

11



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTONOMA DE MEXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
CUAUTITLAN

CORRELACIONES ENTRE DOS METODOS RAPIDOS
DE EVALUACION DE LA CONCENTRACION
ESPERMATICA Y LA CAMARA DE NEUBAUER
EN OVINOS Y CAPRINOS.

284175

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE.

MEDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

P R E S E N T A :

PATROCINIO CRUZ ARELLANO

ASESOR. M en C ARTURO ANGEL TREJO GONZALEZ

CUAUTITLAN IZCALLI, EDO. DE MEX.

2000



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

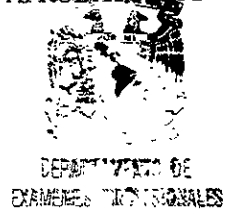
DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES CUAUTITLAN
UNIDAD DE LA ADMINISTRACION ESCOLAR
DEPARTAMENTO DE EXAMENES PROFESIONALES

U. N. A. M.
SECRETARÍA DE ESTADOS
ESTADOS UNIDOS MEXICANOS
ASUNTO: VOTOS APROBATORIOS



DR. JUAN ANTONIO MONTARAZ CRESPO
DIRECTOR DE LA FES CUAUTITLAN
PRESENTE

ATN: Q. Ma. del Carmen García Mijares
Jefe del Departamento de Exámenes
Profesionales de la FES Cuautitlán

Con base en el art. 28 del Reglamento General de Exámenes, nos permitimos comunicar a usted que revisamos la TESIS:

"Correlaciones entre dos métodos rápidos de evaluación de la concentración espermática y la cámara de Neubauer en ovinos y caprinos".

que presenta el pasante: Patrocinio Cruz Arellano.
con número de cuenta: 8229976-9 para obtener el TITULO de:
Médico Veterinario Zootecnista.

Considerando que dicho trabajo reúne los requisitos necesarios para ser discutida en el EXAMEN PROFESIONAL correspondiente, otorgamos nuestro VOTO APROBATORIO

ATENTAMENTE.

"POR MI RAZA HABLARÁ EL ESPÍRITU"

Cuautitlán Izcalli, Edo. de Méx., a 29 de Marzo de 2000

PRESIDENTE	<u>M. en C. José de Lucas Trón.</u>	
VOCAL	<u>M. en C. Arturo Trejo González.</u>	
SECRETARIO	<u>M. en C. Miguel Angel Pérez Razo.</u>	
PRIMER SUPLENTE	<u>MVZ. Carlos Humberto Flores Vázquez.</u>	
SEGUNDO SUPLENTE	<u>M. en C. Rosalba Soto González.</u>	

*Yo siempre me quejaba por no tener para comprar
un par de zapatos hasta que conocí a alguien que
no tenía pies*

DEDICATORIAS

A Dios padre con humildad te doy gracias por permitirme llegar hasta este día porque sé que al lograr esta meta y con tu bendición podré seguir ayudando y proseguir esta labor con menos dificultad gracias "Señor".

Antes de hoy no sabía cómo demostrarte el gran cariño que siento por ti y lo mucho que significas en mi vida. Hoy sé que este trabajo te lo debía, que es más tuyo el logro que mío, porque me has hecho comprender cuan necesario era para forjar nuestro futuro, porque me has impulsado a realizarlo, ya que con tu amor y entereza me has dado fuerzas para realizarlo, gracias reina por tu cariño, por haberme elegido en tu camino como el complemento de tu destino, por ti y para ti Raquel con amor.

A tí que me diste el ser, que siempre viste por mi futuro, que con tus palabras se formó la persona que soy, que con tu mirada y caricias llenaste mi vida de amor, porque siempre vivirás en mi corazón, a mi madrecita "Doña Leo" como todos le llamaban con inmenso amor.

A tí mi princesita Nathalie que día a día nos impulsas a seguir luchando por superarnos, que con tu alegría das vida a nuestro hogar. Deseando que algún día cuando te sientes a leer estas líneas sepas que en cada uno de los párrafos de éste trabajo existió el deseo de verlo terminado, que sirva como un legado para que así también luches por alcanzar tus metas no importa cuán difíciles resulten, al final la satisfacción de haberlo realizado será tu mejor regalo. Persiste y lograrás, logra y crecerás.

A mis padres doña Viky e Isaías, por la oportunidad que me brindaron desde pequeño para hacer realidad un sueño, un anhelo, una meta. Que Dios los cuide por siempre.

A mis hermanos por el apoyo que siempre me han hecho sentir aún en la distancia y en los momentos difíciles.

Abuelita Bueno y Margarita porque significan para nuestras vidas símbolo de amor y entrega incondicional, por sus bendiciones y buenos deseos para nosotros, su familia.

A mis suegros doña Lupita y don Moy por haber permitido unir mi vida con su hija, mi compañera de siempre, mi amiga, mi fuerza.

A sus hijos y concuños por su amistad y cariño.

Adriana Bastián con tu sinceridad nos haces ver las cosas con actitud positiva y nos impulsas a seguir luchando.

A mis cuñados, por el apoyo y ejemplo que desde pequeño me brindaron.

A Luis Muñoz que en los inicios diste todo por apoyar a quien se considera tu hermano, sinceramente.

A todos aquellos amigos y familiares que con sus palabras y actitudes forjaron en mí la persona que soy.

MVZ. José Luis Franco y Genaro Hernández, mis hermanos, por contar siempre con ustedes.

MVZ. Jesús Hernández, por enriquecer el alma de los que se acercan a tí, por el tiempo en la impresión de estos agradecimientos

MVZ. Hebert Ortega, por esa entrega en cada momento que brindas tu amistad

AGRADECIMIENTOS

En especial mi agradecimiento al M en C. Arturo Angel Trejo González, por su infinita colaboración en el desarrollo del presente trabajo, por esa gran paciencia que día a día demostró ante mi persona, por su afán de hacer ver que las metas siempre se cumplen, por su disposición en todo momento. De todo corazón muchas gracias, al profesor, al asesor, al amigo.

A los profesores sinodales por sus valiosas sugerencias para mejorar la calidad y presentación de este trabajo, por el tiempo que aunque sé, es primordial en sus actividades, sin embargo dedicaron a la lectura y corrección del mismo, "mil gracias por la paciencia que le tuvieron a un servidor".

A la profesora Yolanda Pérez por las facilidades que me brindó para el uso del material e instalaciones del laboratorio de reproducción e inseminación de la FES-Cuautitlán, por ser una gran persona.

Con gratitud inmensa y sincera a los médicos veterinarios que amablemente se prestaron a realizar las actividades que me correspondían para darme tiempo en la realización de este trabajo. Sinceramente muchas gracias por su apoyo y amistad, a todos y cada uno de ustedes, por no omitir a alguno. Comparto con ustedes el logro.

A los MVZ. Mercedes Fierro Teresa Cervantes, Gabriel Guerrero y Edgar Durán, compañeros de la sección de reproducción e inseminación de la FES- Cuautitlán, por sus palabras de aliento y su amistad generosa.

Al señor Pedro Maya, por favorecer el desarrollo de mi trabajo y por sus palabras de ánimo. Mil gracias.

A mis compañeros de generación que me han brindado su amistad incondicional, por tanto tiempo, con gran afecto.

MVZ. Oscar Fernández, por ese enorme apoyo en mis inicios y la confianza que tuviste en mí.

MVZ. Celia, porque con tu forma de ser invitas a alabar cada día más al señor.

MVZ. Norma Rojas, Por considerarme tu amigo por tanto tiempo.

MVZ. Jaime Orozco y MVZ. Jorge Luis Rico, Por la confianza que me tuvieron al apoyarme en el ejercicio de la profesión, por sus enseñanzas y gran entrega.

MVZ. Carlos García Alcaraz y MVZ y Rodolfo Córdoba Ponce, pilares fundamentales en mi aprendizaje y formación gracias por su amistad y apoyo en los casos difíciles.

MVZ. Enrique Flores Gasca y MVZ. Carlos González, por la gran ayuda en la superación de quienes se acercan a ustedes.

MVZ. Rubén Castillo y su apreciable familia, por sus consejos y buenos deseos, por su apoyo y amistad gracias de todo corazón.

INDICE

RESUMEN	i
I.- INTRODUCCION	1
II.- OBJETIVOS	23
III.- MATERIAL Y METODOS	24
IV.- RESULTADOS	28
V.- DISCUSION	31
VI.- LITERATURA CITADA	33

RESUMEN

Para determinar si existen correlaciones significativas entre el peso seminal y el espermatozoides con la concentración espermática, se utilizaron 8 animales de un año y medio o más de edad, 4 ovinos y 4 caprinos de fenotipo criollo, de éstos se obtuvieron 5 muestras de eyaculado de cada uno por medio de una vagina artificial se midieron: Volumen seminal: directamente en el tubo graduado. Motilidad progresiva. El peso seminal fue medido en una báscula. El Espermatozoides: se realizó en un tubo capilar y centrifugado a 1000 rpm durante 20 minutos. La concentración espermática: medida en una cámara Neubauer. Los datos obtenidos por estos métodos se analizaron estadísticamente mediante análisis de varianza con arreglo de covarianza. Con el fin de evaluar la relación entre el peso del semen y el paquete espermático del mismo se obtuvieron 11 eyaculados (6 de ovino y 5 de caprinos), por medio de la vagina artificial se pesó el total de semen recolectado, en un tubo de microcentrífuga se centrifugó a 10000 rpm durante 20 minutos. Después se retiró el plasma seminal y se pesó nuevamente el paquete espermático, la diferencia entre el peso total y el peso del paquete espermático se utilizó como el peso del plasma. Los datos se evaluaron estadísticamente mediante análisis de varianza con transformaciones al ARCOSENO.

Para la correlación entre el peso del semen y el espermatozoides con la cámara de Neubauer no se observó correlación significativa para ninguno de los dos géneros, sin embargo, entre la concentración y el espermatozoides se observó una correlación de 0.40 ($P < 0.05$) para la primera medición y 0.60 en la segunda medición con una significancia ($P < 0.004$) para el caso de los caprinos, mientras que para los ovinos no existieron correlaciones significativas. El peso del plasma seminal se vio afectado por el peso total del semen ($P < 0.01$) y por el volumen seminal ($P < 0.05$). Para el peso y porcentaje del paquete espermático y el plasma seminal en cada género, se notó que en los ovinos se manifestó un mayor peso del paquete espermático en comparación con los caprinos ($0.47 \pm 0.04g$) contra $0.25 \pm 0.04g$ ($P < 0.05$). Para el peso del plasma seminal ocurrió un patrón inverso, siendo mayor en caprinos ($0.78 \pm 0.04 g$) que en ovinos (0.56 ± 0.04) ($P < 0.05$).

El porcentaje del paquete espermático fue mayor en ovinos $49 \pm 3.76\%$ que en caprinos $28 \pm 4.14\%$, siendo esta diferencia significativa. El porcentaje que representa el plasma seminal del total del eyaculado se comportó a la inversa, siendo mayor en caprinos que en ovinos 72 ± 4.14 y $51 \pm 3.76\%$. Respectivamente, siendo esta diferencia significativa.

Dentro del proceso de evaluación seminal, la determinación que más tiempo requiere es la estimación de la concentración espermática en la cámara de Neubauer esto es importante ya que con fines de inseminación artificial mientras el semen es evaluado, se está deteriorando en el baño maría, por lo tanto una evaluación corta será mejor.

Entonces se requiere de acortar los tiempos mediante pruebas alternativas que puedan tener una alta correlación con la cámara de Neubauer, una de estas pruebas es el uso de espectrofotómetros, sin embargo, su costo es relativamente elevado, por lo que pruebas más sencillas serían de utilidad.

El espermatozoides, de acuerdo a los resultados de este trabajo resultó ser una alternativa aceptable si se trabaja con semen fresco, los valores obtenidos para esta correlación aunque significativos, tienen un grado de acierto de solamente el 60%, esta efectividad puede ser aceptable cuando se trabaja con semen fresco diluido y este semen puede ser mejor aprovechando que cuando se evalúa solamente de manera visual, sin embargo, la correlación del 60% no será útil en caso de que los eyaculados se vayan a congelar ya que en este caso se requiere más precisión para la preparación del número de dosis adecuado.

Otra alternativa en la que se ha pensado es el peso del semen en una balanza de alta sensibilidad, sin embargo la correlación entre este método y el conteo en la cámara fue de apenas 10 al 18%, lo que lo hace una mala opción. Al analizar los componentes del semen, se observó que suele haber más plasma seminal que espermatozoides, aunque en ovinos casi se acercó a 50:50% la proporción plasma seminal y paquete espermático, sin embargo, esta proporción no es suficiente para lograr una estimación confiable.

I. INTRODUCCION

La ovicultura y capricultura nacionales, se encuentran actualmente ante una crisis de productividad que puede determinar su repunte o su desaparición como actividades productivas, dadas las características del campo mexicano y su competencia en el marco del tratado de libre comercio, tanto los ovinos y los caprinos se encuentran en una situación ventajosa ya que su condición de rumiantes los pone al margen de la competencia con el humano por los granos básicos y por otra parte en países socios en dicho tratado no han desarrollado tampoco una industria importante en estos géneros (Salas, 1996).

México produce anualmente un aproximado de 15 mil toneladas de carne en canal, a pesar de lo anterior de 1989 a 1993 el país importó anualmente aproximadamente 15,000 toneladas de carne en canal con un costo de 634.86 millones de dólares (INEGI, 1995), asimismo se importa ganado en pie y germoplasma (semen y embriones). Los programas de inseminación artificial suelen ser la base para aumentar la producción pecuaria, ya que permite una mayor utilización de sementales sobresalientes, cuando se logra la preservación de espermatozoides a través de la congelación (Graham, 1980).

En el país se pueden diferenciar cuatro zonas de producción ovina y caprina:

1. Las zonas áridas y semiáridas del norte y centro. Estas poseen el 39% de los ovinos, dominando el tipo definido Rambouillet o sus cruzas y la raza Nubia de caprinos.

2. La zona templada central del país, que constituye solamente el 12% del área del país, pero posee el 42% del total del ganado ovino. Con dominancia

de la raza Suffolk y constituye la zona de caprinos lecheros con razas como la Saanen y la Alpina.

3. La zona cálida (húmeda y seca). Comprende casi el 25% del territorio nacional. Predominando la raza Pelibuey y prácticamente no existen caprinos salvo explotaciones de traspatio o rebaños pequeños.

4. La zona de la montaña, que comprende el resto del país (León, 1994).

D'ancona, (1972), menciona dentro de las reglas de la taxonomía, que los nombres científicos se escriben con al menos dos palabras en latín, la primera corresponde al género y se escribe con inicial mayúscula y la segunda corresponde a la especie y se escribe con minúscula.

Los ovinos y los caprinos son animales emparentados entre si siendo su clasificación taxonómica de acuerdo al sistema de Linneo la siguiente:

TAXONOMIA	OVINOS	CAPRINOS
CLASE	MAMMALIA	MAMMALIA
ORDEN	ARTIODACTILOS	ARTIODACTILOS
FAMILIA	BOVIDAE	BOVIDAE
SUBFAMILIA	CAPRINAE	CAPRINAE
GENERO	Ovis	Capra
ESPECIE	Aries	Hircus
D'ancona, 1972; Del Amo, 1989; Ensminger y Parker, 1986; Gall, 1981; Hickman et al., 1990; López, 1953; Mayén, 1989; Mowlem, 1992; Prado, 1986.		

Los ovinos y los caprinos han probado ser géneros que se adaptan fácilmente a diversos ambientes para satisfacer gran variedad de necesidades, se consideran de los primeros géneros domésticos con aproximadamente 1000 años, proveyendo desde entonces al hombre de carne, leche y fibras para vestidos (Cordero y Sandoval, 1991; Luna, 1994; De Lucas y Arbiza, 1997).

Comparativamente con otros géneros animales, en algunos países se ha desatendido su crianza favoreciendo los planes gubernamentales al bovino considerando la ovicultura y capricultura como una ganadería de apoyo, subsistencia o autoconsumo (Luna, 1994).

La investigación documental y un estudio de compra internacional realizado en nuestro país, permiten afirmar que en materia de ganadería ovina, la producción nacional actual de carne y lana, no satisfacen la gran demanda existente (Pérez, 1979; De Lucas, 1988; Luna, 1994; León, 1994).

La ovicultura nacional no cumple cabalmente con las funciones que corresponden al sector ganadero, las cuales influyen en el proceso de desarrollo nacional y que en general son las siguientes:

1. Producir alimento y materias primas en cantidad y calidad adecuadas, a precios bajos.
2. Proporcionar un nivel de ingresos decoroso a la población rural, que le permita mejorar su nivel de vida y generar ahorro para invertir en actividades intra y extrasectoriales.
3. Obtener divisas con las que se pueda autofinanciar la actividad y ayudar indirectamente a la industria (León, 1994; Luna, 1994; De Lucas, 1988; Salas, 1988).

Esto se debe a varios factores, entre los que se encuentran en primer lugar:

1. La ausencia de regularización productiva del territorio nacional.
2. El que se considere como una actividad poco rentable.
3. La ubicación actual de este ganado en cuanto al tipo de tenencia de la tierra de sus propietarios.

4. La baja productividad de los rebaños, dada en parte por la mala calidad del ganado y los tradicionales sistemas de explotación.
5. La falta de asistencia técnica y de financiamiento que aún cuando ha sido fomentado por la Administración Pública Agropecuaria a través de Centros de Fomento.
6. La carencia de planeación en el desarrollo ovino y caprino nacional.
7. Los canales de mercadeo de los productos, son obsoletos o que limitan los ingresos al productor, beneficiando a los intermediarios.
8. En cuanto a la industrialización y comercio exterior, sabemos que la oferta nacional de productos ovinos y caprinos, no satisface la demanda interna, recurriéndose sistemáticamente a las importaciones (Pérez, 1979; Salas, 1988; Luna, 1994).

En este marco, es frecuente encontrar rebaños en pésimas condiciones productivas, en los que los aspectos nutricionales y sanitarios se presentan como los factores limitantes de mayor jerarquía (Pérez, 1979; León, 1994). La cría es en muchas de las veces familiar, con rebaños que oscilan en su número pero, generalmente, son pequeños, rara vez superiores a los 50 animales. Esto hace que se tomen como una forma de ahorro o autoconsumo (Arbiza y De Lucas, 1992).

Por otra parte, aproximadamente el 70% del territorio nacional, es potencialmente aprovechable para la cría de ovejas (León, 1994).

El último censo (INEGI, 1994) reporta que la población ovina en nuestro país es de 3,887,000 cabezas, de las cuales sólo se considera que el 5% son de raza pura, utilizándose principalmente las siguientes: Rambouillet, Hampshire, Suffolk y Corriedale; mientras que el 95% restante son los ovinos denominados

criollos (León, 1994). La situación de los caprinos es de aproximadamente 10 millones de cabezas con un alto porcentaje de raza indefinida y una pequeña proporción de razas puras especializadas en la producción de leche (De Lucas y Arbiza, 1997).

Sin embargo, los ovinos y caprinos y sus productos tienen posibilidad de competir y ser exportados o por lo menos no tener una fuerte competencia con las importaciones, lo que hace suponer un posible desarrollo sostenido en su crianza. Por lo que para apoyar este desarrollo, hace falta generar tecnología que mejore la productividad de las granjas, entre otras, biotecnología reproductiva que se traduzca en una mayor cantidad de crías con mejor calidad genética (Arbiza y De Lucas, 1992).

En nuestro país existe un sistema contrario a lo que sucede con otros géneros debido a la poca oferta y la gran demanda que existe, aún con las importaciones masivas el precio es altamente atractivo para toda la cadena de comercializadores. Históricamente el ovino es la única género que mantiene un precio a la alza sin importar los movimientos financieros ni las importaciones.

A diferencia de otros países en los cuales el precio del cordero depende de la oferta de otros productos, en México existe una gran ventaja que se llama barbacoa platillo tradicional que cada día se introduce a los hogares mexicanos con mayor frecuencia (Salas, 1996).

Hay por lo menos dos alternativas para impulsar la producción ovina y caprina. La primera es incrementar la productividad de las granjas actualmente existentes, mediante la introducción de la tecnología adecuada al medio. En segundo lugar, promover la expansión de la cría de ovinos en zonas actuales de producción (León, 1994).

Dentro de las técnicas disponibles se encuentra la inseminación artificial que es el método reproductivo en el que se obtiene el semen del macho para introducirlo posteriormente en el aparato reproductor de la hembra por medio de instrumentos especiales, no existiendo contacto directo entre el macho y la hembra (Evans y Maxwell, 1987). Para su aplicación existe la posibilidad de utilizar el semen fresco o congelado. La Inseminación Artificial con semen fresco vía pericervical es más económica debido a las tasas de concepción del 60 al 95%, lo cual es similar a la monta natural. La colección del semen se realiza por dos métodos principalmente, con un electroeyaculador que proporciona un mayor volumen de semen, pero una menor concentración de espermatozoides y por medio de una vagina artificial que requiere de un entrenamiento previo del animal, obteniéndose buen volumen y concentración espermática (Alvarez, 1989). El uso de semen fresco presenta algunos inconvenientes como: El corto tiempo de viabilidad de los espermatozoides, su empleo limita a períodos cortos y lugares cercanos al sitio de recolección, el número de animales inseminados es limitado (Bustamante, 1981).

Los rusos fueron los primeros en darse cuenta de la importancia que podía representar la Inseminación Artificial, formaron sus primeras técnicas y las pusieron en práctica en 1914, de tal forma que en 1938, miles de cabezas de ganado vacuno y equino y millones de ganado ovino se habían reproducido de esta forma (Derivaux, 1982; Arthur y Noaker, 1991).

La inseminación artificial es quizá la biotecnología reproductiva más antigua que se conoce y generalmente ha estado ligada al mejoramiento genético de los animales (Dalton, 1980), ya que permite realizar pruebas de progenie al aprovechar al máximo a los sementales, lo que tiene innegables ventajas

especialmente en lo referente a cabras productoras de leche en las que además los sementales no pueden revelar su potencial si no es a través de sus hijas. Además la inseminación artificial se ha utilizado para aumentar la eficiencia reproductiva en caso de ovinos con epididimitis o para prevenir enfermedades de tipo venéreas como la campilobacteriosis en ambas géneros (Evans y Maxwell, 1987).

La técnica de la inseminación artificial en la actualidad tiene cuatro puntos fundamentales que merecen ser analizados:

- a) Obtención del semen
- b) Evaluación del semen
- c) Conservación del semen
- d) Aplicación del semen a la hembra reproductora (Buxade, 1984; Hafez, 1987).

A través de la inseminación artificial en los animales domésticos con fines de crianza, se dispone de un instrumento eficaz y versátil para la realización de proyectos del mejoramiento genético de los inventarios de animales domésticos.

El ámbito de su aplicación zootécnica se extiende sobre todo a los siguientes criterios:

- 1) Incremento de la disponibilidad de sementales valiosos
- 2) La inseminación artificial es una de las técnicas más importantes creadas para el mejoramiento genético de los animales. Mediante la utilización de la inseminación artificial con semen congelado de los animales, en los ovinos sería posible acelerar dicho mejoramiento.
- 3) Mejor utilización del semental.
- 4) Realización de apareamientos individuales programados.

- 5) Prevención de enfermedades.
- 6) Disponibilidad de registros de apareamientos exactos, necesarios para un buen manejo del hato.
- 7) Facilita la implementación de programas de sincronización y cruzamiento.
- 8) Ventajas económicas (Smidt y Ellendorf, 1972; Graham, 1980; Valencia, 1981; Acuña y Valencia, 1982; Derivaux, 1982; Sorensen, 1982; Orizaga *et al.*, 1982; Armstrong y Evans, 1984; Foote, 1984; Trejo *et al.*, 1984; Valencia, 1986; Hafez, 1987; Arthur y Noaker, 1991).

Las desventajas son:

- 1) El alto costo de instalaciones y material para la Inseminación Artificial.
- 2) El necesario entrenamiento del inseminador.
- 3) Los sementales deben ser entrenados para la recolección del semen.
- 4) Se obtienen bajos porcentajes de preñez en especial con semen congelado.
- 5) La utilización de un número reducido de machos de forma extensiva y continuada puede dar la oportunidad de una amplia distribución de genes nocivos y su concentración en ciertas explotaciones (Graham, 1980; Sorensen, 1982; Foote, 1984; Greyling *et al.*, 1988; Arthur y Noaker, 1991).

Actualmente los ovinos poseen ciertas características que los hacen ser una género con un futuro favorable en nuestro país, su gran adaptabilidad al medio ambiente, el ser rumiante, su tamaño pequeño hace que requiera un espacio reducido, además de su docilidad y fácil manejo, todo esto le permite aprovechar las zonas geográficas cuyas características climáticas y topográficas

no permiten la introducción de otros géneros (Martínez *et al.*, 1980; Luna, 1994; León, 1994).

Sin embargo, pese a las desventajas descritas se han intentado con algún éxito programas de Inseminación Artificial a rebaños comerciales en México. Aguirre, 1978 (Citado por Trejo y Valencia, 1988), inseminó ovejas de la zona del Ajusco, utilizando semen fresco. Cruz y Hernández (1988) publican resultados de un programa en San Luis Potosí, utilizando semen fresco diluido, donde se obtuvo una fertilidad del 69%. Cuadra *et al.*, (1990) inseminaron borregas encastadas de Suffolk utilizando semen fresco con una fertilidad promedio del 80%. Los datos para inseminación con semen congelado se sitúan entre 30% por vía cervical y de 60% inseminando por laparoscopia (Trejo, 19; Rangel, 19).

Entre las posibles causas de los pobres resultados obtenidos con semen congelado, se señala el daño acrosomal por dilución y congelación del semen ocasionados por falta de protección de diluyentes ordinarios a la célula espermática, durante la congelación, asimismo, al segmento del cervix de la borrega en donde es depositado el semen (Armstrong y Evans, 1984; Rival *et al.*, 1984; Hafez, 1987).

El concepto de conservación de células germinales se entiende, en el más amplio sentido como toda medida encaminada a la conservación de la capacidad de fecundación de las células germinales, así como a la capacidad de vida y potencia de desarrollo del cigoto. Dentro de este concepto se comprende tanto la inactividad reversible de las células germinales masculinas o femeninas y embriones (Smidt y Ellendorf, 1972).

El fundamento básico de la inactividad es el de la anabiosis, en la que se suprime o mantienen separadas sustancias y condiciones necesarias para el

proceso generativo, sin provocar perjuicios en las estructuras de las unidades conservadas. La conservación es de gran importancia práctica, pues gracias a ella se posibilita el mayor aprovechamiento y la conservación de las disposiciones genéticas (Smidt y Ellendorf, 1972).

El mayor aprovechamiento de las células germinales masculinas se consigue por dilución del eyaculado. Los medios empleados para reducir la concentración de espermatozoides por animal inseminado, deben cumplir ciertas condiciones, pues de lo contrario, pueden producirse alteraciones irreversibles de los espermatozoides (Smidt y Ellendorf, 1972; De Alba, 1985).

Las condiciones hipertónicas o hipotónicas del medio dan lugar a una pérdida transitoria o duradera de la motilidad, siendo mejor toleradas las soluciones hipertónicas que las hipotónicas. Como medios que cumplan los requisitos en concentración de hidrogeniones y sean correctos desde el punto de vista osmótico, se han elegido, sobre todo, los amortiguadores de fosfatos y las soluciones de electrolitos que junto con los iones Na (+) y Mg (++) , contienen también iones sulfato (Smidt y Ellendorf, 1972).

La importancia de estos medios estriba en su utilización para la conservación de células germinales, particularmente en combinación con el mantenimiento de los espermatozoides a temperaturas bajas. Además de los criterios ya citados, se requiere estabilidad, incluso después de largos periodos de conservación, existencia de substratos que neutralicen los productos metabólicos perjudiciales de los espermatozoides, contenido eventual en sustancias nutritivas y, finalmente, su disponibilidad y economía (Smidt y Ellendorf, 1972; Sorensen, 1982).

Muchas células tienen alta recuperación sólo si un crioprotector está presente en el medio que las contiene en suspensión durante el enfriamiento.

Estos compuestos se han clasificado en:

- a) Penetrantes como el Glicerol y el Dimetilsulfóxido
- b) No penetrantes como el polivinilpirrolidona (PVP).

La protección de estos compuestos se basa en la restricción de la congelación intracelular y reducción al mínimo del daño celular debido a los solutos concentrados en el medio durante el enfriamiento. Esto se debe a la acción coligativa de los compuestos, tanto penetrantes como no penetrantes, reduciendo la cantidad de agua intracelular. Esto se lleva a cabo en forma diferente por estos compuestos. Los agentes penetrantes crean el ambiente adecuado para la reducción del contenido de agua de la célula a temperaturas suficientemente bajas para reducir el efecto nocivo de los solutos concentrados en la célula (Bustamante, 1981).

Entre los componentes de los diluyentes, destacan los criopreservadores, dentro de éstos, la yema de huevo se ha manifestado particularmente adecuada debido a su valor de descenso crioscópico, similar al del semen y a su función protectora frente al choque por frío. Esta protección se basa en una fracción lecitínica u otros fosfolípidos, ayudada por el valor de pH, la capacidad amortiguadora y el contenido en electrólitos. La yema de huevo con diluyente de fosfatos se caracteriza por buenas propiedades conservadoras y elevada capacidad amortiguadora, pero tiene la desventaja de una escasa transparencia, que puede ser inconveniente a la hora del enjuiciamiento microscópico de los espermatozoides conservados (Smidt y Ellendorf, 1972; Bustamante, 1981; De Alba, 1985).

La porción nutriente, la más común, yema de huevo. Esta se separa cuidadosamente de los demás componentes del huevo, ya que éstos son dañinos para los espermatozoides (Sorensen, 1982). La investigación realizada por Delgado y Trejo (1996), menciona que el porcentaje de yema afectó a la motilidad progresiva y a la recuperación de motilidad posdescongelado, siendo mejor el nivel de 20%, debido a la acción protectora de la yema, al aumentarse su nivel sin llegar a puntos tóxicos, favorece a los espermatozoides.

El diluyente de citrato no tiene la desventaja de no ser transparente (Smidt y Ellendorf, 1972). El diluyente de citrato-yema posee ventajas sobre el fosfato-yema por ser más claro el medio y más útil para lecturas de motilidad progresiva individual (De Alba, 1985).

A partir del citrato se propusieron numerosos diluyentes, consistentes modificaciones en la concentración y en la adición de diversas sustancias, como gelatina, bicarbonato, glucosa, fructosa y glicerol entre otras (Smidt y Ellendorf, 1972; Bustamante, 1981; Sorensen, 1982).

La máxima duración de la vitalidad por reducción de temperatura sólo se logra mediante congelación. Para esto es indispensable que los diluyentes contengan glicerol. El éxito completo de recuperación de motilidad y fertilidad después de la congelación con glicerol, ha tenido más éxito y aplicabilidad en el bovino que en otros géneros. (De Alba, 1985).

Lo único que se sabe es que sin haber ocurrido el descubrimiento fortuito de la ventaja de agregar glicerol, aún no existiría el enorme desarrollo que ha tenido lugar con el uso de semen congelado (De Alba, 1985).

El papel que juega el glicerol en la congelación del espermatozoide de mamíferos, no ha sido del todo aclarado. En primera instancia, se piensa que se

trata de reducir la formación de cristales. Otra, más lógica, es la relativa a la pérdida de estabilidad de las membranas que rodean al espermatozoide, la cual se puede disminuir y además se tiene el conocimiento de que son menos estables las membranas de espermatozoides viejos que las de jóvenes (De Alba, 1985).

Se ha teorizado que el glicerol ejerce acción protectora evitando la formación de cristales, pero tiene más adeptos la explicación de que es la capacidad de retención de agua dentro del espermatozoide la que evita que en el proceso de congelación se concentren los solutos en el medio de suspensión de los espermatozoides (Bustamante, 1981; Sorensen, 1982; De Alba, 1985).

Se ha intentado sustituir al glicerol por otros agentes protectores. Pero hasta el momento el glicerol es el protector predominante. Su forma de ingreso a través de las membranas del espermatozoide se ha estudiado, pero a pesar de que la penetración se facilita a mayor temperatura, el hecho experimental es que la protección al espermatozoide es mucho más completa si se mezcla el diluyente con glicerol con el semen diluido inicialmente sin glicerol a temperatura de 5°C (De Alba, 1985).

Particularmente importante para la conservación eficaz de semen es la inhibición del crecimiento de gérmenes en el medio, mediante la adición de antibióticos (Smidt y Ellendorf, 1972; De Alba, 1985). Además el de reducir el metabolismo de espermatozoide (Sorensen, 1982).

La anabiosis, como condición inherente a la conservación, se puede alcanzar por diversas vías, si se recurre al empleo de bajas temperaturas hay que distinguir entre refrigeración y congelación. El principal problema que se presenta en el descenso térmico desde 37 a 2-5 grados centígrados, reside en el peligro de un choque por frío (Smidt y Ellendorf, 1972; Sorensen, 1982; De Alba,

1985; Arthur y Noaker, 1991). Este choque significa pérdida irreversible de la motilidad, de la actividad metabólica y de la capacidad de fecundación. El choque por frío provoca alteraciones en la superficie de los espermatozoides, puede ser evitado por enfriamiento gradual (Smidt y Ellendorf, 1972; Arthur y Noaker, 1991). La segunda zona crítica se halla entre -15 y -25 grados centígrados. Existe aquí el peligro de la cristalización y con ella, la separación del agua, electrólitos y materia coloidal. Esta zona debe ser sobrepasada lo más rápidamente posible, tanto para la conservación a bajas temperaturas, como durante el proceso de descongelación (Smidt y Ellendorf, 1972; De Alba, 1985).

El método de la refrigeración profunda tiene una gran importancia para el aprovechamiento zootécnico de la inseminación en animales domésticos y en cuyo curso se congela el esperma hasta temperaturas de -196 grados centígrados. Hoy se emplea generalmente el procedimiento TGN2, en el que la baja temperatura necesaria se alcanza con nitrógeno líquido. En él se conserva el semen a -195 grados centígrados (Smidt y Ellendorf, 1972; Sorensen, 1982; De Alba, 1985).

El semen congelado mantenido a la temperatura del nitrógeno líquido expuesto a presión atmosférica, se encuentra a -196 grados centígrados. La supresión de la actividad metabólica es casi total, pero no absoluta. Las mayores pérdidas de fertilidad ocurren si la inmersión en Nitrógeno líquido no es constante y esto significa que el manejo de semen congelado está expuesto a errores de manipulación (Sorensen, 1982; De Alba, 1985).

Con el advenimiento de métodos de congelación más rápida en vapor de Nitrógeno y el envase en pajillas se ha demostrado que el descongelamiento

rápido propicia la mayor recuperación de motilidad y fertilidad (Sorensen, 1982; De Alba, 1985).

Recientemente se ha investigado la relación existente entre la viabilidad al descongelamiento con algunos factores como son el porcentaje de glicerol la osmolaridad de los diluyentes y el ritmo de descenso de temperatura (Valencia, 1987).

Las inconveniencias del método de congelación con nitrógeno líquido son la necesidad de un recipiente adecuado y de una fuente de refrigerante (Sorensen, 1982).

El proceso de congelación se puede efectuar en forma idéntica en ampollitas y en pajillas de diferentes tipos y tamaños. La conveniencia de las pajillas por el espacio menor que ocupan en el termo, la facilidad de envasar y taponar en pequeña escala, y los buenos resultados en el campo, van inclinando la balanza a favor de las pajillas (Sorensen, 1982; De Alba, 1985; Arthur y Noaker, 1991).

El semen diluido se envasa en pajillas de plástico, antes de la utilización del semen, se descongela por inmersión de las pajillas en un baño de agua a 37 grados centígrados durante 30 segundos (De Alba, 1985; Arthur y Noaker, 1991).

La congelación disminuye la viabilidad de los espermatozoides y reduce su capacidad para atravesar el cuello uterino, por lo que un número menor de espermatozoides alcanza el oviducto y la fertilización es menos eficaz. Por ello, una proporción menor de ovejas quedan gestantes con semen congelado, diagnosticando la gestación por la determinación de los niveles de progesterona a los 18 días de la inseminación (Arthur y Noaker, 1991).

La inseminación debe realizarse entre las 12 y las 18 horas del comienzo del celo, la oveja se sujeta en un soporte adecuado y a una altura adecuada al inseminador. El semen diluido se coloca a una pipeta graduada acoplada a una jeringa y se introduce aproximadamente a un centímetro en el interior del cuello uterino, se retira el espéculo y se aplica el semen (Smidt y Ellendorf, 1972; Arthur y Noaker, 1991).

Desafortunadamente el cervix de la oveja posee varios anillos que dificultan el paso de una pipeta para alcanzar la cavidad uterina, por lo que la inseminación intrauterina sólo se consigue en un reducido número de hembras (Valencia, 1987) o utilizando un laparoscopio lo cual encarece la técnica (Evans y Maxwell, 1987).

De ahí que la colocación intrauterina del semen se haya intentado por diversas técnicas:

- 1) Por laparotomía depositando el semen directamente en los cuernos uterinos.
- 2) Por sujeción del cervix por vía vaginal e introducción de la pipeta a través del canal cervical.
- 3) Por laparoscopia.
- 4) Con impulso por medio del gas CO₂ (Bustamante, 1981; Valencia, 1987).

Las características del semen que pueden ser evaluadas se clasifican en tres grupos: macroscópicas, microscópicas y biológicas (Evans y Maxwell, 1987).

Aunque de éstas características las más importantes son las pruebas microscópicas, que son la motilidad progresiva y la morfología de los espermatozoides (Zemjanis, 1985).

La evaluación del semen ovino y caprino, es una práctica que generalmente depende de dos objetivos:

1.- Evaluar la capacidad reproductiva potencial de un macho antes del empadre y;

2.- Evaluar el semen para ser utilizado con fines de inseminación artificial.

Las pruebas de rutina que se deben practicar al semen para estas evaluaciones son: el volumen, la concentración espermática y motilidad progresiva (Weitze y Petzoldt, 1992).

1) El volumen seminal, se mide directamente en un tubo colector graduado en décimas de mililitro, en los carneros varía de 0.3 a 2.0 mililitros y en los caprinos de 0.5 a 2.5 mililitros en un semen muy concentrado. El volumen varía considerablemente entre los individuos y las razas (Pérez y López, 1984).

2) La concentración espermática. Para evaluar la concentración existen dos formas, una directa a través del conteo de espermatozoides, por medio de la cámara de Neubauer o Indirecta ya sea por medio del espectrofotómetro o por cualquier otro medio electrónico (Moss *et al.*, 1979).

La concentración espermática se obtiene comúnmente en un hematocitómetro o bien en un espectrofotómetro calibrado (Pérez y López, 1984; Sorensen, 1982; Arthur y Noaker, 1991). Se determina el número de espermatozoides por unidad de volumen y permite conocer el número total de espermatozoides por eyaculado, que en carneros es de 2000 a 3000 millones por mililitro (Sorensen, 1982) y en los caprinos de 1000 a 5000 millones por mililitro (Setchell, 1991).

El espectrofotómetro una vez calibrado permite medir directamente la concentración de una muestra en una tabla que relacione la transmisión de la luz y la concentración (Sorensen, 1982).

3) La motilidad progresiva se observa en muestras diluidas con una solución isotónica. La evaluación se realiza al microscopio en aumentos de 100 a 400 X, se observan varios campos de la preparación y la calificación se expresa en porcentaje (Sorensen, 1982; Pérez y López, 1984; Mos *et al.*, 1979). La motilidad espermática es considerada uno de los parámetros más importantes en la evaluación del potencial de fertilidad de los machos (Amelar *et al.*, 1980).

La motilidad se expresa como el porcentaje de células móviles o vivas, dichas células pueden avanzar en cualquier dirección pero siempre hacia delante y parece no importar la velocidad con que lo hacen, según la intensidad se valora en grados: 1) 10-40% de espermatozoides móviles; 2) 40-60%; y 3) más del 60% (Mc Donald, 1981). El porcentaje de espermatozoides móviles del carnero suele ser del 95% (Sorensen, 1982). Dos factores a tomar en cuenta al evaluar la motilidad son la temperatura del portaobjetos 37 grados centígrados y la densidad de la muestra pudiéndose diluir con solución salina fisiológica 0.9% 1 a 2 gotas sobre la muestra a observar.

Cuando se examina a la temperatura de recolección a pocos momentos de haber sido tomado el semen sin diluir, aparece como una masa espermática y con un movimiento ondulante o masal. Las muestras de escasa calidad carecen de motilidad en masa y baja motilidad individual o bien ésta es solamente de carácter oscilatorio o rotatorio (Arthur y Noaker, 1991).

4) La integridad acrosómica. Es una técnica que tiene alta correlación con la fertilidad y es de gran utilidad cuando se emplea semen congelado. La

evaluación se realiza utilizando la solución de Hancock o el colorante de Wells y Awa (Valencia *et al.*, 1994).

La motilidad progresiva de los espermatozoides ovinos al descongelar no presenta una buena correlación con la fertilidad ya que aunque los espermatozoides avancen, su acrosoma puede estar seriamente dañado impidiendo la fecundación. Los espermatozoides ovinos, son especialmente susceptibles a sufrir daño acromosomal, por lo que la revisión de esta característica es básica para estimar la posible fertilidad del semen (Evans y Maxwell, 1987; Delgado y Trejo, 1996). Los bajos porcentajes de fertilidad obtenidos con semen congelado han sido el principal freno de la inseminación artificial ovina (Trejo y Valencia, 1988).

El semen de la mayoría de los machos contiene espermatozoides con defectos de conformación, esto, por lo general, no es asociado con fertilidades más bajas, hasta que la proporción de espermatozoides anormales exceda el 20%.

Frecuentemente cuando el semen de un macho muestra un elevado porcentaje de células anormales presenta a la vez baja concentración de espermatozoides y motilidad progresiva baja (Esquivel, 1986).

Las anomalías espermáticas se clasifican en primarias y secundarias.

Primarias, son generalmente anomalías de la cabeza y anomalías de la pieza intermedia, son de origen genético, se originan en el testículo y se presentan de manera constante durante la vida de un animal.

Secundarias, son anomalías que suelen generarse en el epidídimo y las más comunes son: cabezas desprendidas, presencia de gota proximal o protoplasmática, cola curvada, desprendimiento del acrosoma entre otras.

Entonces, la integridad del acrosoma está correlacionada con la fertilidad y se han descrito acrosomas incompletos, arrugados o con gránulos, desprendidos del borde apical, con abultamientos o hinchados (Sorensen, 1982).

De estas cuatro pruebas la concentración ha recibido mucha atención ya que su medición a través de la cámara de Neubauer es tardada y cuando se pretende conservar el semen, pierde viabilidad mientras espera resultado y cuando se pretende evaluar un semental a nivel de campo, la prueba resulta muy laboriosa y difícil de realizar bajo condiciones adversas de trabajo como son áreas de corrales improvisadas como laboratorios, por lo que se pretende buscar técnicas sencillas que estimen con un grado razonable de acierto el número de células espermáticas en un eyaculado (Martínez, 1985).

La prueba de campo más utilizada es el color seminal, sin embargo los rangos de estimación se sitúan en aproximadamente 1000 millones que no es muy útil para aprovechar al máximo un eyaculado de estas géneros (Garner, 1991).

El espermatozoida ha sido utilizado como un estimador confiable de la concentración espermática, sin embargo también, utiliza cierta tecnología como son las centrifugas que no pueden ser transportadas y conectadas en lugares remotos y sin corriente eléctrica donde suelen encontrarse muchos rebaños (Martínez, 1985).

Existen otras alternativas como son espectrofotómetros portátiles que aportan estimaciones confiables, sin embargo su costo los hace inaccesibles para la mayoría de los productores de ovinos y caprinos.

Factores que afectan la calidad del semen.

La obtención de semen de alta calidad depende de que los machos hayan sido mantenidos bajo buenas condiciones de alimentación y manejo.

El semen puede ser colectado con éxito a partir de los 7 a 8 meses de edad (Foote, 1984).

Existen diferencias entre la calidad del semen de machos de una misma raza presentando además diferentes porcentajes de fertilidad ya que el semen reacciona de diferentes formas a los procesos de enfriamiento y congelación.

En machos caprinos, la actividad espermatogénica presenta grandes variaciones temporales. En esta género, ha sido reportada una disminución cualitativa y cuantitativa de la producción del semen y fertilidad del espermatozoide durante la época no sexual (Delgadillo *et al.*, 1992).

El semen colectado fuera de la estación de cría tiene mayor número de espermatozoides anormales y éstos no sobreviven adecuadamente al proceso de congelación.

En géneros de reproducción estacional las cuales están influenciadas por el fotoperiodo, como en el caso de los ovinos, una ventaja sería la conservación del semen, porque se puede congelar en la estación reproductiva cuando éste se produce de mejor calidad (Salamon y Maxwell, 1995).

Entre las posibles causas de los bajos resultados obtenidos con semen congelado, se señala el daño acrosomal en la dilución y congelación por falta de protección de los diluentes ordinarios. En los caprinos los resultados son más exitosos si se compara con los ovinos (Esquivel, 1986).

El número de espermatozoides en un eyaculado es influenciado no solamente por el número de espermatozoides producidos por los testículos sino también por la frecuencia de la eyaculación (Johnson, 1991).

A continuación se presenta un diagrama sinóptico donde se pueden observar los valores de referencia para algunas características del semen en ovinos y caprinos.

Algunos detalles de la composición del semen de ovinos y caprinos (Setchell, 1991).			
	Vol/ml	Conc. espermática	Espermatocrito
Ovinos	0.5-2	2000-5000 millones	33%
Caprinos	0.5-2.5	1000-5000 millones	—

La cantidad del semen y espermatozoides decrece por la hipertermia debido a las altas temperaturas ambientales por la humedad relativa, por las lluvias y por los bajos niveles de energía (Corteel, 1981).

En el Laboratorio de Reproducción Animal de la Facultad de Estudios Superiores se han establecido dos líneas de investigación con respecto al papel masculino en la reproducción de pequeños rumiantes domésticos, estas líneas son:

- a) El estudio de la fisiología y patología epididimaria y testicular y;
- b) El estudio de los factores que afectan la conservación del semen.

El presente trabajo corresponde a esta segunda línea de investigación en la cual se ha trabajado sobre aspectos prácticos que faciliten la evaluación del semen en condiciones de campo. Por lo que se realizó el presente estudio para determinar si el peso del eyaculado puede tener alguna correlación con la concentración espermática.

II. OBJETIVOS

Determinar si existen correlaciones significativas entre el peso seminal y el espermatozoides con la concentración espermática.

III. MATERIAL Y METODOS

El presente estudio se realizó en el Laboratorio de Reproducción Animal y en el módulo Ovino y Caprino de la Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán.

Se utilizaron 8 animales de un año y medio o más de edad, 4 ovinos (*Ovis aries*), (2 Pelibuey y 2 Columbia) y 4 caprinos (*Capra hircus*), de fenotipo criollo, los cuales fueron identificados previamente.

De éstos se obtuvieron 5 muestras de eyaculado de cada uno por medio de una vagina artificial en presencia de una hembra de su mismo género inducida al estro mediante la aplicación de una esponja impregnada con un progestágeno (50 mg de Acetato de Medroxiprogesterona) y una inyección de 1 mg de Cipionato de Estradiol por vía intramuscular, al retirar la esponja. Esto se realizó con el fin de lograr un mayor estímulo sexual de la hembra hacia el macho, y se procedió de la siguiente manera:

Obtención de eyaculados.

Previo a la recolección del semen, se colocó a la hembra inducida al estro en una trampa de sujeción y se limpió con solución salina el área prepucial de cada macho; eliminando basura, lana, pelo de la misma y acto seguido se secó la región con toallas de papel.

Una vez preparados los animales, se armó la vagina artificial colocando un tubo elástico de látex (15 largo x 5 diámetro) en el interior de otro rígido (25 largo x 4 diámetro) el cual posee una válvula para entrada de aire y agua, el tubo elástico se fijó al rígido por sus extremos evertiéndolos para cubrir la cara externa de éste último y fijándolo con ligas en ambos extremos.

A través de la primera válvula se depositó agua a una temperatura de 42-45°C y se inyectó aire a través de la segunda válvula ejerciendo presión hacia la luz del tubo; para lograr una estimulación favorable del macho.

A uno de los extremos de la vagina artificial se colocó un cono de plástico igualmente sujeto con una liga, este cono en su extremo agudo cuenta a su vez con un tubo colector con graduación en décimas de mililitro y sirvió para la recepción de la muestra de eyaculado y evaluar el volumen. Este tubo colector se colocó dentro de un forro protector de hule espuma con la finalidad de proteger a los espermatozoides de la luz solar y de los cambios bruscos de temperatura.

Hecho esto se recolectó el semen en un lugar sombrío y cercano al laboratorio.

Se llevó al macho para que montara a la hembra; la técnica consistió en esperar el momento en que el macho protruyó el pene y éste se desvió sujetándolo suavemente del prepucio e introduciéndolo a la vagina artificial.

Una vez obtenido el eyaculado se llevó al laboratorio donde fue evaluado para las siguientes características:

Volumen seminal: medido directamente en el tubo graduado.

Motilidad progresiva: en una dilución 1:100 (Semen: citrato de sodio 98mM)

Se tomó 0.1 ml del eyaculado y se colocó en un tubo de ensayo que contenía 9.9 ml de citrato de sodio 98 mM manteniéndolo a 37°C a baño maría con la finalidad de evitar un choque térmico.

Con este mismo fin se colocaron portaobjetos en una platina caliente a 37°C.

Colocando una gota del semen diluido sobre el portaobjetos se evaluó el porcentaje de motilidad de los espermatozoides al microscopio con aumento 100x esto se evaluó de acuerdo al desplazamiento progresivo de los espermatozoides en el campo observado.

El peso seminal fue medido en una báscula electrónica con sensibilidad mínima de 0.001 gramos. Se taró la báscula con un tubo de microcentrífuga a ceros. Posteriormente, se colocaron 0.3 ml de eyaculado puro dentro de este tubo obteniéndose así su peso.

Espermatocrito: se realizó mediante la prueba de espermatocrito en un tubo capilar y centrifugado a 1000 rpm durante 20 minutos. Se llenó de eyaculado sin diluir un tubo capilar, tapándose en uno de sus extremos, se centrifugó a 1000 rpm durante 20 minutos. Midiendo con un Vernier: a) El total del centrifugado y b) El paquete espermático.

Obteniendo la relación Medición total es al 100% como la medida del paquete es a "X"; Donde X = porcentaje del paquete.

La concentración espermática: medida en una cámara Neubauer en dilución 1:200 en solución Hancock de acuerdo al método descrito por Moss *et al.*, (1979), haciéndose lecturas dobles para cada muestra.

Con el fin de evaluar la relación entre el peso del semen y el paquete espermático del mismo se obtuvieron 11 eyaculados (6 de ovino y 5 de caprinos), por medio de la vagina artificial. Una vez obtenida la muestra, se procedió a pesar el total de semen recolectado, en un tubo de microcentrífuga se centrifugó a 10000 rpm durante 20 minutos. Después se retiró el plasma seminal sobrenadante y se pesó nuevamente el paquete espermático, la diferencia entre el peso total y el peso del paquete espermático se utilizó como el peso del plasma

seminal y estos mismos resultados fueron transformados a un porcentaje sobre el peso seminal total.

Los datos se evaluaron estadísticamente mediante análisis de varianza con transformaciones al ARCOSENO para los valores en porcentaje (Snedecor y Cochran, 1967) de acuerdo al siguiente modelo:

$$Y_{ij} = \mu + G_i + \beta_1(PTS_n - PTS_{\bar{n}}) + \beta_2 (VE_n - VE_{\bar{n}}) + E_{ij}$$

Donde:

- Y_{ij} es la variable de respuesta peso y porcentaje del volumen espermático.
- μ es la constante de la media de la población.
- G_i es el efecto del género estudiado ($i =$ Ovinos, Caprinos).
- $\beta_1(PTS_n - PTS_{\bar{n}})$, es el efecto del peso total del eyaculado utilizado como covariable.
- $\beta_2(VE_n - VE_{\bar{n}})$ es el volumen de eyaculado utilizado como covariable.
- E_{ij} Es el error aleatorio.

IV. RESULTADOS

En el cuadro uno, se presentan los coeficientes de correlación entre el peso del semen y el espermatocrito con la cámara de Neubauer y se observa que no existe una correlación significativa entre el peso total del semen y la concentración espermática medida en la cámara para ninguna de los dos géneros, sin embargo, entre la concentración y el espermatocrito se observó una correlación de 0.40 ($P < 0.05$) para la primera medición y 0.60 en la segunda medición con una significancia ($P < 0.004$) para el caso de los caprinos, mientras que para los ovinos no existieron correlaciones significativas.

En el cuadro dos aparecen los cuadrados medios para el análisis de varianza para el peso y porcentaje del paquete espermático y se aprecia que: el género afectó el peso del paquete espermático, el peso del plasma seminal y el porcentaje del paquete espermático.

El peso del plasma seminal se vio afectado por el peso total del semen ($P < 0.01$) y por el volumen seminal ($P < 0.05$).

En el cuadro tres, se anotan los valores obtenidos para el peso y porcentaje del paquete espermático y el plasma seminal en cada género, notándose que en los ovinos se manifestó un mayor peso del paquete espermático en comparación con los caprinos $0.47 \pm 0.04\text{g}$ contra $0.25 \pm 0.04\text{g}$ respectivamente ($P < 0.05$)

Para el peso del plasma seminal ocurrió un patrón inverso, siendo mayor en caprinos $0.78 \pm 0.04\text{g}$ que en ovinos $0.56 \pm 0.04\text{g}$ ($P < 0.05$)

El porcentaje del paquete espermático fue mayor en ovinos $49 \pm 3.76\%$ que en caprinos $28 \pm 4.14\%$, siendo esta diferencia significativa.

**ESTA TESIS NO SALE
DE LA BIBLIOTECA**

El porcentaje que representa el plasma seminal del total del eyaculado se comportó a la inversa, siendo mayor en caprinos que en ovinos $72 \pm 4.14\%$ y $51 \pm 3.76\%$. Respectivamente, siendo esta diferencia significativa.

CUADRO 1.- COEFICIENTES DE CORRELACION ENTRE EL PESO DEL SEMEN Y EL ESPERMATOCRITO CON LA CAMARA DE NEUBAUER.

GENERO	CAMARA	PESO SEMINAL	ESPERMATOCRITO
OVINO	1	-0.10	-0.12
OVINO	2	0.00	0.07
CAPRINO	1	0.10	0.46 (P<0.05)
CAPRINO	2	0.18	0.60 (P<0.004)

CUADRO 2. CUADRADOS MEDIOS PARA EL ANALISIS DE VARIANZA PARA EL PESO Y PORCENTAJE DEL PAQUETE ESPERMATICO EN OVINOS Y CAPRINOS.

FUENTES DE VARIACION	GL	PESO DEL PAQUETE ESPERMATICO	PESO DEL PLASMA SEMINAL	PORCENTAJE DEL PAQUETE ESPERMATICO
GENERO	1	0.09*	0.57**	1309.22*
PESO TOTAL DEL SEMEN	1	0.03	1.95***	110.12
VOLUMEN SEMINAL ESTIMADO	1	0.07	0.07*	238.90
ERROR	7	0.011	0.011	81.90

* (P< 0.05)

** (P< 0.01)

*** (P< 0.001)

CUADRO 3. PESO Y PORCENTAJE DEL PAQUETE ESPERMATICO Y PLASMA SEMINAL EN SEMEN OVINO Y CAPRINO (MEDIA ± ERROR ESTANDAR)

GENERO	PESO DEL PAQUETE ESPERMATICO	PESO DEL PLASMA SEMINAL	PORCENTAJE DEL PAQUETE ESPERMATICO	PORCENTAJE DEL PLASMA SEMINAL
OVINOS	0.47 ± 0.04 a	0.56 ± 0.0 b	49 ± 3.76 a	51 ± 3.76 b
CAPRINOS	0.25 ± 0.04 b	0.78 ± 0.0 a	28 ± 4.14 b	72 ± 4.14 a

Letras diferentes en las columnas representan diferencias significativas (P<0.05)

V. DISCUSION

Dentro del proceso de evaluación seminal, la determinación que más tiempo requiere es la estimación de la concentración espermática en la cámara de Neubauer esto es importante ya que con fines de inseminación artificial mientras el semen es evaluado, se está deteriorando en el baño maría, por lo tanto una evaluación corta será mejor.

Entonces se requiere de acortar los tiempos mediante pruebas alternativas que puedan tener una alta correlación con la cámara de Neubauer, una de estas pruebas es el uso de espectrofotómetros, sin embargo, su costo es relativamente elevado, por lo que pruebas más sencillas serían de utilidad.

El espermatocrito, de acuerdo a los resultados de este trabajo resultó ser una alternativa aceptable si se trabaja con semen fresco, los valores obtenidos para esta correlación aunque significativos, tienen un grado de acierto de solamente el 60%, esta efectividad puede ser aceptable cuando se trabaja con semen fresco diluido y este semen puede ser mejor aprovechando que cuando se evalúa solamente de manera visual, sin embargo, la correlación del 60% no será útil en caso de que los eyaculados se vayan a congelar ya que en este caso se requiere más precisión para la preparación del número de óvulos adecuados.

Otra alternativa en la que se ha pensado es el peso del semen en una balanza de alta sensibilidad, sin embargo la correlación entre este método y el conteo en la cámara fue de apenas 10 a 18%, lo que lo hace una mala opción. Al analizar los componentes del semen, se observó que suele haber más plasma seminal que espermatozoides, aunque en ovinos casi se acercó a 50:50% la

VI. LITERATURA CITADA

Acuña, A., y Valencia, A. (1982). Evaluación de diluyente para congelar semen de borrego Pelibuey, Memorias de la Reunión de Investigación Pecuaria en México: 591-593.

Alvarez, P.H.M. (1989). Comparación de la fertilidad obtenida en ovejas inseminadas con semen fresco diluido y semen congelado. Tesis de licenciatura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Nacional Autónoma de México.

Amelar, R.D., Dubin, L. Schoenfeld, C. (1980). Sperm motility. Fertility an Sterility, 34: 197-215.

Arbiza, A.S.I. (1986). Producción de Caprinos. Ed. AGT Editores. México.

Arbiza, A.S.I. y De Lucas, T.J. (1992). Estado actual de la producción ovina en México. Memorias del Seminario Internacional Avances Recientes en la Producción Ovina. Colegio de Posgraduados. Montecillo, México:5-43.

Arbiza, A.S.I. y De Lucas, T.J. (1998). Situación actual de los recursos genéticos caprinos en México. Memorias del 3er. Foro de Análisis de los Recursos Genéticos, Ganadería Ovina, Caprina, Porcícola, Apícola, Equina. Secretaría de Agricultura Ganadería y Desarrollo Rural: 108-119.

Armstrong, D.T. y Evans, G. (1984). Intrautrine insemination advances fertility of frozen semen in superovulates ewes. J. Repr. Fert. 69: 87-94.

Arthur, G.H. y Noaker (1991). Inseminación Artificial. En: Gestación Reproducción y Obstetricia en Veterinaria. 6ª. Ed. Interamericana McGraw-Hill. México: 625-635.

Bustamante, G. (1981). Congelación de semen ovino. Memorias del Curso de Actualización de Aspectos de Producción Ovina. División de estudios de Posgrado. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Nacional Autónoma de México: 128-142.

Cordero, O. Ma. Del R. y Sandoval, R.H.L. (1991). Comparación entre esponjas vaginales e implantes subcutáneos con progestágenos para sincronizar el estro en ovejas con fines d inseminación artificial con semen congelado. Tesis de Licenciatura. Facultad de Estudios Superiores cuautitlán. Universidad Nacional Autónoma de México.

Corteel, J.M. (1981). Collection, Processing and artificial insemination of goat semen. En. Goat Production. Academic Press Inc. Londres, Reino Unido: 171-191.

Cruz, L.A. y Hernández, M.J.A. (1988). Sincronización de estros utilizando diferentes periodos de administración de MGA (Acetato de melengestrol) en ovejas Corriedale. Memorias del Primer Congreso Nacional de Producción ovina. Asociación Mexicana de Técnicos Especialistas en Ovinos A.C. La Calera. Zacatecas. México: 150-152.

Cuadra, S.C.E., Chang, G.J.L., Aponte, B.M.E., Pérez, P.H. y Toral, R.J.A. (1990). Resultados de dos años con inseminación artificial utilizando semen fresco en ovinos. Memorias del tercer Congreso Nacional de Producción Ovina. Tlaxcala. México: 149-152.

Dalton, D.C. (1980). An Introduction to Practical Animal Breeding. Ed. Granada. Reino Unido: 159 pp.

D'ancona, H., (1972). Tratado de Zoología. Editorial Labor. Barcelona. España.

De Alba, J., (1985). Reproducción Animal. La prensa Médica Mexicana. México.

De Lucas, T.J. (1988). Situación y perspectivas de la lana en México. Primer Simposium Internacional de Ovinocultura. México.

De Lucas, T.J., y Arbiza, A.S.I. (1997). Producción ovina en el mundo y México. Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán. Universidad Nacional Autónoma de México. Mimeógrafo.

Del Amo, G.J.S., (1989). Manual Sobre Cabras. Ediciones Mundiprensa. Madrid.

Delgadillo, J.A., Leboeuf, V. Y Chemineau, P. (1992). Abolition of seasonal variations in semen quality and maintenance of sperm fertilizing ability by photoperiodic cycles in goat bucks. Small Ruminant Research. 9:47-59.

Delgado, F.M. y Trejo G.A. (1996). Efecto de dos concentraciones de yema de huevo y la velocidad de enfriamiento sobre las características espermáticas en semen congelado de ovinos. X Foro de Investigación Multidisciplinario. Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán. Universidad Nacional Autónoma de México.:362-367.

Derivaux, J. (1982). Reproducción de los animales domésticos. 2ª. ed. Ed. Acribia, Zaragoza, España. 167-181.

Ensminger, M.E. y Parker, R.O., (1986). Sheep and Goat Science. 5ª Ed. Ed. The Interstate. Danville. Estados Unidos.

Esquivel, C.H.A. (1986). Comparación de cuatro tinciones para evaluar la morfología espermática en semen fresco y congelado. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán.

Evans, G. y Maxwell, W.M.C. (1987). Salamon's Artificial Insemination of Sheep and Goats. Butterwoths. Australia.

Foote, R.H. (1984). Inseminación artificial. En: Reproducción e Inseminación Artificial en Animales. 4ª ed. Ed. Interamericana. México: 497-520.

Gall, C., (1981). Goat Production. Ed. Academic Press. Londres. Reino Unido.

Garner, D.L. (1991). Artificial insemination. En: Reproduction in Domestic Animals. Ed. Cupps, P.T. 4th. Edition. ed. Academic Press. Estados Unidos: 251-278.

Graham, E.F. (1980). Artificial insemination in sheep. Sheep Breeder and Sheepman. 12:6.

Greyling, J.P.C., Greeff, J.C., Brink, W.C.J y Wyma, G.A.(1988). Synchronization of oestrus in sheep of low-normal mass under range conditions. The use of different progestogens and use of PMSG. Afr, Tydskr. Veek. 18:4.

Hafez, E.S.E. (1987). Reproducción e Inseminación Artificial en Animales. 5ª ed. Interamericana McGraw-Hill. México.

Hickman, C.P., Roberts, L.S. y Hickman, F.M., (1990). Zoología, principios generales. 2ª Ed. Ed. Interamericana McGraw-Hill. Nueva York, Estados Unidos.

INEGI (1995). El sector alimentario mexicano. 316 pp.

Johnson (1991). Spermatogenesis. En: Reproduction in Domestic Animals. Ed. Cupps. P.T. Editorial. Academic Press. 4ª edición: 174-217.

León, C.A. (1994). Evaluación zootécnica de una unidad de producción ovina en sistema extensivo en Topilejo D.F. Tesis de Licenciatura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Nacional Autónoma de México.

López,P.J., (1953). Ganado cabrío. Salvat Editores, Barcelona.

Luna, V.Ma.M. (1994). Evaluación zootécnica de una unidad de producción ovina en sistema intensivo en Santa Catanna Ayotzingo, Municipio de Chalco. Tesis de Licenciatura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Nacional Autónoma de México.

Mayen, M.J., (1989). Explotación caprina. Ed. Trillas. México.

Martínez, C.A. (1985). Correlaciones de tres métodos para determinar la concentración espermática de semen en ovinos y caprinos. Tesis de Licenciatura. F.E.S. Cuatitlán. U.N.A.M.

Martínez, A., Herrera, J., Valencia, J. y Fernández-Vaca, S. (1980). Estudio de la actividad ovárica posparto mediante la determinación de progesterona en ovejas Dorset, Suffolk y Tabasco. *Vet. Mex.* 11:127-235.

Mc Donald, L.E. (1981). Reproducción y Endocrinología Veterinaria. De Interamericana. México.

Moss, J.A., Melrose, D.R., Reed, H.C.B. y Vandeplassche, M. (1979). Spermatozoa, Semen and artificial insemination. En: *Fertility and Infertility in Domestic Animals*. Ed. Laing, J.A. 3th. Edition. Ed. Bailliere Tindall. Reino Unido: 59-61.

Mowlem, A. (1992). *Goat Farming*. Farming Press. Londres. Reino Unido.

Orizaga, Bustamante, G. y Valencia, M.J. (1982). Efecto del congelamiento sobre la movilidad progresiva y la estructura acrosomal del espermatozoide de morueco. *Memorias de la Reunión de Investigación Pecuaria en México*.

Prado, J.M., (1986). *Natura enciclopedia de los Animales*. Ed. Orbis S.A. Barcelona España.

Pérez, I.A. (1979). Situación actual de la ovinocultura en México. *Memorias del Curso de Actualización Aspectos de Producción Ovina*. División de estudios de Posgrado. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad Nacional Autónoma de México.: 1-2.

Pérez, C.R. y López, P.A. (1984). Inseminación artificial en ovinos. *Memorias del Curso Bases de la Cría Ovina*. Toluca. México: 52-58.

Rival, T.J., Chenoweth, P.J. y Micking, L.I. (1984). Semen deposition and the fertility in the ovine artificial insemination. *Sheep Reproduction*. Australia Academic of Science: 301-303.

Salamon, S. y Maxwell, W.M.C. (1995). Frozen storage of ram semen. II. Causes of low fertility after cervical insemination and methods of improvement. *Anim. Reprod. Sci.*:1-23.

Salas, L.J.J. (1988). Situación de la ovinocultura en México. *Primer Simposium Internacional de Ovinocultura*. Asociación Mexicana de Criadores de Ovinos de Registro. México, D.F.

Salas, L.J.J. (1996). Comercialización de ganado ovino en México. *Memorias del Curso Base de la Cría Ovina III*. Universidad Autónoma de Querétaro. México: 41-44.

Setchell, B.P. (1991). Male reproductive organs and semen. En. *Reproduction in Domestic Animals*. De. Cupps, P.T. Academic Press: 221-245.

Smidt, D. y Ellendorf, F. (1972). *Endocrinología y Fisiología de la Reproducción de los Animales Zootécnicos*. Editorial Acribia. Zaragoza, España.

Snedecor, W.G. y Cochran, G.W. (1971). *Métodos Estadísticos*. Compañía Editorial Continental, S.A. México, D.F.

Sorensen, A.M. (1982). *Reproducción Animal. Principios y Prácticas*. McGraw-Hill. México.

Trejo, G.A., Soto, G.R., Neria, V.B. y Peña, V.M. (1984). Inseminación Artificial con semen congelado. *Memorias de la Reunión de Investigación Pecuaria en México*: 322-324.

Trejo, G.A. y Valencia, M.J. (1988). Avances en la inseminación artificial en ovinos. *Primer Simposium Internacional de Ovinocultura en México*: 30-38.

Valencia, M.J., González, H.G., González, G.M. y Trejo, G.A. (1994). Motilidad y daño acrosomal del semen caprino congelado en pajillas de 0.25 ml y 0.5 ml y descongelado a dos diferentes ritmos de temperatura. *Veterinaria México*. 25:127-131.

Valencia, M.J. (1981). Manipulación del ciclo estral de la oveja. *Memorias del Curso de Actualización de Aspectos de producción Ovina*. División de Estudios de Posgrado. FMVZ. UNAM. México: 14-17.

Valencia, M.J., (1986). Inseminación Artificial. En: *Reproducción de Animales*. Ed. Limusa. México.: 179-181.

Valencia, M.J. (1987). La inseminación artificial en ovinos. *Memorias del II Curso Bases de la Cría Ovina*. Asociación Mexicana de Técnicos Especialistas en Ovinocultura. Pachuca. Hidalgo. México: 44-47.

Weitze, K.F. y Petzoldt, R. (1992). Preservation of Semen. *Anim. Reprod. Sci.* 28: 229-235.

Zemjanis, R. (1966). *Reproducción Animal. Diagnóstico y Técnicas Terapéuticas*. Ed. Limusa. México: 253.