



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA  
DE MÉXICO

---

---

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA  
Y ZOOTECNIA

FABRICACIÓN DE UN MANIQUÍ PARA LA  
RECOLECCIÓN DE SEMEN EN OVINOS

TESIS

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE  
**MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA**

PRESENTA

**MARIO AGUILAR AGUILAR**

Asesor:

Dr. Vicente Octavio Mejía Villanueva



México, D.F.

2011



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.

## DEDICATORIA

Esta tesis se la dedico:

A Dios por su gracia infinita y por siempre estar conmigo

A mis padres Argimiro Aguilar García. †

Y Justina Aguilar Sánchez por darme vida, por su educación y apoyo

A mis amores María Esther Cervantes Reina, por su apoyo, amor y  
compañía mi inquebrantable compañera

A la luz de mi vida mi hijo Mario Aguilar Cervantes

A la niña más hermosa del mundo Jessy

A mi abuelita Lola por heredarme el don de amor a la naturaleza y a  
mis semejantes

A mis hermanos Blanca, Rubén, René, Carmela y Alma

A mi primo Alberto Rodríguez Aguilar † porque de él aprendí sencillez,  
nobleza y agradecimiento

A todos mis sobrinos

## **AGRADECIMIENTOS**

A mi asesor de tesis Dr. Vicente Octavio Mejía Villanueva por creer en mí, por sus enseñanzas, por su paciencia, por esas horas interminables dedicadas a este trabajo y por ayudarme a hacerlo realidad.

A mi jurado de tesis. Por el tiempo dedicado a este trabajo y por sus valiosas recomendaciones, sin las cuales no hubiera sido posible.

A mi profesor y amigo Pedro Cano Celada por su invaluable enseñanza y ser mi ejemplo a seguir día a día. Por ser todo un profesional.

A mi profesor y amigo Luis Ignacio Montesinos Ramírez por su apoyo incondicional

A mi amigo Juan Alcibíades López Beltrán por ver más allá el corazón y los sentimientos de las persona y sobre todo por ser mi amigo

A mi amigo Jaime Jesús Ruiz Monroy por su apoyo desinteresado y su sabiduría de la vida

A la familia Ortega de la O por ser parte de mi vida, lo que me siguen brindando y por considerarme parte de su familia

A todos los amigos del CEIEPO

A mi amigo Humberto Galicia Serrano por su apoyo desinteresado y noble

Y a todos mis profesores que me apoyaron y amigos de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

## CONTENIDO

RESUMEN.....	1	
INTRODUCCIÓN.....	3	
HIPÓTESIS.....	4	
OBJETIVOS.....	4	
GENERALIDADES DE LOS EVENTOS REPRODUCTIVOS EN LOS OVINOS DOMÉSTICOS		
PUBERTAD.....	5	
ESTACIONALIDAD REPRODUCTIVA.....	6	
CICLO ESTRAL.....	6	
MANIPULACIÓN DEL CICLO ESTRAL		
SINCRONIZACIÓN.....	9	
RECOLECCIÓN DEL SEMEN.....	11	
EVALUACIÓN DEL SEMEN.....	14	
MATERIAL Y MÉTODOS		
LOCALIZACIÓN.....	16	
ANIMALES.....	17	
FABRICACIÓN MANIQUÍ.....	17	
PREPARACIÓN DE LOS ANIMALES PARA LA RECOLECCIÓN DEL SEMEN.....		20
RECOLECCIÓN Y EVALUACIÓN DEL SEMEN.....	20	

ANÁLISIS ESTADÍSTICO.....	22
RESULTADOS.....	22
DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES.....	26
LITERATURA CITADA.....	29

## RESUMEN

AGUILAR AGUILAR MARIO. Fabricación de un maniquí para la recolección de semen en ovinos (bajo la dirección de: Dr., Vicente Octavio Mejía Villanueva).

En los ovinos domésticos una de las actividades que contempla la evaluación reproductiva de los machos es la recolección de semen. Para obtenerlo se usa comúnmente una vagina artificial, a la cual un operador dirige el pene del macho mientras éste monta a una hembra en celo, denominada maniquí. Al ser estacional la reproducción de los pequeños rumiantes, no siempre se cuenta con hembras receptivas, por lo que se emplea aún a las que no lo están o a machos dóciles, lo cual dificulta el manejo. El objetivo del presente trabajo fue la fabricación y el uso de un maniquí para recolectar semen, que no necesite del operador al tener colocada una vagina artificial. Se elaboró el maniquí con fibra de vidrio, resina poliéster y espuma de poliuretano empleando técnicas de taxidermia y se probó con cinco machos adultos, al inicio de la época reproductiva. Ninguno de los sementales rechazó montar al maniquí y eyacular en la vagina insertada. El semen recolectado con el maniquí artificial, presentó valores promedio en cuanto a volumen de  $1.88 \pm 0.35$  ml, porcentaje de motilidad progresiva de  $81.0 \pm 7.42$  y concentración de  $3258.8 \pm 741.14 \times 10^6$ /ml; mientras que en el semen recolectado dirigiendo la vagina artificial y una hembra en celo conductual, el volumen fue  $1.84 \pm 0.17$  ml, el porcentaje de la motilidad progresiva  $86.0 \pm 5.48$  y la concentración  $4060.8 \pm 924.40 \times 10^6$ /ml, sin que se encontraran diferencias estadísticamente significativas entre dichos valores ( $p > 0.05$ ). Puede concluirse como factible la fabricación de un maniquí y su empleo para la recolección de semen en ovinos domésticos.

## INTRODUCCIÓN

En los animales domésticos una de las actividades que contempla la evaluación reproductiva de los machos es la recolección de semen.<sup>1-5</sup>

El método más usado para la obtención de semen en rumiantes domésticos es el uso de una vagina artificial, ya que la temperatura y presión a la que se maneja, imitan las condiciones naturales en las cuales el semen es eyaculado y depositado en las hembras. Inicialmente se entrena a los machos con hembras en celo natural o sincronizado, con evidente receptividad sexual, ya que permanecen quietas ante sus intentos de monta.

En especies como los bovinos, equinos y porcinos, es común el uso de estructuras metálicas forradas con vinil o piel, denominadas potros o maniqués, en las cuales se montan los sementales. En el caso de los bovinos y los equinos, el operador colocado a un lado del potro o maniquí dirige el pene erecto hacia la vagina artificial y recolecta el semen. En los porcinos, el operador situado también al lado del potro sujeta el glande del pene erecto con una mano enguantada, y para obtener el semen lo dirige horizontalmente hacia un vaso colector.<sup>6-13</sup>

Debido a que la actividad reproductiva en los ovinos es estacional, y a que aún durante la época reproductiva puede no contarse con hembras en estro, sobre todo en rebaños relativamente pequeños, también se utilizan como maniqués a hembras no receptivas o a machos de temperamento dócil, que son manejados entre varias personas, lo que convierte esta práctica en una actividad que puede representar riesgos y complicaciones innecesarias, tanto para el operador, como para quienes sujetan a los animales, y para los mismos animales, ya que



únicamente los sementales con experiencia y buena libido eyaculan en los primeros intentos de monta.<sup>8,14-16</sup>

Con base en lo anterior, el objetivo del presente trabajo fue la fabricación y el uso de un maniquí para la recolección de semen en ovinos, que además evitara la presencia de un operador al tener insertada una vagina artificial.

## **HIPOTESIS**

Es factible la recolección de semen en ovinos mediante el empleo de un maniquí artificial.

## **OBJETIVOS**

### **Objetivo general.**

Contar con un maniquí artificial para la recolección de semen en ovinos.

### **Objetivos específicos.**

Fabricar el maniquí de un ovino con poliuretano, cobertura de pelo sintético y vagina artificial integrada.

Realizar la recolección de semen en ovinos adultos de diferentes razas empleando el maniquí elaborado.

Comparar las características del semen obtenido con el maniquí fabricado con la vagina integrada o con una hembra en celo conductual y la vagina manipulada por un operador.

## **GENERALIDADES DE LOS EVENTOS REPRODUCTIVOS EN LOS OVINOS DOMÉSTICOS.**

### **PUBERTAD.**

La pubertad puede definirse como el momento en el que los ovarios en las hembras y los testículos en los machos, son capaces de liberar óvulos y

espermatozoides. En las borregas se asocia a la presentación de conducta de estro o receptividad sexual y de ovulación; mientras que en los borregos se inicia y mantiene la producción y liberación de espermatozoides a través de frecuentes eyaculaciones. Es importante diferenciar la pubertad de la madurez sexual ya que la segunda se alcanza en el momento en que los animales pueden reproducirse, sin que su crecimiento y desarrollo corporal se vea afectado. La pubertad está determinada por diferentes factores genéticos, nutricionales, ambientales, y en el caso de los ovinos, al tener una reproducción estacional, por la época de nacimiento, ya que las corderas que nacen al principio de la época de partos tienden a llegar a la pubertad a los cinco meses de edad, y también alcanzan la madurez sexual a edad más temprana que las corderas que nacen al final de la estación. Por tanto, las corderas que nacen al final de la época de partos llegarán a la pubertad y mostrarán ciclos estrales durante la estación reproductiva del siguiente año, cuando tienen por lo menos 12 meses de edad.<sup>11,17</sup>

## **ESTACIONALIDAD REPRODUCTIVA.**

Los ovinos domésticos se consideran poliéstricos estacionales, lo que significa que en las hembras se presentan varios estros o celos, de seis a nueve, durante una temporada del año y que por lo tanto, hay también una época de anestro o de descanso sexual. Esta estacionalidad reproductiva se rige principalmente por el fotoperiodo, por lo que la actividad estral se presenta durante la época en la cual la duración de las horas luz del día es cada vez menor. Otros factores que influyen en el inicio de la época de reproducción así como en su duración, son la raza y la

nutrición, encontrándose importantes variaciones aún entre los animales de un mismo rebaño.<sup>11,17</sup> Aunque las variaciones en el periodo de reproducción y de anestro conciernen a ambos sexos, las variaciones en la actividad conductual y hormonal es menor en los machos que en las hembras. Por tanto, en algunos machos la espermatogénesis y la actividad sexual pueden no detenerse completamente, aún en los periodos de menor interés sexual y de libido disminuída; mientras que en las hembras la ovulación y el ciclo estral se manifiestan durante periodos más definidos.<sup>17</sup> Esta temporada o estación reproductiva plena abarca en nuestro país, de manera general, los meses de julio a febrero, mientras que el anestro comprende los meses de marzo a junio de cada año.

### **CICLO ESTRAL.**

Durante la época de reproducción las ovejas presentan ciclos estrales cada 16 ó 17 días, hasta que quedan gestantes o hasta que finaliza la temporada reproductiva. Gracias al desarrollo de técnicas como la laparoscopia y la ultrasonografía de imagen, se ha podido determinar que en las ovejas a lo largo de cada ciclo estral, se presentan generalmente dos oleadas foliculares durante la fase lútea y una durante la fase folicular, con un intervalo de cuatro a seis días entre ellas.

La mayor parte del ciclo estral de la oveja está ocupado por la fase lútea. La fase lútea que incluye al metaestro y el diestro, dura de 12 a 14 días, mientras que la fase folicular que incluye al proestro y al estro, dura entre tres y cinco días.<sup>11,12</sup>

## **PROESTRO.**

Tiene una corta duración, generalmente de dos días y no es una fase del ciclo que se distinga con facilidad. Se caracteriza por el rápido crecimiento folicular y la secreción de estrógenos bajo la estimulación de las gonadotropinas hipofisarias (FSH y LH). Progresivamente los niveles de estradiol que aumentan en la sangre durante el proceso, se asocian con cambios en los órganos reproductores. La oveja no muestra signos evidentes, pero a medida que se acerca la siguiente etapa la vulva se distiende, el vestíbulo se vuelve hiperémico y las glándulas del cérvix y de la vagina secretan una sustancia sérica que se presenta como una descarga vaginal.<sup>11,12</sup>

## **ESTRO.**

El estro dura en promedio 36 horas, mientras que la ovulación es espontánea y ocurre entre las 24 y 30 horas de su inicio. Las ovulaciones dobles y triples son comunes en las ovejas, en particular en aquellas razas seleccionadas para una mayor prolificidad. La identificación del celo o estro se basa principalmente en cambios de comportamiento,<sup>11,12</sup> y aunque algunas ovejas tienden a buscar al semental cuando es introducido, algunas pueden mostrar cierta pasividad, o incluso las muy jóvenes huir.

Además de la distensión vulvar y una descarga visible de moco de la vulva, la aceptación de la hembra al apareamiento es el signo más fácilmente notorio del estro. Su duración puede ser afectada por la edad de la oveja y por la presencia del macho. Se conoce que la exposición continua visual y olfatoria o el

apareamiento, acelera la ovulación al promover el pico preovulatorio de la gonadotropina LH.<sup>11,12</sup>

### **METAESTRO.**

Es el periodo o etapa de formación del cuerpo lúteo, ya que durante tres días las células foliculares que inician su transformación originan primero un cuerpo hemorrágico y rápidamente un cuerpo lúteo funcional, mientras que los niveles sanguíneos de progesterona son detectables dos días o tres después de la ovulación.<sup>11,12</sup>

### **DIESTRO.**

Es la fase de la plena funcionalidad del cuerpo lúteo, y al tener una duración de nueve a 12 días es la fase que domina el ciclo estral. En caso de que las ovejas reciban monta, deberán de estar presentes embriones viables en el útero para proveer señales luteotrópicas, entre los días 12 a 13 del ciclo estral, ya que en caso contrario, el cuerpo lúteo es lisado o destruido por la PGF2alfa, con lo que la oveja iniciará un nuevo ciclo estral. Este proceso se repetirá durante los ciclos estrales subsecuentes hasta que la hembra quede gestante o hasta que finalice la época reproductiva.<sup>11,12</sup>

### **MANIPULACIÓN DEL CICLO ESTRAL.**

#### **SINCRONIZACIÓN.**

El conocimiento de las bases endocrinas de la reproducción y de los mecanismos que regulan la secreción hormonal ha posibilitado el control del ciclo estral de las ovejas por medio de programas de sincronización, los que facilitan el uso de otras técnicas como la inseminación artificial y la transferencia de embriones, mediante las cuales se logra un mayor aprovechamiento del potencial genético de los animales.<sup>11</sup>

La sincronización del ciclo estral es una opción desarrollada para incrementar la eficiencia reproductiva de los animales, se realiza en las hembras que se encuentran ciclando naturalmente durante la época reproductiva, con la finalidad de que un grupo de ellas presente estró en forma simultánea.<sup>18</sup> Así, se obtiene un adecuado control de la temporada de empadre y concentra los partos en periodos de tiempo más cortos, favoreciendo un manejo uniforme de los animales.<sup>12</sup> Una vez sincronizado el ciclo estral, a las hembras se les da monta natural dirigida o se les insemina artificialmente.<sup>8</sup>

La sincronización del estró se puede lograr a través de métodos naturales y farmacológicos. Dentro de los farmacológicos, algunos pueden usarse casi en cualquier época del año, como son la progesterona natural o sintética (progestágenos), además existen otros fármacos de acción luteolítica como la prostaglandina F2 alfa (PGF<sub>2</sub>α). Sin embargo, ésta se utiliza exclusivamente en época de reproducción, ya que su efecto depende de la presencia de un cuerpo lúteo funcional.<sup>11</sup>

En diversas investigaciones se han observado grados variables de sincronización utilizando progestágenos por diferentes vías, siendo el más común el uso de acetato de fluorogestona (17α-acetoxy-9α-fluro-11β-hydroxy-pregn-4-ene-3,20-

dione), dosificado a través de esponjas que se colocan en la vagina de la hembra durante nueve a 14 días, ya que se necesita que sus niveles circulantes se mantengan de forma sostenida durante varios días. De igual manera, se han desarrollado otros métodos que no requieren la utilización masiva de mano de obra y permiten la administración continua de los fármacos, aplicándose por vía intramuscular, oral y subcutánea.<sup>19-21</sup>

La administración de acetato de fluorogestona (FGA) simula la presencia del cuerpo lúteo mediante una lenta y sostenida liberación de progesterona; provoca, por retroalimentación negativa, que se suprima la secreción de GnRH a nivel hipotalámico y produce una disminución en la secreción de las gonadotropinas hipofisarias, limitándose así el desarrollo folicular.<sup>21</sup> Al retirar la esponja y con ello interrumpirse la administración del progestágeno, cesa la retroalimentación negativa y la hipófisis incrementa la liberación de gonadotropinas, con lo cual se estimula el crecimiento folicular por acción de la FSH y se presenta la ovulación por efecto de la LH,<sup>8</sup> en un lapso de 24 a 36 horas después de terminado el tratamiento.<sup>22</sup>

La progesterona natural y los progestágenos, como la FGA, son administrados comúnmente en rumiantes pequeños y grandes, durante el número de días que dura la fase de diestro, siendo ésta en ovejas domésticas de alrededor de 10 días, es decir, alrededor de dos terceras partes de la duración total del ciclo estral.<sup>19</sup>

Dentro de la sincronización del ciclo estral por medio de fármacos también se ha empleado la PGF<sub>2</sub> $\alpha$ , la cual es una sustancia orgánica que se produce en el útero a partir del ácido araquidónico, y se libera en forma pulsátil para producir la lisis del cuerpo lúteo.<sup>23,24</sup> Cuando se administra PGF<sub>2</sub> $\alpha$  a partir del día cinco del ciclo



estral de la oveja, las células lúteas ya pueden responder a su acción, produciéndose la lisis del cuerpo lúteo, la cual se completa entre 12 y las 24 horas de aplicada, presentándose el estro entre las 36 a 44 horas posteriores a su inyección. Este método de sincronización presenta varias limitantes, ya que no puede utilizarse antes del día cinco del ciclo porque no hay cuerpos lúteos funcionales presentes. Además, en la oveja se ha informado de una incidencia relativamente alta de fallas en la regresión lútea cuando se aplica entre el día ocho y 11 del ciclo estral, lo que hace necesario recurrir a tratamientos en los cuales se utilizan dos inyecciones con varios días de separación, o tratamientos combinados con progestágenos.<sup>25</sup>

## **RECOLECCIÓN DEL SEMEN.**

En los rumiantes domésticos una de las actividades que contempla la evaluación reproductiva de los machos es la recolección de semen.<sup>1-5</sup> Dentro de los métodos empleados para la recolección de semen en animales domésticos y silvestres, pueden mencionarse el de la vagina artificial, la electroeyaculación, el lavado vaginal postcoital, así como la disección y lavado de la cola del epidídimo testicular postmortem.<sup>7,8,13,26,27</sup>

El método más usado para la obtención de semen en rumiantes y equinos domésticos es la vagina artificial, cuya temperatura y presión imitan las condiciones naturales en las cuales el semen es depositado en las hembras, por esto, también provee eyaculados con adecuadas características. Inicialmente se entrena a los machos con hembras en celo natural o sincronizado, cuya

receptividad sexual es evidente, ya que permanecen quietas ante la presencia del macho. Para pequeños rumiantes se diseñaron hace algunos años, fosos que situaban al operador por debajo del nivel de los animales a trabajar, aunque recientemente se han sustituido por plataformas metálicas portátiles que permiten además la sujeción del animal por el cuello. En especies como los bovinos, equinos y porcinos, es común el uso de estructuras metálicas forradas con vinil o piel, denominadas potros o maniqués, en las cuales se montan los sementales. En el caso de los bovinos y los equinos, el operador colocado a un lado del potro o maniquí dirige el pene erecto hacia la vagina artificial y recolecta el semen. En los porcinos, el operador situado también al lado del potro sujeta el glande del pene erecto con una mano enguantada, y para obtener el semen lo dirige horizontalmente hacia un vaso colector.<sup>6,9,11,12</sup>

No obstante en los ovinos se utilizan de forma práctica como maniqués a hembras, aún sin estar en celo, o a machos de temperamento dócil, que son sujetados entre varias personas, esta práctica puede representar riesgos y complicaciones innecesarias, tanto para el operador como para quienes sujetan a los animales, ya que únicamente los sementales con experiencia y buena libido eyaculan rápidamente en los primeros intentos de monta. Durante la eyaculación, el macho realizará rápidos movimientos pélvicos y contraerá fuertemente los músculos abdominales, ocurriendo un único y vigoroso movimiento hacia adelante. Después de eyacular en la vagina artificial el macho desmontará y el pene se retraerá hacia el prepucio. Machos con buena libido o con un periodo de descanso sexual prolongado, podrán ser colectados hasta en dos o tres ocasiones en un periodo corto de tiempo.<sup>8,14-16</sup>

Aunque existen muchos tipos de vaginas artificiales, fabricadas de manera doméstica o industrial, éstas consisten en un tubo rígido de plástico o metal, de 12 a 15 cm de longitud y 4.5 a 6 cm de diámetro, con una válvula metálica que permite introducir agua y aire. Por la parte interna se introduce una funda de látex, cuyos extremos se doblan y sujetan sobre el tubo rígido, formando un espacio que es llenado con agua caliente y aire, de tal manera que el pene entre libremente a la vagina, pero con cierta presión. Algunas personas recomiendan el lubricar el extremo de la vagina artificial por el que entra el pene, teniendo la precaución de que el lubricante no sea tóxico para los espermatozoides. Por el otro extremo de la vagina artificial y dependiendo de su longitud, se coloca directamente una copa colectora graduada o un cono colector al que se le une un tubo graduado. La temperatura de la vagina artificial al momento de la colección del semen será de entre 40 y 45 °C; temperaturas mucho menores (alrededor de 30 °C) no son en la mayoría de las ocasiones estímulo suficiente para la eyaculación. Temperaturas superiores a los 45 °C, pueden molestar al semental o incluso lastimarlo, haciendo que relacione la colecta de semen con una actividad desagradable.<sup>8,14-16</sup>

## **EVALUACIÓN DEL SEMEN.**

Una vez obtenido el semen, el examen del color, el olor y la consistencia deberá hacerse lo más pronto posible. El semen es de color blanco lechoso o crema pálido, pero puede variar de un eyaculado a otro, al igual que las otras características, aún tratándose del mismo semental. Cuando el color es opaco indica una alta concentración espermática, mientras que los eyaculados translúcidos contienen menos espermatozoides.<sup>8,28</sup>

El volumen del eyaculado se mide generalmente en el recipiente graduado en que fue obtenida la muestra, siendo en promedio de 1 mililitro. El volumen eyaculado puede variar debido a factores como la frecuencia de recolección y la habilidad del operador.<sup>8,29</sup>

La determinación de la motilidad es una de las pruebas más utilizadas para tener una aproximación a la calidad del semen, para evaluarla es necesario el uso de un microscopio compuesto u óptico común, con objetivos de 10X y 40X, siendo importante el mantener el semen a evaluar y el material a utilizar a una temperatura de entre 30 a 35°C.<sup>8,28-30</sup>

La motilidad se evalúa en masa, mediante la observación de las ondas de movimiento en una gota de semen sin diluir, colocada en un portaobjetos y se califica en una escala del 0 al 5. A pesar de ser una evaluación subjetiva, a través de la experiencia los criterios entre evaluadores tienden a unificarse. La motilidad se evalúa también de manera individual, mediante la determinación de la proporción o porcentaje de los espermatozoides con movimiento progresivo o de avance, por lo que es necesario diluir el semen 1:200, utilizando solución salina fisiológica o algún diluyente específico, y colocando una gota del semen diluido en un portaobjetos con cubreobjetos. La motilidad individual o progresiva se califica en una escala del 0 al 100 %, correspondiendo el valor de 0 a las muestras sin movimiento y valores cercanos al 100 % a las muestras con una gran proporción de espermatozoides con avance en línea recta. La determinación del número de espermatozoides móviles y de la calidad del movimiento, deberá hacerse en diferentes campos del microscopio. Se considerarán como movimientos inadecuados los movimientos circulares y los movimientos oscilatorios, sin cambio

de posición. Una motilidad en masa con valores menores a 3 y con motilidad individual menor al 70 % puede ser indicadora de machos problema.<sup>8,28-30</sup>

La concentración promedio de espermatozoides en el semen de los ovinos es de  $3,500 \times 10^6/\text{ml}$ . Los métodos comunes para calcular la concentración se basan, a nivel de campo, en la valoración de la consistencia del semen o en su conteo mediante un hemocitómetro, aunque ya se usan con mayor frecuencia fotómetros portátiles. La valoración de la concentración de acuerdo a la consistencia dependerá de la proporción en que se encuentren sus principales constituyentes, como son el plasma seminal y las células espermáticas.<sup>8,28-30</sup>

Las muestras de consistencia espesa y con apariencia cremosa tendrán más espermatozoides, mientras que las muestras más acuosas y claras tendrán una menor concentración.<sup>8,28</sup>

El uso de un hemocitómetro es un método relativamente lento, pero proporciona una aproximación adecuada de la concentración espermática en el eyaculado. Para esta evaluación deberá tenerse una cámara para contar células sanguíneas (Neubauer), su cubreobjetos y la pipeta para contar eritrocitos. De manera rutinaria, se hace una dilución del semen 1:200 en la pipeta, usando agua corriente o agua con formalina para matar rápidamente a los espermatozoides, y se coloca una gota sobre la cuadrícula de la cámara. Antes de contar los espermatozoides es conveniente esperar entre 3 a 5 minutos para permitir su sedimentación. El conteo podrá realizarse con el objetivo de 10X ó 40X y tomando en cuenta la cuadrícula formada por los 25 cuadros grandes, cinco por lado, delimitados por tres líneas cada uno y subdivididos en 16 cuadros más pequeños. En esta cuadrícula se contarán las cabezas de los espermatozoides que se

encuentren dentro de cinco de los cuadros grandes, usando generalmente los cuatro de las esquinas y el central.<sup>8,28</sup>

La concentración espermática por mililitro se calcula multiplicando el número de los espermatozoides contados en los cinco cuadros mencionados por 10 millones ( $10^7$ ). La concentración del eyaculado se obtiene multiplicando la concentración por mililitro por el volumen eyaculado, y para estimar adecuadamente la concentración de espermatozoides vivos y con movimiento (concentración de espermatozoides móviles), se deberá considerar también el porcentaje de la motilidad individual.<sup>8,28</sup>

## **MATERIAL Y MÉTODOS.**

### **LOCALIZACIÓN.**

El trabajo se llevó a cabo en el Centro de Enseñanza, Investigación y Extensión en Producción Ovina (CEIEPO), de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia perteneciente a la Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM). El Centro se encuentra ubicado en el Km. 53.1 de la Carretera Federal México-Cuernavaca, en el poblado de Tres Marías, municipio de Huitzilac en el Estado de Morelos.

### **ANIMALES.**

Se utilizó la canal de una oveja adulta híbrida de Cimarrón, tomada de una baja que se presentó en el CEIEPO durante el mes de abril del presente año.

Se recolectó semen de 5 machos ovinos adultos, de entre 2 y 4 años de edad, de las razas Suffolk, Dorset, Hampshire, Katahdin e híbrido de Cimarrón (un macho de cada raza) durante los meses de junio y julio.

### **FABRICACIÓN DEL MANIQUÍ.**

Se elaboró un molde de fibra de vidrio sobre la canal levemente deshidratada de una oveja, la cual inicialmente se impregnó con aceite de cocina aplicado con una brocha, evitando que la fibra de vidrio se pegara a la canal. Posteriormente, se recortaron pequeños pedazos de fibra de vidrio, con medidas de entre 10 y 30 cm<sup>2</sup>, que fueron colocados dentro de un molde con resina de poliéster. Con éstos se cubrió en varias capas todo el cuerpo de la borrega y se dejó secar durante siete días (figuras 1 y 2). Pasado ese tiempo, el molde se cortó en dos mitades iguales, en dirección longitudinal a la canal y se desprendió cuidadosamente de la

carne. Se reforzó con más capas de fibra de vidrio impregnadas en la resina de poliéster, en los sitios que se consideraron endebles al tacto. Además, a cada mitad del molde se le añadieron unas pestañas de fibra de vidrio, para poderlas unir posteriormente mediante tornillos con tuercas. Cinco días después, el molde fue cubierto por su parte interna con una película separadora, unido nuevamente y cerrado casi en su totalidad, excepto en algunos pequeños espacios por los cuales se introdujo espuma de poliuretano, para así rellenar el molde de fibra de vidrio. Dos días después, a la silueta de espuma de poliuretano se le retiró el molde de fibra de vidrio, se le hicieron los espacios para introducir y sujetar una vagina artificial (figuras 3, 4, 5 y 6). Posteriormente se rodeó la silueta de poliuretano con un alma de acero para reforzar toda su estructura. Finalmente, se cubrió completamente con pelo sintético, el cual fue cosido y pegado, y se le colocaron ojos, orejas y una cola muy corta (figuras 7 y 8).<sup>31-37</sup> Una vez detallado, al maniquí se le colocó sobre una base de metal, para que pudiera sostenerse firmemente en un piso con pasto natural o tierra.





Figs. 1 y 2. Elaboración del molde de fibra de vidrio sobre la canal.



Figs. 3 y 4. Elaboración del maniquí con fibra de vidrio y espuma de poliuretano.

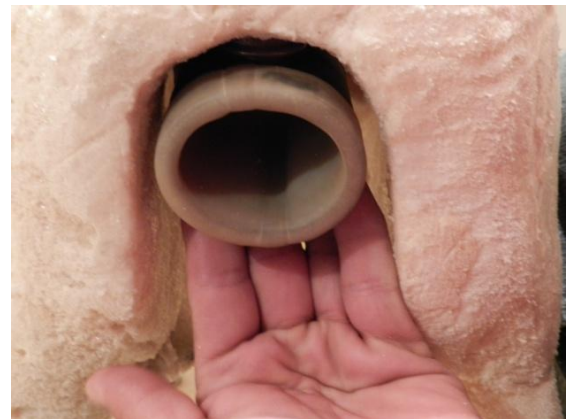


Fig. 5 y 6. Preparación del espacio para la inserción de la vagina artificial.



Figs. 7 y 8. Maniquí terminado y con la vagina artificial insertada.

## **PREPARACIÓN DE LOS ANIMALES PARA LA RECOLECCIÓN DEL SEMEN.**

Para la recolección del semen, a los machos se les revisó que no presentaran lesiones en el prepucio y posteriormente se les lavó con agua tibia y se secó con una toalla desechable de papel. Previa recolección del semen con el maniquí fabricado, éste les fue presentado de forma individual a los sementales para observar su reacción.

Para usar a una hembra en celo como maniquí, se sincronizó el ciclo estral de una hembra Suffolk de cuatro años de edad, mediante la colocación vaginal durante 10 días, de una esponja impregnada con 20 mg de acetato de fluorogestona. Al retiro de la esponja se le administraron intramuscularmente 200 UI de gonadotropina coriónica equina.<sup>38,39</sup>



## RECOLECCIÓN Y EVALUACIÓN DEL SEMEN.

Para la recolección del semen con el maniquí fabricado en cada uno de los machos seleccionados, éste fue colocado en un área libre con pasto natural y se le insertó y sujetó una vagina artificial, la cual fue previamente armada y llenada con agua caliente (40-42 °C) y aire, para proveer las condiciones adecuadas de temperatura y presión, imitando las condiciones naturales del depósito de semen en la vagina de la hembra (figuras 9 y 10). Cada macho fue acercado al maniquí y se le permitió interactuar libremente con él, y una vez finalizada la monta con eyaculación el semental fue retirado (figuras 11, 12, 13 y 14).



Figs. 9 y 10. Colocación de la vagina artificial.



Figs. 11 y 12. Macho montando al maniquí.



Fig. 13. Semental penetrando la vagina.



Fig. 14. Semen recolectado.

Para la recolección del semen con una hembra en celo como maniquí, ésta fue sujeta suavemente por la cabeza por un operador y éste se recargó en un muro, mientras que a cada macho, por separado, se le permitió acercarse a la hembra; al momento de la monta el pene erecto fue desviado por otro operador hacia la vagina artificial y ésta dirigida hacia el pene, procurando no tocarlo, hasta lograr la eyaculación. Una vez recolectado el semen el macho fue retirado.

El volumen del semen eyaculado fue medido en un tubo colector graduado y después fue colocado en baño María a una temperatura de 30 °C. Posteriormente se tomó una pequeña muestra del semen sin diluir y se colocó sobre un portaobjetos precalentado a 30 °C, para observar al microscopio con el objetivo de aumento 10X (seco débil) y evaluar la movilidad espermática en masa, en una escala de 0 al 5. Se tomó también una muestra de semen para estimar la concentración espermática, mediante un hemocitómetro o cámara de Neubauer, y otra para diluirla con solución salina fisiológica y evaluar la motilidad progresiva en una escala de 0 a 100%.<sup>8,10,27</sup>

## ANÁLISIS ESTADÍSTICO.

Se calculó la estadística descriptiva de las variables en estudio y para comparar las medias se utilizaron pruebas de t de student y chi-cuadrada.<sup>40</sup>

## RESULTADOS.

Ninguno de los sementales rechazó el montar al maniquí y eyacular en la vagina artificial que tenía insertada. Debido a que todos los sementales eyacularon en el maniquí, la vagina artificial insertada provee y mantiene las condiciones adecuadas de temperatura y presión, a pesar del tiempo que tarda su preparación y colocación.

En la tabla 1 se presentan los valores obtenidos (volumen, motilidad progresiva y concentración/ml) en el semen de los borregos domésticos de diferentes razas, recolectados mediante el maniquí fabricado con la vagina artificial insertada.

TABLA 1. EVALUACIÓN DEL SEMEN RECOLECTADO CON EL MANIQUÍ FABRICADO.

RAZA	VOLUMEN (ml)	MOTILIDAD PROGRESIVA (%)	CONCENTRACIÓN ESPERMÁTICA/ml (10 <sup>6</sup> )
SUFFOLK (n=1)	2.3	85	3254
	2.1	80	4153

DORSET (n=1)			
HAMPSHIRE (n=1)	1.7	80	3209
KATAHDIN (n=1)	1.9	90	3561
HÍBRIDO CIMARRÓN (n=1)	1.4	70	2117

En la tabla 2 se presentan los valores obtenidos en el semen recolectado, empleando una hembra en celo y con la vagina artificial manipulada por un operador.

TABLA 2. EVALUACIÓN DEL SEMEN RECOLECTADO CON HEMBRA EN CELO.

RAZA	VOLUMEN (ml)	MOTILIDAD PROGRESIVA (%)	CONCENTRACIÓN ESPERMÁTICA/ml (10 <sup>6</sup> )
SUFFOLK (n=1)	1.8	90	4540
DORSET (n=1)	1.7	80	3130

HAMPSHIRE (n=1)	1.9	90	4155
KATAHDIN (n=1)	2.1	90	5300
HÍBRIDO CIMARRÓN (n=1)	1.7	80	3179

En la tabla 3 se presentan los valores (promedio  $\pm$  desviación estándar) del semen recolectado con el maniquí fabricado o con una hembra en celo conductual.

TABLA 3. VALORES DEL SEMEN RECOLECTADO CON MANIQUÍ O HEMBRA EN CELO.

MÉTODO DE RECOLECCIÓN	VOLUMEN (ml) (PROM $\pm$ DE)	MOTILIDAD PROGRESIVA (%) (PROM $\pm$ DE)	CONCENTRACIÓN ESPERMÁTICA/ml (10 <sup>6</sup> ) (PROM $\pm$ DE)
MANIQUÍ FABRICADO	1.88 $\pm$ 0.35 <sup>a</sup>	81.0 $\pm$ 7.42 <sup>a</sup>	3258.80 $\pm$ 741.14 <sup>a</sup>

(n=5)			
HEMBRA EN CELO (n=5)	$1.84 \pm 0.17^a$	$86.0 \pm 5.48^a$	$4060.80 \pm 924.40^a$

a, valores con la misma literal no son estadísticamente diferentes ( $P > 0.05$ ).



## **DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES.**

No obstante en los ovinos se utilizan de forma práctica como maniqués a hembras en celo o aún sin estarlo, o a machos de temperamento dócil que son sujetados entre varias personas, estas prácticas pueden representar riesgos y complicaciones innecesarias, tanto para el operador como para quienes sujetan a los animales, ya que únicamente los sementales con experiencia y buena libido eyaculan rápidamente en los primeros intentos de monta, mientras que la mayoría lo hacen después de varias montas falsas (monte y desmonte), hasta que penetran completamente en la vagina artificial. Esto origina por un lado, que las hembras y machos usados como maniqués ofrezcan una resistencia cada vez mayor ante la monta repetida de los sementales y por el otro, el que los sementales se resistan a montar a un maniquí en movimiento.<sup>8,14-15</sup>

Otra complicación en los pequeños rumiantes domésticos es que al ser su reproducción estacional,<sup>11,12,17</sup> puede no ser tan sencillo el contar con hembras en celo al momento de necesitar recolectar semen de un animal valioso.

Dado que ninguno de los sementales rechazó el montar al maniquí y eyacular en la vagina artificial que tenía insertada, puede asumirse que el maniquí fabricado imita adecuadamente las características y la presencia física de una borrega viva.

El tomar como modelo a una canal del animal del cual se fabricará el maniquí, simplifica el trabajo de la obtención de sus medidas (alturas, longitudes, perímetros), porque ya tiene las medidas justas para la elaboración del molde. La deshidratación de la carne de la canal, además fija adecuadamente la forma del molde y con esto se tiene una mejor impresión.

Se utilizó fibra de vidrio por la dureza que alcanza, principalmente en las zonas de soporte, y espuma de poliuretano para definir de mejor manera la figura del animal, para darle confort a las zonas en las cuales el animal monta al maniquí, así como al área en la cual es colocada la vagina artificial.

Al cubrirse la figura con pelo sintético, y colocársele los ojos y orejas, se tiene una muy buena imitación de un animal vivo, lo que seguramente favorece el que los sementales no rechacen al maniquí y por el contrario, lo monten y eyaculen en él con relativa facilidad y rapidez. De la misma manera, el que todos los sementales hayan eyaculado en la vagina artificial que tenía insertada el maniquí fabricado, puede considerarse que se proveen y mantienen las condiciones adecuadas de temperatura y presión, a pesar del tiempo que tarda su preparación y colocación.

Es importante considerar que los materiales usados en la fabricación del maniquí permiten su adecuada limpieza y en su caso, desinfección, lo cual es sumamente importante si los maniquíes son transportados a diferentes producciones ovinas, en las cuales se requiera recolectar semen para realizar la evaluación reproductiva de los sementales, o para ser utilizado en fresco o para su posterior congelación.

Debido a que el Reglamento de la Ley General de Vida Silvestre, expedida por la SEMARNAP (2006)<sup>41</sup> señala claramente que los animales de taxidermia, con piel natural, no deben ser transportados a lo largo del territorio nacional sin los permisos correspondientes, el contar con un maniquí elaborado con base en materiales sintéticos resuelve esta problemática.

Los maniquíes como el fabricado en el presente trabajo, también pudieran usarse para estimar la capacidad de servicio de los sementales, además de realizar

estudios sobre la conducta sexual que despliegan ante las hembras que les son presentadas.<sup>1-5</sup>

Sería importante evaluar el uso de los maniqués en especies como los caprinos domésticos o algunos pequeños rumiantes silvestres, como en el caso de los borregos Cimarrón y de los venados Bura o Cola Blanca, dada la importancia cinegética que tienen en nuestro país estas últimas especies.

Puede concluirse como factible la fabricación de un maniquí con una vagina artificial insertada y su empleo para la recolección de semen en ovinos domésticos, dado que el maniquí no es rechazado por los sementales, y porque las características del semen así obtenido (volumen, motilidad progresiva y concentración) son normales y similares a las del semen recolectado por un operador usando a una hembra en celo como maniquí.

**LITERATURA CITADA.**

1. Mickelsen D, Paisley G, Dahmen J. The relationships of libido and serving capacity test scores in rams on conception rates and lambing percentage in the ewe. *Theriogenology*, 1982; 18: 79-86.
2. Burfening J, Rossi D. Serving capacity and scrotal circumference of ram lambs as affected by selection for reproductive rate. *Small Rumin Res*, 1992; 9: 61-68.
3. Kilgour J. The relationship between ram breeding capacity and flock fertility. *Theriogenology*, 1993; 40: 277-285.
4. Kridli T, Said I. Libido testing and the effect of exposing sexually naive Awassi rams to estrous ewes on sexual performance. *Small Rumin Res*, 1999; 32: 149-152.
5. Avdi M, Banos G, Stefos K, Chemineau P. Seasonal variation in testicular volumen and sexual behavior of Chios and Serres rams. *Theriogenology*, 2004; 62: 275-282.
6. Bearden H, Fuquay J. *Reproducción Animal Aplicada*. Ed. El Manual Moderno, México. 1982.
7. Barth A, Oko R. *Abnormal morphology of bovine spermatozoa*, Iowa State University Press, USA, 1989.
8. Evans G, Maxwell W. *Inseminación artificial de ovejas y cabras*. Ed. Acribia, España. 1990.
9. Cole H, Cupps P. *Reproducción de los Animales Domésticos*. Ed. Acribia, España. 1991.

10. Brito I, Valencia J, Balcázar A, Angulo R, Mejía O. Congelación de semen de carnero en pellets con los diluyentes Tris-glucosa-yema de huevo o Lactosa-yema de huevo. *Avances en Investigación Agropecuaria*. 2004. 8(2):28-37.
11. Hafez E, Hafez, B. *Reproducción e Inseminación Artificial en Animales*. Ed. McGraw Hill Interamericana, México. 2000.
12. Galina C, Valencia J. *Reproducción de Animales Domésticos*. Ed. Limusa, México. 2006.
13. Purdy H. A review on goat semen cryopreservation. *Small Rumin Res*, 2006; 63: 215-225.
14. Lindsay R, Pierce T. *Reproduction in Sheep*. Cambridge University Press, USA. 1984.
15. Haresign W. *Producción Ovina*. AGT Editor, México. 1989.
16. Marai F, Owen B. *Nuevas Técnicas de Producción Ovina*. Ed. Acribia, España. 1994.
17. Rosa H, Bryant M. Seasonality of reproduction in sheep. *Small Rumin Res*, 2003; 48: 155-171.
18. Quispe T, Zarco L, Valencia J, Ortiz A. Estrus synchronization with melengestrol acetate in cycle ewes. Insemination with fresh or frozen semen during the first or second estrus post-treatment. *Theriogenology*, 1994; 41:1385-1392.
19. Quirke F. Regulation of pubertal reproduction in female lambs: A review. *Livestock Prod Sci*, 1981; 8: 37-53.

20. Crempien C, Rojas C, Avendaño J. Efecto del tratamiento con progestágeno sintético sobre la sincronización de estros, concentración de partos y eficiencia reproductiva de ovinos. *Agricultura Técnica*, 1984; 44:347-351.
21. Vaillancourt D. La gestion de la reproduction chez les petits ruminants: le contrôle du cycle œstral. *Le Médecine Vétérinaire du Québec*, 2003; 33(1-2): 43-49.
22. Scudamore L, Robinson J, Aitken P. The effect of timing of laparoscopic insemination in superovulated ewes, with sedation, on the recovery of embryos, their stage of development and subsequent viability. *Theriogenology*, 1991; 35: 907.
23. McCracken A, Schramm W, Barcikowski B, Wilson L. The identification of prostaglandin F2 $\alpha$  as a uterine luteolytic hormone and the hormonal control of its synthesis. *Act Vet Scand*, 1981; 77(Suppl 1): 77-88.
24. Zarco L, Bradford E, Kindahl H. Modification of prostaglandin F2 $\alpha$  and the timing of events associated with luteolysis in ewes with oestrus cycle of different lengths. *J Reprod Fert*, 1988; 83: 517-526.
25. Herrera H, Feldman S, Zarco L, Valencia M, Ortiz H, Ángeles C. Evaluación del efecto luteolítico de la prostaglandina F2 $\alpha$  en diferentes días del ciclo estral de la borrega. *Vet Méx*, 1990; 21: 143-147.
26. Mejía-Villanueva O, Ramos-Contla D, Rivera-Rebolledo J, Ordáz-López R, Palma-Irizarry M. Congelación de semen de borregos Cimarrón (*Ovis canadensis mexicana*) obtenido mediante electroeyaculación o postmortem. *Perspectivas en Zoología Mexicana*, UJAT. 2008; 205-215.

27. Mejía M, Medrano A, González-Rebeles C, Mejía O. Capacitation status of frozen-thawed spermatozoa from wild ruminants. *European J Wildlife Res*, 2009; 55(1): 1-6.
28. Mejía VO. Colección y valoración del semen. Curso Internacional de Manejo Productivo y Reproductivo en Ovinos. FedMVZ, 2003.
29. Dias F. Sincronização do estro, indução ovulação e fertilidade de ovelhas deslanadas após tratamento hormonal com gonadotropina coriônica equina. *Arq Bras Med Vet*, 2001; 53(5): 618-623.
30. Steve S. Reproductive techniques in sheep. *Update on Small Rum Med*, 2001; 17 (2): 435-453.
31. Morganti C. Taxidermia, Entomología y Herbarios. Ed. Hobby, Argentina. 1973.
32. Villaverde A. El Arte de Disecar (Taxidermia). Ed. Heraldo de Aragón, España. 1974.
33. Pérez A. Manual Completo de Taxidermia para el Aficionado y el Profesional. Ed de Vecchi, España. 1981.
34. Palaus X. La Taxidermia. Ed. de Vecchi, España. 1984.
35. Labrie J. Taxidermia. El arte de Disecar Animales. Ediciones Daimon, España. 1985.
36. Dahmes S. Whitetail/Mule Deer Taxidermy System. Wasco Manufacturing Inc, USA. 1987.
37. Castañares E. La Taxidermia de Hoy Paso a Paso. Ediciones Otero, España. 1990.

38. Mejía O, Murcia C, Valencia J, Espinosa F. Administración posmonta de acetato de fluorogestona en ovejas donadoras de embriones. *Vet Méx*, 2000; 31: 129-135.
39. Martínez J, Sánchez T, Bucio L, Rojo R, Mendoza G, Cordero J, Mejía O. Efecto eCG inseminación laparoscópica sobre el comportamiento reproductivo en ovejas F1 (Damara x Merino). *Revista Científica*, 2006; 16(1): 72-77.
40. Daniel W. *Bioestadística, base para el análisis de las ciencias de la salud*. 4ª ed. México, DF: LIMUSA, 2004.
41. DOT 07-06-2011. *Ley General de Vida Silvestre*. Publicada en el *Diario Oficial de la Federación* el 3 de julio de 2000.