



Universidad Nacional Mayor de San Marcos

Universidad del Perú. Decana de América

Facultad de Medicina Veterinaria

Escuela Profesional de Medicina Veterinaria

**Determinación de la tasa de presentación de celo y la
tasa de concepción en cabras Saanen sincronizadas con
acetato de medroxiprogesterona (MAP), durante dos
épocas del año**

TESIS

Para optar el Título Profesional de Médico Veterinario

AUTOR

Kenyi Manuel GARCIA AGÜERO

ASESOR

Alfredo DELGADO CASTRO

Lima, Perú

2018



Reconocimiento - No Comercial - Compartir Igual - Sin restricciones adicionales

<https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/>

Usted puede distribuir, remezclar, retocar, y crear a partir del documento original de modo no comercial, siempre y cuando se dé crédito al autor del documento y se licencien las nuevas creaciones bajo las mismas condiciones. No se permite aplicar términos legales o medidas tecnológicas que restrinjan legalmente a otros a hacer cualquier cosa que permita esta licencia.

Referencia bibliográfica

García K. Determinación de la tasa de presentación de celo y la tasa de concepción en cabras Saanen sincronizadas con acetato de medroxiprogesterona (MAP), durante dos épocas del año [Tesis de pregrado]. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Facultad de Medicina Veterinaria, Escuela Profesional de Medicina Veterinaria; 2018.



ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE MÉDICO VETERINARIO

En el Auditorio Principal de la Facultad de Medicina Veterinaria, el día **lunes 03 de diciembre de 2018**, a las **12:00** horas, se constituyó el Jurado Examinador designado mediante Resolución Directoral N° **0239-EPMV/FMV-2018**, integrado por los siguientes profesores:

MV. PhD. Víctor Raúl Leyva Vallejos	Presidente del Jurado
MV. Mg. Alfredo Delgado Castro	Asesor de la Tesis
MV. Mg. María Elith Vásquez Cachay	Miembro del Jurado
MV. Mg. Rocío Sandoval Monzón	Miembro del Jurado

Luego de la instalación del Jurado, a cargo del Presidente del Jurado y bajo la dirección del mismo, el Bachiller Don: **GARCIA AGÜERO, KENYI MANUEL** para optar el Título Profesional de Médico Veterinario, procedió a sustentar públicamente la Tesis:

“DETERMINACIÓN DE LA TASA DE PRESENTACIÓN DE CELO Y LA TASA DE CONCEPCIÓN EN CABRAS SAANEN SINCRONIZADAS CON ACETATO DE MEDROXIPROGESTERONA (MAP), DURANTE DOS ÉPOCAS DEL AÑO”,

Luego de absolver las preguntas del Jurado y del público asistente, el Jurado deliberó con la abstención reglamentaria del Asesor de la Tesis y acordó su **APROBACIÓN** por **UNANIMIDAD**, otorgándole la nota de **DIECISEIS (16)**.

Habiéndose aprobado la sustentación pública de la Tesis, el Presidente en representación del Jurado recomienda que la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria proponga la aprobación del **TÍTULO PROFESIONAL DE MÉDICO VETERINARIO** a la Facultad de Medicina Veterinaria y que ésta proponga al Rectorado el otorgamiento respectivo.

Siendo las **13:00 horas**, concluyó el acto académico de sustentación pública de Tesis en fe de lo cual suscriben la presente acta por cuadruplicado los integrantes del Jurado:

.....
Victor Raúl Leyva Vallejos, MV. PhD. Prof. Principal, D.E.

.....
Alfredo Delgado Castro, MV. Mg Prof. Principal T.C.

.....
María Elith Vásquez Cachay: MV. Mg Prof. Asociado D.E.

.....
Rocío Sandoval Monzón: MV. Mg. Prof. Auxiliar T.C.



UNIVERSIDAD NACIONAL MAYOR DE SAN MARCOS
Universidad del Perú, DECANA DE AMÉRICA
Facultad de Medicina Veterinaria
ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA

Trabajo sustentado y aprobado ante el Jurado designado por la Escuela Profesional de Medicina Veterinaria mediante Resolución Directoral N° 0239-EPMV/FMV-2018.

PRESIDENTE:


.....
Víctor Raúl Leyva Vallejos

MIEMBROS :


.....
Alfredo Delgado Castro
Asesor de la Tesis

:


.....
María Elith Vásquez Cachay

:


.....
Rocío Sandoval Monzón

San Borja, 18 de diciembre de 2018

V° B°

.....
Dra. Daphne Ramos Delgado
Directora
Escuela Profesional de Medicina Veterinaria

A mi mamá Judith y hermano Víctor, que como familia hemos sabido apoyarnos en todo momento, a pesar de las adversidades que no deparó la vida. Gracias por todo, siempre los amaré mucho.

A mi eterno amigo y compañero de toda la vida, Canelo. Gracias por enseñarme a valorar la vida en todo su esplendor. Siempre estarás en mi mente y corazón mi amigo perruno.

A mis abuelos maternos, Jesús García y Ever Agüero, que siempre estuvieron orgullosos de los logros que obtuvimos tanto mi hermano como yo, sé que nos están cuidando desde el Cielo.

A mis abuelos paternos, Juana Rodríguez y Felipe García, que siempre me cobijaron con mucho amor en cada visita que les hacía a Macabí. Les estaré siempre agradecido por el amor brindado.

AGRADECIMIENTOS

A mi padre Manuel Garcia, por enseñarme lo dura que puede resultar la vida y lo gratificante que resulta poder sobreponerse a ella.

A Edgar Villanueva, por el apoyo y confianza brindada en todo momento durante la realización de este trabajo de investigación.

A mi maestro y director de tesis, Dr. Alfredo Delgado. Muchas gracias por tantas enseñanzas en etapa de la Universidad y dedicación. Si como docente era excelente, como persona es maravilloso, le estaré por siempre agradecido.

A mis maestros de la Universidad, porque sin el conocimiento ofrecido por ellos durante toda la etapa universitaria no hubiese podido culminar este trabajo de investigación. Les estaré siempre agradecido por tanta sabiduría.

A mis amigos Roiser y Norka, por tantas horas de charlas entretenidas sobre las cabras y la ayuda que me brindaron con el manejo de los caprinos.

A mis amigos de la Universidad, con los que siempre compartí muchos momentos de felicidad y tristeza, muchas gracias por ofrecerme su amistad desinteresada.

A mi alma mater SAN MARCOS, por cobijarme en su recinto y brindarme la oportunidad de aprender tantos conocimientos de los mejores docentes en el país.

ÍNDICE

	Pág.
AGRADECIMIENTOS	iii
RESUMEN.....	vi
ABSTRACT	vii
LISTA DE CUADROS Y FIGURAS	viii
LISTA DE ANEXOS	ix
I. INTRODUCCIÓN	1
II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	3
2.1.- SITUACIÓN ACTUAL DE LA GANADERÍA CAPRINA EN EL PERÚ	3
2.2.- ANATOMÍA REPRODUCTIVA DE LA CABRA	5
2.3.- FISIOLOGÍA REPRODUCTIVA DE LA CABRA	6
2.3.1.- Pubertad caprina	6
2.3.2.- Fotoperiodo y estacionalidad reproductiva.....	7
2.3.3.- Características de la expresión de celo	10
2.4.- ENDOCRINOLOGÍA DE LA REPRODUCCIÓN	11
2.4.1.- Órganos endocrinos en la reproducción.....	11
2.4.2.- Ciclo estral.....	12
2.4.3.- Desarrollo y dinámica folicular	14
2.4.4.- Mecanismo neuroendocrino en el control reproductivo	15
2.4.5.- Proceso y mecanismo de la ovulación.....	18
2.4.6.- Formación del cuerpo lúteo	19
2.5.- MÉTODOS DE SINCRONIZACIÓN DEL ESTRO CAPRINO	20
2.5.1.- Métodos naturales.....	20
2.5.1.1.- Efecto macho	20
2.5.1.2.- Tratamiento fotoperiódico.....	22
2.5.2.- Métodos farmacológicos.....	23
2.5.2.1.- Uso de progestágenos	23
2.5.2.2.- Uso de prostaglandina.....	27
2.5.2.3.- Uso de melatonina.....	27
2.5.3.- Aspectos a tener en cuenta para obtener buenos resultados reproductivos	28
III. MATERIALES Y MÉTODOS	31

III. MATERIALES Y MÉTODOS	31
3.1.- Lugar de ejecución y periodo de duración del estudio.....	31
3.2.- Animales experimentales	31
3.2.1.- Recolección de datos	32
3.3.- Tamaño muestral.....	32
3.4.- Metodología del estudio.....	33
3.4.1.- Protocolo de sincronización de celo	33
3.4.2.- Determinación de la tasa de presentación de celo	34
3.4.3.- Cubrición	34
3.4.4.- Determinación de la tasa de concepción.....	35
3.5.- Análisis estadístico.....	35
V.- RESULTADOS	36
VI.- DISCUSIÓN.....	39
VII.- CONCLUSIÓN	44
VIII.- LITERATURA CITADA.....	45
IX.- ANEXOS	68

RESUMEN

Las cabras Saanen son animales que presentan cierta estacionalidad en su reproducción, por lo tanto, es importante el conocimiento de la variabilidad de la tasa de presentación de celo y concepción en ellas, debido a que esta raza caprina está siendo muy difundida en la caprinocultura del país. El objetivo del estudio fue evaluar las tasas de presentación de celo y concepción durante dos épocas reproductivas en cabras Saanen estabuladas, las cuales fueron sincronizadas siguiendo dichas épocas de anestro y estro. Para ello, se evaluaron 60 cabras, distribuidas para cada época reproductiva en grupos de 30. La sincronización del estro consistió en colocar una esponja intravaginal impregnada con acetato de medroxiprogesterona (MAP), durante 11 días; y 48 horas antes del retiro se colocó una dosis de 300 UI de gonadotropina coriónica equina (eCG) y otra de 125 µg de cloprostenol sódico. Luego de retirar las esponjas vaginales, se pasó a identificar los celos y posteriormente se sometió a un empadre controlado por monta natural. Así mismo, se sometió a las cabras que fueron cubiertas por el macho semental, a una ultrasonografía transrectal. Se obtuvo una tasa de presentación de celo del 86.7% y 96.7%, tanto para la primera como segunda época reproductiva, respectivamente, no existiendo entre ambas una diferencia estadística significativa ($p > 0.05$). Además, la tasa de concepción obtenida tanto para la primera y segunda época reproductiva fueron del 88.5% y 62.1%, respectivamente; presentando una diferencia estadística significativa ($p < 0.05$). Se concluye que el uso del MAP en tratamientos para la sincronización del estro demuestran una eficacia para congregar el celo en las cabras, independientemente de la época del año en la que se realice; además permite programar los partos en periodos del año donde los precios de los productos de origen caprino son más altos en el mercado, logrando así mejorar los ingresos de los caprinocultores en el país.

Palabras clave: cabras, sincronización, estro, anestro, MAP, eCG, cloprostenol.

ABSTRACT

The Saanen goats are animals that present a certain seasonality in their reproduction, therefore, it is important to know the variability of the heat and coception rates in them, because this is a breed that very widespread in the goat farming of the country. The aim of this study was the evaluation of heat and conception rates during two reproductive states in Saanen does stulated, which were synchronized, following that states of anestrus and estrus. For this, 60 does were evaluated, distributed for each time of the year in groups of 30. The synchronization of the estrus consisted in placing an intravaginal MAP-impregnated sponge for 11 days, following an intramuscular injection of a 300 IU of eCG and 125 µg of cloprostenol 48 hours prior to the sponge removal. After vaginales sponges removal, was went on to detect heat and later and then it underwent a controlled mating by natural nature. Likewise, the does that were covered by the Saanen bucks, were subjected to a transrectal ultrasonography, with the purpose to determine the gestation. Results showed that heat rates in first and second reproductive period were 86.7 and 96.7%, respectively, presenting a statistically significant difference between both ($p > 0.05$). Also, conception rate obtained for first and second reproductive periods were 88.5 and 62.1% ($p < 0.05$), respectively, not presenting a statistically significant difference. An important fact in conception rates decrease for both groups was the presentation of vaginitis in all treated does at the sponge removal, that could hinder fertilization by altering sperm quality of the bucks. Finally, it can be concluded that intravaginal MAP-impregnated sponge is an efficient method for estrus synchronization and heat presentation in a certain group of does at any time of the year, furthermore it allow for the programming of births during periods of the year where the prices of goat products are higher in the market, thus improving the income of people that goat farming in country.

Keywords: does, synchronization, estrus, anestrus, MAP, eCG, cloprostenol, estrus, anestrus.

LISTA DE CUADROS Y FIGURAS

	Pag.
CUADRO 1. Población de cabras en el Perú por regiones (MINAGRI - SIEA, 2017)	4
CUADRO 2. Signos de conducta sexual en cabras durante temporada receptiva al macho	10
CUADRO 3. Tasa de presentación de celo obtenida en cabras tratadas	36
CUADRO 4. Tasa de concepción obtenida de las cabras tratadas en dos épocas del año	38
FIGURA 1. Variaciones de la presencia del celo en cabras Saanen, criadas en Brasil a 3°S (O) y 14°S (■)	9
FIGURA 2. Representación esquemática de los diversos eventos fisiológicos presentes durante el desarrollo del ciclo estral en las cabras: patrón de desarrollo folicular, ciclo ovárico y regulación endocrina. * Foliculo ovárico.	15
FIGURA 3. Hembra en celo presentando reflejo de inmovilidad para la monta.	37
FIGURA 4. Identificación de una hembra gestante después de 30 días de haberse efectuado la monta, visto por ultrasonografía transrectal (5.0 MHz)..	41

LISTA DE ANEXOS

	Pag.
ANEXO 1. Desarrollo de la fórmula para comparar dos proporciones independientes	68
ANEXO 2. Desarrollo del análisis estadístico.	69

I. INTRODUCCIÓN

La cabra (*Capra hircus*) Saanen es un mamífero poliéstrico estacional que, con distintos elementos climáticos, como la temperatura y las variaciones de horas luz a lo largo del año (fotoperiodo), regulan su respuesta fisiológica y actividad reproductiva (Jainudeen *et al.*, 2002). Esta estacionalidad en la actividad reproductiva de las cabras trae como consecuencia que se produzcan importantes variaciones en la producción de leche y carne a lo largo del año, las cuales provocan a su vez fluctuaciones en el precio pagado a los productores y en la disponibilidad de diversos productos de origen caprino destinados al consumo humano (Celi, 2013; Gallego, 2016).

El Ministerio de Agricultura y Riego (MINAGRI) en el 2017, a través del Sistema Integrado de Estadísticas Agrarias (SIEA), reporta que nuestro país cuenta con 1'880,000 cabezas de ganado caprino, donde una gran parte de la crianza es de forma extensiva y siendo una minoría la crianza semi-extensiva e intensiva (Badajoz, 2013); esta población caprina está conformada principalmente por caprinos criollos, el cual es producto de cruzamientos de diversas razas y tipos que llegaron en los primeros años de la conquista española, la cual data del año 1,536 (Laureano, 2011).

La producción caprina está experimentando un periodo de crecimiento mundial (Blaga *et al.*, 2016) y el Perú no podía estar a la zaga de este suceso. En la actualidad la crianza de ganado caprino especializado en producción de leche ha venido incrementado su población en nuestro país en los últimos años según datos obtenidos de la División de Estadística de la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura – FAOSTAT (2016) y así lo reflejan los trabajos realizados por Villanueva (2008) con cabras Saanen en un sistema de crianza intensivo. La ganadería caprina en el Perú es uno de los recursos poco explotados y en donde existe 255,812 cabezas de ganado caprino especializado en producción de leche con una

producción de 20,420 TM de leche anualmente (FAOSTAT, 2016). Este rendimiento lechero ha tenido un incremento en los últimos años y esto implica el empleo de animales de alto rendimiento que han sido sometidos a programas estratégicos de manejo productivo y reproductivo, estableciendo esencialmente protocolos de sincronización de celo (Sen y Onder, 2016; Sánchez *et al.*, 2013).

Existen técnicas reproductivas, como los tratamientos para la sincronización del celo, que son una gran herramienta que van a permitir organizar un manejo reproductivo eficiente en cualquier especie que presente estacionalidad en su reproducción (De La Rosa, 2011). La sincronización del celo es muy utilizada tanto en programas de manejo reproductivo como de mejoramiento genético de sistemas de producción animal, además este control del ciclo estral logra permitir un incremento en la eficiencia reproductiva mediante el control de la temporada de parición (De Sousa *et al.*, 2011; López, 2006). Este método de sincronización puede ser utilizado tanto en las fases reproductivas de estro y anestro, respectivamente (Manes y Ungerfeld, 2015a).

En el país existe escasa información sobre la variabilidad de la presentación de celo y concepción en cabras Saanen sincronizadas en diferentes épocas reproductivas, tomando en cuenta la estacionalidad de éstas en el país. Al tener esta escasa información sobre trabajos reproductivos en esta especie, no existirá una mejora en el manejo reproductivo y productivo del ganado caprino en el país (Celi *et al.*, 2010). Por tal motivo, la presente investigación aspira a aportar al conocimiento reproductivo del ganado caprino Saanen un manejo más eficiente de los hatos caprinos, logrando así un mayor desarrollo de los caprinocultores en el país.

II. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1.- SITUACIÓN ACTUAL DE LA GANADERÍA CAPRINA EN EL PERÚ

La historia del desarrollo de la cabra en el Perú es limitada; pero de acuerdo a la primera referencia histórica sobre la introducción de las cabras en el Perú, que fue descrita por Cobo (1653), refiere que las primeras cabras en el Perú fueron introducidas por los conquistadores españoles en el año de 1,536. Estas cabras que ingresaron al país fueron las razas Blanca Celtibérica y Castellana de Extremadura, razas españolas que muchos cronistas de la época denominaron como Granada, Murcia y Málaga (Laguna, 1991). Estas cabras, desde los primeros años de su introducción al país se desarrollaron en la costa del Perú, así como en las quebradas y valles interandinos de la sierra, donde las poblaciones de esas regiones incorporaron la crianza de cabras a sus culturas y costumbres, aprovechando la leche, la carne y la piel de estos animales (Nolte, 2008). Gómez (2013) argumenta que “después de muchas generaciones de adaptación al territorio peruano, estas razas introducidas por los españoles dieron lugar al caprino criollo, que después fueron cruzadas y mejoradas, a partir de la década de 1940, con razas exóticas como Saanen, Alpina, Oberhazli, Toggenburg y Anglonubian; siendo esta última la que ha tenido mayor influencia en el ganado criollo actual”.

La crianza de caprinos en el país es sinónimo de pobreza (Mori, 2002), debido a que es una actividad que se encuentra asociada a productores de bajos niveles económicos, los cuales aprovechan recursos marginales como los residuos de cosecha, pastos naturales y especies arbustivas (Arroyo, 1998). Además de lo mencionado, la crianza de cabras tradicionalmente ha sido excluida de investigaciones en aspectos productivos y económicos, siendo uno de los principales factores limitantes para su desarrollo (Arroyo, 2007); otro de los factores es la carencia de asistencia técnica para el manejo de los animales, no teniendo un control sanitario adecuado, un programa de mejoramiento genético ni un buen manejo reproductivo en el hato (Badajoz, 2013).

En la actualidad el Perú, hasta el año 2016, cuenta con 1'880,000 cabezas de ganado caprino, según lo reportado por MINAGRI (2017), a través del SIEA; siendo las regiones de Piura, Ayacucho, Huancavelica, Áncash y Lima, las que poseen mayor población de cabras en el país (Cuadro 1). Además de lo mencionado, FAOSTAT (2016) reporta que nuestro país presenta 255,812 cabezas de ganado caprino especializado en producción de leche con una producción de 20,420 toneladas de leche anualmente.

Cuadro 1. Población de cabras en el Perú por regiones (MINAGRI - SIEA, 2017)

POBLACIÓN DE CABRAS DEL PERÚ		
REGIONES	POBLACIÓN 2016	Porcentaje
Tumbes	61 000	3.24
Piura	383 000	20.37
Lambayeque	84 000	4.47
La Libertad	109 000	5.80
Áncash	178 000	9.47
Lima	175 000	9.31
Ica	79 000	4.20
Arequipa	19 000	1.01
Moquegua	9 000	0.48
Tacna	18 000	0.96
Cajamarca	96 000	5.11
Amazonas	13 000	0.69
San Martín	0	0.00
Huánuco	102 000	5.43
Pasco	7 000	0.37
Junín	10 000	0.53
Huancavelica	180 000	9.57
Ayacucho	209 000	11.12
Apurímac	112 000	5.96
Cusco	38 000	2.02
Puno	0	0.00
Loreto	0	0.00
Ucayali	0	0.00
Madre de Dios	0	0.00
Total Nacional	1 880 000	100

2.2.- ANATOMÍA REPRODUCTIVA DE LA CABRA

La anatomía del sistema reproductivo en la cabra se encuentra funcionalmente agrupada en componentes asociados con la producción y el transporte de los ovocitos y otros involucrados en la gestación y la cópula; estos componentes u órganos reproductivos van a ser los ovarios, el oviducto, el útero, la cérvix, la vagina y la vulva (Morello y Chemineau, 2004).

Los ovarios son órganos pares que tienen una forma ovalada, un peso aproximado de 1.8 a 3.5 gramos, los cuales se encuentran localizados caudalmente a los riñones y suspendidos en la región sublumbar por el ligamento ancho, el cual en este sector se denomina mesosovario (Páramo, 2008) y van a tener como función primaria la producción de gametos femeninos u ovocitos y la esteroidogénesis, síntesis de estrógenos y progestágenos (Senger, 2012). Los ovarios se van encontrar constituido por una corteza y una médula, las cuales se encuentran rodeadas por un epitelio superficial, denominado antiguamente como epitelio germinativo, el cual no tiene función alguna en la reproducción (Hafez E y Hafez B, 2002). La corteza ovárica va presentar una capa de tejido conectivo delgado o túnica albugínea que la recubre, y se va encontrar compuesta por tejido conectivo, folículos ováricos en diferentes estadios de desarrollo (folículos primarios, secundarios y preovulatorios o De Graaf) y cuerpo lúteo (Nabors y Linford, 2015). La médula se va encontrar en la parte central y va presentar vasos sanguíneos, linfáticos y nervios, los cuales permiten la nutrición de los ovarios y transporte de sus secreciones (Senger, 2012).

Los oviductos son conductos delgados y tortuosos, que tienen una longitud aproximada de 10 a 20 cm, se hallan suspendidos en el mesosálpinx y los cuales conectan los ovarios con los cuernos uterinos (Abebe, 2008). Cada oviducto va estar dividido por un infundíbulo, ampulla e istmo; el infundíbulo es un agrandamiento del oviducto, que se encuentra en el extremo del mismo, en contacto con los ovarios y tiene la función de dirigir al ovocito hacia el interior del oviducto una vez producida la ovulación, el ampulla ocupa aproximadamente la mitad de la longitud del oviducto y presenta una epitelio ciliar el cual favorece al transporte del ovocito y se dé la fecundación en esta porción, finalmente esta ampulla se va fusionar con una sección constreñida llamada istmo, y este se conecta directamente con el útero por medio de la unión útero - tubárica, actuando como un esfínter para evitar reflujos de los fluidos presentes en el útero (Páramo, 2008).

El útero va consistir de dos cuernos (9 a 16 cm de largo) y un cuerpo (3 a 5 cm de largo), las cuales se encargan de conectar el oviducto con la cérvix y se encuentra unido a las paredes pélvica y abdominal por una porción del ligamento ancho llamado mesometrio (Morello y Chemineau, 2004). El útero de las cabras, así como todos los rumiantes, histológicamente está constituido por una porción serosa o perimetrio muscular, una porción muscular o miometrio y una porción

mucosa o endometrio, este último va presentar a las carúnculas, las cuales son áreas ausentes de glándulas pero que están altamente vascularizadas y que dan lugar a la porción materna del placentoma (Senger, 2012). El útero realiza varias funciones donde el endometrio tiene una participación importante en el proceso reproductivo, tales como el transporte de espermatozoides desde el lugar de eyaculación hasta el de la fecundación en el ovocito, la regulación del funcionamiento del cuerpo lúteo y el inicio de la implantación, la preñez y el parto (Hafez E y Hafez B, 2002).

La cérvix es una estructura que presenta una longitud de 4 a 7 cm y separa el útero del medio externo, esta se encuentra formada predominantemente por tejido conectivo, tejido muscular liso y glándulas que secretan un *mucus* en su porción interna (Morello y Chemineau, 2004). La cérvix se caracteriza por una pared gruesa y una luz estrecha, la cual es ocupada por anillos tapizados por una mucosa y submucosa, que protruyen hacia la luz cervical (Nabors y Linford, 2015). La función principal de la cérvix es servir como barrera de cierre entre la vagina y el útero, y de producir mucus, el cual discurre desde la cérvix hacia el exterior permitiendo no solo lubricar a la vagina durante el coito, sino también el ascenso de los espermatozoides hacia el útero durante la temporada de celo (González, 2002).

La vagina es un órgano fibromuscular de pared gruesa el cual se extiende desde el cérvix hasta la vulva y va presentar dos porciones, una anterior y otra posterior; la porción anterior de la vagina es el lugar donde el macho va depositar el semen durante la cópula y la porción posterior de la vagina o también llamado vestíbulo va comunicar el aparato reproductor de la cabra con el exterior, a través de la vulva (Páramo, 2008). Finalmente, la vulva es la porción terminal del tracto reproductivo; donde el orificio externo, la hendidura vulvar, es vertical y los bordes se encuentran formados por los labios vulvares, además en la comisura ventral se va encontrar el clítoris, el cual es un órgano eréctil muy sensible que tiene el mismo origen embrionario que el pene en el macho (Delgadillo, 2005).

2.3.- FISIOLÓGÍA REPRODUCTIVA DE LA CABRA

2.3.1.- Pubertad caprina

Uno de los factores importantes para determinar el rendimiento de la producción durante toda la vida en la cabra es la pubertad (Greyling, 2010), siendo este un proceso donde la cabra va adquirir su competencia reproductiva y este inicio va depender de la capacidad de las neuronas del hipotálamo en poder generar a la hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH) en niveles suficientes para promover y apoyar la gametogénesis, esteroidogénesis y el desarrollo de los

tejidos reproductivos (Senger, 2012). Este cominezo en la pubertad de las cabras se encuentra influenciada por factores genéticos, medio ambientales y sociales, tales como la nutrición, el peso corporal, el tipo y época de nacimiento, el fotoperiodo y el efecto macho; debido a esto, la edad en que se presenta el primer celo es muy variada entre las razas de cabras y entre ellas mismas (López, 2005).

En el hipotálamo, esta maduración implica tanto de una neurogénesis como de una sinaptogénesis; y donde sustancias como el opioide, la catecolamina, la prostaglandina, la serotonina y especialmente la melatonina, logran tener participación tanto en la estimulación como inhibición de ciertos núcleos neuronales, que al mismo tiempo controlan la producción y secreción de GnRH (Romero y Meneses, 2001). La hormona leptina, la cual se encuentra producida por las células grasas, logran tener una función relevante en el envío de señales nutricionales al cerebro en los mamíferos, además logra ser supuestamente un factor permisible del inicio de la pubertad; esta expresión y secreción de leptina se va encontrar relacionada con la presencia de grasa corporal en el organismo, la cual es muy afectada por la alimentación (Senger, 2012).

En general, un indicador de que las cabrillas han logrado alcanzar la pubertad es su peso corporal, donde la actividad reproductiva se inicia cuando estas han alcanzado un peso corporal de 35 a 45 kg (Greyling, 2010; Villanueva, 2008), y esto ocurre entre los seis y 12 meses de edad, dependiendo del sistema de explotación (Jainudeen *et al.*, 2002). En cabras Saanen generalmente el inicio de su pubertad es alrededor de los 217 días (siete meses) de vida (Greyling, 2010). Es importante saber que cabra joven o cabrilla no debería de ser utilizada para la reproducción antes de que esta logre alcanzar un 60 – 70 % de su peso corporal adulto, o hasta los siete meses de edad, ya que una monta prematura retardará el crecimiento y desarrollo de la cabra y el feto (Gutiérrez *et al.*, 2008; López, 2006; Bonilla, 2001).

2.3.2.- Fotoperiodo y estacionalidad reproductiva

La estacionalidad reproductiva logra ser una estrategia adaptativa mediante el cual algunos animales, como la cabra y la oveja, al mantenerse en su ambiente natural, definen su periodo de actividad reproductiva según el fotoperiodo, la latitud geográfica, el genotipo, tipo de sistema de reproducción, las interacciones sociales (Celi, 2013; Fatet *et al.*, 2011), la temperatura ambiental y la disponibilidad de alimento (Zarazaga *et al.*, 2005). Esta estrategia reproductiva implica limitar que la temporada de pariciones se realice en estaciones del año donde la alimentación y condiciones climáticas sean las más idóneas para las crías (Escobar, 2003; Karsch *et al.*, 1984).

El fotoperiodo es un factor importante para la estacionalidad reproductiva en cabras, este se define como la duración del día dentro de un periodo de 24 horas, el día y la noche presentan variaciones en su duración de acuerdo a la latitud de un lugar determinado y con las diferentes estaciones del año (Velarde, 2006). Durante mucho tiempo se creyó que la estacionalidad reproductiva en las cabras y ovejas estaba marcada solo por el fotoperiodo, sin embargo la regulación del ciclo anual de la reproducción podría ser más complicada de lo que parece, ya que involucra tanto a estados de fotorefractariedad como la existencia de un ritmo endógeno, los cuales también son responsables del control reproductivo en los caprinos (Celi, 2012). Durante este tiempo se mencionó que la reducción en la duración del día, la cual se presenta en los meses de otoño e invierno, les sirve a las cabras como una señal para que se presenten los ciclos estrales (Escobar, 2003); sin embargo Gómez *et al.* (2010) y Delgadillo *et al.* (2011) demostraron que este inicio de la actividad reproductiva en las cabras es resultado de la fotorefractariedad a los días largos del verano y no como consecuencia solo del efecto estimulador de los días decrecientes tras el solsticio de verano. Lo que sugiere que existe un ritmo endógeno, el cual logra regular estos cambios reproductivos estacionales (Celi, 2012).

En los caprinos durante los meses de menor longitud del día se produce un aumento en la frecuencia de pulsos de las hormonas ya mencionadas (melatonina y GnRH), lo que logra estimular el crecimiento folicular ovárico y como resultante se logra dar la secreción de estrógenos, importante para el evento de la ovulación (Quinteros, 2003). Durante los meses de primavera y verano, se va da una disminución en las horas de oscuridad del día y como consecuencia se reducirá la secreción de melatonina, la cual va provocar que el hipotálamo aumente la sensibilidad a la retroalimentación negativa de los estrógenos sobre la secreción tónica de GnRH (Morello y Chemineau, 2004), esto evitará la secreción de hormonas que permitan la ovulación, por lo que la hembra va permanecer en un periodo anovulatorio no cíclico, llamado anestro (Gómez *et al.*, 2012).

Los cambios en la duración del fotoperiodo a lo largo del año, van a ser mayores entre más alejado se encuentre de la línea ecuatorial, por lo que la influencia del fotoperiodo en la presentación de la temporada sexual podría disminuir conforme se reduce la latitud geográfica donde se encuentre el animal (Duarte, 2008), difiriendo con lo mencionado por Chemineau *et al.* (1992), que cabras Alpinas no pierden su estacionalidad reproductiva en condiciones de fotoperiodo tropical. Existe evidencias en las cuales se ha observado que en zonas tropicales, las cuales son regiones donde la variación de la duración del día es menor y están más cercanas a la línea ecuatorial, tales como Perú, Colombia, Ecuador, Venezuela y Brasil, las cabras de la zona logran ciclar varias veces durante el año (Duenhas *et al.*, 2002).

Otro factor importante para la presentación de la temporada reproductiva en cabras es el genotipo, debido a que existe razas que expresan una estacionalidad más notoria que otras (Celi, 2012; Velarde, 2006). Las cabras provenientes de latitudes altas (mayor a 40°), como las razas Saanen, Alpina Francesa, Toggenburg y La Mancha, presentan un periodo reproductivo muy restringido (Celi, 2013; Fatet *et al.*, 2011, Delgadillo, 2008), mientras que en la raza Anglo Nubian, la temporada sexual es más larga (Jainudeen *et al.*, 2002). Esto último es posible ya que esta raza durante el año presenta menor sensibilidad al cambio del fotoperiodo, que ha sido heredado de sus antepasados; por lo que, si se logra exponer a esta raza de cabras que son muy estacionales, caso de la raza Saanen, a latitudes menores de 25° en donde no existe marcada diferencia en las horas luz entre el verano e invierno, no modificarán su comportamiento estacional por lo que los animales tienen el potencial de manifestar una actividad sexual durante una temporada del año (Quinteros, 2003; Delgadillo, 2005).

Estas razas de cabras estacionales incluso después de varias generaciones, en latitudes menores a 25°, muestran periodos de muy baja actividad reproductiva, lo que sugiere que existe una base genética para este patrón reproductivo estacional (Freitas *et al.*, 2004). Así lo demuestran Lopes *et al.* (2001) y Cruz *et al.* (2003), quienes trabajaron con cabras Saanen, las cuales fueron criadas en condiciones nutricionales óptimas durante varias generaciones en Fortaleza (3° 43' S) y Vitória da Conquista (14° 51' S) en Brasil; donde estos animales mostraron un patrón estacional evidente, con una temporada de reproducción media entre marzo y agosto y periodos alternantes de actividad de celo muy limitada (Figura 1).

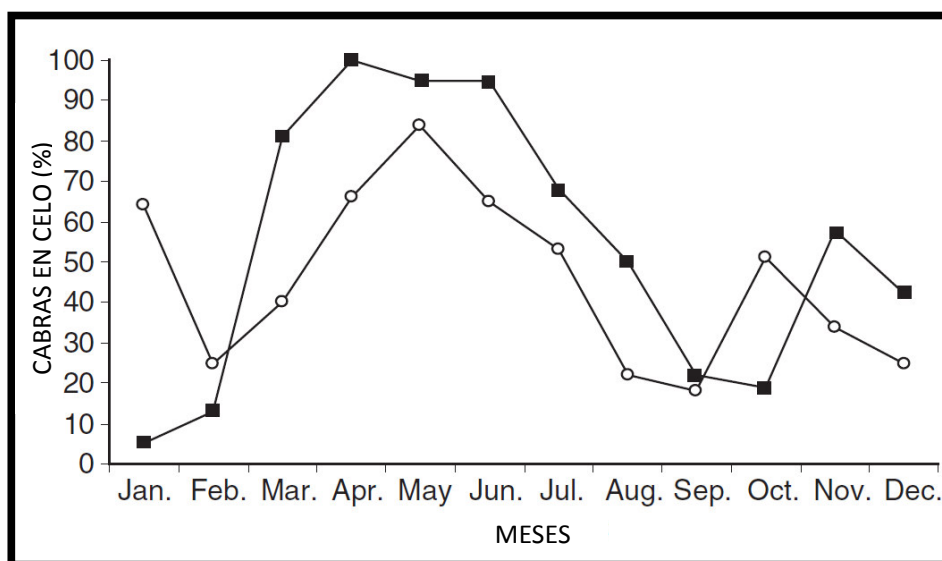


Figura 1. Variaciones de la presencia del celo en cabras Saanen, criadas en Brasil a 3°S (o) y 14°S (■). (Lopes *et al.* (2001); Cruz *et al.* (2003))

2.3.3.- Características de la expresión de celo

Es más frecuente que las cabras presenten celo durante los meses en donde los días son más cortos; aunque cuando las cabras se encuentran bien alimentadas, en regiones tropicales pueden presentar celos en cualquier época del año (Jainudeen *et al.*, 2002). De Figueirêdo y Rubianes (2004), Ptaszynska (2007) y Rahman *et al.* (2008), siendo este último el que divide los signos de expresión de celo como primarios y secundarios, reportan que los signos predominantes de celo o signos primarios en la hembra son el movimiento exagerado de la cola, el balar mucho más de lo usual, la micción frecuente de esta frente al macho semental, el reflejo de inmovilidad para la monta y la mucosa vulvar edematosa y rojiza, liberando secreciones transparentes. Estas secreciones transparentes son delgadas al comienzo del estro, volviéndose progresivamente más gruesa y de una tonalidad más blanquecina hacia el final del estro (Smith y Sherman, 2009). De todos los signos anteriormente mencionados, Haulenbeek y Katz (2011) reportan que posiblemente el movimiento exagerado de la cola resultaría atractivo para el macho, por lo tanto, cumpliría una función de proceptividad en las cabras. Los signos de expresión de celo secundarios son el nerviosismo, aislamiento de las hembras del resto del grupo y la pérdida general del apetito (Rahman *et al.*, 2008).

Rivera (2012) en su investigación, observó normas de comportamiento heterosexual, las cuales son signos de conducta sexual para definir que una cabra se encuentra en celo, reportando en porcentajes la frecuencia de estos signos en un grupo de cabras (Cuadro 2); donde los signos de celo más expresados en las cabras con celo manifiesto fueron el movimiento de cola, micción de la hembra delante del macho, reflejo de inmovilidad para la monta, mucosa vulvar edematosa y rojiza.

Cuadro 2. Signos de conducta sexual en cabras durante temporada receptiva al macho. (Rivera, 2012)

Signos de Conducta Sexual	Porcentaje
Nerviosismo	10
Movimiento exagerado de la cola	86
Balidos	52
Micción frecuentemente delante del semental	95
Reflejo de inmovilidad para la monta	81
Mucosa vulvar edematosa	100
Mucosa vulvar rojiza	100

2.4.- ENDOCRINOLOGÍA DE LA REPRODUCCIÓN

De acuerdo al comportamiento reproductivo, los mamíferos se logran clasificar en reproductores poliéstricos, poliéstricos estacionales y monoéstricos, según manifiesten el celo en determinadas épocas o durante todo el año (Senger, 2012). Dentro del segundo grupo, y según cual es la estación reproductiva, se clasifican en estacionales de fotoperiodo ascendente (ingresan en celo cuando las horas de luz aumentan) o descendente (manifiestan celo cuando los días se acortan). En base a esta clasificación, los caprinos se encuentran considerados como animales reproductores poliéstricos estacionales de fotoperiodo descendente (De La Rosa, 2011).

2.4.1.- Órganos endocrinos en la reproducción

La glándula pineal o epífisis es el principal órgano regulador de la estacionalidad en la reproducción (Noakes *et al.*, 2009). La glándula pineal es considerada un órgano endocrino impar alargado en el epitalamo, el cual se encarga de la producción de indolaminas, de las cuales la melatonina es la más importante (Köning y Liebich, 2011). La actividad hormonal de la glándula pineal tiene un papel importante en el control reproductivo en especies, como la cabra, que presentan estacionalidad reproductiva ya que se va encontrar influenciada por los ciclos de horas luz-oscuridad (Hafez *et al.*, 2002).

El hipotálamo se encuentra ubicado en el diencefalo, ocupando la región del tercer ventrículo, el cual se extiende desde el quiasma óptico hasta los cuerpos mamilares (Hafez *et al.*, 2002). El hipotálamo es un complejo anatómico, el cual presenta muchos núcleos neuronales (preóptico, paraventricular, área hipotalámica anterior, supraóptico, supraquiasmático, dorsomedial, ventromedial, arcuato, área hipotalámica posterior, lateral y cuerpo mamilar) (Hurcombe, 2011). Además, este órgano se va conectar con la hipófisis, formando el eje hipotálamo-hipofisis, mediante dos formas, las cuales son: con la adenohipofisis por un sistema vascular el cual se encuentra formado por arterias y venas portales; y con la neurohipofisis por un medio de conexiones nerviosas (Ptaszynska, 2007). La función del hipotálamo es la producción de hormonas liberadoras e inhibidoras que regulan la actividad hipofisiaria como la GnRH, el factor inhibidor de prolactina (FIP) y la hormona liberadora de la hormona adrenocorticotrópica (ACTH-RH), también es encargado de producir a la hormona oxitocina, la cual es transportada vía nerviosa y liberada a nivel de la neurohipofisis (Velarde, 2006).

La hipófisis o también llamada glándula pituitaria se encuentra ubicada en la silla turca o fosa hipofisiaria, donde se va encontrar compuesta por tres partes, las cuales son el pars nervioso (neurohipofisis o hipófisis posterior), el pars intermedio (lóbulo intermedio) y el pars distal

(adenohiófisis o hipófisis anterior) (Köning y Liebich, 2011). La neurohipófisis va tener la función de la liberación directa y rápida de la hormona oxitocina, la cual va ocasionar la eyección de la leche de la glándula mamaria (Senger, 2012). La adenohipófisis va presentar cinco diferentes tipos de células, las cuales secretan seis hormonas, las cuales son las células somatotrópicas secretan a la hormona de crecimiento (GH), las células corticotrópicas secretan a la hormona adrenocorticotrópica (ACTH), las células mamotrópicas secretan a la hormona prolactina (PRL), las células tirotrópicas secretan a la hormona estimulante de la glándula tiroides (TSH), y las células gonadotrópicas secretan a la hormona folículo estimulante (FSH) y hormona luteinizante (LH) (Hafez *et al.*, 2002). La adenohipófisis a través de la FSH y LH tiene un efecto directo sobre las funciones ováricas al estimular la foliculogénesis, la maduración folicular, la ovulación y la formación del cuerpo lúteo (Noakes, 2009).

2.4.2.- Ciclo estral

El ciclo estral se va definir como el periodo comprendido entre la aparición del celo hasta el inicio del siguiente (Gibbons *et al.*, 1993), y en cabras este dura en promedio 21 días, pudiendo encontrarse rangos de 17 a 25 días (Martínez *et al.*, 2014; Stewart y Shipley, 2014; Koeslag *et al.*, 2015). El ciclo estral consiste de cambios morfológicos y fisiológicos a nivel de los ovarios y el tracto reproductivo, proporcionando a las hembras oportunidades repetidas para copular y quedar preñadas (Senger, 2012). En un estudio realizado con cabras de raza Alpina, durante la temporada reproductiva, se registró un 77% de ciclos estrales con duración dentro del rango (17 a 25 días), 14% de ciclos estrales cortos (ocho días en promedio) y 9% de ciclos estrales largos (39 días en promedio) (Baril *et al.*, 1993). Esta alta frecuencia de ciclos cortos es una particularidad de las cabras, la que se incrementa al ser inducidas a la ovulación antes o durante la temporada sexual (Delgadillo *et al.*, 2011). Este ciclo estral se va encontrar influenciado genéticamente por la raza y va a variar de un individuo a otro de acuerdo al estado fisiológico; pero también va ser decisivo la influencia del fotoperiodo, latitud, alimentación y nutrición del animal (Akar, 2013).

El ciclo estral se diferencia en etapas de proestro, estro, metaestro y diestro (Rivera, 2012). Donde el proestro se define como el periodo de preparación durante el cual los folículos aumentan de tamaño y dura de 30 a 60 horas, además durante esta etapa, en los días finales del ciclo estral, se produce el crecimiento y la maduración del folículo ovulatorio (Jainudeen, *et al.*, 2002). Este corto periodo se logra caracterizar por un comportamiento de intranquilidad de parte de la hembra que, frente a intentos frecuentes de montas por el macho, esta se presenta huidiza a la cópula, además logra presentar algunos signos externos que es posible apreciar como la edematización y

enrojecimiento de la vulva con descargas de moco, siendo estos signos más expresados en hembras adultas que en cabrillas (De La Rosa, 2011).

El estro o celo se define como el periodo de receptividad sexual y su duración es de 36 horas, pero puede variar de 24 a 48 horas (Stewart y Shipley, 2014), y la ovulación se produce en cualquier momento entre las 24 a 36 horas posterior al inicio del estro (Beharry *et al.*, 2016). En este periodo la hembra busca activamente al macho, acepta la monta y el apareamiento, además durante este periodo ocurre la ovulación y el ovocito recorre el oviducto para encontrarse con el espermatozoide, presente en el semen depositado por el macho, este recorrido dura entre 12 y 36 horas, con un promedio de 18 horas (Rivera, 2012).

El metaestro va corresponder al periodo de transición entre la predominancia estrogénica y el incremento en las concentraciones de progesterona, esta etapa inicia cuando ha terminado la receptividad sexual y concluye con el momento en que existe un cuerpo lúteo funcional (Gutiérrez *et al.* 2008). En esta fase, el ovario contiene al cuerpo lúteo que se va desarrollando, denominado como cuerpo hemorrágico, el cual tiene influencia de la LH; además que en esta fase se da el inicio a la luteinización y diferenciación de las células de la teca y de la granulosa del folículo ovulado en células luteales (Gutiérrez *et al.* 2008).

El diestro es la etapa más larga del ciclo estral y se caracteriza por la secreción de progesterona, la cual es sintetizada por un cuerpo lúteo funcional (Morello y Chemineau, 2004); si en caso se presenta la preñez, esta fase persiste a lo largo de la gestación, que tiene un aproximado de 150 días, llevándose a cabo cambios marcados en el útero para la implantación del óvulo fecundado con producción de leche uterina muy densa (Rivera, 2012). Si no hay preñez el óvulo no fecundado sale junto con los líquidos que se forman en el útero, entonces el cuerpo lúteo se destruye (luteólisis) para dar lugar al crecimiento de otros folículos y la maduración de otros óvulos (Noakes *et al.* 2001).

Una vez finalizado la temporada reproductiva los animales estacionales, como las cabras, ingresan a un periodo donde ha cesado la función reproductiva llamado anestro, el cual se caracteriza por la ausencia de ovulaciones y de la presentación de ciclos estrales regulares por un periodo más o menos prolongado (Escobar, 2003). En este periodo los ovarios se encuentran relativamente inactivos, donde no presentan folículos ováricos ni cuerpo lúteo; además en este periodo los niveles de diferentes hormonas tales como los estrógenos, FSH, LH (Galván, 1997) y la progesterona, se encuentran relativamente bajos (Sogorescu *et al.*, 2012).

2.4.3.- Desarrollo y dinámica folicular

Los ovarios sufren cambios morfológicos (reclutamiento y crecimiento folicular), bioquímicos (maduración del folículo ovárico) y fisiológicos (regulaciones endocrinas) en el ciclo estral, los cuales conllevan a la ovulación (Fatet *et al.*, 2011). En este proceso el desarrollo folicular evoluciona de forma ondulatoria a lo largo del ciclo estral (Figura 2), donde una onda folicular, la cual emerge cada cuatro a seis días (Cruz *et al.*, 2005), se caracteriza por la presencia de eventos dependientes de gonadotropina en el crecimiento folicular, las cuales son el reclutamiento, la selección y la dominancia folicular (Driancourt, 2001). El ciclo estral se va a encontrar comprendido por dos grandes fases, dependiendo de las estructuras ováricas predominantes, que son la fase folicular y la fase luteal (Gutiérrez *et al.*, 2008).

La fase folicular inicia con la regresión del cuerpo lúteo y finaliza con la ovulación, donde el esteroide gonadal dominante es el estradiol y tiene una duración de 4 a 5 días (Fatet *et al.*, 2011). Durante esta fase la adenohipófisis secreta la FSH, la cual estimula el crecimiento folicular ovárico (Morello y Chemineau, 2004) y se encuentra regulada por la inhibina (Simões, 2015). Durante la fase folicular se recluta un grupo de folículos antrales, dependientes de gonadotropina, de 2 a 3 mm (milímetros) de diámetro, y estos ingresan a su crecimiento terminal, donde solo dos o tres de estos folículos alcanzan los 4 mm de diámetro y se seleccionan para luego entrar en la fase de dominancia folicular. Bajo la influencia de la LH, estos folículos ovulatorios llegan a la fase pre-ovulatoria, donde van a presentar un diámetro de 6 a 9 mm, mientras que los folículos subordinados se degeneran, a este suceso se llama atresia folicular ((Fatet *et al.*, 2011). Estos folículos pre-ovulatorios secretan estradiol, los cuales se ven incrementados en las concentraciones periféricas en sangre; induciendo al comportamiento receptivo de la hembra; este estradiol actúa como mediador importante en el suceso de retroalimentación positiva sobre el eje hipotálamo – hipófisis, por consiguiente se da el aumento en la secreción de GnRH induciendo a la oleada pre-ovulatoria de LH, la cual induce la ovulación y posteriormente a la luteinización de las células foliculares (Chanvallon y De Crémoux, 2012).

Después de la fase folicular, cuando se ha liberado el óvulo, el resto del folículo se transforma en un cuerpo lúteo, este evento de transformación se encuentra en la fase denominada fase luteal, la cual dura entre 16 a 17 días (Fatet *et al.*, 2011) y donde la hormona dominante es la hormona progesterona, secretada durante la actividad del cuerpo lúteo (Senger, 2012). Esta progesterona inhibe la secreción de GnRH y LH previniendo así el desarrollo de folículos, este suceso se llama retroalimentación negativa, y la FSH se produce a intervalos más o menos regulares, lo que permite la renovación de las ondas foliculares (Morello y Chemineau, 2004).

Autores como Senger (2012), Fatet *et al.* (2011) y Gutierréz *et al.* (2008), mencionan que estas dos fases se pueden subdividir de acuerdo a las características endocrinas y conductuales que manifiestan las cabras en:

- Fase Follicular: proestro y estro.
- Fase Luteal: metaestro y diestro.

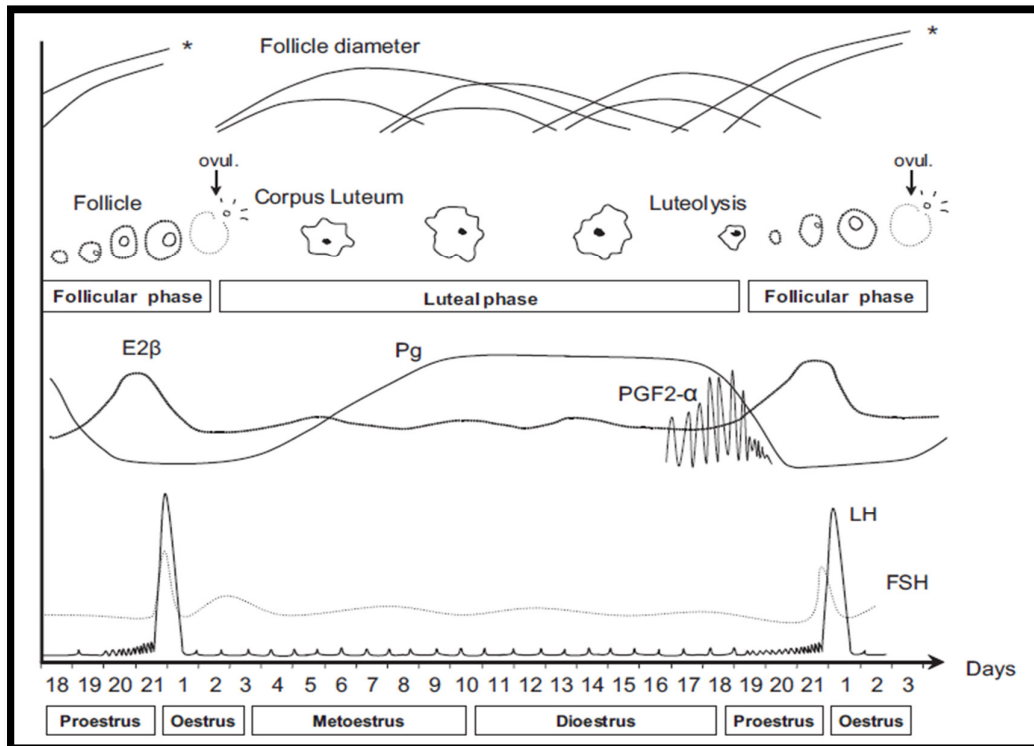


Figura 2. Representación esquemática de los diversos eventos fisiológicos presentes durante el desarrollo del ciclo estral en las cabras: patrón de desarrollo folicular, ciclo ovárico y regulación endocrina. *Folículo ovárico (Fatet *et al.*, 2011)

2.4.4.- Mecanismo neuroendocrino en el control reproductivo

El mecanismo de la reproducción se encuentra regulada por la interacción entre el sistema nervioso, el sistema endocrino y el sistema reproductivo; estos sistemas interactúan con el fin de regular todas las funciones reproductivas en la hembra y el macho (Senger, 2012). Esta regulación de la actividad cíclica está principalmente bajo el control del eje hipotálamo – hipófisis, que es importante para coordinar las funciones de las gónadas (Noakes *et al.*, 2001). El hipotálamo va interactuar con el medio externo mediante el sistema límbico, formado por el quiasma óptico, bulbo olfatorio, la amígdala, entre otras estructuras (Velarde, 2006).

Los animales que presentan una reproducción estacional, como las cabras, utilizan el fotoperiodo como mecanismo para poder programar su actividad reproductiva (Escobar, 2003), el cual mantiene una relación directa con la concentración de melatonina y sus variaciones de esta durante el día (ritmo circadiano) (Quinteros, 2003). De acuerdo con esto, la cabra, cicla durante los meses de pocas horas luz (otoño e invierno) y en los meses de mayores horas luz (primavera y verano), los ciclos estrales desaparecen (Gutiérrez *et al.*, 2008). Durante un fotoperiodo corto, el estímulo luminoso es captado por la retina del ojo, esto resulta en una excitación tónica elevada de las neuronas de la retina (Senger, 2012). Esta excitación genera una información, la cual es transportada por el nervio óptico a un área específica del hipotálamo conocida como el núcleo supraquiasmático (NSQ); desde este núcleo, la información es transmitida hacia el núcleo paraventricular (NPV) y desde aquí fibras nerviosas simpáticas llegan al ganglio cervical superior (GCS) (Morello y Chemineau, 2004). Las neuronas presinápticas, presentes en el GCS, hacen sinapsis con las neuronas excitatorias, como resultado de la sinapsis, las fibras nerviosas adrenérgicas postsinápticas se excitan y aumentan la secreción de norepinefrina en la glándula pineal (Senger, 2012); esta norepinefrina va actuar sobre los pinealocitos resultando en la síntesis de la N-acetiltransferasa, enzima limitante en la transformación de la serotonina a N-acetilserotonina, que será posteriormente transformada a melatonina por acción de la enzima hidroxiindol – O – metiltransferasa (Hafez *et al.*, 2002).

La melatonina, producida en la glándula pineal, es liberada al torrente sanguíneo, como también al líquido cefaloraquídeo, durante las horas de oscuridad; teniendo un patrón inversamente proporcional con la cantidad de horas luz (Quinteros, 2003). En la actualidad el mecanismo exacto de la melatonina en la regulación neuroendocrina de la reproducción aún no está claro, pero se cree que la melatonina va actuar en el hipotálamo premamilar (HPM), que tiene menor densidad de receptores de melatonina de alta afinidad que el pars tuberalis (PT) de la adenohipófisis pero que tiene una mayor influencia en el control neuroendocrino de la reproducción (Carcangiu *et al.*, 2011; Lincoln y Hazlerigg, 2011), este HPM va presentar receptores de melatonina tipo 1 (MT1) o también conocido como receptor de melatonina de alta afinidad tipo 1A (MTNR1A) (Luridiana *et al.*, 2016).

La kisspeptina (Kp) es una proteína codificada por el gen KiSS-1 y opera a través de sus receptores adyacentes, como lo es el receptor acoplado a proteína G (GPR54), el cual posiblemente se expresa en la mayoría de neuronas de GnRH en ovejas (Okamura *et al.*, 2013), esto concuerda con el estudio realizado por Smith *et al.* (2011), donde indican que la Kp estimula la liberación de GnRH a partir de tejidos hipotalámicos en ovinos. Este GPR54 también puede ser expresado a nivel de la adenohipófisis en ovejas, con ello se puede sugerir que la kisspeptina actúa en sitios duales, tanto en el hipotálamo como también en la hipófisis (Smith *et al.*, 2008),

sin embargo, el significado biológico de esta última no se encuentra del todo claro actualmente (Okamura *et al.*, 2013). Las neuronas productoras de la Kp se encuentran ubicadas en casi todo el hipotálamo, siendo más abundante a nivel dorsolateral del núcleo preóptico (NPO), en la porción caudal del núcleo arcuato (ARC) y la eminencia media (EM) (Franceschini *et al.*, 2006).

Matsuyama *et al.* (2011), mediante el uso de la microscopía electrónica, revelaron que las terminaciones axónicas de las neuronas de Kp pueden interactuar con los cuerpos o los axones terminales de las neuronas de GnRH, presentes en el hipotálamo; con lo afirmado anteriormente aparentemente la Kp podría transmitir el mensaje de la melatonina, logrando una estimulación de la secreción y el control pulsátil de GnRH (Yu *et al.*, 2018; El-Tarabany *et al.*, 2017; Hashizume *et al.*, 2010), teniendo un mayor efecto sobre la secreción de LH que la secreción de FSH (Caraty *et al.*, 2007; Lents *et al.*, 2008). Las neuronas de Kp a nivel del ARC expresan conjuntamente a la neuroquinina B (NKB) y a la dinorfina A (Dyn), conformando una red neuronal denominada KNDyn (Kisspeptina/NKB/Dyn) (Lehman *et al.*, 2010); esta red neuronal aparentemente se encargaría de controlar la secreción pulsátil de GnRH (Okamura *et al.*, 2013; Wakabayashi *et al.*, 2013).

Se ha establecido que el efecto de la melatonina sobre la secreción de GnRH se encuentra mediado principalmente por la dopamina, esta última actúa aumentando el efecto inhibitorio de la secreción de GnRH, por lo que concentraciones elevadas de dopamina están asociadas al periodo de anestro (Quinteros, 2003). En cabras esta melatonina reduce la producción de dopamina inhibiendo a la enzima tirosina hidroxilasa, enzima limitante en la conversión de tirosina a L-Dopa (Gutiérrez *et al.*, 2008).

El resultado de la estimulación de las neuronas hipotalámicas secretoras de GnRH es la síntesis de GnRH, la cual es transportada desde el hipotálamo hasta los receptores presentes en la adenohipófisis o hipófisis anterior por el sistema portal hipotálamo – hipófisis, siendo su función principal la estimulación de la liberación y biosíntesis de FSH y LH (Haldar y Ghosh, 2015; Noakes *et al.*, 2009). La FSH se encarga de promover el crecimiento y la maduración del folículo ovárico, mientras que la LH en niveles basales va actuar en conjunto con la FSH para inducir la secreción de estrógeno del folículo ovulatorio, pero cuando esta presenta una oleada o pico preovulatorio de LH provoca la ruptura de la pared folicular y se da el evento de la ovulación (Velarde, 2006).

Senger (2012), señaló que “a medida que se da el crecimiento folicular ovárico, las células de la granulosa adquieren receptores para identificar FSH y las células de la teca, adquieren receptores para identificar LH, estimulando así la elaboración de estrógenos, a través de un mecanismo que logra convertir el colesterol en andrógenos (androstenediona) en la células de la

teca, para luego ser transportada a las células de la granulosa y ser transformada en estradiol, mediante la acción enzimática de la aromatasas, estimulado por la FSH”. La FSH no va provocar por sí sola la secreción de estradiol, por lo que necesita de la presencia de la LH (Niswender *et al.*, 2000). Así mismo, Beg *et al.* (2001), señalaron que “los estrógenos en un folículo preovulatorio estimulan la producción de receptores para la LH en las células de la granulosa, además es posible distinguir receptores para FSH y LH en las células de la granulosa y receptores únicamente para LH en células de la teca”. Este folículo preovulatorio va a ir creciendo más de 1 mm por día, produciendo y liberando más estradiol, promoviendo el aumento en la secreción de LH, dándose una retroalimentación positiva que termina en el aumento o pico preovulatorio de LH, que es el mecanismo necesario para se dé el evento de la ovulación (Menchaca y Ungerfeld, 2017).

La placenta es una estructura que tiene la facultad de secretar hormonas con actividad biológica semejante a las hormonas de la reproducción en los mamíferos, como son la gonadotropina coriónica equina (eCG) y la gonadotropina coriónica humana (hCG) (Hafez *et al.*, 2002). La eCG, antes llamada gonadotropina sérica de yegua gestante (PMSG), descubierta por Cole y Hart en 1930 (Mogedas, 2016), es una glucoproteína secretada por las copas endometriales de la yegua gestante, esta presenta subunidades alfa y beta, las cuales tiene un marcado parecido con la estructura de las FSH y LH (Zarco, 2008). La eCG es una proteína que principalmente presenta un efecto de FSH y secundariamente un efecto de LH, actuando directamente a nivel de los ovarios (Simões, 2015).

2.4.5.- Proceso y mecanismo de la ovulación

La ovulación en cabras se da entre las 30 a 35 horas después de haber iniciado el estro (Simões *et al.*, 2008) y es la consecuencia de la secreción rápida preovulatoria de las gonadotropinas durante el inicio del estro, cuando la progesterona logra disminuir a sus mínimas concentraciones sanguíneas, y del incremento del estrógeno plasmático cuando alcanza sus valores máximos en el ciclo reproductivo (Silva y Price, 2000). Este incremento de estradiol se encuentra seguido de una elevación súbita de LH o también llamado pico preovulatorio de LH (Hawken *et al.*, 2009), el cual se da entre las 20 a 28 horas después de haberse iniciado el estro en las cabras (Fatet *et al.*, 2011).

Morello y Chemineau (2004), así como Squires (2003), indicaron que “el pico preovulatorio de LH es una secreción pulsátil de alta frecuencia y de baja amplitud, a la cual se atribuye tanto la ruptura de la pared folicular como de la ovulación; donde el folículo dominante preovulatorio, vendría a ser el responsable de la inducción del estro y oleada preovulatoria de LH”. Nunes *et al.*

(2010), describieron que el tamaño del folículo preovulatorio, al momento de la ovulación, en raza Toggenburg es de 7.4 mm de diámetro, similar al tamaño reportado por Maffili *et al.* (2005), en cabras de raza Saanen, que es de 7 mm de diámetro.

2.4.6.- Formación del cuerpo lúteo

Durante el evento de la ovulación, donde el líquido folicular escapa del folículo ovárico, ocurre que la pared del folículo ovárico se desploma y permite que las células tecales y las células de la granulosa se mezclen, formando así una glándula que consiste en células de tejido conectivo, células tecales y células de la granulosa (Senger, 2012). Posterior a la ovulación ocurre la formación del cuerpo lúteo por el proceso de luteinización; el cual se define como el proceso mediante el cual las células del folículo ovárico se transforman en tejido lúteo (Senger, 2012) y es detectable, vía ultrasonografía transrectal, a partir del día 3 posterior a la monta (Kandiel *et al.*, 2010).

Las células del folículo ovárico se logran diferenciar en células esteroidogénicas luteales, donde las células de la granulosa forman a las células luteales grandes y las células tecales forman a las células luteales pequeñas (Morello y Chemineau, 2004). Estas células luteales presentan características diferentes, donde las células luteales grandes van a secretar la mayor cantidad de progesterona de forma continua, los cuales son insensibles a los pulsos de la LH, además de secretar oxitocina; y las células luteales pequeñas casi no producen progesterona basal, pero son responsables de la secreción de progesterona mediada por la LH (Gutiérrez *et al.*, 2008).

Los valores plasmáticos de la progesterona, dentro del ciclo estral, empiezan a aumentar más de 1 ng/ml a partir del día 2 (Romano *et al.*, 2017; Menchaca y Rubianes, 2001), para luego alcanzar una meseta el día 9 del ciclo estral (llegando hasta los 12 ng/ml), este valor se mantiene hasta los días 16 y 18 del ciclo estral, donde se da el evento de la luteólisis o regresión del cuerpo lúteo, por acción de la prostaglandina F_{2α} (PGF_{2α}), secretada por el útero no grávido; luego de la luteólisis, los niveles de progesterona empiezan a decrecer, alcanzando valores por debajo a 1 ng/ml en 24 horas, y se marca el final de la fase luteal en el ciclo estral (Fatet *et al.*, 2011; Nunes *et al.*, 2010).

2.5.- MÉTODOS DE SINCRONIZACIÓN DEL ESTRO CAPRINO

Dada la estacionalidad reproductiva de la cabra, no siempre es posible obtener buenos resultados en la distribución del parto durante todo el año utilizando el celo natural (Blaga *et al.*, 2016). Es por eso que la Biotecnología Reproductiva ofrece métodos que ayudan a tener una producción elevada y ordenada, uno de estos métodos son las sincronizaciones de celo en cabras; ya que este control en la reproducción del ganado caprino es una herramienta de gran utilidad en los servicios con empadre controlado y en los programas de inseminación artificial (Simões, 2016), además permite programar el periodo de partos orientados a épocas del año cuando los precios de los productos son más altos, reducir el periodo entre partos (periodo improductivo reproductivamente) (Abecia *et al.*, 2011), optimizar la prolificidad y obtener lotes homogéneos de crías al parto, mejora los pesos al destete de las crías (Alemán, 2003; Ince y Köker, 2011) y; finalmente, aumentar la velocidad de la mejora genética (Chemineau *et al.*, 1993).

Existen diversos métodos para la sincronización el estro o celo en cabras, los cuales varían según su eficiencia y según los recursos que se logren necesitar para ser realizados (Quinteros, 2003). Estos se pueden dividir en dos grandes categorías principales que son los métodos naturales y los farmacológicos (López, 2006).

2.5.1.- Métodos naturales

El método natural es más barato y consisten en el cambio en el ambiente de los animales, que se logra con la introducción del macho, manipulación del fotoperiodo y cambios en la dieta, pero no agrupa tan estrechamente a las hembras en estro y solo se puede utilizar en ciertas regiones y en determinadas épocas del año (Evans y Maxwell, 1990).

2.5.1.1.- Efecto macho

El efecto macho consiste en la introducción de machos sexualmente activos en un grupo de hembras con capacidad reproductiva, que previamente han sido aisladas de los machos, con el objetivo de inducir y sincronizar el celo y la ovulación (Velarde, 2006). El efecto macho se puede utilizar durante la temporada reproductiva o durante el periodo de anestro, cuando se combina adecuadamente con un tratamiento fotoperiódico (Fatet y Tuauden, 2013). Para trabajar con el efecto macho, tanto los machos como las hembras deberán de estar alejados totalmente, donde no haya contacto alguno entre ellos; esta separación no debiera ser menor a 21 días antes de la fecha prevista de la introducción de los machos (Delgadillo *et al.*, 2003), aunque existe otros autores

que mencionan un tiempo no menor a los 45 días (Flores *et al.*, 2000) ó 60 días (Edmondson *et al.*, 2011). Este periodo de separación suficientemente prolongado entre ambos sexos, así como la calidad de los estímulos producidos, logran ser indispensables para la eficacia del efecto macho (Quinteros, 2003); pero Véliz *et al.* (2004), reportaron que la falta de separación de ambos sexos no impide a las cabras estimular una actividad reproductiva al someterlas al efecto macho. En un rebaño es necesario mantener el 10 % de los machos, ya que los machos deben introducirse en el lote de hembras respetando una relación óptima de un macho por cada diez cabras presentes en el establecimiento (Chemineau *et al.*, 2003).

Bonilla (2001), señaló que “existe una estimulación por parte del macho hacia la hembra a través del contacto físico, junto con ciertas particularidades como la emisión de feromonas”, además existe otros estímulos como el visual, el auditivo y la percepción olfatoria de los machos por parte de las hembras; dando como resultado de esta integración de información sensorial proveniente del macho, un incremento rápido en la secreción de LH en las hembras (Fernández *et al.*, 2011; Hawken *et al.*, 2009), el cual culmina con un pico preovulatorio de esta hormona, provocando la ovulación (Zarazaga *et al.*, 2018; Luna *et al.*, 2008; Delgadillo *et al.*, 2003). Después de la exposición de los machos a las hembras, la mayoría de las cabras muestran estros fértiles a los 30 días (Rivera, 2012).

Velarde (2006), menciona que el 40 % de las cabras presentan ovulaciones silenciosas en la primera ovulación y son seguidas de un ciclo ovulatorio de corta duración, que en promedio dura entre cinco a siete días; en estos casos la fertilidad es más baja que en los ciclos normales (Rivera, 2012). Después de este ciclo corto se produce otra ovulación que se acompaña de un ciclo ovulatorio de duración normal en las cabras (Delgadillo *et al.*, 2003), permitiendo así tener una fertilidad similar a la presentada durante la temporada reproductiva natural (Flores *et al.*, 2000). El contacto entre los machos y hembras debe de ser de forma continua durante al menos 2 semanas, donde el macho debe poder moverse libremente entre las cabras las 24 horas del día (Fatet y Tvauden, 2013), esto asegura que del 14 al 33 % de las hembras entren en celo entre el primer y tercer día posterior a la introducción del macho, se sabe que este celo no es fértil, pero entre el séptimo y décimo-segundo día podemos encontrar un 70 a 90 % de hembras con celos fértiles (Martínez, 2007).

En una temporada no reproductiva normal, para que tenga un efecto beneficioso la introducción de los machos con las hembras, en forma previa es importante que éstos logren ser estimulados sexualmente, debido a que el descenso en el rendimiento reproductivo que se presenta durante la temporada no reproductiva es la causa primordial de fracasos en este tipo de sistema de sincronización de celo, sobre todo en determinadas razas de caprinos o latitudes donde la estacionalidad de éstos es muy marcada (Chasles *et al.*, 2016; Carrillo *et al.*, 2011). En Tacna –

Perú, Sánchez *et al.* (2013), realizaron el efecto macho a un grupo de cabras criollas, obteniendo una tasa de estro del 87.5 % al final del tratamiento con una tasa de fertilidad del 81 %. En climas tropicales, donde la estacionalidad es prácticamente nula o es poco evidente, Flores *et al.* (2010), reportaron que los machos pueden inducir una actividad sexual en las hembras en cualquier época del año, utilizando el efecto macho.

La inducción y sincronización del celo en cabras por el efecto macho es una técnica relevante en el manejo reproductivo, ya que tiene ventajas donde se incluyen la reducción directa de costos, la prevención de respuestas inmunitarias no deseadas mediante el uso de eCG, la reducción de residuos hormonales en cabras tratadas y; como consecuencia de todo ello, a nivel del medio ambiente, se cumple con los principios ecológicos y de bienestar animal (Viana *et al.*, 2016).

2.5.1.2.- Tratamiento fotoperiódico

El fotoperiodo es el principal regulador de la estacionalidad de la reproducción en cabras, por lo tanto, la manipulación de éste mediante un tratamiento lumínico permite controlar la estacionalidad, haciendo posible la reproducción fuera de la temporada reproductiva natural (Menchaca y Ungerfeld, 2017). Este sistema consiste básicamente en someter a los animales a una alternancia de días largos (DL), donde se mantiene 16 horas luz de forma continua, y días cortos (DC), donde se mantiene de ocho a 12 horas luz de forma continua (Morello y Chemineau, 2004). En DL la aplicación continua de luz artificial es desde las 06:00 hasta las 22:00 horas o alternando luz artificial con luz natural, donde la aplicación de luz artificial es desde las 06:00 hasta las 09:00 horas, después se tiene luz natural desde las 09:00 hasta 16:00 horas y finalmente se da luz artificial desde las 16:00 hasta las 22:00 horas (Fatet y Tuauden, 2013); resultando importante lograr mantener una óptima relación tanto en las horas luz como de oscuridad (16:8), con el fin de lograr un correcto estímulo en las cabras (Chemineau *et al.*, 2003).

Esta exposición de un mayor número de horas luz (DL) en los animales, logra provocar que la concentración de melatonina se encuentre en niveles basales por un mayor número de horas; y lo que ocurre en la cabra es que el estímulo de luz, el cual ingresa por la retina del ojo, inhibe la conversión de serotonina a melatonina en la glándula pineal (Haibel, 1990). Para estimular la luz artificial, las instalaciones deben estar equipadas con lámparas fluorescentes que proporcione una intensidad de luz de 200 lux (Arrebola *et al.*, 2014) a la altura de los ojos de los animales; otros autores mencionan que también se puede utilizar una intensidad de luz de 300 lux, pero esta intensidad de luz va acompañada, en el protocolo, de un tratamiento con melatonina (Delgadillo *et al.*, 2016). Se considera que el periodo ideal para trabajar este tratamiento fotoperiódico es de

2.5 a 3 meses de días largos, seguidos de días cortos, siendo los primeros los que inician la preparación de los animales para el posterior efecto de los segundos (Celi, 2013).

Resulta importante que tanto las hembras como los machos reciban el mismo tratamiento, con el fin de que al momento de la cópula o inseminación artificial estos animales se encuentren sexualmente activos (Fatet y Tuauden, 2013); ya que se ha reportado que los machos cuando reciben tratamiento fotoperiódico, estos incrementan sus niveles de testosterona y con ello su *libido* (Ponce *et al.*, 2014). En general, el uso exclusivo del tratamiento fotoperiódico con luz artificial, o alternando luz artificial con luz natural, para inducir la actividad sexual requiere del empleo de métodos adicionales como el uso del efecto macho (Fernández *et al.*, 2011) o el uso de melatonina (Delgadillo *et al.*, 2016).

2.5.2.- Métodos farmacológicos

Los métodos farmacológicos para sincronizar ciclos estrales se basan en el uso de hormonas exógenas para controlar la reproducción en las hembras (Greyling, 2010), esto se basa en ciertos posibles actos sobre el ciclo reproductivo normal, tanto para determinar el momento de la manifestación del celo y de la ovulación durante la temporada reproductiva, como la inducción del ciclo reproductivo en temporada de anestro estacional (Corteel, 1971). Estos métodos farmacológicos logran sincronizar celos y ovulaciones agrupando a cierto número de animales, logrando así programar partos orientados a épocas del año cuando los precios de los productos son más altos (Velarde, 2006). Además, estos métodos son de gran ayuda en los protocolos de inseminación artificial y transferencias (Rahman *et al.*, 2008; Knights y Singh, 2016). La sincronización de celo y ovulación, utilizando estos métodos farmacológicos, no solo provee un número aceptable de hembras en celo, sino también de un aceptable nivel de fertilidad ya sea con monta natural o inseminación artificial (Rivera, 2012). En las últimas décadas, la sincronización de celo y ovulación fuera de temporada reproductiva se están basando en el uso de dispositivos intravaginales impregnados con progesterona, o sus análogos sintéticos, en conjunto con la administración de la eCG o PMSG y la prostaglandina (Simões, 2015).

2.5.2.1.- Uso de progestágenos

Dutt y Casida (1948) realizaron los primeros trabajos con progesterona para sincronizar el estro, en dicho trabajo se utilizó de manera inyectable (subcutáneo) esta hormona, a una dosis de 5 y 10 mg disuelta en aceite de maíz; donde los resultados finales de la tasa de fertilidad que se

obtuvo fueron bajos, probablemente debido a la persistencia de dicha hormona en el organismo del animal. Posteriormente, surgió la opción de utilizar los dispositivos intravaginales que contienen progestágenos y que permiten, al ser removidos abruptamente de la vagina, disminuir drásticamente las concentraciones circulantes de esta hormona (Vilariño, 2012). El éxito que supuso en los ovinos, al usar este método basado en el empleo de progestágeno aplicado vía intravaginal en un soporte de esponja de poliuretano (Robinson, 1965); llevó a que se realizaran las primeras investigaciones en el ganado caprino, obteniendo buenos resultados (Corteel *et al.*, 1967). Las formas comerciales más utilizadas de progestágenos impregnados en esponjas vaginales son el acetato de fluorogestona (FGA), que contiene de 20 a 40 mg/esponja, y el acetato de medroxiprogesterona (MAP), que contiene 60 mg/esponja (Abecia *et al.*, 2011), presentando estas una mayor efectividad que la progesterona natural a dosis más bajas (Mogedas, 2016).

En cabras, un esquema clásico para realizar la sincronización del celo durante la temporada reproductiva normal y temporada de anestro (Simões, 2015); implica un tratamiento con progesterona utilizando por 11 días esponjas intravaginales (Freitas *et al.*, 2004), una dosis de eCG, también llamada PMSG, y prostaglandina; estas dos últimas se administran 48 horas antes de retirar la esponja vaginal, imitando así los eventos endocrinos del ciclo estral (Whitley y Jackson, 2004). En los inicios del uso de progestágenos impregnados en esponjas intravaginales, la duración de los protocolos era de 21 días, con el fin de imitar la duración promedio del ciclo estral normal (Corteel *et al.*, 1975); sin embargo, estos protocolos de progestágenos con periodos largos de duración se encontraban asociados a una tasa de fertilidad bajos (Menchaca y Rubianes, 2004). Esto se pudo deberse a ciertos cambios fisiológicos a nivel del útero, que alteraban el transporte espermático (Pearce y Robinson, 1985) o también a que, en la parte final del tratamiento se encontraran concentraciones insuficientes de progesterona y esto prolongara la vida de folículos grandes, bloqueando así la fase de emergencia de la próxima onda folicular (Viñoles *et al.*, 1999; Menchaca y Ungerfeld, 2017). También existen otros protocolos de progestágenos con un periodo corto de 6 a 12 días de duración, los cuales son más efectivos que los protocolos de periodos largos, debido a que estos no afectan a la fertilidad (Cunha *et al.*, 2013) y permiten disminuir el periodo de vacío de la cabra (Martemucci y D'Alessandro, 2011). Los procedimientos más utilizados para la sincronización o la inducción estral son de 6 (Menchaca y Rubianes, 2007) a 12 días (Cunha *et al.*, 2013) de tratamiento con esponja intravaginal impregnada con FGA o MAP y una dosis intramuscular de PMSG a la retirada del progestágeno (Nooruldeen *et al.*, 2014), u 11 días de tratamiento con esponjas intravaginales impregnadas con MAP (Requena, 2010) o FGA, una dosis intramuscular de PMSG y un análogo sintético de $\text{PGF}_{2\alpha}$, 48 horas antes o al momento de retirar la esponja vaginal (López *et al.*, 2007).

De igual manera, a principios de la década de 1980, en Nueva Zelanda, se diseñó el CIDR (Controlled Internal Drug Release), un dispositivo de silicona de administración intravaginal, en

forma de T, impregnado con 0.3 gramos de progesterona sobre una espina inerte de nylon (Welch *et al.*, 1984). Desde entonces, este otro tipo de dispositivo ha sido ampliamente difundido en todo el mundo debido a su fácil aplicación y aceptables resultados (Vilariño, 2012). En la actualidad, existen dos tipos de CIDR, los cuales se encuentran disponibles para pequeños rumiantes que son los CIDR-S (oveja) y CIDR-G (cabra); siendo este último el que más comúnmente se aplica (Wildeus, 2000); además los protocolos para la sincronización del celo suelen ser similares al usado con las esponjas intravaginales, donde autores reportan haber trabajado con un tratamiento largo (13 a 16 días) (Romano, 2004), como corto (5 a 9 días) (Nogueira *et al.*, 2011); obteniendo buenos resultados.

Esta progesterona liberada de los dispositivos vaginales y absorbida por la mucosa vaginal alcanza concentraciones elevadas en sangre, imitando la acción de una progesterona natural, la cual es producida por un cuerpo lúteo, logrando inhibir la liberación de gonadotropinas, por el hipotálamo, y liberación de LH y FSH, por la hipófisis (Bowdridge *et al.*, 2013), promoviendo la regresión del folículo más grande presente y a la aparición de un nuevo folículo (Menchaca y Ungerfeld, 2017). El uso solo de progesterona en un protocolo de sincronización de celo induce a una pobre respuesta de estro, por lo tanto, el asociar esta hormona con tratamientos gonadotrópicos logra mejorar los resultados esperados (Gordon, 1997; Motlomelo *et al.*, 2002). Greyling (2010) menciona que el uso de gonadotropinas durante la estación reproductiva normalmente no logra tener un efecto significativo en la respuesta del estro en cabras; sin embargo, el uso a bajas dosis da como resultado una sincronización de estro predecible pero precisa.

Durante el anestro estacional el uso de progestágenos induce al desarrollo de folículos ováricos normales, luego de retirar la esponja junto con el progestágeno, los folículos pueden ovular durante la estación en que la reproducción fracasa normalmente a causa de la retroalimentación negativa hormonal (Kausar *et al.*, 2009; Simões, 2015); es por ello que resulta necesario el uso de hormonas gonadotrópicas, como PMSG o eCG, para estimular la madurez folicular y la ovulación (Córdova *et al.*, 2008). También se ha descrito el uso de prostaglandinas y sus análogos durante el tratamiento de esponjas intravaginales con eCG, el cual se administra 48 horas antes de retirar la esponja intravaginal; esto permite promover la luteólisis de un potencial cuerpo lúteo y reducir los niveles de progesterona que hay en el organismo del animal, logrando un mayor tiempo de actividad de la hormona eCG y un mejor reclutamiento y maduración de los folículos (Menchaca *et al.*, 2007; Abecia *et al.*, 2011). Sin embargo, Dogan *et al.* (2005), mencionan que el uso de prostaglandina puede no ser necesaria, ya que esta no demuestra un efecto beneficioso significativo en la respuesta de presentación del estro.

Sincronizaciones del estro realizadas durante temporada reproductiva con esponjas intravaginales de MAP obtuvieron resultados muy alentadores del 93 % (Motlomelo *et al.*, 2002), 95 % (Dogan *et al.*, 2005) y 100 % (Kausar *et al.*, 2009) de tasa de celo con una tasa de concepción de 52, 74 y 88 %; respectivamente. Estos datos no difieren significativamente con datos obtenidos en temporada reproductiva de sincronizaciones del estro utilizando esponjas intravaginales con FGA, siendo estos del 88 % (Drion *et al.*, 2001; Rekik *et al.*, 2014), 97 % (Motlomelo *et al.*, 2002) y 100 % (Sönmez *et al.*, 2009; Padmawati *et al.*, 2012); ni con datos obtenido utilizando CIDR, siendo estos del 78 % (Husein *et al.*, 2005), 89 % (Inya y Sumretprasong, 2013) y 100 % (Nogueira *et al.*, 2011; Rodríguez, 2013; Romano *et al.*, 2016).

Sincronizaciones del estro en temporada no reproductiva normal o anestro estacional se ha reportado que utilizando MAP se tiene un 90 % (Cunha *et al.*, 2013), 92 % (Menchaca y Rubianes, 2007) y 100 % (Cunha *et al.*, 2013; Blaga *et al.*, 2016) de tasa de presentación de celo con una tasa de concepción de 60, 64, 67 y 100 %, respectivamente. Estos datos no difieren significativamente con datos reportados en anestro estacional de sincronizaciones del estro utilizando esponjas intravaginales con FGA, siendo estos del 88 % (López *et al.*, 2007), 95 % (Leboeuf *et al.*, 2003) y 100 % (Contreras *et al.*, 2016); ni con datos reportados utilizando CIDR, siendo estos del 87 % (Souza *et al.*, 2011) y 100 % (Vilariño *et al.*, 2011; Vilariño, 2012; Nogueira *et al.*, 2016).

En el Perú se han publicado muy pocos trabajos reproductivos realizado en cabras y estos pocos trabajos, donde se ha utilizado esponjas intravaginales para la sincronización del estro, reportan una tasa de celo de 100% (Celi *et al.*, 2010) en temporada reproductiva, este dato difiere con lo reportado por Holtz *et al.* (2008), que lograron encontrar 71 % tasa de celo en temporada reproductiva, en regiones tropicales. Sin embargo, Amle *et al.* (2017), reportaron una tasa de celo temporada reproductiva del 100 %, en regiones tropicales. Otros de los pocos trabajos realizados en el país sobre sincronización de celo en caprinos fue reportado por Sandoval *et al.* (2013), los cuales trabajaron con CIDR durante la temporada de anestro y obtuvieron una tasa de celo del 100%.

Otros progestágenos son el acetato de melengestrol y el norgestomet (NOR); donde el primero es administrado en el alimento cada 8 a 12 horas, generalmente por un periodo de 8 a 14 días (Gordon, 1997) y teniendo una dosis de 0.25 mg de la hormona/animal/día (Abecia *et al.*, 2011). El segundo es un dispositivo de administración subcutánea, a través de la colocación de un implante en la base de la oreja, el cual se mantiene entre los 9 a 14 días y frecuentemente se utiliza la combinación con eCG y prostaglandina; este método resulta ser efectivo; sin embargo, dispositivo genera estrés en el animal durante su inserción y retiro, pues ocasiona una laceración en la piel (Evans y Maxwell, 1990).

2.5.2.2.- Uso de prostaglandina

La $\text{PGF}_{2\alpha}$ y sus análogos, como el cloprostenol, resultan ser muy eficaces en los tratamientos para la sincronización del estro en las cabras, siempre y cuando estas se encuentren ciclando de forma natural durante la temporada reproductiva (Wildeus, 2000); y cuando el cuerpo lúteo esté completamente activo (Ahmed *et al.*, 1998). El uso de pequeñas dosis de $\text{PGF}_{2\alpha}$ y sus análogos, como 37.5 μg de D-Cloprostenol (Riaz *et al.*, 2012) o 1.75 mg de $\text{PGF}_{2\alpha}$ (Bretzlaff *et al.*, 1981), en protocolos de sincronización del estro en cabras, genera la regresión del cuerpo lúteo, siendo este un método muy eficaz (Greyling y Van Niekerk, 1986). El uso solo de $\text{PGF}_{2\alpha}$ y sus análogos para la sincronización de estro en cabras, fuera de la temporada reproductiva, ofrece resultados muy desalentadores, debido que la hembra no presenta algún cuerpo lúteo activo (Blaga *et al.*, 2016).

Debido a que muchas veces es imposible conocer con exactitud en que fase del ciclo estral se encuentra la cabra, se hace necesario la administración de 2 dosis de $\text{PGF}_{2\alpha}$ teniendo un intervalo de 10 días de aplicación entre la primera y la segunda dosis (Fonseca *et al.*, 2012). Luego de la primera dosis es posible el desarrollo de una onda folicular y la aparición de un ciclo de celo corto, muy común en cabras (Holtz *et al.*, 2008), posteriormente se formará un cuerpo lúteo, el cual responderá a la actividad luteolítica de la segunda dosis de $\text{PGF}_{2\alpha}$, ya sea al inicio o al intermedio de la vida del nuevo cuerpo lúteo (Fonseca *et al.*, 2005). Con este protocolo de sincronización del estro, después de la administración de la segunda dosis de $\text{PGF}_{2\alpha}$ se consigue tener casi a todas las cabras en plena fase luteal, lo cual logra permitir responder al tratamiento (Mogedas, 2016). El uso de dos dosis de prostaglandina en protocolos de sincronización del estro en cabras en temporada reproductiva es eficiente, reportándose un 93 % (Maia *et al.*, 2017) y 100 % en la tasa de presentación de celo (Riaz *et al.*, 2012), estos datos difieren con lo reportado por Esteves *et al.* (2013), quienes también trabajaron con dos dosis de prostaglandina en su protocolo de sincronización de estro en cabras, encontrando una tasa de presentación de celo del 79 %. Blaga *et al.* (2016), reportaron que los resultados con el uso de prostaglandinas en los protocolos de sincronización de estro en cabras es paupérrimo, encontrándose un 0 % de tasa de presentación de celo.

2.5.2.3.- Uso de melatonina

Dado que la reproducción caprina se encuentra influenciada por el fotoperiodo, donde la melatonina juega un papel importante en el control de la actividad sexual y la fertilidad (Menchaca y Ungerfeld, 2017), el uso de esta hormona de manera exógena en cabras permite adelantar la temporada reproductiva, simulando los niveles que esta hormona presenta en los días de menor

horas luz, dando una señal fisiológica de que se encuentra en días cortos (Chemineau *et al.*, 2003). En la mayor parte de protocolos de sincronización de estro en cabras, administrando melatonina exógena, se ha realizado durante la temporada de anestro estacionario, aunque existen otros trabajos realizados durante temporada reproductiva normal que obtienen resultados positivos, debido a que adelantan el inicio de la próxima temporada reproductiva (Jordan *et al.*, 1990).

De todas las vías de administración de la melatonina exógena en caprinos con fines reproductivos, la forma más utilizada son los implantes subcutáneos, los cuales se aplican en la base de la oreja del animal y contienen 18 mg de melatonina (Malpaux *et al.*, 1997), el cual se va liberando lentamente con el objetivo de inducir concentraciones plasmáticas de entre 100 y 300 pg/ml durante un periodo de 95 a 100 días (Velarde, 2006). El uso de la melatonina exógena generalmente se encuentra relacionado a protocolos que presentan tratamiento fotoperiódico o efecto macho; permitiendo obtener resultados favorables (Celi, 2013). Algunos autores como Zarazaga *et al.* (2012), reportaron una tasa de presentación de celo del 100 %, en cabras que fueron tratadas con melatonina exógena y manejo de horas luz (16 horas luz con 8 horas de oscuridad durante 95 días). Además, otros autores como Correia *et al.* (2013), manifiestan que el uso de melatonina exógena también se puede trabajar con protocolos que incluyen otras hormonas, como cloprostenol, FGA y eCG; obteniendo un 94 % de tasa de presentación de celo.

2.5.3.- Aspectos a tener en cuenta para obtener buenos resultados reproductivos

Para obtener buenos resultados reproductivos, se debe tener en cuenta muchos factores que van intervenir en la fertilidad durante la sincronización del estro en las hembras (Angulo *et al.*, 2004). Se debe tener en cuenta aspectos como la sanidad, estado de condición corporal, peso corporal, número de partos y edad de la hembra (Morello y Chemineau, 2004). En lo que respecta a sanidad se debe tener en cuenta problemas bacterianos, virales y parasitario, esto con el fin de evitar pérdida del feto y con ello la pérdida del esfuerzo y dinero en la sincronización de celo (Morello y Chemineau, 2004; Arroyo, 1998). En causas bacterianas se tiene en cuenta a problemas de aborto por clamidiosis (*Chlamydophila abortus*), listeriosis (*Listeria monocytogenes*), campilobacteriosis (*Campylobacter fetus* y *Campylobacter jejuni*), salmonelosis (*Salmonella* spp) y brucelosis (*Brucella melitensis*); y problemas reproductivos por clostridiasis (*Clostridium septicum*) provocando metritis en las hembras (Duncanson, 2012); en causas virales se tiene en cuenta a problemas con el herpesvirus caprino (CpHV) ya que estos no solo provocan aborto sino que además vulvovaginitis (Camero *et al.*, 2015); y en causas parasitarias se tiene en cuenta a problemas relacionados con aborto por neosporosis (*Neospora caninum*) y toxoplasmosis (*Toxoplasma gondii*) (Villanueva, 2008). Otro aspecto a tener en cuenta, en la sanidad del animal,

son las neoplasias en el tracto reproductivo de la hembra, ya sea a nivel de vaginal, cervical, uterino u ovárico (Francis, 2009).

La presencia de un dispositivo intravaginal en el protocolo de sincronización del celo provoca alteraciones en el ambiente vaginal, por su acción física y la constante absorción y retención de secreciones a este nivel (Suárez *et al.*, 2006), los cuales van acompañados de un aumento del número y un cambio en la composición de la microbiota presente en la vagina de las cabras tratadas (Manes *et al.*, 2013); siendo las especies del género *Staphylococcus* que con mayor frecuencia se aislaron (Majeed *et al.*, 2012; Penna *et al.*, 2013). Muchos resultados de protocolos de sincronización del estro, que incluyen dispositivos intravaginales, se encuentran afectados no solo por una respuesta ovárica de parte de la hembra sino también por cambios ocasionados a nivel del ambiente vaginal, como lo es la vaginitis, y esto podría alterar la atractividad sexual (Manes y Ungerfeld, 2015a).

La nutrición y el estado de reservas corporales en las cabras, a través del peso y condición corporal, ejercen una importante influencia sobre los parámetros reproductivos, pues afectan el desarrollo folicular y la tasa ovulatoria (Rodríguez, 2013). La deficiencia de elementos trazas en la nutrición animal, como el cobre (Cu), selenio (Se) y zinc (Zn), influyen directamente en los eventos reproductivos en las cabras, tales como la expresión de celo, la implantación del embrión y la baja fertilidad en hembras y la espermatogénesis en machos; sin embargo, el modo de acción por el cual estos elementos afectan la reproducción en caprinos aún no se entiende completamente, debido a la complejidad en el modo de acción de los metalobiomoléculas y la relación neuro-hormonal (Vázquez *et al.*, 2011).

Existen diversos estudios de sincronización del estro donde mencionan que existe cierta influencia de la nutrición en la actividad reproductiva, tal es así que Serin *et al.* (2010), reportan que durante el inicio de la temporada reproductiva, las cabras con un peso corporal menor a 35 kg y una clasificación de condición corporal menor a 2.5 obtienen una baja tasa de concepción, mientras que autores como González *et al.* (1999) y Gallego *et al.* (2014), reportan que durante temporada reproductiva existe mayor tasa de ovulación en cabras con un peso corporal mayor a 40 kilogramos; sin embargo, Zarazaga *et al.* (2014), mencionan que la condición corporal no tiene un efecto directo sobre los niveles de LH y los número de folículos mayores a 1 centímetro (antes de que se produzca la ovulación) durante la temporada reproductiva y anestro estacional en cabras.

La edad y el número de partos también puede tener cierta influencia en la respuesta reproductiva de parte de la hembra, en un estudio realizado por Kulaksiz y Daşkin (2012) reportaron una diferencia en presentación de celo entre primíparas y múltiparas utilizando esponjas intravaginales, las primíparas tenían entre 1 a 1.5 años de edad y las múltiparas tenían

entre 2 a 5 años de edad; el resultado de este trabajo fue que en las primíparas y las multíparas presentaron una tasa de celo del 81 % y 100 % respectivamente.

El uso de de eCG o PMSG, en caprinos presenta ciertas limitaciones ya que el uso repetido de la PMSG en protocolos de sincronización del estro (Wildeus, 2000), trae como consecuencia bajas tasas de fertilidad en las hembras, debido a que en anteriores protocolos para la sincronización del estro, el uso de PMSG puede provocar una respuesta inmuológica no deseada, la cual presenta altas concentraciones de anticuerpos anti-PMSG (Drion *et al.*, 2001; Maurel *et al.*, 2003). Baril *et al.* (1996), refieren que en caprinos existe una relación muy notoria entre las hembras tratadas de forma consecutiva con PMSG y la disminución de la tasa de fertilidad. Esto se debe a que estos anticuerpos afectan a la descarga preovulatoria de LH y a la bioactividad del efecto FSH de la PMSG, lo cual disminuye sus posibilidades de una estimulación ovárica; trayendo como consecuencia cierto problema en la presentación de celo y fertilidad de las hembras (Hervé *et al.*, 2004).

Otro de los factores que pueden influir en la obtención de buenos resultados reproductivos es el factor del macho, ya que este puede verse afectado por problemas de nutrición, falta de *libido*, mala calidad espermática o por problemas en el aparato reproductivo, como consecuencia de un mal congénico o de sanidad (Smith y Sherman, 2009). Con respecto a la calidad espermática, un macho cabrío deberá de presentar un volumen de 0.5 a 1.5 ml por eyaculado y una concentración de 1,500 a 5,000 x 10⁶ / ml en el eyaculado normal (Matthews, 2016).

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1.- LUGAR DE EJECUCIÓN Y PERIODO DE DURACIÓN DEL ESTUDIO

La presente investigación se llevó a cabo en el establo de cabras “Agropecuaria Duman”, ubicado en la comunidad de Huacán, zona geográfica del distrito de Santa María, provincia de Huaura, región Lima. El área de estudio se encuentra situado a 11° 09' 97" S y 77° 40' 69" O, a una elevación de 72 m.s.n.m.

El estudio se realizó durante dos épocas reproductivas del año, siendo la primera época durante el final del anestro, comprendida entre los meses de enero y febrero; y la segunda época durante el inicio del estro, comprendida entre los meses de abril y mayo del año 2017. Estas épocas se eligieron teniendo como referencia a los estudios realizados por Cruz *et al.* (2003); donde reportan que la época reproductiva media en cabras Saanen se da entre los meses de marzo y agosto, en latitudes similares al presente estudio.

3.2.- ANIMALES EXPERIMENTALES

Se emplearon un total de 60 cabras Saanen, las cuales fueron distribuidas en dos grupos de 30 animales, elegidos al azar, por cada época reproductiva en que se trabajó. Las cabras seleccionadas fueron múltiparas (Kulaksiz y Daşkin, 2012), con un peso promedio de 35 kg y con una condición corporal de 2.5 a 3.5 (Serin *et al.*, 2010). Además, se tuvo en cuenta que los animales no hayan sido parte de una anterior sincronización del estro (Maurel *et al.*, 2003), ni hayan presentado problemas de salud, como brucelosis, clamidiosis (Duncanson, 2012), toxoplasmosis (Villanueva, 2008), entre otros; que comprometan el trabajo. Cabe señalar que ninguna cabra del estudio fue sincronizada con las hormonas que refiere el tratamiento

anteriormente, con el fin de reducir los efectos del uso repetido de la eCG, exactamente la producción de anticuerpos anti-eCG (Maurel *et al.*, 2003).

3.2.1.- Recolección de datos

Se obtuvo los datos de tasa de presentación de celo y concepción en diferentes épocas reproductivas de cabras Saanen en un sistema de crianza intensivo. Para la recolección de datos se siguió lo mencionado por Arroyo (1998) y Cruz *et al.* (2003), donde indican que las mayores presentaciones de celo se dan en la época de otoño - invierno (21 marzo - 21 septiembre) y la de menores presentaciones de celo en primavera - verano (22 septiembre - 20 marzo). Para validar las afirmaciones antes mencionadas se realizó una evaluación ecográfica de útero y ovarios antes de realizar la sincronización en ambas épocas.

3.3.- TAMAÑO MUESTRAL

El cálculo de tamaño mínimo de muestra se determinó a través de la fórmula propuesta por Marragat y colaboradores para comparar dos proporciones independientes (García *et al.*, 2013), considerando un error tipo I (α) del 10%, un poder de prueba ($1 - \beta$) del 80%, con antecedentes reproductivos de dos épocas del año del 81.2 % (Requena, 2010) y del 100 % (Blaga *et al.*, 2016) en cabras.

$$n = \frac{\left[Z_{1-\alpha/2} * \sqrt{2P(1-P)} + Z_{1-\beta} * \sqrt{P_1(1-P_1) + P_2(1-P_2)} \right]^2}{(P_1 - P_2)^2}$$

$$P = \frac{P_1 + P_2}{2}$$

Dónde:

- n: Tamaño de muestra para cada grupo
- $Z_{1-\alpha/2}$: Nivel de confianza (90 %)
- $Z_{1-\beta}$: Poder estadístico (80 %)
- P: Promedio de las proporciones
- P1: Proporción poblacional
- P2: Proporción poblacional

Valores	
n	30
$Z_{\alpha/2}$	1.65
$Z_{1-\beta}$	0.85
P	0.906
P1	0.812
P2	1

Según la fórmula, para el estudio se necesitaron 60 cabras como tamaño mínimo de muestra, las cuales fueron distribuidas en dos grupos de 30 cabras elegidos al azar durante las dos temporadas del año. Anexo 1.

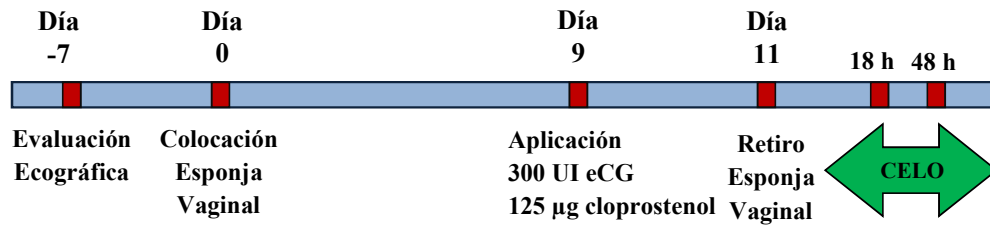
3.4.- METODOLOGÍA DEL ESTUDIO

3.4.1.- Protocolo de sincronización de celo

Antes del inicio del trabajo de investigación se realizó una evaluación ecográfica a las cabras seleccionadas que ingresaron en los tratamientos correspondientes (Serin *et al.*, 2010). Esta evaluación consistió en realizar exámenes ecográficos a las cabras con el fin de determinar la condición morfológica del útero y de la actividad ovárica, apreciando la formación de algún cuerpo lúteo en los ovarios (De Sousa *et al.*, 2011; Sifuentes, 2016), en cada época a trabajar, utilizando la ultrasonografía transrectal. Para este procedimiento se utilizó un ecógrafo marca CHISON D600VET, ultrasound scanner, y un transductor de 5.0 Mhz.

El transductor se colocó en una varilla en posición dorsal y se fijó con cinta adhesiva. Previo a la evaluación con el ultrasonido, las heces fueron evacuadas del recto en la medida posible y seguidamente se colocó un gel ecográfico sobre la cara del transductor, mejorando la transmisión de sus ondas (Contreras *et al.*, 2007). Posteriormente, la sonda ecográfica fue colocada dentro del recto con el transductor, perpendicularmente, orientado hacia la pared abdominal. Lo primero que se ubicó fue la vejiga y seguidamente se siguió introduciendo lentamente el transductor hasta que se ubicó a los cuernos uterinos; una vez localizadas ambas estructuras, una serie de rotaciones bilaterales fueron realizadas, mientras que el transductor se movía en dirección caudal hasta que el ovario fue localizado (Meza *et al.*, 2001), con la finalidad de evaluar su actividad ovárica, buscando encontrar algún cuerpo lúteo, los cuales fueron identificados como estructuras hipoecoicas y homogéneas, en relación con el estroma ovárico.

Las cabras fueron tratadas con dispositivos intravaginales (esponjas) con 60 mg de MAP - (Progespon®, Laboratorios SYNTEX S.A., Argentina). Antes de insertar los dispositivos se limpió exhaustivamente la zona perivulvar con una solución de povidona yodada al 5%. Las esponjas se dejaron en el fondo de la vagina de las cabras durante 11 días. Tras estos 11 días, se procedió a retirar las esponjas, 48 horas antes de retirar las esponjas se administró vía intramuscular 300 U.I. de eCG (Novormon®, Laboratorios SYNTEX S.A., Argentina), con la finalidad de estimular la madurez folicular y posterior ovulación (Córdova *et al.*, 2008); y 125 µg de cloprostenol sódico (Lutaprost® 250, AGROVET, Perú), simulando la luteólisis de algún potencial cuerpo lúteo, reduciendo los niveles de progesterona que hay en el organismo del animal, potenciando así los efectos del estradiol, el cual es producto de la actividad de la hormona eCG en el eje hipotálamo – hipófisis – ovario, logrando así un mejor reclutamiento y maduración de los folículos ovulatorios (Menchaca *et al.*, 2007; Abecia *et al.*, 2011).



- **Día -7:** Evaluación ecográfica
- **Día 0:** Colocación de la esponja vaginal, la cual contiene 60 mg acetato de medroxiprogesterona (MAP).
- **Día 9:** Aplicar 300 UI eCG y 125 µg cloprostenol sódico, vía intramuscular.
- **Día 11:** Retirar la esponja vaginal.
- **18h - 48h:** Identificación del celo.

3.4.2.- Determinación de la tasa de presentación de celo

Luego de 18 horas de haber retirado las esponjas intravaginales, se pasó a identificar el celo en las cabras tratadas, monitorizándolas con machos sementales, los cuales se encontraban alojados a 100 metros de distancia de donde se encontraban las hembras. Se seleccionó a dos machos sementales para identificar el celo dos veces al día (Rahman *et al.*, 2008), uno de ellos identificaba los celos durante la mañana desde 08:00 hasta 09:00 horas y el otro lo hacía durante la tarde desde 13:00 hasta 14:00 horas, en los corrales donde se encontraban las hembras tratadas. Los machos sementales rodeaban los corrales, sin tener contacto sexual (cópula) con las hembras. Posteriormente, con ayuda de una tabla de registros se pasó a identificar a las hembras que presentaban signos de conducta sexual (celo), para después reunir las en otros corrales designados para la monta.

3.4.3.- Cubrición

Tras el retiro de las esponjas intravaginales y la identificación del celo en las hembras tratadas, se pasó a llevar a las hembras que presentaron celo a los corrales designados para la monta, durante la mañana desde 09:00 hasta 12:00 horas y durante la tarde desde 14:00 hasta 18:00 horas. Se contó con cuatro corrales designados para la monta, los cuales fueron distribuidos en cantidades similares de hembras en celo. Cada corral tenía un macho semental listo para

efectuar la monta, la cual fue realizaba dos veces por hembra en celo. El sistema utilizado fue el de monta natural controlada. Con ayuda de una tabla de registro, las hembras que alcanzaban las dos cópulas, pasaban a ser retiradas a su corral de origen. Cada macho semental se mantuvo por un lapso de dos horas por cada grupo de hembras en celo; posteriormente, una vez finalizado las cópulas a las hembras, los machos también fueron retirados de los corrales desigandos para la monta y llevados a su corral de origen. Las identificaciones de las hembras montadas durante el día se realizaron utilizando un crayón marcador.

3.4.4.- Determinación de la tasa de concepción

Mediante el uso de la ultrasonografía transrectal se realizó el examen ecográfico transcurridos los 30 días después de la monta de las cabras. Después del día 30 se logró apreciar el desarrollo de placentomas y el feto (Raja-Khalif *et al.*, 2014). Para este procedimiento se utilizó un ecógrafo marca CHISON D600VET, ultrasound scanner, y un transductor de 5.0 Mhz. El transductor se colocó en una varilla en posición dorsal y se fijó con cinta adhesiva. Una vez ubicados con el ecógrafo se colocó a la hembra en una prensa de manejo y se evacuó las heces del recto en la medida posible, luego se colocó el gel ecográfico sobre la cara del transductor para que exista buen contacto y se introdujo lentamente en el recto en ángulo de 45° con movimientos hacia los lados y presión del piso de la pelvis. Lo primero que se realizó fue localizar a la vejiga y de ahí se introdujo lentamente el transductor hasta que se ubicó a los cuernos uterinos, con el fin apreciar el feto.

3.5.- ANÁLISIS ESTADÍSTICO

La tasa de presentación de celo y tasa de concepción fueron analizadas mediante la distribución de X^2 o prueba de Chi-Cuadrado para proporciones independientes, con una nivel de significancia del 5 %.

V.- RESULTADOS

5.1.- TASA DE PRESENTACIÓN DE CELO

En el cuadro 3, se muestran los resultados de la presente investigación referidos a la conducta de celo en cabras tratadas durante épocas reproductivas diferentes, los cuales nos indican que, de las 30 cabras tratadas para cada época reproductiva, el número de cabras que presentaron celo durante la segunda época (estro) fue de 29, con una tasa de presentación de celo del 96.7 %; y el número de cabras que presentaron celo durante la primera época (anestro) fue de 26, con una tasa de presentación de celo del 86.7 %. Estos resultados evidencian que los porcentajes durante cada época reproductiva no presentan una diferencia estadística significativa con respecto a la tasa de presentación de celo en cabras Saanen sincronizadas ($p > 0.05$).

Cuadro 3. Tasa de presentación de celo obtenida en cabras tratadas

Época reproductiva	Con celo manifiesto	Sin celo manifiesto	Total	Porcentaje
Primera época reproductiva	26	4	30	86.7 ^a (26/30)
Segunda época reproductiva	29	1	30	96.7 ^a (29/30)
Total	55	5	60	92 (55/60)

^a Superíndices diferentes dentro de cada fila indican diferencia estadística significativa ($p < 0.05$).

Tras el retiro del dispositivo intravaginal en las cabras tratadas durante la primera y segunda época reproductiva, se evidenció que todas presentaron descargas vaginales mucopurulentas de color crema a marrón rojizo, los cuales son signos clínicos de vaginitis.

Después de las montas correspondientes a las cabras tratadas durante la segunda época del estudio, siete de ellas regresaron en celo antes de los 8 días posteriores a la monta; y otra lo hizo

a los 20 días. Estos hallazgos no se presentaron durante la primera época del estudio, sin embargo, las hembras que no presentaron celo durante esta época, si lo hicieron a los 27 y 28 días después de haberseles retirado los dispositivos intravaginales. Durante la segunda época del estudio, la cabra tratada que no presentó celo, si lo hizo a los 12 días después de haberle retirado el dispositivo intravaginal.

Cabe señalar que, durante la primera época del estudio, hubo una cabra que al final del tratamiento no terminó con buena condición ni peso corporal, debido a un problema de sanitario (conjuntivitis), el cual dificultó su desarrollo normal en el rebaño; no siendo retirada del grupo.

Durante esta presentación de celo de las cabras, se logró apreciar conductas heterosexuales de parte de las hembras hacia los machos. Las hembras presentaban signos de celo como el movimiento exagerado de cola, micción de esta delante del macho, reflejo de inmovilidad para la monta (Figura 3), mucosa vulvar edematosa y rojiza.



Figura 3. Hembra en celo presentando reflejo de inmovilidad para la monta.

5.2.- TASA DE CONCEPCIÓN

Respecto a la tasa de concepción en las cabras tratadas durante la segunda época nos muestra que 18 de 29 cabras que presentaron celo y fueron montadas, quedaron gestantes, obteniendo una tasa de concepción del 62.1 %, siendo este un porcentaje menor con relación a la primera época, que con 23 cabras gestantes, de 26 cabras que presentaron celo y fueron montadas, se obtuvo una tasa de concepción del 88.5 %. Estos resultados evidencian que los porcentajes en cada época del año presentan una diferencia estadística significativa ($p < 0.05$). Sin embargo, el total de tasa de concepción del hato fue del 75 %. (Cuadro 4)

Cuadro 4. Tasa de concepción obtenida de las cabras tratadas durante dos épocas del año.

Época del año	Preñada	Vacía	Total	Porcentaje
Primera época reproductiva	23	3	26	88.5 ^a (23/26)
Segunda época reproductiva	18	11	29	62.1 ^b (18/29)
Total	41	14	55	75 (41/55)

^{a,b} Superíndices diferentes dentro de cada fila indican diferencia estadística significativa ($p < 0.05$).

Con el examen ecográfico se logró apreciar algunas hembras que no se encontraban gestantes, por lo que en los cuernos uterinos no se logró identificar ninguna estructura con las características semejantes de un embrión en su interior, sin embargo, en otras hembras que se encontraban gestantes, se logró apreciar el embrión, como un área de alta densidad ecogénica, rodeado de un fluido aminótico hipoeecogénico. (Figura 4)

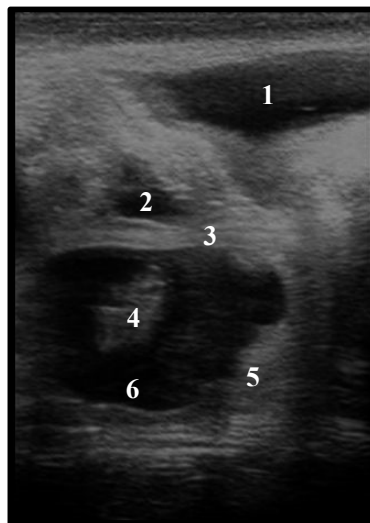


Figura 4. Identificación de una hembra gestante después de 30 días de haberse efectuado la monta, visto por ultrasonografía transrectal (5.0 MHz). 1: Vejiga; 2: Fluido alantoide, 3: Pared uterina; 4: Embrión; 5: Amnios; 6: Fluido amniótico

VI.- DISCUSIÓN

No se ha reportado muchos estudios similares en cabras Saanen sobre protocolos de sincronización del estro o celo, utilizando esponjas intravaginales impregnadas con MAP, en nuestro país, siendo este el principal motivo de la presente investigación. El presente trabajo determinó que es posible manejar protocolos de sincronización del celo en cabras Saanen estabuladas durante ambas épocas reproductivas, sin embargo existe mejores resultados en la primera época del presente estudio, ya que esta obtiene mejores tasas de concepción que en la segunda época; cabe señalar que durante los meses de inactividad sexual en cabras Saanen, donde no van a presentar un celo natural, repercute sobre los ingresos económicos del ganadero, resultando de mucha importancia para el sector pecuario que trabaja con este tipo de raza caprina, realizar este tipo de protocolo de sincronización del celo durante la primera época reproductiva.

Los resultados obtenidos en la presentación de celo indican que el tratamiento de sincronización de celo fue efectivo, ya que se obtuvo un alta de tasa de presentación de celo, más aún sabiendo que durante la primera época del estudio las cabras no presentaron celo natural. Durante la primera época, se obtuvo un 86.67 % de tasa de presentación de celo (Cuadro 3), este dato difiere con lo reportado por Cunha *et al.* (2013) y Blaga *et al.* (2016), quienes reportan una tasa de presentación de celo del 100 % con esponjas intravaginales impregnadas con MAP. Probablemente esta menor tasa de presentación de celo, durante esta primera época del estudio, se deba a que las cabras presentaron el evento del celo silencioso, ya que Greyling y Van Der Nest (2000), informaron que el uso de esponjas intravaginales impregnadas con MAP logra ser eficiente, sin embargo en algunos animales es posible la presentación del celo silencioso, siendo este el 10 % de los animales tratados (Allison y Robinson, 1970). Además, cabe mencionar que una cabra no se encontraba en buen estado de salud, es por eso que el manejo de los animales (alimentación, salud, entre otros) durante el tratamiento para la sincronización del estro, resulta muy importante, ya que esto puede afectar en la respuesta del estro en las cabras (Dogan *et al.*, 2008).

Durante la segunda época del año, se obtuvo un 96.67 % de tasa de presentación de celo, sin embargo, este dato no difiere exageradamente con lo reportado por Dogan *et al.* (2005) y Kausar *et al.* (2009), quienes reportan una tasa de presentación de celo del 95 y 100 %, respectivamente. En este grupo de animales tratados durante esta época del año, se evidenció que ocho cabras retornaron en celo posterior a la monta realizada, afectando la tasa de concepción. Dentro de las ocho cabras que regresaron en celo, hubo una de ellas que regresó en celo a los 20 días de haberse efectuado la monta, pudiendo ser posible que no quedara preñada y retornara en celo natural, según lo mencionado por Abecia *et al.* (2011), y otras siete cabras que retornaron en celo en un periodo de cinco a ocho días después de haberse efectuado la monta, presentando así un ciclo estral corto, según lo mencionado por Menchaca y Rubianes (2001), que periodos interestrales menor a 12 días toman esa denominación.

La presentación de este ciclo estral corto se da con mayor frecuencia en cabras tratadas durante la temporada reproductiva (Armstrong *et al.*, 1983), debido a que cuando se inicia el tratamiento con progestágenos (MAP), se incrementa las concentraciones de progesterona en las cabras que podrían presentar una fase luteal temprana, la cual toma esa denominación hasta cinco días después de una ovulación, y una primera onda folicular, la cual podría ovular al finalizar el tratamiento (Rubianes y Menchaca, 2003). Esta exposición alta de concentraciones de progesterona en cabras con fase luteal temprana, lograría acelerar la emergencia de una nueva onda folicular (Menchaca y Rubianes, 2002).

Tratamientos de sincronización del celo que se son mayores a los 10 días, otorgan después del día seis del tratamiento, concentraciones séricas de progesterona subluteales, menor a 2 ng/ml, permaneciendo así hasta el día del retiro de la esponja vaginal (Menchaca y Rubianes, 2004; Chao *et al.*, 2008). Estas concentraciones bajas de progesterona no afectan la regulación secretoria de FSH (Suganuma *et al.*, 2007), más si al patrón secretorio de pulsos de LH, aumentándolos pero no lo suficiente como para lograr un pico preovulatorio (Cunha *et al.*, 2013), promoviendo así el crecimiento excesivo y la permanencia del folículo de la primera onda folicular, que posteriormente el mismo, comenzará a envejecer (Rubianes y Menchaca, 2003) y posiblemente ovulará finalizado el tratamiento (López *et al.*, 2007), no siendo capaz, probablemente, de mantener la gestación.

Esto concuerda con lo mencionado por Menchaca y Rubianes (2002), que determinan que concentraciones bajas de progesterona hacia el final del tratamiento, afectan la vida útil del folículo ovulatorio de la primera onda folicular y esto ayudaría a avanzar en la aparición de la segunda onda folicular. Lo mencionado anteriormente se relaciona con que altas tasas de concepción se asocian con ovulaciones de folículos jóvenes mientras que tasas de concepción bajas se encuentran relacionadas a folículos persistentes o envejecidos (Nooruldeen *et al.*, 2014).

Cabe señalar que 48 horas antes de retirar los dispositivos intravaginales de las cabras tratadas, se colocó una dosis de eCG, la cual tiene una vida media en el organismo de las cabras de entre cinco a seis días (Mogedas, 2016), pudiendo ésta sobreestimular a los folículos ováricos, permitiendo así un crecimiento folicular continuo y una estimulación más prolongada en la secreción de estrógenos, durante la fase luteal temprana; esta secreción continua de estrógenos resultaría ser un factor importante para la inducción prematura de receptores de oxitocina (Noakes, 2009) y regulación de la $PGF2\alpha$ en el endometrio uterino de las cabras, siendo este último el que ejerce un efecto luteolítico sobre el cuerpo lúteo (Rosmina *et al.*, 1992). Esta regresión del cuerpo lúteo podría ocasionar una pérdida embrionaria temprana, ya que las cabras a diferencia de las ovejas, requieren de un cuerpo lúteo funcional durante todo el periodo de gestación (Gaafar *et al.*, 2005; Fatet *et al.*, 2011), y al presentarse esta regresión del cuerpo lúteo, como consecuencia de los efectos de la secreción de estrógenos, algunas cabras no podrán mantener la gestación, con lo cual se manifestará la siguiente onda ovulatoria.

Con los resultados de la segunda época del presente estudio, se podría recomendar que durante la temporada reproductiva, antes de dar inicio algún tratamiento de sincronización del celo, que utilice progestágenos vía dispositivos intrvaginales, es necesario tener en cuenta la dinámica folicular ovárica de las hembras que son potencialmente cíclicas o colocar una dosis de $PGF2\alpha$ o un análogo de esta, como el cloprostenol sódico, al inicio del tratamiento, con la finalidad de desencadenar la luteólisis del posible cuerpo lúteo funcional presente, logrando así mejorar el desarrollo del protocolo de sincronización y de la aparición de la siguiente onda ovulatoria (Rubianes y Menchaca, 2003).

Como fue mencionado, esta regresión del cuerpo lúteo tempranamente conllevó a una pérdida embrionaria temprana, la cual según lo manifestado por Cetin *et al.* (2014) y Cunha *et al.* (2013) existe una prevalencia del 11 y 21 % en cabras, donde la mayoría de estas pérdidas embrionarias ocurre entre los ocho y 17 días de gestación (Cetin *et al.*, 2014). Esta pérdida embrionaria puede tener agentes causales muy variables, desde factores genéticos a ambientales, o una combinación de estos (Noakes *et al.*, 2001). Además, se ha reportado que existe una mayor incidencia de esta pérdida embrionaria temprana en cabras después de los tratamientos tradicionales de sincronización del estro (Chao *et al.*, 2008), debido a una regresión luteal temprana y así lo demostraron Holtz *et al.* (2008), reportando un 17% de presentación de este evento.

También se ha planteado que esta pérdida embrionaria es resultado de la asincronía entre el concepto (embrión en las primeras etapas de la preñez) y el endometrio uterino, debido a una producción inadecuada del interfeterón tau ($IFN-\tau$), ya que esta es una señal antiluteolítica en los rumiantes, elaborada por el concepto (Cetin *et al.*, 2014). Esta pérdida embrionaria en cabras

ocurre 15 a 17 días después del estro, siendo este un periodo crítico donde el concepto debe producir cantidades suficientes de IFN- τ para prevenir la secreción pulsátil de prostaglandina y mantener el cuerpo lúteo (Bilby *et al.*, 2006). Ya que, el útero tiene estos días para poder reconocer la presencia del embrión, siendo este el evento llamado reconocimiento maternal de preñez por parte de la cabra (Gnatek *et al.*, 1989).

La disminución en la tasa de gestación entre ambas épocas del año, también podría deberse a la reducción en la migración espermática a través del conducto reproductivo de la hembra dada por la vaginitis después de finalizar el tratamiento de sincronización del estro, conllevando a una reducción de la tasa de concepción de más del 10 %, según lo reportado por Manes y Ungerfeld (2015a). Esta alteración en el ambiente vaginal en las cabras sincronizadas encontrada en el presente estudio concuerda con lo reportado por Manes *et al.* (2015b), donde mencionan que una alteración a nivel de la vagina no solo afecta a la microbiota vaginal sino también a las características del moco cervical, dificultando el paso de los espermatozoides, depositados por los machos sementales durante la monta, por las estructuras reproductivas de las hembras.

Este cambio en la microbiota vaginal de bacterias Gram positivas, antes de introducir las esponjas a bacterias oportunistas como las Gram negativas, al retiro de las esponjas, podría ser atribuido a una inflamación localizada en el entorno vaginal ocasionada por la presencia de los dispositivos intravaginales (Manes *et al.*, 2010). Algunos investigadores aseveran que los análogos de los progestágenos, tienen un importante efecto supresor sobre el sistema inmunitario local y la actividad de las células NK (Natural Killer) (Leswis, 2003; Majeed *et al.*, 2012), los cuales junto con los efectos inflamatorios provocados por los dispositivos intravaginales, serían relativamente responsables del cambio de la microbiota vaginal, incrementando el número de bacterias Gram negativas en el ambiente vaginal de la cabra.

Cabe mencionar que Manes *et al.* (2013), informaron que este incremento en la composición microbiana durante la permanencia del dispositivo intravaginal, se reducen a sus niveles normales durante el celo en las cabras, a los mismos niveles antes de la introducción de la esponja intravaginal, esto ocurre por la presencia de un número importante de macrófagos después de la extracción de la esponja intravaginal, lo que podría contribuir a la eliminación de la carga bacteriana Gram negativa y la recuperación la composición normal de la flora vaginal (Suárez *et al.*, 2006). Sin embargo, la aparición de estos leucocitos en el epitelio de la vagina podría actuar negativamente contra los espermatozoides (Manes y Ungerfeld, 2015). Asimismo, durante el proceso inflamatorio localizado se van a liberar sustancias biológicamente activas, tales como los radicales libres, los cuales van a provocar un efecto tóxico para los espermatozoides presentes (Fraczek y Kurpisz, 2007), ocasionando a nivel de la membrana espermática una peroxidación de los lípidos, alterando así su integridad morfológica y motilidad (Salomon y Maxwell, 2000).

Otro cambio que logra existir en el ambiente vaginal, es el cambio en las características del moco cervical, ya que el pH durante el mismo día del celo (7.0) logra ser menor en comparación a los días previos, antes de introducir (7.7), permanencia (7.9) y retiro (7.4) de la esponja intravaginal en las cabras. En este sentido, Manes y Ungerfeld (2015) mencionan que, los espermatozoides que logran atravesar el moco cervical de las cabras con celo sincronizado podrían presentar perturbaciones en su funcionabilidad y viabilidad.

El presente estudio nos indica que la utilización de protocolos de sincronización del estro durante la primera época resultó ser beneficioso tanto en la inducción de celo como la concepción, más aún sabiendo que durante esta época no se presenta celo natural, sin embargo estos resultados favorables en la tasa de concepción no fueron similares durante la segunda época. Esto nos lleva a asegurar que una de las alternativas para mejorar la eficiencia reproductiva del ganado caprino, es el uso de protocolo de sincronización del estro en épocas donde no exista actividad sexual por parte de las cabras, demostrando así que es posible congregarse a un determinado número de animales la presentación de celo durante un tiempo definido, logrando así que este programa reproductivo mejore los parámetros productivos y reproductivos en el hato, con la finalidad de que el productor mantenga una producción continua durante todo el año.

VII.- CONCLUSIÓN

El uso de esponjas intravaginales impregnadas con MAP para la sincronización del estro ha demostrado ser eficaz, obteniendo buenos resultados de presentación de celo en cabras y es posible utilizarlo en cualquier época reproductiva del año, independientemente de la estacionalidad reproductiva que se encuentre las cabras Saanen, permitiendo así que estas puedan ser copuladas por los machos sementales y logrando programar los partos en periodos del año donde los precios de los productos de origen caprino son más altos en el mercado, logrando así mejorar los ingresos de los caprinocultores en el país.

VIII.- LITERATURA CITADA

1. **Abebe G. 2008.** Reproduction in sheep and goats. En: Yami A, Merkel RC, eds. Sheep and goat production handbook for Ethiopia. United States of America: Ethiopia Sheep and Goat Productivity Improvement Program. p 59 -80.
2. **Abecia JA, Forcada F, González BA. 2011.** Pharmaceutical control of reproduction in sheep and goats. Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice: 67 – 79.
3. **Ahmed MM, Makawi SE, Jubara AS. 1998.** Synchronization of oestrus in Nubian goats. Small Ruminant Research 30: 113 -120.
4. **Akar Y. 2013.** Reproductive performance of Saanen goats under rural or intensive management systems in Elazığ región, Turkey. Pakistan Veterinary Journal 33(1): 45 – 47.
5. **Alemán R. 2003.** Efecto de la dosis de prostaglandina F2 α y la ruta de administración sobre la respuesta al estro de cabras criollas bajo condiciones extensivas. Tesis de Ingeniero Agrónomo Zootecnista. Coahuila: Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. 37 p.
6. **Allison AJ, Robinson TJ. 1970.** The effect of dose level of intravaginal progestagen on sperm transport, fertilization and lambing in the cyclic Merino ewe. Journal of Reproduction and Fertility 22: 515 – 531.
7. **Amle MB, Birade HS, Gulawane SU. 2017.** Estrus response and conception rate in Sangamneri and Osmanabadi goat does using different estrus synchronization protocols. International Journal of Advanced Veterinary Science and Technology 6 (1): 308 – 315.
8. **Angulo V, Gallego R, Pérez-Guzmán M. 2004.** Factores que influyen en la fertilidad tras la inseminación artificial. En: Aisen E, ed. Reproducción ovina y caprina. Buenos Aires: Inter-Médica. p 133 -141.
9. **Armstrong D, Pfitzner A, Warnes G, Ralph M, Seamark R. 1983.** Endocrine responses of goats after induction of superovulation with PMSG and FSH. Journal of Reproduction and Fertility 67: 395 – 401.
10. **Arrebola F, González O, Torres R, Abecia JA. 2014.** Artificial insemination in Payoya goats: factors affecting fertility. Animal Production Science 54: 356 – 362.

11. **Arroyo O. 1998.** Producción de caprinos. Lima: Asociación de Apoyo a la Producción Caprina del Perú (PROCABRA). 399 p.
12. **Arroyo O. 2007.** Situación actual y proyecciones de la crianza de caprinos en el Perú. Archivos Latinoamericanos de Producción Animal 15 (1): 290 – 293.
13. **Badajoz J. 2013.** Situación actual del ganado caprino en el Perú: Producción de leche y queso fresco. Tesis de Ingeniero Zootecnista. Huacho: Universidad Nacional José Faustino Sánchez Carrión. 62 p.
14. **Baril G, Chemineau P, Cognié Y, Guérin Y, Leboeuf B, Orgeur P, Vallet JC. 1993.** Manuel de formation pour l'insémination artificielle chez les ovins et les caprins. 83th ed. Rome: FAO. 235 p
15. **Baril G, Remy B, Leboeuf B, Beckers JF, Saumande J. 1996.** Synchronization of estrus in goats: The relationship between eCG binding in plasma, time of occurrence of estrus and fertility following artificial insemination. Theriogenology 45: 1553 – 1559.
16. **Beg MA, Bergfelt DR, Kot K, Wiltbank MC, Ginther OJ. 2001.** Follicular-fluid factors and granulosa-cell gene expression associated with follicle deviation in cattle. Biology of Reproduction 64: 432 – 441.
17. **Beharry K, Renie R, Gay L, Hosein S, Phillip-Hosein A. 2016.** The Trinidad & Tobago Dairy manual goat: Breeds, milking, herd health, records. Trinidad & Tobago: Trinidad and Tobago Goat and Sheep Society (TTGSS) and Inter-American Institute for Cooperation on Agriculture (IICA). 94 p.
18. **Bilby TR, Guzeloglu A, MacLaren LA, Staples CR, Thatcher WW. 2006.** Pregnancy, bovine somatotropin, and dietary n-3 fatty acids in lactating dairy cows: II. Endometrial gene expression related to maintenance of pregnancy. Journal of Dairy Science 89: 3375 – 3385.
19. **Blaga PA, Bogdan L, Andrei S, Bogdan I, Rațiu M, Bogdan S. 2016.** Induction and estrous synchronization during the non-breeding season in Saanen goats. Bulletin of University of Agricultural Sciences and Veterinary Medicine (UASVM) Cluj - Napoca 73: 1843 – 5270.
20. **Bonilla W. 2001.** Manejo reproductivo de la cabra. En: Cofré P, ed. Producción de cabras lecheras. Chile: Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA). p 30 - 33.

21. **Bowdridge EC, Knox WB, Whisnant CE, Farin CE. 2013.** NCSynch: A novel, progestagen-free protocol for ovulation synchronization and timed artificial insemination in goats. *Small Ruminant Research* 110: 42 - 45.
22. **Bretzlaff KN, Ott RS, Weston PG, Hixon JE. 1981.** Doses of prostaglandin F2a effective for induction of estrus in goats. *Theriogenology* 16: 587 – 591.
23. **Camero M, Larocca V, Lovero A, Losurdo M, Cirone F, Marinario M, Buonavoglia C, Tempesta M. 2015.** Caprine herpesvirus type 1 in goat: Not just a problem for females. *Small Ruminant Research* 128: 59 – 62.
24. **Caraty A, Smith JT, Lomet D, Ben Saïd S, Morrissey A, Cognie J, Doughton B, Baril G, Briant C, Clarke IJ. 2007.** Kisspeptin synchronizes preovulatory surges in cyclical ewes and causes ovulation in seasonally acyclic ewes. *Endocrinology* 148: 5258 – 5267.
25. **Carcangiu V, Luridiana S, Vacca GM, Daga C, Mura MC. 2011.** A polymorphism at the melatonin receptor 1A (MTNR1A) gene in Sarda ewes affects fertility after AI in the spring. *Reproduction, Fertility and Development* 23: 376 – 380.
26. **Carrillo E, Tejada LM, Meza HC, Arellano RG, Garcia JE, De Santiago M, Mellado M, Véliz FG. 2011.** Response of sexually inactive French Alpine bucks to the stimulus of goats in oestrus. *Livestock Science* 141: 202 – 206.
27. **Celi I, Zarazaga L, Guzmán J, Delgado-Pertíñez M, Sarria J. 2010.** Inseminación artificial laparoscópica en cabras criollas peruanas con semen congelado. En XXXV Congreso de la Sociedad Española de Ovinotecnia y Caprinotecnia (SEOC). Valladolid: Sociedad Española de Ovinotecnia y Caprinotecnia (SEOC). p 195 – 198.
28. **Celi I. 2012.** Estudio de los mecanismos implicados en la estacionalidad reproductiva de caprinos mediterráneo: papel de los opioides, las catecolaminas y la serotonina. Tesis de Grado de Doctora en Zootecnia y Gestión Sostenible. Huelva: Universidad de Huelva. 282 p.
29. **Celi I. 2013.** Estrategias para el control de la estacionalidad reproductiva en los pequeños rumiantes: fotoperiodo, melatonina y efecto macho. *Spermova* 3 (2): 162 -168.
30. **Cetin Y, Kocamuftuoglu M, Ozyurtlu N, Kucukaslan I, Sendag S, Wehrend A. 2014.** Effect of fluxin meglumine or prostaglandin E2 treatment 15 days after breeding on fertility in Saanen does. *Theriogenology* 81: 424 – 427.

31. **Chanvallon A, De Crémoux R. 2012.** La physiologie de la reproduction caprine. Institut De L'Élevage. Collection L'ÉSENTIEL [Internet], [05 marzo 2018]. Disponible en: <http://idele.fr/rss/publication/idelesolr/recommends/physiologie-de-la-reproduction-chez-les-caprins.html>
32. **Chao L, Takayama K, Nakanishi Y, Hamana K, Takagi M, Kubota Ch, Kojima T. 2008.** Luteal lifespan and fertility after estrus synchronization in goats. *Journal of Veterinary Science* 9 (1): 95 – 101.
33. **Chasles M, Chesneau D, Moussu C, Delgadillo J, Chemineau P, Keller M. 2016.** Sexually active bucks are efficient to stimulate female ovulatory activity during the anestrus season also under temperate latitudes. *Animal Reproduction Science* 168: 86 – 91.
34. **Chemineau P, Daveau A, Maurice F, Delgadillo J. 1992.** Seasonality of estrus and ovulation is not modified by subjecting female Alpina goats to a tropical photoperiod. *Small Ruminant Research* 8: 299 – 312.
35. **Chemineau P, Baril G, Delgadillo J. 1993.** Control hormonal de la reproducción en el caprino. *Revista Científica, Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad del Zulia* (3): 197 – 210.
36. **Chemineau P, Morello H, Delgadillo J, Malpoux B. 2003.** Estacionalidad reproductiva en pequeños rumiantes: mecanismos fisiológicos y técnicas para la inducción de una actividad sexual a contraestación. En III Congreso de la Asociación Latinoamericana de Especialistas en Pequeños Rumiantes y Camélidos Sudamericanos (ALEPRYCS). p 2 – 5.
37. **Cobo B. 1653.** Historia del Nuevo Mundo por el Padre Bernabè Cobo de la Compañía de Jesús – Primera parte. Manuscrito. 568 p.
38. **Contreras I, Díaz T, López G, Caigua A, García H, Salvador A, González A. 2007.** Evaluación de la ecografía transrectal para la detección y medición de cuerpos lúteos en ovejas de pelo. *Asociación Latinoamericana de Producción Animal* 15 (3): 114 – 118.
39. **Contreras V, Meza C, Rivas R, Angel O, Luna J, Carrillo E, Mellado M, Véliz F. 2016.** Reproductive performance of seasonally anovular mixed-bred dairy goats induced to ovulate with a combination of progesterone and eCG or estradiol. *Animal Science Journal* 87: 750 – 755.

40. **Córdova I, Córdova J, Guerra L. 2008.** Procedimientos para aumentar el potencial reproductivo en ovejas y cabras. *Revista Veterinaria* 19 (1): 67 – 79.
41. **Correia T, Cortez F, Azevedo J, Valentim R. 2013.** Anticipación de la estación reproductiva en cabras serranas. En: XV Jornadas sobre Producción Animal, Tomo I. Zaragoza: Asociación Interprofesional para el Desarrollo Agrario. p 347 – 349.
42. **Corteel J, Mauleon P, Thimonier J, Ortavant R, Bussiere J, Lajous A, De Montigny G. 1967.** Essais d'obtention de gestations synchrones avant le début de la saison sexuelle de la chèvre a l'aide de 17 a acétoxy, 9 a fluoro, 11 β hydroxy-pren 4 ène 3,20 dione administré par la voie vaginale. *Annales de Zootechnie* 16: 343 – 350.
43. **Corteel J. 1971.** L'insémination artificielle caprine. *Bull Tech Inf* 257:153 – 156.
44. **Corteel J, Baril G, Bariteau F, Bussiere J, Leboeuf B, De Montigny G. 1975.** The use of progestagens to control the oestrus cycle of the dairy goat. *Annales de Biologie Animale Biochimie Biophysique* 15 (2): 353 – 363.
45. **Cruz J, Guimarães M, Marques M, Oliveira D, Teixeira D, Rondina D, Freitas V. 2003.** Comportamento sexual de cabras da raça Saanen criadas na região Nordeste do Brasil. *Revista Brasileira de reprodução animal* 27: 247 – 249.
46. **Cruz JF, Rondina D, Freitas VJ. 2005.** Ovarian follicular dynamics during anoestrus in Anglo-Nubian and Saanen goats raised in tropical climate. *Tropical Animal Health and Production* 37: 395 – 402.
47. **Cunha A, Zandonadi B, Gonçalves de Souza J, Ferreira da Fonseca J. 2013.** Short, médium or long – term hormonal treatments for induction of synchronized estrus and ovulation in Saanen goats during the nonbreeding season. *Revista Brasileira de Zootecnia* 42 (3): 168 – 173.
48. **De Figueirêdo F, Rubianes E. 2004.** Preparación de las hembras. Detección y control del estro y la ovulación. En: Aisen E, ed. *Reproducción ovina y caprina*. Buenos Aires: Inter-Médica. p 87 – 97.
49. **De la Rosa C. 2011.** Reproducción. En: De la Rosa C, ed. *Manual de producción caprina*. Formosa: Centro de Validación de Tecnologías Agropecuarias (CEDEVA). p 147 – 158.

50. **De Sousa F, Sousa de Melo C, De Albuquerque A, Gaya S, De Alencar A, Matias J, De Figueirêdo V, Alves D. 2011.** Ovarian follicular response to different hormonal stimulation treatments in Canindé goats. *Animal Reproduction Science* 125: 88 – 93.
51. **Delgadillo J, Flores J, Véliz F, Duarte G, Vielma J, Poindron P, Malpoux B. 2003.** Control de la reproducción de los caprinos del subtrópico mexicano utilizando tratamientos fotoperiódicos y efecto macho. *Veterinaria México* 34 (1): 69 – 79.
52. **Delgadillo J. 2005.** Inseminación artificial en caprinos. México DF: Editorial Trillas. 91 p.
53. **Delgadillo J. 2008.** Caprinos. En: Galina C, Valencia J, eds. *Reproducción de animales domésticos* 3ª ed. México: Limusa. p 525 – 542.
54. **Delgadillo J, De La Torre S, Arellano V, Duarte G, Malpoux B. 2011.** Refractorines to short and long days determines the end and onset of the breeding season in subtropical goats. *Theriogenology* 76: 1146 – 1151.
55. **Delgadillo J, Véliz L, Flores J. 2016.** Continuous light after a long-day treatment is equivalente to melatonin implants to stimulate testosterone secretion in Alpine male goats. *The Animal Consortium* 10 (4): 649 – 654.
56. **Dogan I, Nur Z, Gunay U, Sagirkaya H, Soylu M, Sonmez C. 2005.** Estrous synchronization during the natural breeding season in Anatolian black does. *Veterinary Medicine – Czech* 50 (1): 33 – 38.
57. **Dogan I, Konyali A, Gunay U. 2008.** Comparison of the effect of cronolone sponges and PMSG or cloprostenol on estrous induction in Turkish Saanen goats. *Polish Journal of Veterinary Sciences* 11: 29 – 34.
58. **Driancourt M. 2001.** Regulation of ovarian follicular dynamics in farm animals. Implications for manipulation of reproduction. *Theriogenology* 55: 1211 – 1239.
59. **Drion P, Furtoss V, Baril G, Manfredi E, Bouvier F, Pougard J, Bernelas D, Caugnon P, McNamara E, Remy B, Sulon J, Beckers J, Bodin L, Leboeuf B. 2001.** Four years of induction/synchronization of estrus in dairy goats: effect on the evolution of eCG binding rate in relation with the parameters of reproduction. *Reproduction Nutrition Development* 41: 401 – 412.

60. **Duarte G, Flores J, Malpaux B, Delgadillo J. 2008.** Reproductive seasonality in female goats adapted to a subtropical environment persists independently of food availability. *Domestic Animal Endocrinology* 35: 362 – 370.
61. **Duncanson G. 2012.** *Veterinary treatment of sheep and goats.* United Kingdom: Centre for Agriculture and Biosciences International (CABI). 320 p.
62. **Duenhas M, Toniollo H, Zarzatto J, Bicudo S. 2002.** Cabras sincronizadas con CIDR en la latitud de 20° 28' S. *Archive Zootechny* 51: 453 - 456.
63. **Dutt RH, Casida LE. 1948.** Alteration of the estrual cycle in sheep by use of progesterone and its effect upon subsequent ovulation and fertility. *Reproduction in sheep* 43: 208 – 217.
64. **Edmondson M, Roberts J, Baird A, Bychawski S, Pugh D. 2011.** Theriogenology of sheep and goats. En: Pugh D, Baird A, eds. *Sheep and goat medicine.* 2th ed. Missouri: ELSEVIER Saunders. p 150 – 230.
65. **El-Tarabany M, Zagloul A, El-Tarabany A, Awad A. 2017.** Association analysis of polymorphism in KiSS1 gene with reproductive traits in goats. *Animal Reproduction Science* 180: 92 – 99.
66. **Escobar M. 2003.** Estacionalidad reproductiva de la cabra. En: *Jornadas de Investigación, Universidad Autónoma de Zacatecas.* México: Coordinación de Investigación y Posgrado, Unidad Académica de Medicina Veterinaria y Zootecnia. p 1 – 27.
67. **Esteves L, Brandão F, Cruz R, Souza J, Oba E, Facó O, Fonseca J. 2013.** Reproductive parameters of dairy goats submitted to estrus synchronization with prostaglandin F2 α associated or not to hCG at estrous onset. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia* 65 (6): 1585 – 1592.
68. **Evans G, Maxwell W. 1990.** *Inseminación artificial de ovejas y cabras.* Zaragoza: Editorial Acribia. 204 p.
69. **[FAOSTAT] Base de Datos Estadísticos Corporativos de la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. 2016.** *Producción de la Ganadería Primaria en América* [Internet], [03 abril 2018]. Disponible en: <http://www.fao.org/faostat/es/#data>

70. **Fatet A, Rubio M, Leboeuf B. 2011.** Reproductive cycle of goats. *Animal Reproduction Science* 124: 211 – 219.
71. **Fatet A, Tuauden M. 2013.** Reproducción caprina en cualquier época del año: Flock-Reprod una solución sostenible, guía práctica. Francia: Institut National de la Recherche Agronomique (INRA). 22 p.
72. **Fernández I, Luna O, Vielma J, Duarte G, Hernández H, Flores J, Gelez H, Delgado J. 2011.** Lack of sexual experience does not reduce the responses of LH, estrus or fertility in anestrus goats exposed to sexually active males. *Hormones and Behavior* 60: 484 – 488.
73. **Flores J, Véliz F, Pérez V, Martínez E, Chemineau P, Poindron P, Malpoux B, Delgado J. 2000.** Male reproductive condition is the limiting factor of efficiency in the male effect during seasonal anestrus in female goats. *Biology of Reproduction* 62: 1409 – 1414.
74. **Flores M, Sampaio J, Alburquerque I, Vitaliano A, Viana A, Rodrigues I, Alencar A. 2010.** The male effect to induce and synchronize estrus of dairy goats in a tropical climate. *Research Paper*: 1 – 3.
75. **Fonseca J, Bruschi J, Santos L, Viana J, Magalhães A. 2005.** Induction of estrus in non-lactating dairy goats with different estrous synchrony protocols. *Animal Reproduction Science* 85: 117 – 124.
76. **Fonseca J, Maffili V, Santos A. 2012.** Effects of prostaglandin administration 10 days apart on reproductive parameters of cyclic dairy nulliparous goats. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia* 64: 349 – 358.
77. **Fraczek M, Kurpisz M. 2007.** Inflammatory mediators exert toxic effects of oxidative stress on human spermatozoa. *Journal of Andrology* 28: 325 – 333.
78. **Franceschini I, Lomet D, Cateau M, Delsol G, Tillet Y, Caraty A. 2006.** Kisspeptin immunoreactive cells of the ovine preoptic area and arcuate nucleus co-express estrogen receptor alpha. *Neuroscience Letters* 401: 225 – 230.
79. **Francis M. 2009.** Caprine ovarian and uterine lesions: an abattoir survey. Tesis de Grado de Maestro en Patología Veterinaria. Uganda: Universidad Makerere. 60 p.

80. **Freitas V, Rondina D, Lopes E, Teixeira D, Paula N. 2004.** Hormonal treatments for the synchronization of oestrus in dairy goats raised in the tropics. *Reproduction, Fertility and Development* 16: 415 – 420.
81. **Gaafar K, Gabr M, Teleb D. 2005.** The hormonal prolife during the estrous cycle and gestation in Damascus goats. *Small Ruminant Research* 57: 85 – 93.
82. **Gallego L, Gatica M, Guzmán J, Zarazaga L. 2014.** Role of body condition score and body weight in the control of seasonal reproduction in Blanca Andaluza goats. *Animal Reproduction Science* 151: 157 – 163.
83. **Gallego L. 2016.** Caracterización reproductiva de la raza caprina Blanca Andaluza: papel de la condición corporal, peso vivo y fotoperiodo. Tesis de Grado de Doctora en Ciencia y Tecnología industrial y ambiental. Huelva: Universidad de Huelva. 206 p.
84. **Galván R. 1997.** Efecto del CIDR-G (Liberación Interna de Droga Controlada Tipo- G) y dos niveles de suplementación sobre la inducción del estro en cabras criollas en pastoreo. Tesis de Grado de Maestro en Ciencias en Producción Animal. Nuevo León: Universidad Autónoma de Nuevo León. 73 p.
85. **García J, Reding A, López J. 2013.** Cálculo del tamaño de la muestra en investigación en educación médica. *Investigación en Educación Médica* 2 (8): 217 – 224.
86. **Gibbons A, Cueto M, Wolff M. 1993.** Inseminación artificial en la especie caprina - Manual. 1ª ed. Bariloche: Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. 17 p.
87. **Gnatek GG, Smith LD, DUBY RT, Godkin JD. 1989.** Maternal recognition of pregnancy in the goat: effects of conceptus removal on interestrus intervals and characterization of conceptus protein production during early pregnancy. *Biology of Reproduction* 41: 655 – 663.
88. **Gómez A, Santiago J, Toledano A, López S. 2010.** Evidence that refractoriness to long and short daylengths regulates seasonal reproductive transitions in Mediterranean goats. *Reproduction in Domestic Animals* 45: 338 – 343.
89. **Gómez A, Santiago J, Toledano A, López S. 2012.** Reproductive seasonality and its control in Spanish sheep and goats. *Tropical and Subtropical Agroecosystems* 15: 47 – 70.

90. **Gómez N. 2013.** Caracterización estructural, morfológica y genética de la población de cabras autóctonas de la región Apurímac del Perú. Tesis Doctoral. Barcelona: Universidad Autónoma de Barcelona. 267 p.
91. **González A, Osoro K, López A. 1999.** Factores condicionantes de la respuesta del ganado caprino a la sincronización de celos mediante progestágenos y PMSG. Archivos de Zootecnia 48: 231 – 234.
92. **González F. 2002.** Introdução a endocrinologia reprodutiva veterinária. Porto Alegre: Universidade Federal do Rio Grande do Sul. 87 p.
93. **Gordon I. 1997.** Controlled reproduction in sheep and goats. Oxford: Centre for Agricultural Bioscience (CAB) International. 450 p.
94. **Greyling J, Van Niekerk CH. 1986.** Synchronization of oestrus in the Boer goat doe: Dose effect of prostaglandin in the double injection regime. South African Journal of Animal Science 16: 146 – 150.
95. **Greyling JP, Van Der Nest M. 2000.** Synchronization of oestrus in goats: dose effect of progestagen. Small Ruminant Research 36: 201 – 207.
96. **Greyling J. 2010.** Applied reproductive physiology. En: Solaiman S, ed. Goat science and production. United States of America: Wiley-Blackwell. p 139 – 156.
97. **Gutiérrez C, Rangel L, Lassala A. 2008.** Pubertad, ciclo estral y estacionalidad. En: Galina C, Valencia J, eds. Reproducción de animales domésticos. 3ª ed. México: Limusa. p 85 – 116.
98. **Hafez ESE, Hafez B. 2002.** Anatomía del aparato reproductor de la hembra. En: Hafez ESE, Hafez B, eds. Reproducción e inseminación artificial en animales. 7ª ed. México: McGraw-Hill. p 13 – 30.
99. **Hafez ESE, Jainudeen MR, Rosnina Y. 2002.** Hormonas, factores de crecimiento y reproducción. En: Hafez E, Hafez B, eds. Reproducción e inseminación artificial en animales. 7ª ed. México: McGraw-Hill. p 33 – 55.
100. **HaiBEL G. 1990.** Out-of season breeding in goats. Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice 6(3): 577 – 583.
101. **Haldar C, Ghosh S. 2015.** Dynamics and regulation of goat reproduction. International Journal of Current Research and Academic Review 3 (8): 20 – 36.

102. **Haulenbeek A, Katz L. 2011.** Female tail wagging enhances sexual performance in male goats. *Hormones and Behavior* 60: 244 – 247.
103. **Hashizume T, Saito H, Sawada T, Yaegashi T, Ahmed Ezzat A, Sawai K, Yamashita T. 2010.** Characteristics of simulation of gonadotropin secretion by kisspeptin-10 in females goats. *Animal Reproduction Science* 118: 37 – 41.
104. **Hawken P, Esmaili T, Jorre de St Jorre T, Martin G. 2009.** Do cyclic female goats respond to males with an increase in LH secretion during the breeding season? *Animal Reproduction Science* 112: 384 – 389.
105. **Hervé V, Roy F, Bertin J, Guillou F, Maurel M. 2004.** Antiequine chorionic gonadotropin (eCG) antibodies generated in goats treated with eCG for the induction of ovulation modulate the luteinizing hormone and follicle-stimulating hormone bioactivities of eCG differently. *Endocrinology* 145 (1): 294 – 303.
106. **Holtz W, Sohnrey B, Gerland M, Driancourt M. 2008.** Ovsynch synchronization and fixed-time insemination in goats. *Theriogenology* 69: 785 – 792.
107. **Hurcombe S. 2011.** Hypothalamic – Pituitary gland axis function and dysfunction in horses. *Veterinary Clinic Equine* 27: 1 – 17.
108. **Husein M, Ababneh M, Haddad S. 2005.** The effects of progesterone priming on reproductive performance of GnRH-PGF 2 α – treated anestrous goats. *Reproduction Nutrition Development* 45: 689 – 698.
109. **Ince D, Köker A. 2011.** The effect of estrus synchronization on the reproductive characteristics of Turkish Saanen goats and growth characteristics of kids under extensive conditions. *African Journal of Agricultural Research* 6 (26): 5715 – 5719.
110. **Inya T, Sumretrasong J. 2013.** Serum progesterone profiles in Saanen crossbred goats during a 5-day progestin-based estrous synchronization protocol. *Kasetsart Journal – Natural Science* 47: 94 – 100.
111. **Jainudeen MR, Wahid H, Hafez ESE. 2002.** Ovejas y cabras. En: Hafez ESE, Hafez B, eds. *Reproducción e inseminación artificial en animales*. 7^a ed. México: McGraw-Hill. p 177 – 187.

112. **Jordan B, Hanrahana J, Roche J, 1990.** The effect of melatonin implantation in the middle of the breeding season on the subsequent reproductive activity of Scottish Blackface ewes. *Animal Reproduction Science* 23: 41 – 48.
113. **Kandiel MM, Watanabe G, Abdel-Ghaffar AE, Sosa GA, Abou-El Roos ME, El-Azab AI, Li JY, Manabe N, Taya K. 2010.** Ovarian follicular dynamics and hormonal changes in goats during early pregnancy. *Journal of Reproduction and Development* 56 (5): 520 – 526.
114. **Karsch F, Bittman E, Foster D, Goodman R, Legan S, Robinson J. 1984.** Neuroendocrine basis of seasonal reproduction. *Recent Progress in Hormone Research* 40: 185 – 232.
115. **Kausar R, Khanum S, Hussain M, Shah M. 2009.** Estrus synchronization with medroxyprogesterone acetate impregnated sponges in goats (*Capra hircus*). *Pakistan Veterinary Journal* 29 (1): 16 – 18.
116. **Knights M, Singh D. 2016.** Use of controlled internal drug releasing (CIDR) devices to control reproduction in goats: A review. *Animal Science Journal* 87 (9): 1084 – 1089.
117. **Koeslag J, Den Hertog G, Blauw H. 2015.** Goat keeping: Useful management practices for smallholders. 5th ed. Netherlands: Agromisa Foundation and Technical Centre for Agriculture and Rural Cooperation (CTA). 98 p.
118. **Köning H, Liebich H. 2011.** Glándulas endocrinas (*Glandulae endocrinae*). En: Köning H, Liebich H, eds. *Anatomía de los animales domésticos*, Tomo II. 2^a ed. Buenos Aires: Médica Panamericana. p 277 – 286.
119. **Kulaksiz R, Daşkin A. 2012.** Reproductive performance of primiparous and multiparous Saanen goats after laparoscopic intrauterine insemination: a field study. *Turkish Journal of Veterinary and Animal Sciences* 36 (2): 201 – 2014.
120. **Laguna S. 1991.** El ganado español, un descubrimiento para América. Madrid: Ministerio de Agricultura. 237 p.
121. **Laureano R. 2011.** Composición de la leche de cabra y su efecto sobre el rendimiento en la producción de queso fresco. Tesis de Ingeniero Zootecnista. Lima: Universidad Agraria La Molina. 82 p.

- 122. Leboeuf B, Forgerit Y, Bernelas D, Pougard J, Senty E, Driancourt M. 2003.** Efficacy of two types of vaginal sponges to control onset of oestrus, time of preovulatory LH peak and kidding rate in goats inseminated with variable numbers of spermatozoa. *Theriogenology* 60: 1371 – 1378.
- 123. Lents C, Heridorn N, Barb C, Ford J. 2008.** Central and peripheral administration of kisspeptin activates gonadotropin but not somatotropin secretion in prepubertal gilts. *Reproduction* 135: 879 – 887.
- 124. Lewis G. 2003.** Steroidal regulation of uterine resistance to bacterial infection in livestock. *Reproductive Biology and Endocrinology* 1: 117 – 124.
- 125. Lincoln G, Hazlerigg D. 2011.** Mammalian circannual pacemakers. En: Lucy M, Pate J, Smith M, Spencer T, eds. *Reproduction in domestic ruminants VII*. Nottingham: Nottingham University Press. p 171 – 186.
- 126. Lopes J, Rondina D, Simplicio A, Freitas V. 2001.** Estrous behaviour and performance *in vivo* of Saanen goats raised in Northeast of Brasil. *Livestock Research for Rural Development* 13: 41 – 50.
- 127. López G. 2005.** Anatomía y fisiología reproductiva en ovinos y caprinos. En: Dickson L, Muñoz G, eds. *Manual de Producción de caprinos y ovinos*. Barquisimeto: Instituto Nacional de Innovación Agraria (INIA). p 221 – 234.
- 128. López H. 2006.** Evaluación de dos sincronizadores del celo en cabras primaras. Tesis de Ingeniero Agrónomo Zootecnista. Coahuila: Univ. Autónoma Agraria Antonio Garro. 42 p.
- 129. López S, González B, Carrizosa J, Urrutia B, Díaz D, Santiago J, Gómez A. 2007.** New estrus synchronization and artificial insemination protocol for goats based on male exposure, progesterone and cloprostenol during the non-breeding season. *Theriogenology* 68: 1081 – 1087.
- 130. Luna J, Fernández I, Glez H, Delgadillo J. 2008.** Parity of female goats does not influence their estrous and ovulatory responses to the male effect. *Animal Reproduction Science* 106: 352 – 360.
- 131. Luridiana S, Mura M, Daga C, Cosso G, Bodano S, Farci F, Zidda F, Carcangiu V. 2016.** Influences of melatonin treatment, melatonin receptor 1A (MTNR1A) and

kisspeptin (KiSS-1) gene polymorphisms on first conception in Sarda ewe lambs. *Reproduction, Fertility and Development* 28: 750 – 756.

132. **Maffili V, Torres C, Fonseca J. 2005.** Sincronização de estro em cabras da raça Saanen com esponja intravaginal e CIDR-G. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia* 57 (5): 591 – 598.
133. **Maia A, Brandão F, Souza J, Balaro M, Oliveira M, Facó O, Fonseca J. 2017.** Reproductive parameters of dairy goats after receiving two does of d-cloprostenol at different intervals. *Animal Research Science* 181: 16 – 23.
134. **Majeed AF, Al-Rawi HM, Al-Kubaisi SM, Al-Jumaily TM. 2012.** Vaginal bacteria flora concurred with vaginal sponges in black Iraqi goats. *Iraqi Journal of Veterinary Sciences* 26 (4): 123 – 124.
135. **Malpaux B, Viguié C, Skinner D, Thiéry J, Chemineau P. 1997.** Control of the circannual rhythm of reproduction by melatonin in the ewe. *Brain Research Bulletin* 44: 431 – 438.
136. **Manes J, Fiorentino M, Kaizer G, Hozbor F, Alberio R, Sanchez E, Paolicchi F. 2010.** Changes in the aerobic vaginal flora after treatment with different intravaginal devices in ewes. *Small Ruminant Research* 94: 201 – 2014.
137. **Manes J, Fiorentino M, Hozbor F, Paolicchi F, Alberio R, Ungerfeld R. 2013.** Changes in the aerobic vaginal bacteria load and antimicrobial susceptibility after different oestrous synchronization treatments in goats. *Animal Production Science* 53: 555 – 559.
138. **Manes J, Ungerfeld R. 2015a.** Sincronización de celos en ovejas y cabras con dispositivos intravaginales liberadores de progestágenos: alteraciones en ambiente vaginal y su relación con la fertilidad. *Rev. Bras. Reprod. Anim.* 39 (01): 104 – 108.
139. **Manes J, Campero C, Hozbor F, Alberio R, Ungerfeld R. 2015b.** Vaginal histological changes after using intravaginal sponges for oestrus synchronization in anoestrous ewes. *Reproduction in Domestic Animals* 50: 270 – 274.
140. **Martemucci G, D'Alessandro A. 2011.** Induction/synchronization of oestrus and ovulation in dairy goats with different short term treatments and fixed time intrauterine or exocervical insemination system. *Animal Reproduction Science* 146: 170 – 175.

141. **Martínez A, Hernández C, González P, Perea M, Valencia J. 2007.** Serum LH peak and ovulation following synchronized estrus in goats. *Small Ruminant Research* 69: 124 – 128.
142. **Martínez A, Hernández H, Flores J, Duarte G, Fitz R, Fernández I, Bedos M, Chemineau P, Keller M, Delgadillo J, Vielma J. 2014.** Importance of intense male sexual behavior for inducing the preovulatory LH surge and ovulation in seasonally anovulatory female goats. *Theriogenology* 82: 1028 – 1035.
143. **Matsuyama S, Ohkura S, Mogi K, Wakabayashi Y, Mori Y, Tsukamura H, Maeda K, Ichikawa M, Okamura H. 2011.** Morphological evidence for direct interaction between kisspeptin and gonadotropin-releasing hormone neurons at the median eminence of the male goat: an immunoelectron microscopic study. *Neuroendocrinology* 94: 323 – 332.
144. **Matthews J. 2016.** Diseases of the goat. 4th ed. UK: Wiley Blackwell. 411 p.
145. **Maurel M, Roy F, Hervé V, Bertin J, Vaiman D, Cribiu E, Manfredi E, Bouvier F, Lantier I, Boue P, Guillou F. 2003.** Immune response to equine Chorionic Gonadotropin used for the induction of ovulation in goats and ewes. *Gynécologie Obstétrique & Fertilité* 31: 766 – 769.
146. **Menchaca A, Rubianes E. 2001.** Effect of high progesterone concentrations during the early luteal phase on the length of the ovulatory cycle of goats. *Animal Reproduction Science* 68: 69 – 76.
147. **Menchaca A, Rubianes E. 2002.** Relation between progesterone concentrations during the early luteal phase and follicular dynamics in goats. *Theriogenology* 57: 1411 – 1419.
148. **Menchaca A, Rubianes E. 2004.** New treatments associated with timed artificial insemination in small ruminants. *Reproduction, Fertility and Development* 16 (4): 403 – 413.
149. **Menchaca A, Rubianes E. 2007.** Pregnancy rate obtained with short-term protocol for timed artificial insemination in goats. *Reproduction in Domestic Animals* 42: 590 – 593.
150. **Menchaca A, Miller V, Salveraglio V. 2007.** Endocrine, luteal and follicular responses after the use of the short-term protocol to synchronize ovulation in goats. *Animal Reproduction Science* 102: 76 – 87.

151. **Menchaca A, Ungerfeld R. 2017.** Reproductive strategies for goat production and adverse environments. En: Simões J, Gutiérrez C, eds. Sustainable goat production in adverse environments: Volume I – Welfare, Health and Breeding. Suiza: Springer. p 73 – 78.
152. **Meza C, Castañeda V, Chávez J. 2001.** Análisis ultrasonográfico transrectal de la actividad ovárica en cabras. Revista Chapingo Serie Zonas Aridas: 84 – 89.
153. **[MINAGRI] Ministerio de Agricultura y Riego. 2017.** Anuario estadístico de la producción agrícola y ganadera 2016. Lima: Sistema Integrado de Estadística Agraria. 134 p.
154. **Mogedas M. 2016.** Sincronización de la ovulación y el ciclo inducido por el efecto “macho” mediante la administración de progesterona por vía intravaginal en cabras en periodo de anestro estacional. Tesis doctoral. Madrid: Universidad Complutense de Madrid. 173 p.
155. **Morello H, Chemineau. 2004.** Características anatómicas y funcionales del sistema reproductor de la hembra. En: Aisen E, ed. Reproducción ovina y caprina. Buenos Aires: Inter-Médica. p 11 – 23.
156. **Mori G. 2002.** Evaluación del ganado caprino criollo-mejorado bajo dos sistemas de crianza en la cuenca media del río Chillón. Tesis de Ingeniero Zootecnista. Lima: Universidad Nacional Agraria La Molina. 78 p
157. **Motlomelo K, Greyling J, Schwalbach L. 2002.** Synchronization of oestrus in goats: The use of different progestagen treatments. Small Ruminant Research 45: 45 – 49.
158. **Nabors B, Linford R. 2015.** Anatomy of the reproductive system of the cow. En: Hopper RM, ed. Bovine Reproduction. United States of America (USA): Wiley Blackwell. p 191 – 192.
159. **Niswender GD, Juengel JL, Silva PJ, Rollyson MK, McIntush EW. 2000.** Mechanisms controlling the function and life span of the corpus luteum. Physiological Reviews 80 (1): 1 – 19.
160. **Noakes D. 2009.** Endogenous and exogenous control of ovarian cyclicity. En: Noakes D, Parkinson T, England G. Veterinary reproduction and obstetrics. 9th ed. United Kingdom (UK): Saunders. p 3 – 60.

161. **Noakes D, Parkinson T, England G. 2001.** Arthur's Veterinary reproduction and obstetrics. 8th ed. United Kingdom (UK): Saunders. 868 p.
162. **Nogueira D, Lopes J, De Peixoto R, Rodrigues M, Do Monte A. 2011.** Using the same CIDR up to three times for estrus synchronization and artificial insemination in dairy goats. *Acta Scientiarum Animal Sciences* 33: 321 – 325.
163. **Nogueira D, Cavalieri J, Fitzpatrick L, Gummow B, Blache D, Parker A. 2016.** Effect of hormonal synchronization and/or short-term supplementation with maize on follicular dynamics and hormone profiles in goats during the non-breeding season. *Animal Reproduction Science* 171: 87 – 97.
164. **Nolte E. 2008.** Producción caprina en el Perú del Siglo XXI. Lima: Asociación de Apoyo a la Producción Caprina del Perú (PROCABRA). 70 p.
165. **Nooruldeen YK, Yaseen MR, Mohammad YM. 2014.** Effect of long and short-term progestagen treatments combined with PMSG and PGF2 α on estrus synchronization in Iraqi goats during breeding season. *Kufa Journal for Veterinary Medical Sciences* 5 (2): 296 – 305.
166. **Nunes A, Moreira V, Ferreira J, Almeida C, Carvalho F, Zandonadi B. 2010.** Luteal dynamics in goats: morphological and endocrine features. *Revista Brasileira de Zootecnia* 39 (9): 1937 – 1942.
167. **Okamura H, Yamamura T, Wakabayashi Y. 2013.** Kisspeptin as master player in the central control of reproduction in mammals: An overview of kisspeptin research in domestic animals. *Animal Science Journal* 84: 369 – 381.
168. **Padmawati M, Sarmah B, Chakravarty P, Biswas R, Sarmah B, Deka B. 2012.** Reproductive performances in goat following synchronization of oestrus with progesterone impregnated vaginal sponge and gonadotropin. *Indian Journal Animal Research* 46 (3): 258 – 262.
169. **Páramo R. 2008.** Morfofisiología de los órganos genitales del macho y de la hembra. En: Galina C, Valencia J, eds. *Reproducción de animales domésticos* 3^a ed. México: Limusa. p 34 – 42.
170. **Pearce D, Robinson T. 1985.** Plasma progesterone concentrations, ovarian and endocrinological responses and sperm transport in ewes with synchronized oestrus. *Journal Reproduction and Fertility* 75 (1): 49 – 62.

171. **Penna B, Libonati H, Director A, Sarzedas A, Martins G, Brandão F, Fonseca J, Lilienbaum W. 2013.** Progestin-impregnated intravaginal sponges for estrus induction and synchronization influences on goats vaginal flora and antimicrobial susceptibility. *Animal Reproduction Science* 142: 71 – 74.
172. **Ponce J, Velásquez H, Duarte G, Bedos M, Hernández H, Keller M, Chemineau P, Delgadillo J. 2014.** Reducing exposure to long days from 75 to 30 days of extra-light treatment does not decrease the capacity of male goats to stimulate ovulatory activity in seasonally anovulatory females. *Domestic Animal Endocrinology* 48: 119 – 125.
173. **Ptaszynska M. 2007.** Fisiología de la reproducción en los animales mamíferos. En: Ptaszynska M, ed. *Compendium de reproducción animal*. 9ª ed. Uruguay: Intervet. p 1 – 14.
174. **Quinteros U. 2003.** Inducción de celo fuera de temporada mediante dos protocolos de manejo de luz en caprinos. Tesis de Médico Veterinario. Santiago: Universidad de Chile. 50 p.
175. **Rahman A, Abdullah R, Wan-Khadajah. 2008.** Estrus synchronization and superovulation in goats: A review. *Journal of Biological Sciences* 8 (7): 1129 – 1137.
176. **Raja-Khalif R, Rahman M, Wan-Khadajah W, Abdullah R. 2014.** Pregnancy diagnosis in goats by using two different ultrasound probes. *The Journal of Animal & Plant Science* 24 (4): 1026 – 1031.
177. **Requena F. 2010.** Efecto de diferentes protocolos de sincronización de estros sobre la eficiencia reproductiva en caprino lechero. Tesis de Máster en zootecnia y gestión sostenible: Ganadería ecológica e integrada. Córdoba: Universidad de Córdoba. 13 p.
178. **Rekik M, Ben Othmane H, Lassoued N, Sakly C. 2014.** Efficiency of oestrus synchronization by GnRH, prostaglandins and social-sexual cues in the North African Maure goats. *Reproduction in Domestic Animals* 49: 499 – 504.
179. **Riaz H, Sattar A, Arshad M, Ahmad N. 2012.** Effect of synchronization protocols and GnRH treatment on the reproductive performance in goats. *Small Ruminant Research* 104: 151- 155.
180. **Rivera W. 2012.** Estudio de la eficacia de dos protocolos en la sincronización del celo de cabras del Bosque Seco Tropical de la provincia de Loja, a base de combinación de

Progestágenos con Estradiol y en asociación con Gonadotropinas Coriónica. Tesis de Médico Veterinario Zootecnista. Loja: Universidad Nacional de Loja. 91 p.

181. **Robinson T. 1965.** Use of progestagen-impregnated sponges inserted intravaginally or subcutaneously for control of oestrus cycle in sheep. *Nature* 206: 39 – 41.
182. **Rodríguez F. 2013.** Respuesta al estro y población folicular de cabras suplementadas con propionato de calcio en la estación reproductiva. Tesis de Ingeniero Agrónomo Zootecnista. San Luis Potosí: Universidad Autónoma de San Luis Potosí. 40 p.
183. **Romano J. 2004.** Synchronization of estrus using CIDR, FGA or MAP intravaginal pessaries during the breeding season in Nubian goats. *Small Ruminant Research* 55: 15 – 19.
184. **Romano J, Alkar A, Amstalden M. 2016.** Effect of copulation on estrus duration and ovulation time in goats. *Theriogenology* 85: 330 – 334.
185. **Romano J, Alkar A, Amstalden M. 2017.** Onset of luteolytic action of exogenous prostaglandin F-2 α during estrous cycle in goats. *Theriogenology* 92: 45 – 50.
186. **Romero O, Meneses R. 2001.** Cruzamientos de cabras criollas con machos Cashmere: una alternativa viable para los sistemas caprinos de la IV y IX Región de Chile. En: Memorias de la XXVI Reunión Anual de la Sociedad Chilena de Producción Animal. p 484 – 485.
187. **Rosmina Y, Jainudeen M, Nihayah M. 1992.** Superovulation and egg recovery in goats in the tropics. *Veterinary Record* 130: 97 – 99.
188. **Rubianes E, Menchaca A. 2003.** The pattern and manipulation of ovarian follicular growth in goats. *Animal Reproduction Science* 78: 271 – 287.
189. **Salomon S, Maxwell W. 2000.** Storage of ram semen. *Animal Reproduction Science* 62: 77 – 111.
190. **Sánchez J, Neira M, Villanueva E. 2013.** Experiencia de manejo reproductivo en cabras criollas estabuladas en Locumba, Tacna. *Spermova* 3 (1): 73-74.
191. **Sandoval R, Ruiz L, Olivera K, Villanueva R, Santiani A. 2013.** Evaluación reproductiva de cabras sincronizadas con dos protocolos empleando progestágenos intravaginales. *Spermova* 3 (1): 101 – 102.

192. **Senger P. 2012.** Pathways to pregnancy and parturition. 3th ed. United States of America (USA): Current Conceptions. 381 p.
193. **Sen U, Onder H. 2016.** The effect of estrus synchronization programmes on parturition time and some reproductive characteristics of Saanen goats. *Journal of Applied Animal Research* 44 (1): 376 – 379.
194. **Serin I, Serin G, Yilmaz M, Kiral F, Ceylan A. 2010.** The effects of body weight, body condition score, age, lactation, serum tryglyceride, colesterol and paraoxanase levels on pregnancy rate of Saanen goats in breeding season. *Journal of Animal and Veterinary Advances* 9 (13): 1848 – 1851.
195. **Sifuentes L. 2016.** Respuesta ovulatoria y tasa de gestación en cabras tratadas con progesterona antes de exponerlas a machos fotoestimulados. Tesis de Médico Veterinario Zootecnista. Coahuila: Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. 33 p.
196. **Silva J, Price C. 2000.** Effect of follicle-stimulating hormone on steroid secretion and messenger ribonucleic acids encoding cytochromes P450 aromatase and cholesterol side-chain cleavage in bovine granulosa cells in vitro. *Biology Reproduction* 62: 186 – 191.
197. **Simões J, Baril G, Almeida C, Azevedo J, Fontes P, Mascarenhas R. 2008.** Time of ovulation in nulliparous and multiparous goats. *The Animal Consortium* 2: 761 – 768.
198. **Simões J. 2015.** Recent advances in synchronization of ovulation in goats, out of season, for a more sustainable production. *Asian Pacific Journal of Reproduction* 4 (2): 157 – 165.
199. **Simões J. 2016.** Synchronization of ovulation in goats using prostaglandin F2 α based protocols during the breeding season. *Journal of Coastal Life Medicine* 4 (3): 240 – 243.
200. **Smith JT, Rao A, Pereira A, Caraty A, Millar R, Clarke I. 2008.** Kisspeptin is present in ovine hypophysial portalblood but does not increase during the preovulatory luteinizing hormone surge: evidence that gonadotropes are not direct targets of kisspeptin in vivo. *Endocrinology* 149: 1951 – 1959.
201. **Smith JT, Li Q, Yap K, Shahab M, Roseweir A, Millar R, Clarke I. 2011.** Kisspeptin is essential for the full preovulatory LH surge and stimulates GnRH release from the isolated ovine median eminence. *Endocrinology* 152: 1001 – 1012.
202. **Smith MC, Sherman DM. 2009.** Goat medicine. 2th ed. Iowa: Wiley-Blackwell. 871 p.

203. **Sogorescu E, Zamfirescu S, Anghel A, Nadolu D, Rosoiu N. 2012.** Seasonal variations of progesterone level and characteristics of breeding season and anoestrus periodo on Carpathian goats. *Journal of Animal and Veterinary Advances* 11 (9): 1472 – 1477.
204. **Sönmez M, Bozkurt T, Türk G, Gür S, Kizil M, Yüce A. 2009.** The effect of vitamin E treatment during preovulatory period on reproductive performance of goats following estrous synchronization using intravaginal sponges. *Animal Reproductive Science* 114: 183 – 192.
205. **Souza J, Torres C, Maia A, Brandão F, Bruschi J, Viana J. 2011.** Autoclaved, previously used intravaginal progesterone decives induces estrus and ovulation in anestrus Toggenburg goats. *Animal Reproduction Science* 129: 50 – 55.
206. **Squires E. 2003.** Applied animal endocrinology. London: Centre for Agricultural Bioscience International (CABI) Publising. 234 p.
207. **Stewart J, Shipley C. 2014.** Management and Nutrition. En: Aiello S, Moses M, eds. The Merck Veterinary Manual. 11th ed. Great Britain: Elsevier Health Sciences. p 2061 – 2388.
208. **Suárez G, Zunino, P, Carol H, Ungerfeld R. 2006.** Changes in the aerobic vaginal bacterial mucous load and assessment of the susceptibility to antibiotics after treatment with intravaginal sponges in anestrus ewes. *Small Ruminant Research* 63: 39 – 43.
209. **Suganuma Ch, Kuroiwa T, Tanaka T, Kamomae H. 2007.** Changes in the ovarian dynamics and endocrine prolifes in goats treated with a progesterone antagonist during the early luteal phase of the estrous cycle. *Animal Reproduction Science* 101: 285 – 294.
210. **Vázquez J, Rojo R, Salem A, López D, Tinoco J, González A, Pescador N, Domínguez I. 2011.** Trace elements in sheep and goat reproduction. *Tropical and Subtropical Agroecosystems* 14: 1 – 13.
211. **Velarde C. 2006.** Cátedra de reproducción y genética en ovinos y caprinos: sincronización de celo. Tesis de Médico veterinario zootecnista. Cuautitlán Izcalli: Universidad Nacional Autónoma de México. 38 p.
212. **Véliz F, Vélez L, Flores J, Duarte G, Poindron P, Malpoux B, Delgadillo J. 2004.** La presencia del macho en un grupo de cabras anéstricas no impide su respuesta estral a la introducción de un nuevo macho. *Veterinaria México* 35 (3): 169 – 178.

- 213. Viana A, Flores M, Pinto E, Salles I, Ramos D, Alencar A. 2016.** Male effect: sustainability and effectiveness in inducing estrus in goats. *Journal of Veterinary Andrology* 1 (1): 13 – 23.
- 214. Vilariño M, Rubianes E, Menchaca A. 2011.** Re-use of intravaginal progesterone decives associated with the short-term protocol for timed artificial insemination in goats. *Theriogenology* 75: 1195 – 1200.
- 215. Vilariño M. 2012.** Respuesta ovárica y fertilidad obtenida con diferentes concentraciones séricas de progesterona inducidas con la reutilización de dispositivos intravaginales en cabras y ovejas. Tesis de Maestría en reproducción animal. Montevideo: Universidad de la República. 37 p.
- 216. Villanueva E. 2008.** Los sistemas de producción de caprinos de leche en el Perú: situación actual y perspectivas. Tesina de Médico Veterinario. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos. 151 p.
- 217. Viñoles C, Meikle A, Forsberg M, Rubianes E. 1999.** The effect of subluteal levels of exogenous progesterone on follicular dynamics and endocrine patterns during the early luteal phase of the ewe. *Theriogenology* 51: 1351 – 1361.
- 218. Wakabayashi Y, Yamamura T, Sakamoto K, Mori Y, Okamura H. 2013.** Electrophysiological and morphological evidence for synchronized GnRH pulse generator activity among kisspeptin/neurokinin B/dynorphin A (KNDy) neurons in goats. *The Journal of Reproduction and Development* 59: 40 – 48.
- 219. Welch R, Andrews W, Barnes D, Bremmer K, Harvey T. 1984.** CIDR dispensers for oestrus and ovulation control in sheep. En: X International Congress on Animal Production and Artificial Insemination, Volumen 3. Illinois: University of Urbana Champaign. p 354.
- 220. Whitley N, Jackson D. 2004.** An update on estrus synchronization in goats: a minor species. *Journal of Animal Science* 82: 270 – 276.
- 221. Wildeus S. 2000.** Current concepts in synchronization of estrus: sheep and goats. *Journal Animal Science* 77: 1 – 14.
- 222. Yu K, Deng S, Sun T, Li Y, Liu Y. 2018.** Melatonin regulates the synthesis of steroid hormones on male reproduction. *Molecules* 23: 447.

- 223. Zarazaga L, Guzmán J, Domínguez C, Pérez M, Prieto R. 2005.** Effect of plane of nutrition on seasonality of reproduction in Spanish Payoya goats. *Animal Reproduction Science* 87: 253 – 267.
- 224. Zarazaga L, Celi I, Guzmán J, Malpoux B. 2012.** Enhancement of the male effect on reproductive performance in female Mediterranean goats with long day and/or melatonin treatment. *The Veterinary Journal* 192: 441 – 444.
- 225. Zarazaga L, Gatica M, Gallego M, Celi I, Guzmán J. 2014.** The timing of oestrus, the preovulatory LH surge and ovulation in Blanca Andaluza goats synchronised by intravaginal progestagen sponge treatments is modified by season but not by body condition score. *Animal Reproduction Science* 146: 170 – 175.
- 226. Zarazaga L, Gatica M, Gallego M, Guzmán J. 2018.** When using photostimulated bucks to induce the male effect in female goats living at Mediterranean latitudes, a male: female ratio of 1: 20 is optimum. *Journal of Applied Animal Research* 46 (1): 883 – 887.
- 227. Zarco L. 2008.** Endocrinología de la reproducción. En: Galina C, Valencia J, eds. *Reproducción de animales domésticos* 3ª ed. México: Limusa. p 59 – 83.

IX.- ANEXOS

Anexo 1.- Desarrollo de la fórmula para comparar dos proporciones independientes

$$n = \frac{\left[Z_{\alpha/2} * \sqrt{2P(1-P)} + Z_{1-\beta} * \sqrt{P_1(1-P_1) + P_2(1-P_2)} \right]^2}{(P_1 - P_2)^2}$$

$$n = \frac{\left[1.65 * \sqrt{2 * 0.906(1 - 0.906)} + 0.85 * \sqrt{0.812(1 - 0.812) + 1(1 - 1)} \right]^2}{(0.812 - 1)^2}$$

$$n = \frac{\left[1.65 * \sqrt{2 * 0.906 * 0.094} + 0.85 * \sqrt{0.812(0.188) + 1(0)} \right]^2}{(-0.188)^2}$$

$$n = \frac{\left[1.65 * \sqrt{0.1703} + 0.85 * \sqrt{0.1526 + 0} \right]^2}{0.0353}$$

$$n = \frac{[1.65 * 0.4127 + 0.85 * 0.3906]^2}{0.0353}$$

$$n = \frac{[0.6809 + 0.3320]^2}{0.0353}$$

$$n = \frac{[1.0129]^2}{0.0353}$$

$$n = \frac{1.0259}{0.0353}$$

$$n = 29.062$$

Según la fórmula, puede observarse que son necesarias 29.062 (30) cabras en cada grupo de trabajo durante las dos épocas reproductivas; siendo así que el tamaño total mínimo de para el presente estudio es de 60 cabras.

Anexo 2. Desarrollo del análisis estadístico.

PRESENTACIÓN DE CELO

Ho: No influye la temporada reproductiva

H1: Si influye la temporada reproductiva

- **Nivel de significancia** (Margen de error) = 0.05 p = 0.95

- **Grado de libertad:**

$$V = (n^\circ \text{ filas} - 1) (n^\circ \text{ columnas} - 1)$$

$$V = (2 - 1) (2 - 1)$$

$$V = 1$$

- **Chi – cuadrado de tabla (x^2)**

$$x^2 \text{ tabla} = 3.841$$

- **Frecuencia teórica:**

Primera época reproductiva

Para 26:

$$\frac{55 \times 30}{60} = 27.5$$

Para 4:

$$\frac{5 \times 30}{60} = 2.5$$

Segunda época reproductiva

Para 29:

$$\frac{55 \times 30}{60} = 27.5$$

Para 1:

$$\frac{1 \times 30}{60} = 0.5$$

- **Chi – cuadrado:** sumatoria x^2 calculado

Primera época reproductiva

Para 26:

$$\frac{(26 - 27.5)^2}{27.5} = 0.082$$

Para 4:

$$\frac{(4 - 2.5)^2}{2.5} = 0.9$$

Segunda época reproductiva

Para 29:

$$\frac{(29 - 27.5)^2}{27.5} = 0.082$$

Para 1:

$$\frac{(1 - 0.5)^2}{0.5} = 0.5$$

$$x^2 \text{ calculado} = 1.564$$

x^2 calculado < x^2 tabla

Se acepta la Ho

Ho: No influye la temporada reproductiva

CONCEPCIÓN

Ho: No influye la temporada reproductiva

H1: Si influye la temporada reproductiva

- **Nivel de significancia** (Margen de error) = 0.05 $p = 0.95$

- **Grado de libertad:**

$$V = (n^\circ \text{ filas} - 1) (n^\circ \text{ columnas} - 1)$$

$$V = (2 - 1) (2 - 1)$$

$$V = 1$$

- **Chi – cuadrado de tabla (x^2)**

$$x^2 \text{ tabla} = 3.841$$

- **Frecuencia teórica:**

Primera época reproductiva

Para 23:

$$\frac{41 \times 26}{55} = 19.38$$

Para 3:

$$\frac{14 \times 26}{55} = 6.62$$

Segunda época reproductiva

Para 18:

$$\frac{41 \times 29}{55} = 21.62$$

Para 11:

$$\frac{14 \times 29}{55} = 7.38$$

- **Chi – cuadrado:** sumatoria x^2 calculado

Primera época reproductiva

Para 23:

$$\frac{(23 - 19.38)^2}{19.38} = 0.675$$

Para 3:

$$\frac{(3 - 6.62)^2}{6.62} = 1.978$$

Segunda época reproductiva

Para 18:

$$\frac{(18 - 21.62)^2}{21.62} = 0.605$$

Para 11:

$$\frac{(11 - 7.38)^2}{7.38} = 1.773$$

$$x^2 \text{ calculado} = 5.031$$

x^2 calculado > x^2 tabla

Se rechaza la Ho

H1: Si influye la temporada reproductiva