

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA

Y ZOOTECNIA

EFECTO DE LA APLICACIÓN DE ESPONJAS VAGINALES CON 20 mg
DE FGA SOBRE LA FERTILIDAD DE CORDERAS SUFFOLK
INSEMINADAS INTRAUTERINAMENTE CON SEMEN FRESCO.

TESIS
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

PRESENTA

JESÚS CASTRO HERNÁNDEZ

Asesores:

MVZ. Vicente Octavio Mejía Villanueva

MVZ. Ricardo Hernández Arriaga

México, DF.

2008



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.



Universidad Nacional
Autónoma de México



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.

II

DEDICATORIA

A MIS PADRES:

FAUSTO CASTRO GONZALEZ,
MARÍA VERONICA HERNÁNDEZ ROMERO.

A MIS HERMANOS:

MARÍA FERNANDA
JOSÉ MANUEL
DANIEL

III

AGRADECIMIENTOS:

A mis Abuelos:

José Carmen Castro Gutiérrez,
Beatriz González Jiménez.

Por su apoyo incondicional:

José Redentor Vargas Hurtado,
Oliva Sandoval de Vargas.

Agradezco por su enseñanza:

Dr. Octavio Mejía Villanueva

MVZ Ricardo Hernández Arriaga.

Y al resto de los médicos y trabajadores del C.E.I.E.P.O.

CONTENIDO

	Página
RESUMEN.....	1
INTRODUCCIÓN.....	2
MATERIAL Y MÉTODOS.....	19
RESULTADOS.....	24
DISCUSIÓN.....	25
CONCLUSIÓN.....	28
REFERENCIAS.....	29

RESUMEN:

CASTRO HERNÁNDEZ JESÚS. Efecto de la aplicación de esponjas vaginales con 20 mg de FGA sobre la fertilidad de corderas Suffolk inseminadas intrauterinamente con semen fresco. (Bajo la dirección de: Dr. Octavio Mejía Villanueva y MVZ. Ricardo Hernández Arriaga).

El objetivo de este estudio fue determinar y comparar la respuesta (fertilidad) al tratamiento, en 31 corderas Suffolk, divididas al azar en dos grupos; grupo A, en las que se utilizaron esponjas vaginales impregnadas con 20 mg de FGA (n=15) y grupo B, con esponjas impregnadas con 40 mg de FGA (n=16). En ambos grupos el tratamiento con las esponjas duró 14 días y al momento del retiro de la esponja, se les aplicó 200 UI de eCG por vía intramuscular. La inseminación artificial intrauterina se realizó a tiempo fijo 56 horas posteriores al retiro de la esponja vaginal y a la aplicación de la eCG, por lo que no se realizó la detección de la conducta estral en las corderas. Para determinar la fertilidad, como primer diagnóstico de gestación se detectó el no retorno al estro, con el cual en el grupo A el 93.3% de las corderas no se detectaron en estro (14/15) y en el grupo B el 75.0% (12/16), sin que se detectaran diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos ($P>0.05$). A los 40 días posteriores a la inseminación, se llevó a cabo el diagnóstico de gestación mediante ultrasonografía de imagen y tiempo real, empleando un transductor lineal de 5 Mhz, el cual confirmó lo determinado mediante el no retorno al estro (93.3% y 75.0% de fertilidad, respectivamente). Al parto en el grupo A se obtuvo una prolificidad del 1.42 para el grupo A; y para el grupo B se obtuvo el 1.83, sin que se encontraran diferencias estadísticas significativas ($P>0.05$). La utilización de las esponjas vaginales de 20 mg de FGA por un periodo de 14 días más la aplicación de 200 UI de eCG, representa un método tan eficiente como el uso de esponjas impregnadas con 40 mg de FGA más 200 UI de eCG.

INTRODUCCIÓN

La sincronización del ciclo estral es una opción desarrollada para incrementar la eficiencia reproductiva de las ovejas, ya que permite 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.¹ Diversos estudios han establecido la eficiencia de esponjas vaginales impregnadas con progestágenos en la inducción/sincronización de estros en ovejas.^{2, 3, 4}

Los progestágenos usados con mayor frecuencia, se encuentra el acetato de fluorogestona (17 α -acetoxy-9 α -fluro-11 β -hydroxy-pregn-4-ene-3,20-dione); aunque el acetato de medroxiprogesterona (MAP) ha tenido aceptación en los protocolos de inducción/sincronización de estros.^{4,5,6} La administración de acetato de fluorogestona (FGA) o cualquier otro progestágeno simula la presencia del cuerpo lúteo mediante la liberación lenta de progesterona, provoca que se suprima la secreción de GnRH a nivel hipotalámico y produce una disminución en la secreción de las gonadotropinas hipofisarias.⁶ Al interrumpir el tratamiento, la hipófisis incrementa la liberación de gonadotropinas, se estimula el crecimiento folicular por acción de la hormona folículo estimulante y se presenta la ovulación por efecto de la hormona luteinizante.⁷

Comercialmente las dosis de FGA en esponjas vaginales varían entre 30 y 45 mg; las que contienen 30 mg se recomienda utilizarlas en ovejas en anestro, las de 40 mg para ovejas en estación reproductiva y primaras, mientras que las de 45 mg han sido usadas principalmente para cabras.⁷ Las esponjas que con mayor frecuencia se emplean tanto para la sincronización como para la inducción del ciclo estral en ovejas, contienen 40 mg. En diversos trabajos, las dosis de FGA utilizadas en esponjas vaginales para la sincronización del ciclo estral en ovejas que están ciclando, varían desde los 5 hasta los 40 mg, e indican

que entre los 5 y los 20 mg, la fertilidad de las hembras se incrementa conforme se aumenta la dosis de progestágeno y que en cambio, entre los 20 y los 40 mg las diferencias pueden ser mínimas y no significativas.^{8, 9, 10,11, 12} Por esta razón, la sincronización de estros con esponjas vaginales impregnadas con 20 mg de acetato de fluorogestona no afectará la fertilidad de corderas Suffolk inseminadas intrauterinamente y el objetivo de este trabajo fue el determinar y comparar la fertilidad de corderas sincronizadas con una dosis (reducida) de 20 mg de FGA e inseminadas intrauterinamente a tiempo fijo con semen fresco con respecto a una dosis (tradicional) de 40 mg de FGA.

En la inducción/sincronización de estros con progestágenos se adiciona al tratamiento la aplicación de gonadotropina corionica equina (eCG).¹³ La gonadotropina exógena favorece la maduración final del o los folículos preovulatorios, origina un pico elevado de estrógenos e induce la aparición del pico preovulatorio de LH y la consecuente ovulación.^{4,14} Las dosis más utilizadas van de 300 a 450 UI para hembras en la estación de reproducción, y de 500 a 700 UI para las que se encuentran en el anestro estacional.^{14,15} Sin embargo, en diferentes trabajos de sincronización del ciclo estral en borregas, se han utilizado también dosis menores de eCG, de entre 150 y 200 UI.¹³

La eCG se administra por vía intramuscular 48 horas antes del retiro de la esponja o al momento de retirarla, siendo lo más común lo último, ya que evita manejar nuevamente a los animales.¹

MARCO TEORICO.

I CONTROL HORMONAL DEL CICLO ESTRAL

Con la sincronización del ciclo estral se pretende uniformar e incrementar el número de hembras en celo en un período determinado y corto, sin afectar la fertilidad.⁷ La sincronización de estos ofrece diversas ventajas, como programar los nacimientos en periodos favorables de crianza o bien para satisfacer las necesidades del mercado; permite el manejo en grupo, optimizando la utilización de recursos como instalaciones o mano de obra, y en general el manejo del rebaño; así como también, facilita la selección y el mejoramiento genético del rebaño, por medio de la realización de programas de inseminación artificial o de transferencias de embriones.^{16,17}

1. PRINCIPIOS ACTIVOS UTILIZADOS EN LA SINCRONIZACIÓN DE CELOS

Se han utilizado diversos métodos para la sincronización de estros en las ovejas durante la época reproductiva. La sincronización del ciclo estral se puede llevar a cabo con progesterona, progestágenos y con prostaglandinas.¹⁸

.

1.1 PROSTAGLANDINAS.

Las prostaglandinas se aislaron por primera vez en las glándulas sexuales accesorias, por tanto, se denominaron prostaglandinas por su asociación con la próstata. Las prostaglandinas no se localizan en ningún tejido particular; son transportadas en la sangre para actuar en un tejido blanco lejos de su lugar de producción.¹⁸ La sincronización con éstas es efectiva durante la época reproductiva.^{12,18} Algunas prostaglandinas (PG) actúan como sustancias luteolíticas. Así, la prostaglandina F2 alfa (PGF2 alfa) o algún análogo sintético causa luteolisis del día 5 al día 14 del ciclo estral de la oveja.^{18,19} Cuando se aplica una dosis de prostaglandina en un rebaño se logra sincronizar entre el 60 y 70 % de

las ovejas; con una segunda dosis a un intervalo de 9 a 11 días, se sincronizaría en teoría al 100% y la conducta estral se manifiesta entre las 30 a 48 horas posteriores al tratamiento.^{12,18} Sin embargo, la fertilidad con este tipo de protocolos ha sido motivo de controversias, ya que al parecer afecta el transporte de los gametos.¹⁸

1.2 SINCRONIZACIÓN DE ESTROS CON PROGESTERONA O PROGESTÁGENOS

La técnica de sincronización de los estros empleando progesterona natural o sintética (progestágeno), permite la simulación de una fase lútea natural, ya que actúan a nivel del eje hipotálamico-hipofisiario de la misma manera que un cuerpo lúteo activo, ejerciendo un efecto de retroalimentación negativa, de tal manera que se disminuye la frecuencia de los pulsos de secreción de la hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH), y por lo tanto, evita que los folículos ováricos lleguen a la etapa final de su desarrollo y a la ovulación, por la falta, principalmente, de la gonadotropina hormona luteinizante (LH).^{19, 21} Al retirar el tratamiento, los niveles de la progesterona disminuyen rápidamente en el torrente sanguíneo, con lo que se reinicia la secreción de gonadotropinas por parte de la hipófisis, estimulándose el desarrollo folicular y enseguida la ovulación.^{21,22} Los progestágenos utilizados son entre otros, el acetato de melengestrol (MGA), el acetato de clormadinona (CAP), el acetato de medroxiprogesterona (MAP), el acetato de fluorogestona (FGA) y el norgestomet.^{23, 24, 25, 26, 27} Las vías de administración utilizadas para los progestágenos son la vía oral, la vía subcutánea en forma de implante en la parte externa de la oreja y la aplicación vía vaginal.^{20, 21, 30}

• PROGESTÁGENOS POR VÍA ORAL

Los análogos de la progesterona fueron desarrollados y utilizados para la anticoncepción humana. En las ovejas algunos análogos de la progesterona son

utilizados por vía oral para la sincronización de los estros.^{18,19,22} Pincus y Merrill, señalan que los 19-noresteroides y los derivados de la 17-hidroxiprogesterona son los progestágenos más activos, entre estos se encuentran el MAP, el MGA, y el CAP.²⁴ El utilizar los progestágenos mezclados en alimento simplifica su administración a grupos grandes de animales.^{16,17} El inconveniente que existe en la administración por la vía oral es que el consumo individual de alimento y por lo tanto, del progestágeno no es homogéneo en el grupo, lo que origina que una vez que se ha suprimido su administración en la dieta, el progestágeno puede tardar en metabolizarse y continuar absorbiéndose, mientras esté presente en el tracto gastrointestinal y por tanto, circular por el torrente sanguíneo un mayor número de días, por tal motivo, la respuesta a la sincronización del estro es generalmente menos uniforme.¹⁶

- **IMPLANTES SUBCUTÁNEOS DE PROGESTÁGENOS**

Los implantes subcutáneos se usan con mucha mayor frecuencia en los bovinos, colocándolos debajo de la piel de las orejas, por medio de una pistola o aplicador con una aguja aguda, siendo el principio activo el norgestomet. Es un método efectivo, cuyo inconveniente principal es que para retirar los implantes una vez que finaliza el tratamiento, es necesario realizar una pequeña incisión, lo que incrementa el manejo y el estrés al animal.^{7, 28}

- **DISPOSITIVOS VAGINALES DE PROGESTERONA O PROGESTÁGENOS CIDR's**

La progesterona se utiliza en implantes vaginales conocidos como CIDR (Controlled Internal Drug Release). El CIDR está compuesto de un elastómero de silicón en forma de T, amoldado sobre un núcleo de nylon. Los dispositivos comerciales para ovinos y caprinos contienen 300 mg de progesterona natural, que proporcionan resultados similares al uso de

otros progestágenos.^{7,29} A diferencia de un implante subcutáneo, la extracción del CIDR es sencilla, ya que se retira al jalar el hilo de plástico colocado en uno de sus extremos y que sobresale de la vagina de la hembra tratada.^{28,29}

- **ESPONJAS INTRAVAGINALES**

El método más común de administración de los progestágenos en los rumiantes pequeños es a través de esponjas vaginales.³⁰ Las esponjas vaginales permiten que el progestágeno se mantenga en niveles circulantes óptimos y constantes durante varios días, sin requerir manejo diario de los animales.^{25,26,27} En sus comienzos se propuso que la duración del tratamiento con progestágenos debería ser igual o superior a la vida del cuerpo lúteo.⁷ Algunos trabajos iniciales indicaron la presentación de un efecto adverso cuando eran administrados por periodos largos, en los cuales se lograba una adecuada sincronización de estros y de ovulaciones, pero con una disminución significativa de la fertilidad, por lo que en algunas ocasiones se dejaba pasar el estro sincronizado, para dar monta dirigida o inseminar artificialmente en el siguiente estro, ya que este estro posterior continuaba presentándose en forma sincronizada, pero la fertilidad no se alteraba.^{22,28} Se consideró que la disminución de la fertilidad era ocasionada principalmente por la alteración de la motilidad espermática en el útero.^{31,32} Sin embargo, el laboratorio que fabrica las esponjas sigue recomendando su uso rutinario por periodos de 9 a 14 días, siendo al menos estos 9 a 14 días, un periodo de tiempo mayor al que normalmente dura la fase lútea en las ovejas.^{7,19} En México, de forma comercial se han vendido principalmente esponjas con 40 y 45 mg de FGA, siendo aún más fáciles de adquirir las de 40 mg Recientemente se introdujo a nuestro país una nueva esponja vaginal, que contiene únicamente 20 mg de acetato de fluorogestona.⁷ Laboratorios Intervet, S.A. hizo una revisión a los límites máximos de residuos para progestágenos y desarrollo un dispositivo intravaginal con 20 mg de FGA

con liberación controlada de uso tanto en ovejas como en corderas, indistintamente de la época de utilización (estación sexual o anestro), para cualquier raza y sistema productivo.³³ Estas esponjas están elaboradas de poliuretano de 3.2 cm de diámetro por 2.5 cm de alto, que llevan incorporado un cordón de algodón insertado a la esponja, para facilitar su retiro. Hasta el momento, no se ha reportado si su uso pudiera afectar la fertilidad de los animales sincronizados, debido al empleo de una menor dosis del principio activo.³⁰

2 APLICACIÓN DE GONADOTROPINAS.

Su uso requiere previo tratamiento con algún progestágeno o progesterona. Las más utilizadas son la hormona folículo estimulante (FSH) y la gonadotropina coriónica equina (eCG o PMSG). La eCG es comúnmente empleada por su bajo costo y acción prolongada, aunque puede existir variabilidad en los resultados según la dosis empleada.^{19,30} Las dosis empleadas van desde 300 hasta 700 UI de eCG, dependiendo de la época del año, y se aplican 48 horas antes o al retiro del tratamiento.^{13,19}

2.1 GONADOTROPINA CORIONICA EQUINA eCG (Antes PMSG).

La eCG fue una de las primeras gonadotropinas disponibles comercialmente usadas para inducir superovulación en animales domésticos. Es una glucoproteína con subunidades alfa y beta similar a las de la LH y FSH, pero con mayor contenido de carbohidratos, especialmente el ácido siálico; el cual parece ser el responsable de una vida media larga de varios días. Es producida por las copas endometriales de las yeguas, alrededor de los días 40 y hasta el 135 de la gestación. Tiene acciones biológicas de la LH y FSH; siendo dominantes las acciones de la FSH estimulando el desarrollo de los folículos, cuando se administra en los rumiantes pequeños en dosis relativamente altas de 500 UI o más, mientras que a menores dosis favorece la maduración folicular final y la ovulación.^{18,30}

2.3 INSEMINACIÓN ARTIFICIAL

La inseminación artificial es un método de reproducción en el cual el semen de los machos es recolectado y depositado en el aparato reproductor de las hembras, por medios diferentes a la cópula, para producir la fecundación de los óvulos maduros.¹⁰

El uso de la inseminación artificial puede acelerar y masificar el mejoramiento genético y favorecer la eficiencia reproductiva, ya que en general, facilita el transporte de material genético, permite establecer pruebas de progenie, evita la transmisión de enfermedades por contacto sexual directo, y permite la conservación prolongada del semen, siendo éste en algunos casos, de machos incapacitados o incluso de animales que ya murieron. Para obtener resultados favorables en los programas de inseminación, es necesario establecer un buen control sanitario, contar con personal capacitado, pero sobre todo, emplear machos de excelente calidad genética.⁷

La inseminación artificial puede llevarse a cabo en hembras que son previamente detectadas en estro conductual, en una sola ocasión, a las 12 horas después de haber presentado celo, o en dos ocasiones, a las 12 y 24 horas posteriores a la presentación del estro. También se puede realizar a tiempo fijo, es decir, en hembras a las cuales no se les detecta el estro conductual, y en las cuales la referencia para inseminarlas, es el momento en el cual se retiró la esponja y se realizó la administración de la gonadotropina coriónica equina.^{18,19}

2.3.1 INSEMINACIÓN ARTIFICIAL CON SEMEN FRESCO.

En el caso de las borregas, los pliegues del cérvix del aparato reproductor están fijados estrechamente, por lo que sólo dejan entre ellos un paso pequeño y tortuoso. Por tal motivo, para adaptarse a la anatomía de las hembras y dependiendo del sitio deseado para la

deposición del semen, se han desarrollado varias técnicas de inseminación que se pueden clasificar en vaginal, cervical, intracervical e intrauterina.³⁴

2.3.1.1 INSEMINACIÓN VAGINAL.

Es la técnica de inseminación más rápida, sin embargo, es la que requiere de una mayor concentración, por lo menos 300 millones de espermatozoides en la dosis a depositar y un volumen de 0.30 a 0.50 ml, en comparación con las otras técnicas y sus resultados son poco predecibles. Si se hace a tiempo fijo, se efectúa entre las 56-58 horas después de haber sido retirada la esponja y aplicada la eCG; la hembra se contiene contra la pared del corral o se coloca con el tren posterior elevado sobre una o dos pacas de heno, se le abren los labios vulvares, se introduce un vaginoscopio o únicamente la pipeta o el aplicador de semen, y el semen es depositado generalmente sin diluir.^{7,18}

2.3.1.2 INSEMINACIÓN CERVICAL.

En esta técnica la finalidad es depositar el semen a una profundidad aproximada de 1 a 3 cm. dentro del cérvix para evitar dañar el tejido. Esta técnica se efectúa de 54 a 56 horas posteriores al retiro de la esponja vaginal. Para realizar la inseminación, la oveja debe estar inclinada cabeza abajo, con los miembros posteriores montados sobre un potro o caballete, para facilitar la localización de la vagina y el cérvix. Se introduce en la vagina, con movimientos suaves el espéculo con fuente de iluminación propia, hasta localizar el cérvix.^{7,10} Una vez que se ha localizado, se introduce la pipeta lo más profundo posible hasta donde se presente resistencia, y posteriormente se deposita el semen.¹⁰ La concentración deseada para esta técnica es de 150 millones de espermatozoides, en un volumen de 0.05 y hasta 0.2 ml por dosis. La fertilidad en la inseminación cervical con semen fresco o sin diluir puede dar, en ocasiones, resultado de una alta fertilidad, comparable con rebaños en los que se haya empleado monta natural.⁷

2.3.1.3 INSEMINACIÓN TRANSCERVICAL.

En este caso se introduce un espéculo con fuente de luz en el tracto genital, se aplica una suave tracción hacia arriba con fórceps al cérvix para facilitar la introducción de una pipeta con punta de metal, por medio de movimientos suaves de izquierda a derecha, tratando de pasar los pliegues del cérvix para depositar el semen directamente en el útero.³² En esta técnica se utiliza generalmente un volumen de 0.05 a 0.10 ml por dosis, así como una concentración de 60 millones de espermatozoides.⁷ La inseminación se realiza de 48 a 56 horas posteriores al retiro de la esponja. La efectividad de esta técnica es variable, ya que existen reportes de fertilidad del 90 % y otros casos donde existen problemas para alcanzar el útero y por tanto se recomienda el uso de otra técnica.¹⁸

2.3.1.4 INSEMINACIÓN INTRAUTERINA.

Por la situación anatómica del cérvix de la oveja, se dificulta el depósito profundo del semen. Trounson en 1974, realizó la inseminación intrauterina mediante laparotomía media ventral, colocando el semen directamente en los cuernos del útero o en los oviductos, utilizando un catéter delgado. Sin embargo, para disminuir el riesgo de adherencias e infecciones, Killen desarrolló la técnica que permite depositar el semen directamente a nivel intrauterino, mediante un equipo de laparoscopia.³⁵

Este método ha tenido gran aceptación debido a los resultados obtenidos y a la consistencia de los mismos, lo que ha posibilitado en los ovinos, su aplicación en programas de mejoramiento genético a mayor escala.³⁶

La inseminación artificial se efectúa 12 horas posteriores a la detección del celo. Cuando no se lleva a cabo la detección del celo, y la inseminación se realiza a tiempo fijo, se insemina alrededor de las 50-60 horas después de retirar la esponja, para que ésta se efectúe poco antes de la ovulación.^{36,37}

Las ovejas inseminadas mediante la técnica de inseminación artificial intrauterina con semen congelado, presentan una fertilidad de entre 30 y 60%.³² Ghasasi y Nimbkar (1996) obtuvieron una fertilidad del 72% utilizando semen fresco e inseminación intrauterina, 69% con semen fresco e inseminación cervical; mientras que con monta directa un 83%.³⁶

La inseminación intrauterina es una inseminación efectuada por medio de una pequeña operación quirúrgica. Las ovejas deben estar en ayuno por lo menos 36 horas antes de la intervención.^{38,39} Las ovejas son colocadas en una camilla de inseminación, la cual se eleva a unos 40 grados. El abdomen de la hembra se rasura y se desinfecta. Se realizan dos pequeñas incisiones con bisturí a 4 cm. anteriores a la ubre y a cada lado de la línea media; y a través de éstas se introducen los trocáres y las cánulas; se usan 2 trocáres, ambos de 5 mm de diámetro.^{18, 35, 37,38} Uno de ellos es usado para introducir el telescopio y el otro para introducir el aplicador con la pajilla que contiene el semen. La cavidad abdominal se insufla previamente con CO₂ (dióxido de carbono) o con aire ambiental, para visualizar mejor el útero. El semen se deposita en cada cuerno uterino con un volumen de 0.05 a 0.1 ml, con una concentración mínima 20 millones de espermatozoides.^{37,38,40} Al terminar la intervención se suturan con un punto, únicamente en piel, cada incisión. Además se aplica una dosis de antibiótico para impedir una posible infección y se trasladan al corral de recuperación^{7, 35, 38}

2.4 DIAGNÓSTICO DE GESTACIÓN.

Una de las herramientas básicas en la mejora de la rentabilidad de las explotaciones ovinas es el diagnóstico de gestación. Con esto se persigue disminuir en lo posible las pérdidas económicas que ocasionan las hembras no gestantes.⁴¹

El primer diagnóstico de gestación que se puede llevar a cabo es la verificación del no retorno al estro, posteriormente pueden emplearse métodos de laboratorio como las

determinaciones hormonales y, después la identificación del embrión o del producto así como de las estructuras que caracterizan la placentación.⁴²

2.4.1 NO RETORNO AL ESTRO.

Durante la preñez, el feto inhibe la regresión del cuerpo lúteo (CL) e impide que la hembra vuelva al estro. Como es difícil detectar a simple vista el estro en las ovejas, por lo general se utiliza un macho vasectomizado para esta técnica. El macho puede impregnarse de grasa coloreada o crayola directamente en la parte inferior del tórax o contenida en un arnés especial. El carnero marcará a las hembras no gestantes. De manera común, se emplean machos enteros cubiertos únicamente de un mandil. Se lleva a cabo entre los días 15 a 19 posteriores a la inseminación artificial, ya que el ciclo estral se presenta en la mayoría de las ovejas normalmente cada 16 ó 17 días.¹⁸ Aunque en el caso de las ovejas, cuya reproducción es estacional, puede ocurrir que sin estar gestantes, no se presente un nuevo estro por haber finalizado la época reproductiva.¹⁹

Existen técnicas de laboratorio tales como el radioinmunoanálisis (RIA) o el enzimoimmunoensayo (ELISA), entre otras, que pueden medir niveles de diferentes hormonas, como la progesterona. Sin embargo, la medición de la progesterona (P4) no es una prueba usada comúnmente para detectar a las hembras gestantes en los ovinos de los rebaños comerciales.¹⁸ No obstante, dichas concentraciones pueden medirse en sangre (plasma o suero), leche o heces. En general, las muestras se colectan y miden cualquier día a partir del día 21 posterior a la inseminación, en al menos una ocasión.¹⁸ Valores superiores a 1 ng/ml se consideran como indicadores de gestación y valores inferiores como de no gestación.¹⁸

2.4.2 ULTRASONOGRAFÍA BIDIMENSIONAL (MODO B).

La ultrasonografía es una herramienta importante en el manejo, diagnóstico y tratamiento de los procesos reproductivos en los ovinos, ya que es una técnica no invasiva.⁴³

En los ovinos la preñez se puede detectar con este método a partir de los 28-30 días posteriores al servicio con una precisión del 90 al 100%. Aunque en hembras de talla grande es más conveniente que se realice alrededor del día 40 ó 45 de la gestación, pues la gestación ya es evidente por el desarrollo del embrión y la placenta.⁴⁴

La ultrasonografía bidimensional para confirmar la gestación puede ser transrectal y transabdominal. La precisión de la técnica transrectal puede ser del 90 al 100% a partir del día 22 después del servicio, aunque es común que se realice a partir del día 30 y hasta el día 50 ó 60 de la gestación. Con la técnica transrectal pueden identificarse gestaciones múltiples, dependiendo del momento en que se realiza y del tipo de transductor empleado. La técnica transabdominal se realiza comúnmente para identificar gestaciones más avanzadas en su desarrollo, a partir del día 50 ó 60 de la gestación, ya que a partir de estas fechas la gestación se va colocando cada vez más ventral y caudal en comparación con una gestación menos avanzada.^{2, 42, 43}

Las estructuras que se observan para decidir si está gestante o no la hembra son la vesícula embrionaria, las membranas placentarias como el amnios, los placentomas o el producto.²

2.5 FERTILIDAD Y PROLIFICIDAD

El porcentaje de fertilidad es la proporción de las ovejas con habilidad para tener crías después de haber recibido monta, haber sido inseminadas o haberles sido transferido un embrión. Mientras que la prolificidad es el número de crías por cada oveja parida y depende de la tasa ovulatoria. En comparación con la fertilidad, la prolificidad suele ser más difícil de predecir, puesto que está determinada por factores como la época del año, la raza, la edad, el peso y la condición corporal de las ovejas.¹⁸

Existen principalmente tres métodos para incrementar la prolificidad en las ovejas: los genéticos, los nutricionales y los hormonales.⁴⁵

2.5.1 MÉTODOS GENÉTICOS

En general, las variables reproductivas tienen una heredabilidad baja, es decir, menor al 20%. Dentro de éstas, la prolificidad tiene una heredabilidad del 12 al 15, la cual comparada con otras variables reproductivas es aún más baja. Sin embargo, esto no significa que no pueda esperarse cierto progreso genético al seleccionar animales por su fertilidad primero, y después por su prolificidad. Así, la selección de las hembras por la frecuencia en que presentan partos múltiples o por el número de corderos que crían exitosamente, dentro de un año determinado, es un método práctico para incrementar el desempeño reproductivo de un rebaño. También se conoce que entre las razas ovinas hay algunas más prolíficas que otras, por lo que los cruzamientos con razas prolíficas también pueden ser una opción a considerar. Sin embargo, no siempre será adecuado hacer comparaciones entre la prolificidad de las distintas razas y sus cruza, a causa de la enorme variedad de condiciones en las que son manejadas.⁴⁵ Por lo tanto, los efectos de la nutrición o del uso de hormonas también pueden ser considerados.

2.5.2 MÉTODO NUTRICIONAL

Siempre dentro de las limitaciones genéticas de la raza, existe una considerable variación en la fertilidad de las ovejas que puede manipularse mediante la alimentación y por lo tanto, en beneficio de la prolificidad.⁴⁴ El método nutricional se conoce como flushing, el cual consiste en una modificación a la dieta con el motivo de incrementar la tasa de ovulación en las hembras, a través del incremento en los niveles de proteína y de energía en la dieta o de únicamente la energía. Las hembras con condición corporal regular y buena responden al tratamiento durante las primeras o últimas semanas de la temporada reproductiva; pero

nunca a mitad de ésta. En el caso de las borregas muy delgadas o las gordas, por lo general el tratamiento presenta respuestas muy variables o no funciona.¹⁶

2.5.3 MÉTODOS HORMONALES

La presentación del celo y el número de óvulos producidos dependen de la respuesta de los ovarios al estímulo de las hormonas gonadotrópicas, principalmente de la hormona folículo estimulante (FSH) y de la hormona luteinizante (LH), secretadas por la hipófisis, o por la administración de otras hormonas con funciones parecidas.^{18,44} En el caso de las ovejas es común el uso de gonadotropina coriónica equina (eCG, antes llamada PMSG).

No obstante el uso de eCG para incrementar la prolificidad es frecuente, una dosis excesiva de eCG incrementa la frecuencia de partos múltiples, triples o cuádruples, poniendo en riesgo la supervivencia de los corderos.⁴⁴

2.6 RECOLECCIÓN Y EVALUACIÓN DEL SEMEN

La forma más indicada para obtener semen en los borregos es a través de una vagina artificial, debido a que proporciona la presión y la temperatura adecuadas; que asemejan las condiciones naturales que estimulan la eyaculación en el macho y el depósito del semen en la vagina de las hembras, por esto, los eyaculados obtenidos tienen características normales y representativas. La temperatura de la vagina artificial al momento de la colecta del semen, oscila entre 42 y 45 grados centígrados; una temperatura mucho menor de 42 °C puede no ser suficiente para estimular la eyaculación, y si es mayor a 45 °C puede llegar a lastimar al macho.^{7, 35, 37}

Otra alternativa para colectar semen es mediante la electroeyaculación, obteniendo muestras de mayor volumen en comparación a las que se obtienen con vagina artificial, pero su concentración es menor y generalmente se contaminan con orina.⁷

Una vez obtenido el semen, se examina el color, el olor y la consistencia, esto se debe efectuar antes de su utilización. El color del semen es el primer factor que se valora y se puede hacer en el mismo tubo en el que fue colectado, éste normalmente es de color blanco lechoso o crema pálido, pero puede variar de un eyaculado a otro, aún tratándose del mismo semental. Cuando el color es opaco indica alta concentración espermática, mientras que los eyaculados translúcidos contienen menos espermatozoides.^{7,19}

2.6.1 VOLUMEN

Este generalmente es medido en el recipiente graduado en el que es recolectado. El volumen normal que se obtiene en un eyaculado es de 1 ml a 1.5 ml. Sin embargo, puede variar por factores como la edad del animal, la habilidad del operador o la frecuencia de colección del macho.^{7, 18,19}

2.6.2 MOVILIDAD

La motilidad es evaluada mediante la observación de la onda u oleada de movimiento y permite tener un aproximado de la calidad del semen. Cuando el semen no está diluido se hace una evaluación en masa, se clasifica en una escala que va de 0, si están muertos, a 5, si hay muy buena movilidad.⁴⁶ Las muestras de semen recomendadas para utilizarse en la inseminación artificial, son aquellas que están dentro del 4 y 5, mientras que las que presentan una valoración por debajo de 3 se aconseja no emplear para su congelación o posteriormente para la inseminación artificial, ya que con ellas generalmente la fertilidad obtenida es menor.^{7,18,46}

La movilidad también se puede evaluar individualmente, por lo que es necesario que el semen esté diluido. Esta prueba determina el porcentaje o proporción de los espermatozoides con movimiento progresivo o de avance, y se clasifican en una escala de

0%, cuando no hay espermatozoides con movimiento y hasta 100%, cuando todos los espermatozoides observados se mueven.^{7,46}

2.6.3 CONCENTRACIÓN

El uso de hemocitómetro es un método relativamente lento, pero proporciona una aproximación adecuada de la concentración espermática en el eyaculado. Para esta evaluación se debe tener una cámara de Neubauer (para conteo de células sanguíneas), un 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 alrededor de 3 a 5 minutos para permitir su sedimentación. El conteo se realiza con el objetivo de 10X o 40X y tomando en cuenta la cuadrícula formada por los 25 cuadros grandes, cinco por lado delimitados por 2 ó 3 líneas cada uno y subdivididos en 16 cuadros de menor tamaño. En la cuadrícula se cuentan las cabezas de espermatozoides que se encuentren dentro de los 5 cuadros grandes, usando generalmente los 4 de las esquinas y el central. Como algunos espermatozoides sobrepasan las líneas de los cuadros, por norma, sólo se deben contar los que están en la línea superior y en la línea derecha, quedan excluidos los que se encuentren en la línea inferior e izquierda.^{7,19}

La concentración espermática por mililitro se calcula multiplicando el número de los espermatozoides contados en los 5 cuadros por 10 millones (10^7). La concentración de espermatozoides motiles en el eyaculado, se obtiene multiplicando la concentración de espermatozoides por mililitro, por el volumen eyaculado y este valor, por el porcentaje asignado a la motilidad individual.^{7,35}

MATERIAL Y MÉTODOS

1.- LOCALIZACIÓN

El estudio 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. La altitud es de 2,743 msnm y el clima de la región, Cb (m) (w) ig, que corresponde a templado semi-frío con verano fresco y largo, de acuerdo a la clasificación de Köepen modificada. Las lluvias se presentan en los meses de mayo a octubre y la temporada de secas de noviembre a abril, con una temperatura media anual de 9.9 °C y una precipitación promedio de 1,724.6 mm.

2.- ANIMALES

El trabajo se realizó durante el mes de noviembre en plena época reproductiva. Los animales utilizados en el experimento fueron 31 corderas de la raza Suffolk, con alrededor de 1 año 8 meses de edad y una condición corporal entre 2.5 y 3, de acuerdo con una escala subjetiva de 0 a 5,⁴⁵ divididas aleatoriamente en dos grupos, uno de 15 ovejas con 20 mg de FGA (grupo A) y otro de 16 ovejas con 40 mg de FGA (grupo B). El macho utilizado para la recolección del semen fue un Suffolk con arete # 121, de 3 años de edad, y un peso de 123 kg. Las corderas se manejaron en un sistema tipo intensivo, con pastoreo diurno en praderas compuestas por *Rye grass perenne*, *Orchard*, *Kikuyo* y *trébol blanco* y alojadas por la tarde en corrales, donde se complementó la alimentación con heno de avena y concentrado comercial, proporcionando 3.05 mega calorías de energía metabolizable y 14.7 % de proteína cruda por kilogramo de materia seca.

3.- TRATAMIENTO HORMONAL

Para la sincronización del ciclo estral de las ovejas se colocó durante catorce días, esponjas vaginales impregnadas con 20 mg de FGA (grupo 1) o con 40 mg de FGA (grupo 2) (Chronogest, Intervet). En ambos grupos, el día del retiro de la esponja se administró intramuscularmente 200 UI de eCG (Folligon, Intervet).

4.- INSEMINACIÓN ARTIFICIAL

La recolección del semen de un macho de fertilidad probada se realizó en dos ocasiones, alrededor de 1 hora antes de la inseminación artificial de las hembras, mediante el uso de una vagina artificial. 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 5³. Para la inseminación artificial se usó semen con una motilidad de 4. 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 movilidad progresiva en una escala de 0 a 100%³. Se usó en la inseminación artificial semen con una movilidad progresiva igual o mayor al 80%. Después de la obtención de las muestras para su evaluación, el semen fue diluido inicialmente 1:1 en un diluyente comercial (Triladyl, Minitube Alemania) preparado (20% de Triladyl, 60% de agua bidestilada y 20% de yema de huevo), filtrado y colocado en baño María a 30°C. Terminada la evaluación se hizo la dilución final del semen para envasarlo manualmente en pajillas de 0.25 ml, con una concentración mínima de 100×10^6 de espermatozoides móviles. El semen envasado se mantuvo a temperatura ambiente hasta el momento de su empleo.

SEMEN DEL MACHO	
SUFFOLK #121, EDAD 3 AÑOS, PESO 123 KG	
CARACTERÍSTICAS	
VOLUMEN (2 eyaculados)	2.8 ml
CONCENTRACIÓN ESPERMÁTICA	3180 x 10 ⁶ /ML
MOVILIDAD EN MASA	4
MIVILIDAD PROGRESIVA	> 80%
NUMERO DE DOSIS	71
CONCENTRACIÓN ESPERMÁTICA/DOSIS	100 X 10 ⁶

Cuadro 1. Características del Semen del Macho.

La inseminación artificial de las corderas de los dos grupos se hizo intrauterinamente mediante laparoscopia 56 horas posteriores al retiro de la esponja, por lo cual fueron dietadas sin alimento ni agua 36 horas antes del procedimiento, evitando la regurgitación del contenido ruminal.

La tranquilización preanestésica se realizó utilizando hidrocloreuro de xilacina al 2%, vía intramuscular, en dosis de 0.45 mg/kg de peso y como anestésico se aplicó 1 mg/kg de peso de ketamina por vía endovenosa. Previo a la inseminación, en las ovejas se lavó con jabón la región abdominal, misma que fue rasurada y desinfectada con alcohol y yodo.³ Para ser inseminadas artificialmente se colocaron en una camilla de inseminación, en posición de decúbito dorsal y los cuartos traseros levantados en un ángulo de 40° con la cabeza hacia abajo (posición de Trendelenburg modificada), provocando que por gravedad las vísceras se desplazaran hacia el diafragma, disminuyendo así el riesgo de producir daño a algún órgano al momento de introducir la aguja de Veress y los trocares con cánula de 5 mm de diámetro. Antes de la introducción del laparoscopio se hizo una pequeña incisión en la piel a la altura de la ingle derecha, por la cual se introdujo una aguja de Veress con una

inclinación de 45° y se insufló a través de ella la cavidad abdominal, provocando su distensión y facilitando la visibilidad del útero con el laparoscopio. Una vez insuflada la cavidad se hicieron dos incisiones en la pared del abdomen, aproximadamente a 4 cm anteriores a la ubre y a cada lado de la línea media; por la incisión del lado izquierdo se introdujo un trocar con cánula, y a través de ésta, se insertó un laparoscopio recto de 5 mm de diámetro, mientras que por la otra incisión se puso un segundo trocar con cánula y a través de ésta mediante un bastón palpador, se acomodó el útero y posteriormente, se introdujo la pistola de inseminación con la pajilla y la funda (aspic). En la curvatura mayor de cada uno de los cuernos del útero se depositó una dosis de semen de 0.25 ml a una concentración de 100×10^6 . Finalizada la inseminación se suturaron las incisiones con nylon (1-0) y se retiraron los puntos 10 días después. A cada cordera al término de la inseminación se le administró vía intramuscular un antibiótico comercial de amplio espectro y larga duración con antiinflamatorio no esteroide: Cada 3 ml del producto reconstituido contienen: Penicilina g benzatínica 600 000 U.I. Penicilina g procaínica 300 000 U.I. Penicilina g potásica 300 000 U.I. Sulfato de estreptomicina 500 mg, Diluyente: Diclofenaco de sodio 40 mg. Se utilizó una dosis de 10,000 UI/Kg de peso vivo, (Pencivet Súper Fuerte, Intervet). Unas horas después del procedimiento, se les suministró agua y alimento en pequeñas cantidades y al día siguiente, la alimentación regular.

5.- DIAGNOSTICO DE GESTACIÓN

Entre los días 15 al 19 posteriores a la inseminación artificial se verificó el no retorno al estro utilizando carneros enteros cubiertos con mandil. En las hembras que no presentaron estro conductual, a los días 45 posteriores a la inseminación se les realizó ultrasonografía de imagen y tiempo real empleando un transductor lineal de 5 Mhz. A los animales que no

se les observó el útero ocupado con líquido, fetos y placentomas, fueron diagnosticados como no gestantes.

6.- ANALISIS ESTADISTICOS

El porcentaje de fertilidad se consideró como la proporción de borregas paridas en relación a las que habían sido inseminadas artificialmente ($\% \text{ de Fertilidad} = \text{borregas paridas} / \text{borregas inseminadas} \times 100$). Se compararon inicialmente los porcentajes de fertilidad de las ovejas inseminadas artificialmente de cada grupo, mediante una prueba de Chi cuadrada. Debido a que se encontraron valores esperados menores a cinco y siendo el total de animales inferior a 60, se decidió realizar una prueba exacta de Fisher.⁴⁷ La prolificidad se consideró como el número de crías nacidas entre el número de borregas paridas ($\text{Prolificidad} = \text{crías nacidas} / \text{borregas paridas}$). La prolificidad se comparó mediante una prueba de T. El análisis estadístico se calculó en la versión 8.2 de SAS.⁴⁷

RESULTADOS

• FERTILIDAD.

En el grupo A de esponjas con 20 mg de FGA, el 93.3% de las corderas fueron positivas al diagnóstico; Así mismo que en el Grupo B con esponjas de 40mg FGA, el 75% de las corderas resultaron gestantes, por lo tanto ($P>0.05$). Independientemente del tratamiento la fertilidad fue del 83.8% (cuadro 1).

Cuadro 2. Número de corderas por grupo, gestantes y paridas.

Grupo de Corderas	Número de Corderas	Corderas Gestantes	Corderas Paridas	% fertilidad
A 20 mg FGA	15	14	14	93.3 ^a
B 40 mg FGA	16	12	12	75.0 ^a
TOTAL	31	26	26	83.8

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

• PROLIFICIDAD

En el cuadro 3 presentan el número de corderas paridas y el número de crías nacidas en cada tratamiento, así como el tipo de parto, simple o múltiple. En cuanto a la prolificidad se observa que no hubo diferencias significativas ($P> 0.05$) entre los grupos A y B. El valor para el grupo A con 20 mg FGA es de 1.42; mientras que el grupo B 40 mg FGA expresa una prolificidad de 1.83. Independientemente del tratamiento la prolificidad fue del 1.61.

Cuadro 3. Corderas paridas, crías nacidas y tipo de parto.

Grupo de Corderas	N. de animales	Corderas Paridas	Tipo de parto			Prolificidad	Crías
			SIMPLE	DOBLE	TRIPLE		
20mgFGA	15	14	8	6	0	1.42 ^a	20
40mgFGA	16	12	3	8	1	1.83 ^a	22
TOTAL	31	26	11	14	1	1.61	42

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

DISCUSIÓN

La utilización de progestágenos en los tratamientos de sincronización de estros en las ovejas domésticas, hoy en día son muy confiables y difícilmente existen diferencias significativas en cuanto a la fertilidad entre cada uno de ellos (MAP, FGA).^{16,6,9,29} Los tratamientos hormonales con acetato de fluorogestona (FGA) en combinación con gonadotropina coriónica equina (eCG), ha producido favorables resultados en la sincronización de estro;¹⁴ Domínguez (*et. al.*, 1988) obtuvo el 97% de estros dentro de las primeras 48 horas, con una fertilidad de 73%. El porcentaje de fertilidad en el presente estudio fue similar a lo obtenido en otros trabajos, ya que independientemente del grupo, alrededor del 83.8% respondieron al tratamiento de sincronización e inseminación a tiempo fijo.^{3,7,49}

Se conoce que la fertilidad se eleva conforme se incrementa la dosis del progestágeno hasta los 20 mg y que en cambio, entre los 20 y 40 mg las diferencias pueden ser numéricas pero no significativas, como se observó en el presente trabajo.^{8,9,10} Aunque Frietas *et.al.*(1996) concluyó que aún cuando se incrementa la dosis del progestágeno sólo se absorbe lo necesario y esto no afecta la sincronización.^{5,9} Así, el presente resultado se asemeja a lo descrito por Mutiga y Mukasa *et. al.* (1992) con un 91.7% y queda por debajo de lo obtenido por Robinson *et al.* (1968) del 100%; quienes lograron en ovejas inhibir el estro y la ovulación con dosis de 10, 20 y 30 mg de FGA por periodos de 8 a 16 días de inserción.⁴¹

Otros trabajos logran la inhibición de los estros empleando cantidades más altas de progestágenos, como Simonetti *et al.* (2000), quienes lograron inhibir el estro empleando 40, 50 y 60 mg de acetato de medroxiprogesterona (MAP) por un periodo de 14 días.⁴⁶ Allison y Robinson *et al.*(1970), utilizaron diferentes dosis de progestágenos (10, 30 y 60 mg), y observaron que la tasa de absorción fue mayor para los dos primeros días de tratamiento; y que posteriormente la absorción se realizó en función de la cantidad del principio activo presente, y por ultimo mencionan que entre los días 12 y 16 la absorción del fármaco fue reducida, independientemente de la dosis inicial.² MC Donell *et. al.* (1985) y Robinson *et al.* (1968) Mencionan que la cantidad de esteroide liberado y la uniformidad de esta liberación en un periodo de 16 días de tratamiento fueron más importantes que la dosis impregnada inicialmente.⁴⁸ Greyling *et. al.* (1997) comparó el acetato de

medroxiprogesterona a dosis de 60 mg en un grupo contra otro grupo de 30 mg, y como resultado obtuvo una nula diferencia en la fertilidad entre estos tratamientos.⁴

Por otra parte es importante observar la dosis de gonadotropina coriónica equina (eCG). La eCG o (PMSG) se indica generalmente aplicar entre 400 UI y 600 UI;^{9, 13, 19} y la aplicación puede realizarse 48 ó 24 horas antes o al retiro de la esponja, obteniendo mejores parámetros con la segunda opción, además de manejar en menos ocasiones a los animales.^{3,13} Fukui (1989) menciona que el mejor momento para realizar la inseminación depende de la asociación del retiro de la esponja y la aplicación de la eCG.¹⁴ Dias (2001) sincronizó ovejas con 30 mg de FGA y al retirar la esponja aplicó 200 ó 400 UI de eCG, mientras que un grupo testigo no recibió eCG; y concluyó que era muy importante la aplicación de eCG para obtener la mayor fertilidad, siendo los resultados publicados del 76.7% para el grupo de 200 UI y de 96.7% para las del grupo con 400 UI, mientras que el grupo control arrojó una fertilidad total del 34.6%.¹³

En el presente trabajo se utilizaron 200 UI de gonadotropina coriónica equina (eGC) al retiro de la esponja de FGA y se realizó la inseminación artificial intrauterina a tiempo fijo, con la cual se obtuvo un porcentaje de 93.3 de fertilidad para el grupo A (20 mg FGA) y del 75.0% para el grupo B (40 mg FGA), sin que se encontraran diferencias estadísticamente significativas ($P>0.05$).

Al parto, en el grupo A se obtuvo una prolificidad del 1.42 y para el grupo B se obtuvo el 1.83, sin que se encontraran diferencias estadísticas significativas ($P>0.05$). En cualquier rebaño ovino, independientemente de la raza, existe una variación considerable en cuanto a la prolificidad.²⁰ Se sabe que en razas como la Rambouillet, la Dorset y la Suffolk la prolificidad puede ser desde 1.00 hasta 1.8. Mientras que otras más prolíficas como la Romanov y la Finish-Landrace pueden alcanzar valores de 2.3 y hasta 3.0.²⁰ En el presente trabajo se usaron hembras Suffolk en las cuales, independientemente del grupo al que fueron asignadas la prolificidad fue de 1.61.

Las ovejas que tienden a parir más de un cordero en el primer parto, seguirán con esta tendencia de partos múltiples en lo sucesivo.⁴⁵ Así También el nivel de alimentación antes y durante el periodo de cubrición, sino también los cambios en dicho nivel, pueden tener un efecto considerable sobre la frecuencia con que se producen partos multiples.⁴⁵ Se sabe que conforme avanza el número de partos en las ovejas, la prolificidad puede ser mayor, por lo

que las borregas que se encuentran entre su tercer y sexto parto expresan su potencial para tener y destetar a un mayor número de crías.¹⁹ Sin embargo, en el presente trabajo se utilizó la misma dosis de eCG en los dos grupos y todas las hembras empleadas fueron corderas por lo que pudiera descartarse este efecto, aunque hubiera sido interesante el considerar si las hembras inseminadas provenían de un parto simple o múltiple. Se conoce que cuando se emplean gonadotropinas exógenas para inducir una mayor tasa de ovulación, la respuesta al efecto de la dosis es muy variable y que además existen pérdidas embrionarias.¹⁹

Gunn R. G. y Maxwell T. (1978) en un ensayo de nutrición estimaron en las ovejas que, aquellos animales que ganaron, mantuvieron o perdieron peso durante la estación de cubrición produjeron 1.96, 1.78 y 1.58 corderos, respectivamente. Dado a que no existieron diferencias de peso al inicio del trabajo, consideraron que era importante evitar la pérdida de peso de las hembras que entran al empadre.⁵⁰ También es importante mencionar que Gunn R. G. *et al.* (1969), Demostró que en las ovejas la condición corporal al momento de la cubrición, tiene una notable influencia sobre la fecundidad.⁵¹ Poniendo atención a lo anterior se puede mencionar que en el presente trabajo las hembras tratadas estuvieron bajo la misma condiciones de alimentación durante todo el trabajo y que por lo tanto, no se considera que haya habido cambios en la fertilidad o la prolificidad a causas nutricionales.

CONCLUSION

El uso de esponjas vaginales impregnadas con 20 mg de acetato de fluorogestona en la sincronización de estros, no afectó la fertilidad de corderas Suffolk inseminadas intrauterinamente.

REFERENCIAS

1. Porras A, Galina H. Inducción y sincronización de estros utilizando progestágenos. Memorias del Curso Internacional de Reproducción Bovina. México D.F., 1990: 126 - 142.
2. Ainsworth L. shestha JNB. Efecct of type intravaginal progestagen treatment on estrous response and reproductive performance of ewes.theriogenology. 1983; 869-875.
3. Córdova A. Inducción y sincronización de celos en ovejas criollas anéstricas estacionales con esponjas vaginales impregnadas con FGA y PMSG inyectable. Arch. Zootec. 1999. 48: 437-440.
4. Greyling JPC, Erasmus JA, Taylor Gj, Van Der Merwe S. Synchronization of estrus in sheep using progestagen and inseminating with chilled semen during the breeding season Small Ruminant Research 1997; 26: 137-143.
5. L. Simonetti, M.R. Blanco, J.C. Gardón. Estrus synchronization in ewes treated with sponges impregnated with different doses of medroxiprogesterone acetate. Small Ruminant Research. 2000; 38: 243-247.
6. Vaillancourt D. La gestion de la reproduction chez les petits ruminants: le contrôle du cycle oestral. Le Médecin Vétérinaire du Québec 2003. 33(1-2): 43-49.
7. Evans G. y Maxwell WMC. Inseminación Artificial de Ovejas y Cabras. España: Acribia, 1990.
8. Foote W. Hormonal control of reproduction in sheep and goats. Dairy Goat Journal 1982. 60: 24-32.

9. Freitas V. Induction and synchronization of estrus in goats: the relative efficiency of one versus two fluorogestone acetate-impregnated vaginal sponges. *Theriogenology* 1996. 46: 1251-1256.
10. Gibbons A. Manual de inseminación artificial en la especie ovina. Grupo de reproducción del INTA. Bariloche, 2003.
11. Ginther OJ, Kot K, Wiltbank MC. Associations between emergence of follicular waves and fluctuations in FSH concentrations during the estrous cycle in ewes. *Theriogenology*. 1995, 43:689-703.
12. Godfrey R.W. A comparison of two methods of Oestrus synchronization of hair sheep in the tropics. *Animal Reproduction Science*. 1997. 47: 99-106.
13. Dias F. Sincronização do estro, induçãoda ovulação e fertilidade de ovelhas deslanadas após tratamento hormonal com gonadotropina coriônica equina. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinaria e Zootecnia*. 2001. 53 (5): 618-623.
14. Fukui Y. Effect of timing of injection with pregnant mare's serum gonadotropin on fixed-time artificial insemination of seasonally anoestrous ewes. *Journal of Agriculture Science*. 1989. 113: 361-364.
15. Boscos C. Samartzi F. Use of progestagen-gonadotrophin treatments in estrus sincronización of sheep. *Theriogenology*. 2002; 15; 58 (7): 1261-1272.
16. Quispe, QT.: Estudio sobre el acetato de melengestrol para la sincronización e inducción de estros en ovejas, (Tesis de Doctorado), Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. UNAM, México D,F.1980.
17. Quispe QT, Zarco QL, Ortiz HA, Valencia MJ. Sincronización de estros en ovejas mediante un tratamiento corto con acetato de melengestrol (MGA) combinado con cipionato de estradiol (ECP). *Veterinaria México*. 1995; 26: 23-29.

18. Hafez E. Reproducción e Inseminación Artificial en Animales. 7ª edición. España: Mc Graw Hill, 2000.
19. Galina C., Valencia J. Reproducción de Animales Domésticos, 2da edición. 6 Manejo Hormonal del Ciclo estral. Sincronización del Ciclo Estral. LIMUSA, México, 2006.
20. Wheaton JE, Carlson KM, Windels HF, Johnston LJ. CIDR: A new progesterone-releasing intravaginal device for induction of estrus and cycle control in sheep and goats. *Animal Reproduction Science*. 1993. 33: 127-141.
21. Legan JS, Karsch JF. Neuroendocrine regulation of the estrous cycle and seasonal breeding in the ewe. *Biology Reproduction*. 1979; 74-85.
22. Lamond DR. Synchronizacition of ovarian cycles in sheep and cattle. *Animal Breed Abst*. 1964; 32: 269-285.
23. Hafez ESE. Estudios on the breeding season and reproducction of the ewe. *Journal of Agriculture Science*. 1952; 42: 189-265.
24. Pincus G, Cerril A. the role steroids in the control of mammalian ovulation. In: Villee CA, editor. *Control of ovulation*. Oxford, New Cork, London And Paris: Pergamon Press Ltd. 1961.
25. Day BN. Estrous cycle regulation. *Proc 10 th Internacional Congreso on Animal Reproduction and Artificial Insemination*; 1984, Illinois, USA University of Illinois at Urbana-Champaign. 1984, Vol. 4: 1-8.
26. Fuentes JL, Cognie Y, Lima T. The effect of estrus synchronization and mating season on the productivity of pelibuye ewes. *Animal Zootech* 1985; 33: 545-550.
27. Robinson TJ. Use of progestagen impregnated sponges inserted intravaginally or subcutaneously for the control of the oestrus cycle in the sheep. *Nature* 1965; 206: 39-41.

28. Cuevas EA, Rodriguez HV, Gutierrez VR, Soto-Camargo R y Martinez RR. Sincronización en ovejas pelibuey con implantes nuevos y cilados de norgestomet. *Veterinaria México*. 1993; 24: 327-330.
29. Devicenzi JCB, Caorsi CA, García PH, Algorta M, Gatica R, Correa J E. utilización de un dispositivo intravaginal con progesterona: efectos sobre la sincronización de celo y respuesta superovulatoria en ovejas corridale en Uruguay. (en línea) 2002 disponible en: veterinaria.org/asociaciones/vet-uy/articulos/.../020/ov020bas.htm.
30. Quispe QT, Zarco QL. Y Valencia MJ. Control de la reproducción en la oveja. Memorias del curso de actualización de ovinos; 1994 marzo 22-25; Toluca, Edo. de México. Toluca, Edo. de México.: INIFAP-SARH, FES- C-UNAM, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia-UAEM 1994: 58-70.
31. Hawk HW, Conley HH. Involvement of the cervix in sperm transport failures in the reproductive tract of the ewe. *Biology Reproduction*. 1975; 13:322.
32. Quinlivan TD, Robinson TJ. Number of spermatozoa in the genital tract after artificial insemination of progestagen-treated ewe. *Journal Reproduction Science*. 1969; 19: 73-86.
33. Martín, S., Agar, A. Eficiencia de CHRONOGEST® 20mg liberación controlada en ovejas adultas con monta natural. SEOC, 2007. España.
34. Angulo M. R. Inseminación artificial con Semen Fresco. Curso Internacional de Manejo Productivo y Reproductivo en Ovinos. FedMVZ, 2003.
35. Ghalsasi P. Evaluation of laparoscopic intrauterine insemination in ewes. *Small Ruminant Research*. 1996. 23: 69-73.
36. Killen J. Uterine insemination of ewes with the aid of a laparoscope. *Australian Veterinary Journal* 1982. 59: 95.

37. Martins K. Técnicas de inseminación artificial. Seminarios del programa de posgraduados en Medicina Veterinaria (UNESP), Campus de Botucatu. Brasil. 2003.
38. Evans, G. Current topics in artificial insemination of sheep. Australian Journal Biology Science 1988. 41: 103-116.
39. Taijaard T. the effect of the laparoscopic insemination technique on the oestrus cycle of the ewe. Journal of the South African Veterinary Association. 1991.62 (2): 60-61.
40. Quintinela L. Diagnostico precoz de la gestación por ecografía transrectal en la oveja. Archivo Zootecnista. 1990. 48: 13-20.
41. El Amiri B. Diagnostic et suivi gestation chez la brebis: réalites et perspectives. Production animal. 2003. 16 (2):79-90.
42. Cordoba M. principios básicos de ultrasonografía veterinaria. Revista de medicina veterinaria y zootecnia. 2003. 8 (2): 303-309.
43. Bellenda O. diagnostico precoz de gestación por ultrasonido. Curso Internacional de Manejo productivo y Reproductivo en Ovinos. FedMVZ, 2003.
44. Allan Fraser y John Stamp. Ganado Ovino, producción y enfermedades. Revisión J. M. M. Cunningham. Fisiología de la reproducción de la borrega. España, 1989. pp. 89-155.
45. Mejía O. Colección y valoración de Semen. Curso Internacional de Manejo Productivo y Reproductivo en Ovinos. FedMVZ, 2003.
46. SAS/STAT (computer program) version 8.8. Cary (NC): SAS institute Inc, 2004.
47. Navarro FR. Introducción a la bioestadística. Análisis de variables binarias. Ed. McGraw-Hill 1988. 170 pp.

48. Mutiga E. R. Mukasa-Mugerwa E. Effect of the method of estrus synchronization and PMSG dosage on estrus and twinning in ethiopian menze sheep. *Theriogenology*. 1992. 38:727-734.
49. Gunn R.G., y Maxwell T.G. The effects of direction of liveweight change about mating on ovulation rate and early embryo mortality in Scottish blackface ewes. *J. Agric. Sci, Camb.*1978, 85, 465-70.
50. Gunn R.G., Doney, J.M. fertility of Scottish blackface ewes as influenced by nutrition in some commercial flocks in Britain. *Animal. Production*. 1969, 28. 245-269.