cabras gestantes / sincronizadas) (%) | 93 ^a (28/30) | 70 ^b (21/30) | 0.041 |
| Tamaño de la camada (Nº de crías) | 51 | 45 | --- |
| Tasa de hermanamiento | 1.82±0.47 ^a | 2.14±0.24 ^b | 0.040 |
| Tasa de mortalidad (crías destetadas / nacidas) (%) | 2 ^a (1/51) | 4 ^b (2/45) | 0.034 |
| Peso de la camada al nacer (kg) | 3.83 ± 0.23 | 3.15 ± 0.11 | 0.230 |
| Peso de la camada al destete (kg) | 12.44 ± 1.25 ^a | 11.16 ± 1.39 ^b | 0.039 |

En la gráfica 1 se observa que el (T2) obtuvo un 60 % de preñez en comparación al (T1), el cual registró un 40 % de preñez. Estos valores no concuerdan con los reportados por (4, 62) donde establecen que por medio de inseminación

artificial con semen fresco se obtiene entre el 54-65 % de preñez.

(63) realizaron la observación en cabras Serranas sometidas a inseminación artificial con semen fresco y refrigerado, teniendo en cuenta la utilización de dos diluyentes donde obtuvieron tasas de preñez para semen fresco de 71,9 % y Refrigerado de 77,1 %.

(64) realizó un estudio en el área de Investigación de Pequeños Rumiantes del Instituto de Investigaciones en Ciencias Veterinarias de la Universidad Autónoma de Baja California; donde se utilizaron dosis de semen congelado importado de macho caprino de la raza Murciano Granadino en pajillas de 0.25 ml; para inseminar un grupo de cabras criollas, las unidades experimentales se dividieron de la siguiente manera 19 cabras de primer parto y 15 multíparas. Estas hembras fueron seleccionadas según su condición corporal, número de partos y edad, los resultados obtenidos para el grupo de cabras primerizas fue una tasa de concepción de 89.4 % para el grupo de cabras primerizas y un 71.4 % para el grupo de cabras multíparas.

El autor (5), evaluó la concepción con semen crioconservado, con 12 cabras en edad reproductiva, peso entre 33 y 45 kg y condición corporal de 2,5. Se realizaron análisis

microscópicos post descongelamiento de semen, se evaluó motilidad masal (75,83 %) individual (2,76 Pts.), células vivas (82,94 %) y muertas (17,06 %), morfología características normales (96,48 %) y anomalías espermáticas (3,51 %) (40).

En las mediciones experimentales para la parte reproductiva se evaluó la presencia de celo entre las 22-31 horas post finalización del protocolo observando celo en 12/12 cabras. En el diagnóstico de gestación se obtuvo 12/12 cabras con preñez lo cual corresponde al 100 %, valor superior al 60 % que obtuvo (58) utilizando semen crioconservado en su investigación.

Discusión

Los resultados obtenidos en cuanto a las variaciones en el porcentaje de fertilidad obtenidos por los distintos autores pueden estar condicionados por factores como lo menciona (58) donde señala que las condiciones ambientales, condición corporal de las hembras, tipo de instalaciones a su vez (58) establece que el bajo porcentaje de preñez con semen fresco se debe a que no se realiza la (IA) en el tiempo estipulado lo que pudo causar una disminución de la fertilidad. Como se observa en la (tabla 3) los porcentajes de preñez casi fueron idénticos, en este caso para que la (IA) tenga éxito se

recomienda analizar varias etapas como lo es la edad, la salud, la recolección y almacenamiento del semen (59).

(2) describe que el momento preciso para poner en prácticas estas tecnologías reproductivas en cabras nulíparas depende del peso y la condición corporal. Se recomienda que las cabras jóvenes tengan una condición corporal de (3 puntos) en una escala de 1 a 5. Es necesario ya sea para cabras nulíparas y primíparas realizar una evaluación en el sistema reproductivo con la finalidad de descartar trastornos congénitos (2).

En la (tabla 5), se observa que las tasas de preñez para las cabras apareadas naturalmente e inseminadas artificialmente fueron 93 % y 70 %, respectivamente. La tasa de preñez en cabras criadas naturalmente fue más alta que en cabras con IA. La tasa de gestación y el número de crías recién nacidos son los indicadores más importantes con los que evaluar el desempeño reproductivo en un sistema de producción animal (65).

La baja tasa de preñez y reproducción obtenida en el grupo de IA en relación con la reproducción natural realizado por (62) se debe a que, en el ensayo, la IA no se realizó en el tiempo óptimo, según (66) en programas de inseminación artificial, la inseminación se debe realizar a las 12 h detectado el celo pudiéndose

repetir 12 horas, después mientras que la hembra acepta la monta.

La disminución en el porcentaje de preñez al utilizar (IA), se puede deber a que durante el proceso de congelación del material genético los espermatozoides sufren diferentes tipos de estrés causado por el frío como el estrés osmótico y oxidativo, peroxidación lipídica y formación de cristales de hielo. Esto lleva a la reducción de la fertilidad porque afectan estructuras de la membrana celular, funciones de los orgánulos como mitocondrias, fragmentación del ADN y potencial de membrana (67).

Dentro de la morfología espermática observada por (2), las muestras espermáticas sin anomalías después del descongelamiento del semen crioconservado obtuvieron un 96,48 % y un 3,51 % de espermatozoides con anomalías, este valor se relaciona con los obtenidos por (26) donde encontró una morfología espermática normal del 96,63 % y un 1,13 % con anomalías.

Conclusiones

- De los estudios realizados por los autores hay una superioridad en la tasa de preñez, donde se evidencia que con la utilización de semen crioconservado se obtiene 65,7 % de efectividad aproximada, frente al semen fresco del

55,3 %, ya sea por monta natural o inseminación artificial, estos valores varían según el manejo y recolección del semen.

- Antes de realizar un protocolo de inseminación artificial se debe realizar una valoración corporal, procurando que los animales tengan una condición corporal (CC) entre 2-2,5 y en el periodo antes del parto deberá tener una condición corporal superior a 2,5 ya que esto garantizará que se exprese todo su potencial reproductivo; También hay que tener en cuenta factores como el manejo, la alimentación, sanidad y genética de estos animales, en la que se relacionan estrechamente para la obtención de mejores resultados.
- El tiempo de ejecución durante el procedimiento de IA, es un indicador del éxito y la eficiencia en programas de reproducción; un tiempo prolongado después de las 12 horas de detectado el celo tiene consecuencias en la disminución en el porcentaje de preñez debido a que comienza a disminuir la liberación de (LH), como reduce el porcentaje de efectividad a la hora de utilizar la IA.

Bibliografía

1. Guerrero Cruz Génesis Carolina (2021). TÉCNICA DE CRIOPRESERVACIÓN DE SEMEN CAPRINO, SANTA ELENA. Universidad Estatal Península de Santa Elena Facultad de Ciencias Agrarias. URL: <https://repositorio.upse.edu.ec/xmlui/bitstream/handle/46000/6376/UPSE-TIA-2021-0090.pdf?sequence=1&isAllowed=y>
2. HERNÁNDEZ PUYOL CATALINA MERCEDES (2020). EVALUACIÓN DE LA CONCEPCIÓN EN CABRAS UTILIZANDO SEMEN CRIO PRESERVADO. ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DE CHIMBORAZA FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS. URL: <http://dspace.esPOCH.edu.ec/handle/123456789/14228>
3. Ortiz M. (2018). Determinación de la tasa de preñez en cabras, (*capra hircus*), al utilizar dos protocolos de inseminación artificial con semen fresco. <http://www.repositorio.usac.edu.gt/id/eprint/10606>.
4. Mocé E, Lozano S, Granel M, Mocé M, Gómez E. (2020). Effect of the Refrigeration System on In Vitro Quality and In Vivo Fertility of Goat Buck Sperm. . <https://doi.org/10.3390/ani10122399>.
5. Dickson L., D'Aubeterre R., Reverón A., Baldizán A., García O., García M., Araque C, García G., Pérez G., Nouel G., Rincón J., Nieto S., Isakovich J., Armas W., Gómez G., López G., Ballarales P., González-Stagnaro C., Muñoz G., Cecilia Sánchez C. y Salas J.A., Manual de Producción de Caprinos y Ovinos. 3era Edición, Complejo Editorial Alfredo Maneiro, (2017), Caracas, Venezuela. URL: https://www.iga-goatworld.com/uploads/6/1/6/2/6162024/manual_de_produccion_caprinos_y_ovinos.pdf
6. Cueto Marcela, Lanari María Rosa, Paula Silvestre Macarena BrunoGalarraga, Fernández Jimena, Alejandro Gibbons (2021). Caracterización reproductiva del caprino Criollo-Neuquino. Archivos Latinoamericanos de Producción Animal. 2021. 29 (34). DOI: <https://doi.org/10.53588/alpa.293412>.
7. Davila, F., Muñoz, G. 2020. Reproduction in Small Ruminants. Animal Reproduction in

- Veterinary Medicine – intechopen. DOI: <http://dx.doi.org/10.5772/intechopen.93481>
8. Anchatuña C. (2017) Efecto de distintos tiempos de equilibrio sobre la calidad espermática pre y post-congelación de semen bovino de toros reproductores holstein friesian. Maestría. Facultad De Medicina Veterinaria Y Zootecnia, Universidad Central Del Ecuador. URL: <http://www.dspace.uce.edu.ec/handle/25000/10145>
 9. García Rodríguez Ana Karla, Yaoska Zeledón Yenifer (2020). Manual de manejo y técnicas reproductivas de la especie caprina. UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA FACULTAD DE CIENCIA ANIMAL. Trabajo de grado. <https://repositorio.una.edu.ni/4336/1/tn153g216.pdf>
 10. LLANOS CRUZADO CÉSAR ENRIQUE (2019). FRECUENCIAS PATOLÓGICAS DEL APARATO REPRODUCTOR DE OVINOS GESTANTES SACRIFICADAS EN EL CAMAL MUNICIPAL DE CAJAMARCA. UNIVERSIDAD NACIONAL DE CAJAMARCA FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS. Tesis. <http://hdl.handle.net/20.500.14074/4042>
 11. Vicuña España Yanellis Marisol (2020). Caracterización morfológica y faneróptica de la cabra criolla (*Capra hircus*) del bosque seco del cantón Jipijapa. UNIVERSIDAD ESTATAL DEL SUR DE MANABÍ FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES Y DE LA AGRICULTURA. Trabajo de grado. <http://repositorio.unesum.edu.ec/bitstream/53000/3880/1/Tesis-final-SUSTENTACION%2093N.pdf>
 12. Alvarado García Paola; Torres Cruz Mónica; Grajales Lombana Henry. (2021) Concentraciones de progesterona durante el ciclo estral en ovinos en el trópico colombiano (2021). <https://doi.org/10.21897/rmvz.2156>
 13. ALZUGARAY PERDOMO Irene María , SANCHEZ BARBEROUSSE María Pía (2020). ETAPA DEL CICLO ESTRAL Y RESPUESTA DE ESTRÉS AL AISLAMIENTO SOCIAL EN OVEJAS, <https://www.colibri.udelar.edu.uy/jspui/bitstream/20.500.12008/26126/1/FV-34222.pdf>
 14. Pérez Alina (2021). Causas de abortos en ovinos del departamento Avellaneda. <https://rid.unrn.edu.ar/bitstream/20.500.12049/7074/1/ALINA%20PEREZ%20trabajo%20final.pdf>
 15. Kraison A, Redmer DA, Bass CS, Navanukraw C, Dorsam ST, Valkov V, et al. Corpora lutea in superovulated ewes fed different planes of nutrition. *Domest Anim Endocrinol.* 2018; 62:16–23. <https://doi.org/10.1016/j.domaniend.2017.08.002>.
 16. González-Maldonado, J., Martínez-Moreno, E. A., DomínguezCaballero, J. F, Herrera-Corredor, C. A., & Gallegos-Sánchez, J. (2021). Reproductive management of the goat. *Agro Productividad.* <https://doi.org/10.32854/agrop.v14i8.2059>.
 17. Bazer Fuller W. Fisiología reproductiva de las ovejas (*Ovis aries*) y cabras (*Capra aegagrus hircus*) (2020) <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-817052-6.00011-2>
 18. González, Armando. (2021). Fisiología de la Reproducción y Productividad en Pequeños Rumiantes. Libro. URL: https://www.academia.edu/44956842/Fisiolog%C3%ADa_de_la_Reproducci%C3%B3n_y_Productividad_en_Peque%C3%B1os_Rumiantes.
 19. Matamoros, R. y Salinas. 2017. Fundamentos de fisiología y endocrinología en animales domésticos. Ediciones universidad de Santo Tomas, Santiago, Chile, Libro. ISBN 978-956-01-0410-6. 292 p.
 20. Leboeuf B , Delgadillo JA , Manfredi E , Piacere A , Clement V , Martin P , Pellicer M , Boue P , de Cremoux R. Gestión de la reproducción e inseminación caprina para la mejora genética en Francia reprod. Doméstico. Animación , 43 (Suplemento 2) (2008) , págs. 379 – 385. Doi: <https://doi.org/10.1111/j.1439-0531.2008.01188.x>
 21. Hafez, E.S. E., “Anatomy of Male Reproduction”, en *Reproduction in Farm Animals* (Baltimore, Maryland, EEUU. Lippincott Williams y Wilkins, 2016). ISBN: 978-1-118-71028-9 pp.1-12
 22. Ortiz L. G., “ESTRÓGENOS EN EL MACHO CABRÍO; EXPRESIÓN DE LA P450 AROMATASA, SÍNTESIS Y REGULACIÓN DE LA PRODUCCIÓN EN EL TESTÍCULO, (2017), CENTRO DE INVESTIGACIÓN Y DE ESTUDIOS AVANZADOS DEL INSTITUTO

- POLITÉCNICO NACIONAL, Mexico. <https://repositorio.cinvestav.mx/bitstream/handle/cinvestav/3331/SSIT0014816.pdf?sequence=1>
23. Smith L.B. & Walker W.H. 2015. Hormonal signaling in the testis. Knobil and Neill's physiology of reproduction, 4th edition. Elsevier Science & Technology Books, ISBN: 9780123977694
 24. Melmed K. S., Reed P. R., Kronenberg H. M. 2015. Endocrinology. William Text, 14th editions. Elsevier. Book. ISBN: 978-0-323-55596-8.
 25. Gardner, D. y Shoback, D., Greenspan's Basic and clinical endocrinology (Lange Clinical Medicine, 2016), décima edición. Book. ISBN-13: 978-1259589287
 26. Ramos Reyes Marco Aurelio, Domínguez, Rodolfo Lucio, Bedolla Cedeño Carlos y Córdova Izquierdo Alejandro (2022). Factores ambientales relacionados con la actividad reproductiva en caprinos. Revista. Volumen XXXIX N°414. ISSN 1852-317X.
 27. Hinojosa Benavides, Antonio René, Andía Salinas Carmen Thalia, Lunazco Gamboa Raúl, Katy Núñez Quispe, Ruiz Vilca Walter Miguel, Farfán Mauri Rubria, Valladolid Jhon Vitor (2019). Mirada retrospectiva a la inseminación artificial en ovinos. <https://doi.org/10.37073/puriq.1.01.14>.
 28. Mejía J. (2017) Evaluación pre y post congelación del semen obtenido con vagina artificial y electroeyaculador en el ganado criollo. Maestría. Universidad De Cuenca. <http://dspace.ucuenca.edu.ec/bitstream/123456789/26940/1/Tesis.pdf>
 29. Ulloa Ramones Luis Alejandro, Ulloa Ramones Diego Alberto (2020). Evaluación de los niveles de cortisol y testosterona durante el proceso de colecta de semen mediante electroeyaculador en carneros con y sin tranquilizante DOI: <https://doi.org/10.33262/cienciadigital.v4i2.1206>.
 30. Corrales Mafla Elizabeth, Bedoya Arcila Hilary, Echeverry López Juan Carlos (2020) Descripción de técnicas de criopreservación de semen canino. Universidad Tecnológica de Pereira, Trabajo de grado, <https://hdl.handle.net/11059/12695>.
 31. Muñoz Mejía Aldo Kevin, (2018), Estudio comparativo de tres diluyentes (Andromed, Triladyl y Citrato de Sodio con yema de huevo) en la preservación de semen caprino, UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO, tesis <http://repositorio.uaaan.mx:8080/xmlui/handle/123456789/45220>
 32. Ramos V., Comparación de tres dilutores en la crío-conservación y viabilidad espermática de semen caprino en la estación experimental tunshi.(Trabajo de titulación).Escuela Superior Politecnica de Chimborazo. Facultad de Ciencias Pecuarias. Carrera de Zootecnia. Riobamba-Ecuador, (2019) pp8,53. <http://dspace.espace.edu.ec/handle/123456789/13358>.
 33. Trujillo García, D. A. (2017). Criopreservación de semen caprino utilizando diferentes concentraciones de glicerol en el diluyente. Retrieved from <https://ciencia.lasalle.edu.co/zootecnia/358>.
 34. CANDIA ZAVALA VIRGINIA (2020). EVALUACIÓN EN TRES EXPENDIOS DE SEMEN CONGELADO COMERCIAL EN OVINOS. BENEMÉRITA UNIVERSIDAD AUTONOMA DE PUEBLA FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA. Trabajo de Grado. <https://repositorioinstitucional.buap.mx/bitstream/handle/20.500.12371/11712/20210225152010-2981-TL.pdf?sequence=2&isAllowed=y>.
 35. Moncayo P. (2016) Evaluación de la calidad seminal de reproductores bovinos antes y después del proceso de criopreservación. Maestría. Universidad Politécnica Salesiana de Quito. Repositorio. <http://dspace.ups.edu.ec/handle/123456789/11654>.
 36. Valverde Anthony, Barquero Vinicio, Carvajal Vanesa (2021). Biotecnología aplicada al estudio de la movilidad del semen porcino. , doi:10.15517/am.v32i2.40628.
 37. Vera J. (2016). Guía para la evaluación del semen de caprinos. Instituto nacional de tecnología agropecuaria. <http://DOI:10.13140/RG.2.1.2143.9125>
 38. Aybar Molina María Isabel (2021). Proteoma diferencial en espermatozoides y plasma seminal de conejo con diferente fertilidad. UNIVERSITAT POLITÈCNICA DE VALÈNCIA. Trabajo de grado. <https://riunet.upv.es/bitstream/handle/10251/171167/Aybar%20->

- %20Proteoma%20diferencial%20en%20espermatozoides%20y%20plasma%20seminal%20de%20conejo%20con%20diferente%20fertilidad.pdf?sequence=2
39. Borja Jaimes Uriel, (2018), Efectos de la raza, época del año y circunferencia escrotal sobre la calidad seminal en carneros, Universidad Autónoma del Estado de México, Toluca, México.
<http://ri.uaemex.mx/bitstream/handle/20.500.11799/110405/TESIS%20FINAL%20URIEL.pdf?sequence=5&isAllowed=y>.
 40. Y. Shen , F. Zhang , F. Li , X. Jiang , Y. Yang , X. Li, Las mutaciones de pérdida de función en QRICH2 causan infertilidad masculina con múltiples anomalías morfológicas de los flagelos espermáticos, *Nat. común* , 10 (2019) , pág. 433. doi: 10.1038/s41467-018-08182-x
 41. Orsolini Morgan F. Meyers Stuart A. Pouya Dini. (2021). An Update on Semen Physiology, Technologies, and Selection Techniques for the Advancement of In Vitro Equine Embryo Production: Section I.
<https://doi.org/10.3390/ani11113248>
 42. Bashawata M., B. Hensel, K. Müller y M. Schulzec, Cooled storage of semen from livestock animals (Part II): Camelids, goats, and sheep, *Animal Reproduction Science*, Vol. 234, (2021),
<https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2021.106855>.
 43. Ibarra F, Estevas C, Arricar V. (2017). Comparación entre la efectividad de la criopreservación clásica y la vitrificación seminal en chivos durante la estación no reproductiva.
<https://hdl.handle.net/20.500.12008/24904>.
 44. Duncan F. E., Eve Feinberg, Robert E. Brannigan, Maxwell Edmonds, Lauren Ataman, Teresa K. Woodruff, Chapter 33 - Fertility Preservation, *Yen and Jaffe's Reproductive Endocrinology (Eighth Edition)*, Elsevier, (2019), Pages 857-886.e6, ISBN 9780323479127.
 45. Chunrong Lv, Guoquan Wu, Qionghua Hong, y Guobo Quan, Criopreserva, Criopreservación de espermatozoides: estado del arte y futuro en pequeños rumiantes, *Biopreservación y biobancos* Vol. 17, No. 2 (2019) pp. 171-182.
 46. DARAMOLA, J.O. Effect of centrifugation on motility, sperm capacitation and acrosome reaction in soybean and avocado seed milk extenders of cryopreserved goat spermatozoa. *Agricultura Tropica et Subtropica*, v.50, n.1, p.13-18, 2017.
<http://repositorio.espe.edu.ec/handle/21000/26244>.
 47. Rekha, A., Zohara, B. F., Bari, F. Y., & Alam, M. G. S. (2018). Comparisons of commercial Triladyl and locally manufactured extenders for the chilling of semen and their effects on pregnancy rates after transcervical AI in Bangladeshi Indigenous (*Ovis aries*) sheep. *Animal Reproduction (AR)*, 13(4), 735–742. <https://doi.org/10.21451/1984-3143-AR733>.
 48. Ortega, M (2021). Estudio de antioxidantes como preservantes de semen caprino para mejorar los procesos reproductivos controlados. Trabajo de grado. URL: <https://repositorio.espe.edu.ec/bitstream/21000/26244/1/T-ESPE-046541.pdf>
 49. Kumar, N., Singh, K., Choudhari, A. R., & Gandhi, M. (2017). Impact of age on semen parameters in male partners of infertile couples in a rural tertiary care center of central India: A cross-sectional study. *Int J Reprod BioMed*, 15(8), 497–502. PMID: 29082368 - PMCID: PMC565391.
 50. Jian-Hua Qiu et al. Effects of glucose metabolism pathways on sperm motility and oxidative status during long-term liquid storage of goat semen. *Theriogenology*. (2016); 86 839–849. <https://doi.org/10.1016/j.theriogenology.2016.03.005>.
 51. Salmon V., Pierre Leclerc, Janice L. Bailey, Novel technical strategies to optimize cryopreservation of goat semen using cholesterol-loaded cyclodextrin, *Cryobiology*, Vol. 74, (2017), Pages 19-24, ISSN 0011-2240
 52. RAHEJA, N.; CHOUDHARY, S.; GREWAL, S.; SHARMA, N.; KUMAR, N. A review on semen extenders and additives used in cattle and buffalo bull semen preservation. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, v.6, n.3, p.239-245, 2018.
<https://www.researchgate.net/publication/325170393>.

53. Banday MN, Lone FA, Rasool F, et al. El uso de antioxidantes reduce la peroxidación lipídica y mejora la calidad del esperma de carnero mestizo durante su criopreservación. *Criobiología* (2017); 74: 25–30. Crossref, Medline.
54. Maryam Hezavehei, Mohsen Sharafi, Homa Mohseni Kouchesfahani, Ralf Henkel, Ashok Agarwal, Vahid Esmaeili, Abdolhossein Shahverdi, Sperm cryopreservation: A review on current molecular cryobiology and advanced approaches, *Reproductive BioMedicine Online*, Vol. 37, (2018), Pages 327-339. . [https://doi: 10.1016/j.rbmo.2018.05.012](https://doi.org/10.1016/j.rbmo.2018.05.012).
55. Swelum AA, Saadeldin MI, Alazani MB, Baawadh H., Afifi M., Alowaimer AN, Effects of adding egg yolks of different avian species to Tris glycerol extender on the post-thawing quality of buck semen, *Mente, Reprod. Sci.*, 195 (2018), págs. 345 - 354. . [https://doi: 10.1016/j.anireprosci.2018.06.016](https://doi.org/10.1016/j.anireprosci.2018.06.016).
56. Lingwei Sun, Wenhua Fan, Caifeng Wu, Shushan Zhang, Jianjun Dai, Defu Zhang, Effect of substituting different concentrations of soybean lecithin and egg yolk in tris-based extender on goat semen cryopreservation, *Cryobiology*, Vol. 92, (2020), Pages 146-150, ISSN 0011-2240.
57. Mojapelo MM., J.B.J. van Ryssen, K.C. Lehloeny, Selenium supplementation reduces induced stress, enhances semen quality and reproductive hormones in Saanen bucks, *Small Ruminant Research*, Vol. 201, 2021, <https://doi.org/10.1016/j.smallrumres.2021.106443>.
58. Livi Juan Carlos (2015). Comparación de la fertilidad de semen fresco y semen crioconservado de cabras saanen, usando inseminación artificial, mediante el porcentaje de concepción. Repositorio. <http://www.dspace.uce.edu.ec/handle/25000/9650>.
59. Tekin Koray (2019). Cervical Insemination with Frozen Thawed Semen in Goats at Different Breeding Age. *Kocatepe Vet J* 12(3):357-362. . [https://doi: 10.30607/kvj.604959](https://doi.org/10.30607/kvj.604959).
60. Agossou, D. Koluman, N. (2018). The effects of natural mating and artificial insemination using cryopreserved buck semen on reproductive performance in Alpine goats. <https://doi.org/10.5194/aab-61-459-2018>
61. Tsuma, VT, Khan, MS, Okeyo, AM e Ibrahim, MN M .: Un manual de capacitación sobre inseminación artificial en cabras, ILRI Manual 19, Instituto Internacional de Investigación Ganadera, Nairobi, Kenia, 10–16, 2015. ISBN: 978–969–7564–00–2.
62. Abecia, J.A.; Arrebola, F.; Macias, A.; Laviña, A.; González-Casquet, O.; Benitez, F.; Palacios, C. Temperature and rainfall are related to fertility rate after spring artificial insemination in small ruminants. *Int. J. Biometeorol.* 2016, 60, 1603–1609. [https://doi: 10.1007/s00484-016-1150-y](https://doi.org/10.1007/s00484-016-1150-y).
63. Mateus O.; Valentín Perez; Ana Leão; Teresa Correia; Raimundo Maurício; Armindo Álvaro; Hélder Quintas Y Ramiro Valentim. Efectos de dos diluyentes seminales y de dos métodos de conservación del semen en la tasa de fertilidad post-inseminación artificial en cabras de raza serrana, 2019. <http://hdl.handle.net/10198/21322>.
64. Vázquez Julio. “Sincronización de estro en dos grupos de cabras criollas, utilizando derivados sintéticos de progesterona. 2017. <https://repositorioinstitucional.uabc.mx/bitstream/20.500.12930/2152/1/VET008074.pdf>.
65. Yotov, SA, Velislavova, DV y Dimova, LR: (2020) Embarazo Tasa en cabras lecheras blancas búlgaras con estro natural y sincronizado después de la inseminación artificial por semen congelado durante la temporada de reproducción, *Pacífico asiático. J. Reprod.*, 5, 144-147, <https://doi.org/10.1016/j.apjr.2016.0.011>, 201.
66. Gibbon, A. Cueto, M. Wolf M. (2017). inseminación artificial en la especie caprina. recuperado de: https://www.produccion-animal.com.ar/produccion_caprina/inseminacion_transferencia_caprino/03-ia_cabras.pdf
67. Viñan, H. (2017). Adición de Metil B-Ciclodextrina cargada de colesterol sobre la criopreservación de semen de toros Holsteins Friesian. Trabajo de postgrado. Universidad Nacional Agraria La Molina, Perú. . <https://doi.org/10.15381/rivep.v30i4.17159>.
68. Ávalos, R.A., González, S.J.A., Vargas, I.A.K., Herrera, B.J.A. (2018). Recolección y manipulación seminal in vitro. Editorial,

Universidad Autónoma Metropolitana, CDMX.
ISBN: PDF 978-607-28-1299-4.