

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO - PUNO
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA



Evaluación de diferentes dosis de estradiol sobre el nuevo desarrollo folicular y tasa de gestación en vacas *Brown Swiss* sincronizadas

TESIS

PRESENTADA POR:

Bach. HIDRIES ASTRED VILCA JARA

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

MÉDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA

PUNO – PERÚ

2017

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO PUNO
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA
ESCUELA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

TESIS

Evaluación de diferentes dosis de estradiol sobre el nuevo desarrollo folicular y tasa de gestación en vacas *Brown swiss* sincronizadas

PRESENTADA POR:

Bach: VILCA JARA, Hidries Astred

PARA OPTAR EL TITULO PROFESIONAL DE:
MEDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA



APROBADA POR:

PRESIDENTE:

.....
Dr. Manuel Guido Pérez Durand

PRIMER MIEMBRO:

.....
MVZ. Ciriaco Teodoro Zuñiga Zuñiga

SEGUNDO MIEMBRO:

.....
Ing. Alfredo Durand Zúñiga

DIRECTOR:

.....
Dr. Natalio Luque Mamani

ASESOR:

.....
Mg. Sc. Uri Harold Pérez Guerra

ASESOR:

.....
MVZ. Eloy Amador Condori Chuchi

Área : Reproducción animal

Tema : Inseminación Artificial

DEDICATORIA

Dios, por darme la oportunidad de vivir y por estar conmigo en cada paso que doy, por fortalecer mi corazón e iluminar mi mente y por haber puesto en mi camino a aquellas personas que han sido mi soporte y compañía.

*Con todo cariño y amor para las personas que hicieron todo en la vida para que yo pudiera lograr mis sueños, **a mis padres** Alberto y María Feliciano, Por haberme apoyado en todo momento, por sus consejos, sus valores, por la motivación constante que me ha permitido ser una persona de bien, Pero más que nada, por su amor inmenso.*

A mis maestros que, en este andar por la vida, influyeron con sus lecciones y experiencias en formarme como una persona de bien y preparada para los retos que pone la vida.

A mis compañeros y amigos quienes sin esperar nada a cambio compartieron su conocimiento, alegrías y tristezas y a todas aquellas personas que durante estos años estuvieron a mi lado apoyándome y lograron que este sueño se haya realidad.

Gracias a todos...

Hidries Astred Vilca Jara

AGRADECIMIENTOS

- ✓ *A la Universidad Nacional del Altiplano y a los docentes Universitarios de la facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, por haberme brindado conocimientos en mi formación profesional.*
- ✓ *Al ing. José Antonio Orellana, Administrador de la Granja Don Bosco de la prelatura de Ayaviri, por su apoyo y colaboración en la ejecución del presente trabajo de investigación*
- ✓ *Mg. Sc. Uri Harold Pérez Guerra y MVZ. Eloy Chuchi, por su dirección y colaboración en la ejecución del presente trabajo*
- ✓ *A mi equipo de investigación por el apoyo incondicional brindado durante todo el proceso, un agradecimiento especial al jefe del programa vacunos de la granja don Bosco.*
- ✓ *A mis maestros que, en este andar por la vida, influyeron con sus lecciones y experiencias en formarme como una persona de bien y preparada para los retos que pone la vida, a todos y cada uno de ellos les dedico cada una de estas páginas.*
- ✓ *A todas las personas y amigos que directa o indirectamente han colaborado en el presente trabajo de investigación.*

Hidries Astred Vilca Jara

ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE DE FIGURAS	8
ÍNDICE DE TABLAS	9
ÍNDICE DE ACRÓNIMOS	10
RESUMEN	11
ABSTRACT	12
I. INTRODUCCIÓN	13
II. REVISIÓN DE LITERATURA	15
2.1. Fisiología del ciclo estral	15
2.2. Cambios endocrinos durante el ciclo estral	15
2.3. Ciclo estral.....	16
2.3.1. Fase folicular o estrogénica	16
2.3.2. Fase lútea o progestacional	20
2.4. Ovulación	21
2.5. Estructuras funcionales del ovario.....	22
2.5.1. Características del folículo	22
2.5.2. Características del cuerpo lúteo.....	23
2.6. Foliculogénesis.....	24
2.7. Dinámica folicular	27
2.7.1. Fases del desarrollo de la dinámica folicular en vacas	28
2.8. Atresia	31
2.8.1. Factores que influyen en la atresia	32
2.9. Evaluación ultrasonografía del tracto reproductivo de la vaca	33
2.9.1. Evaluación ultrasonografía del útero	33
2.9.2. Evaluación ultrasonografía del ovario	34
2.10. Control endocrinológico del ciclo estral	35
2.10.1. Hipotálamo	35

2.10.2. La glándula pituitaria o hipófisis	36
2.10.3. Ovario	38
2.10.4. Utero	39
2.11. Endocrinología del desarrollo folicular.....	40
2.12. Sincronización de celos en vacas	41
2.13. Protocolos de sincronización de celo con uso de progesterona, estrógenos y prostaglandinas.....	48
III. MATERIALES Y MÉTODOS	53
3.1. Medio experimental	53
3.1.1. Ubicación	53
3.2. Material experimental.....	53
3.2.1. Animales	53
3.2.2. Manejo y alimentación de los animales.....	54
3.2.3. Instalaciones	55
3.3. Metodología.....	55
3.3.1. Selección de animales	55
3.3.2. Preparación de las vacas	55
3.3.3. Examen ginecológico del ovario.....	56
3.4. Técnica de ecografía ginecológica:	56
3.4.1. Día 0 ultrasonografía presencia de cuerpo lúteo.....	56
3.4.2. Día 02 ultrasonografía de regresión folicular.....	57
3.4.3. Día 08 determinación de diámetro folicular y diámetro folicular preovulatorio (mm) en vacas.....	57
3.4.4. Día 10 determinación de diámetro de cuerno uterino.	58
3.4.5. Determinación de la tasa de preñez en vacas.	58
3.5. Aplicación de dispositivo intravaginal (CIDR ®)	58

3.6.	Aplicación de benzoato de estradiol (BE) prostaglandinas (PGF2 α), GnRH, y eCG.	59
3.7.	Inseminación artificial.	60
3.8.	Procedimiento para la utilización de los protocolos de sincronización	60
3.9.	Diagnóstico de preñez.	62
3.10.	Análisis estadístico.	62
IV.	RESULTADOS Y DISCUSIONES	64
4.1.	Presencia y ausencia de cuerpo lúteo (CL).....	64
4.2.	Diámetro folicular (mm) al inicio de la sincronización hasta el día 02	66
4.3.	Tasa de crecimiento y tasa de regresión folicular al día "02" de la sincronización de celo	67
4.4.	Porcentaje de vacas con regresión folicular	69
4.5.	Diámetro folicular y diámetro folicular preovulatorio (mm) en vacas .	71
4.6.	Diámetro de cuerno uterino	74
4.7.	Tasa de preñez en vacas	75
V.	CONCLUSIONES	79
VI.	RECOMENDACIONES	80
VII.	REFERENCIAS	81
ANEXO	101

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1: Mecanismo de retroalimentación entre el Hipotálamo, Hipófisis, Ovario y Útero	38
Figura 2: Protocolo I modificado de (Ferreira <i>et al.</i> , 2011)	61
Figura 3: Protocolo II modificado de (Ferreira <i>et al.</i> , 2011)	62

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1: Hormonas importantes en la reproducción de la vaca.....	40
Tabla 2: Protocolos de sincronización de celo con uso de progesterona, estrogenos y protaglandinas	52
Tabla 3: Distribución de las vacas por tratamiento	54
Tabla 4: Porcentaje de vacas con y sin cuerpo luteo (CL) en ambos grupos..	64
Tabla 5: Diametro folicular (mm) al inicio de la sincronización hasta el día 02.	66
Tabla 6: Tasa de crecimiento y tasa de regresión folicular al día 02 de la sincronización de celo	68
Tabla 7: Porcentaje de vacas con regresión folicular	69
Tabla 8: Diametro folicular (mm) y diametro folicular preovulatorio (mm) en vacas sincronizadas.....	71
Tabla 9: Diametro (mm) de cuerno uterino en vacas sincronizadasa	74
Tabla 10: Tasa de preñez.....	75

ÍNDICE DE ACRÓNIMOS

IGF-I	Factor Liberador de Insulina tipo I.
GH	Hormona de Crecimiento.
CL	Cuerpo Lúteo.
GnRH	Hormona Liberadora de Gonadotropina.
NEFAs	Ácidos Grasos no Esterificados.
mg	Miligramos.
FSH	Hormona Folículo estimulante.
LH	Hormona luteinizante u hormona luteoestimulante
mm/12 h	Milímetro por 12 horas.
MAX	Máximo.
MIN	Mínimo.
T1	Tratamiento 1.
T2	Tratamiento 2.
BE	Benzoato de Estradiol.
CIDR	Controlled Internal Drug Release.
eCG	Gonadotropina Coriónica Equina
PGF2α	Prostaglandina F2 alfa (PGF2 alfa).
IATF	Inseminación artificial a tiempo fijo.
ADN	Acido desoxirribonucleico.
CE	Ciclo Estral.
mRNA	Ácido ribonucleico mensajero.
P4	Progesterona.
VE	Valerato de estradiol.
ECP	Cipionato de estradiol.
17 β E	17 β Estradiol.
E2	Estrógenos.
UI	Unidades Internacionales.
FPO	Folículo pre Ovulatorio.
°C	Grados Celsius.

RESUMEN

El objetivo fue evaluar diferentes dosis de BE, para observar la regresión de los folículos y tasa de preñez en vacas Brown Swiss; en el experimento se trabajó con 16 vacas multíparas en producción en condiciones ginecológicas y aparente actividad ovárica normal. Se asignaron dos grupos, T1 (n=8) consistió en colocar CIDR por 8 días, más la aplicación de BE de 3mg el día 0, eCG más PGF₂α al momento del retiro del CIDR a los 8 días y 24 horas después GnRH y la IATF se realizó a los 52 horas después de retirado el dispositivo, y el T2 se realizó de la misma forma con la diferencia de dosis de BE, en el cual se aplicó en doble (6mg), el análisis estadístico se realizó a través de la prueba de t (regresión, crecimiento de folículos y tamaño folicular) y Chi cuadrado (tasa de preñez, porcentaje de folículos en regresión). Regresión folicular en el T1: 14.8mm± 5.40 a 9.6mm± 3.13 y en el T2: 16.33mm ± 5.51 a 11.67mm ± 5.51. Con una tasa de regresión de -0.25mm ± 0.64. Y el diámetro de cuerno uterino al inicio de la sincronización fue 25.5mm ± 3.92 y 25.5mm ± 3.78 a 28mm ± 4.44 y 26.75mm ± 3.45, el porcentaje de preñez en el T1 es de 25% y en el T2 es de 50%. En conclusión se demostró que el T2 el protocolo con la dosis de 6mg de BE es más eficiente que el protocolo del T1 de 3mg de BE debido a que la tasa de preñez que presento el T2 es mucho más eficaz.

Palabras clave: Bovinos, Benzoato de Estradiol, eCG, ultrasonografía, IATF.

ABSTRACT

The objective was to evaluate different doses of estradiol benzoate (BE) to observe the regression of follicles and pregnancy rate in cows; In the experiment we worked with 16 multiparous Brown swiss cows in production under gynecological conditions and apparent normal ovarian activity. Two groups were assigned; the first treatment (T1) (n = 8) consisted of placing CIDR for 8 days, plus the application of estradiol benzoate (BE) of 3mg on day 0, eCG plus PGF₂ α at the time of CIDR withdrawal The 8 days and 24 hours after GnRH and the IATF were performed at 52 hours after the device was withdrawn, and the second treatment (T2) was performed in the same manner with the dose difference of estradiol benzoate (BE) applied 6mg, the statistical analysis was performed through the t test (follicle regression and growth, follicular size) and Chi square (pregnancy rate). Follicular regression in the first treatment (T1): 14.8mm \pm 5.40 to 9.6mm \pm 3.13 and in the second treatment (T2): 16.33mm \pm 5.51 to 11.67mm \pm 5.51. With a regression rate of - 0.25mm \pm 0.64. And the diameter of the uterine horn at the beginning of the synchronization was 25.5mm \pm 3.92 and 25.5mm \pm 3.78 to 28mm \pm 4.44 and 26.75mm \pm 3.45, the percentage of pregnancy in the first treatment (T1) is 25% and in the second Treatment (T2) is 50%. In conclusion it was shown that the second treatment (T2) protocol with the dose of 6mg of estradiol benzoate (full dose) is more efficient than the protocol of the first treatment (T1) of 3mg estradiol benzoate (half dose) due to That the pregnancy rate presented by the second treatment (T2) is much more effective.

Key words: Cattle, Estradiol Benzoate (BE), eCG, ultrasonography, IATF

I. INTRODUCCIÓN

En el departamento de puno La mayor parte de la población de ganado vacuno está en manos de pequeños productores. Por consiguiente la ganadería es la principal actividad económica de la población puneña, la crianza de ganado vacuno presenta una importante dinámica de competitividad en términos del mercado nacional, que refleja en su participación en los principales mercados de la costa. (INEI, 2013; Rosemberg, 2002).

En los ganados de producción de leche, influyen algunos parámetros o índices reproductivos, como la baja fertilidad que impide obtener mayores tasas de concepción y por lo tanto mayor eficiencia reproductiva también influye la pobre detección de celos, como celos débiles y celos silenciosos (Stevenson, 1995; Rojas, 2007). La detección ineficiente de los celos en la mayoría de los sistemas de manejo, y por ausencia de un método eficiente de detección de celos, limita también el desempeño reproductivo (Santos, 2007). La baja eficiencia en la detección de los celos, este factor afecta el intervalo reproductivo postparto. Hay reportes que indican que cerca del 50% de los celos pasan desapercibidos por el productor (Butler y Smith, 1989). Stevenson *et al.* (1983) afirman que con un nivel de 70% de detección de celo se puede lograr una adecuada eficiencia reproductiva. Se requiere entrenar al personal, empleando métodos y ayudas adicionales para mejorar la eficiencia de la detección del celo (Sepúlveda, 2001). Para ello se han sugerido métodos de sincronización e inseminación artificial a tiempo fijo que optimicen la detección de celos. En la mayoría de los tratamientos estudiados ha sido orientado hacia la eliminación del efecto del folículo dominante (por métodos físicos u hormonales) y de esta manera permitir el comienzo de una nueva

onda folicular en un determinado periodo de tiempo conocido. La intención principal es tratar de reducir la dosis debido a la creciente presión pública para disminuir al máximo los tratamientos con excesivas cantidades de esteroides sexuales, a pesar que estos esteroides utilizados tienen una vida media corta y no existirían por lo tanto riesgos de traspaso de residuos al humano si se los utiliza en animales de carne o vaquillonas (Cutaia *et al.*, 2001).

La sincronización de celos o estros es una de las técnicas más desarrolladas en la actualidad que nos permite acortar el periodo de servicio y realizar la inseminación artificial sin detección de celos que permita optimizar al productor la eficiencia reproductiva, Por lo mencionado anteriormente y buscando la eficiencia en la detección de celo en vacas de la raza Brown Swiss por consiguiente se propuso el siguiente trabajo en la región de Puno; el cual tiene como objetivo, Evaluar el desarrollo de una nueva onda folicular utilizando diferentes dosis de Benzoato de estradiol (BE) en vacas Brown Swiss sometidas a un protocolo de sincronización sobre la tasa de preñez y comparar las diferentes dosis de benzoato de estradiol (BE) en vacas Brown swiss sobre el desarrollo de la nueva onda folicular.

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1. FISIOLÓGÍA DEL CICLO ESTRAL

Los ovarios son glándulas exocrinas (liberan óvulos) y endócrinas (secretan hormonas), la liberación de óvulos se lleva a cabo mediante procesos en conjunto denominados ovogénesis y la foliculogénesis las cuales forman ovocitos y folículos, respectivamente (Sintex, 2005). Asimismo según este autor, el ovario es un órgano dinámico, que provee un ambiente adecuado para la producción de sustancias como las hormonas, factores intraováricos y liberación de gametos viables, estos últimos son contenidos desde el periodo fetal en los folículos (Johnson, 2003). De la misma manera indica que el ovario además de producir y secretar las hormonas gonadales reproductivas, produce óvulos (Roberts, 1971).

2.2. CAMBIOS ENDOCRINOS DURANTE EL CICLO ESTRAL

- ✓ Caída en la concentración de progesterona plasmática como consecuencia de la luteolisis. Esto remueve el feedback negativo sobre la secreción pulsátil de GnRH/LH
- ✓ Aumento de la frecuencia de pulsos de GnRH/LH
- ✓ La mayor secreción de LH estimula la esteroidogénesis ovárica, particularmente la aromatización de andrógenos a estrógenos lo que conduce a un aumento en los niveles plasmáticos de estradiol.
- ✓ El aumento de estradiol permite una mayor secreción de GnRH/LH que desencadena el alza preovulatoria de LH y por otro lado la expresión del estro.

- ✓ El alza preovulatoria de LH genera cambios a nivel del folículo que permiten el escape del ovocito desde el ovario (Etgen y Reaves, 1985; Hafez, 1996).

2.3. CICLO ESTRAL

El ciclo estral representa un patrón cíclico de actividad ovárica que permite a las hembras ir de un periodo reproductivo de no receptividad a uno de receptividad permitiendo establecer el apareamiento y el subsecuente establecimiento de la gestación (Rivadeneira, 2013). Asimismo este autor define que los acontecimientos que comienzan en un celo y finalizan en el siguiente celo reciben el nombre de ciclo estral (Palma, 2008). Con una duración de 21.7 ± 3.6 días estudio realizado por ultrasonografía en el CIP Chuquibambilla UNA-Puno (Quispe, 2013). Durante el ciclo estral de la vaca ocurren cambios morfológicos, endocrinos y secretorios en ovarios y genitales tubulares, el conocimiento de estos cambios es útil para la detección y sincronización del estro, superovulación e inseminación artificial (Hafez y Hafez, 2000). Teniendo en cuenta las estructuras ováricas del ciclo estral se divide en dos fases: **la fase folicular** (periodo de luteólisis a ovulación del folículo dominante) y **la fase lútea** (periodo de desarrollo y mantenimiento del cuerpo lúteo) (Rathbone *et al.*, 2001).

2.3.1. FASE FOLICULAR O ESTROGÉNICA

Esta fase es un periodo de crecimiento de folículos, que dura desde el día 18 hasta el primer día del siguiente ciclo, que incluye a su vez proestro y estro (Mc. Donald, 1991):

PROESTRO: Dura 3 o 4 días (corresponde al día 17-21 del ciclo), representa aproximadamente el 15%. Comienza con la luteolisis o regresión del cuerpo lúteo (finaliza con el celo), cayendo abruptamente las concentraciones de P4, a las 24-36 horas. Esto sumado a los bajos niveles de E2, estimulándose la secreción de LH que se libera en pulsos de mayor frecuencia y menor amplitud, en menor medida la secreción de FSH, que estimula el desarrollo de un folículo terciario o de Graaf, que secreta cantidades crecientes de E2 en forma de pulsos, las células de la granulosa de los folículos antrales adquieren receptores para LH aumentando mucho la producción de E2, produciéndose un pico de este, 8 horas antes del inicio del celo (Montoya,1981):

Cuando se induce la luteolisis con $\text{PGF2}\alpha$, el folículo dominante solo puede ovular si se encuentra en las etapas de crecimiento o estadios tempranos (3-4 días); si el folículo se encuentra en etapas tardías o ha iniciado la atresia folicular, ovulara el folículo que se seleccione en la onda de crecimiento folicular siguiente (a los 4-6 días).

La luteolisis se producirá cuando el organismo no detecta la presencia de un embrión en el útero. Disminuyen los receptores endometriales para P4 y aumentan para E2, que inducen síntesis para receptores de oxitócina. La oxitócina de la neurohipófisis y el cuerpo lúteo aumenta el número de receptores de PGF2 y la síntesis en endometrio de PGF2 , que

por contracorriente llega al ovario y estimula la síntesis de oxitocina.

Esta $PGF2\alpha$ disminuye el aporte sanguíneo y la irrigación. Provoca vasoconstricción, hipoxia, disminuye el número de receptores para LH, aumenta la formación de radicales superóxidos, disminuye la cantidad de P4 y se produce luteolisis. El efecto luteolítico estaría mediado por un aumento en la concentración de calcio intracelular libre que induce apoptosis (al estimular endonucleasas que fragmentan el ADN, finaliza con el celo (Correa, 1999).

ESTRO.- Durante esta fase, los estrógenos en altas concentraciones alcanzan el umbral de estimulación del centro cíclico hipotalámico, estimulando a las neuronas hipotalámicas a producir el pico de GnRH y en consecuencia el pico de LH (Roberts, 1971). Con respecto a la FSH, disminuye su secreción, consecuencia del feedback negativo estrogénico y de la inhibina, con excepción del momento en que se produce el pico preovulatorio de LH, en que puede aparecer un pico de FSH (Sintex, 2005). Posteriormente, 4 a 12 horas después de la onda de LH, se incrementan la concentración basal y la amplitud de los pulsos de FSH, relacionándose esto con la primera onda de crecimiento folicular (Bath *et al.*, 1982).

Manifestaciones clínicas

Al examen externo, los genitales se observan hiperémicos y edematosos con secreción de mucus transparente, brillante y

filante de origen cervical. La vagina esta congestionada, el cérvix rosado e hiperemico y abierto (facilita el pasaje de la pipeta de inseminación), también es aumentado de tamaño, el cual presenta un tono miometrial característico (Cerna *et al.*, 1995), los cuernos uterinos se encuentran turgentes (Peter y Ball, 1991). La vaca con estro tratara de montar a otras y soportara que la monten. La vulva de la vaca con estro es olfateada por otras, nunca se observa que la vaca con estro olfatee los genitales externos de los demás animales. La vaca puede tener la cola levantada y a menudo hay un filamento largo de mucus claro que cuelga por la vulva o sobre la cola o nalgas (Catellanos *et al.*, 1995).

Manifestaciones fisiológicas

La intensidad de las características del estro de una hembra puede variar de fuerte a débil. Los fuertes se entienden a aquellos que se manifiestan claramente y son fácil reconocibles, los débiles son aquellos que son reconocibles solo por personas capacitadas y que conocen bien a los animales. La temperatura rectal es significativamente mayor que en las vacas que están en diestro, de igual modo el pulso esta aumentado; hay una ligera baja en la producción de leche; el Ph vaginal baja, disminuyendo la resistencia eléctrica de los fluidos de la vagina durante el estro (Cerna *et al.*, 1995; Broers, 1996).

2.3.2. FASE LÚTEA O PROGESTACIONAL

a.- METAESTRO.- El metaestro es el período post estral de 2 a 4 días de duración, en esta fase los niveles de E2 disminuyen, y el cuerpo lúteo comienza a desarrollarse y consecuentemente la secreción de P4 aumenta poco a poco durante este tiempo (Sintex, 2005). En esta fase, aproximadamente el 90% de las vaquillas y el 50% de las vacas tienen una pequeña descarga de sangre de la vagina denominado sangrado meta estral, el cual no se relaciona con la fertilidad y sólo quiere decir que la vaca estuvo en celo hace dos días y, si no se observó el estro, deberá aparecer un celo subsiguiente dentro de 16 días (Bath *et al.* 1982). Hay ciertas características internas que suceden durante esta fase como son: el folículo se rompe y se produce la ovulación, el útero presenta un tono erecto, mientras el endometrio se prepara para recibir el posible embrión, a la vez se estimula el crecimiento inicial del cuerpo lúteo (Roberts, 1971).

b.- DIESTRO.- El diestro es el periodo de reposo sexual, en el cual se produce la lisis del cuerpo lúteo (Roberts, 1971). Es el período de máxima función lútea. El diestro se extiende entre los días 4 y 18 del ciclo, y comienza cuando el cuerpo lúteo secreta concentraciones significativa de progesterona (Duchens y De los Reyes, 2008), asimismo Rojas, (2007) indica que el diestro dura de 12 a 15 días, caracterizado principalmente por la presencia del cuerpo lúteo y la secreción de progesterona es mucho más

que en la fase anterior. Mientras persista el cuerpo lúteo y se mantengan niveles altos de P4 en circulación, no hay manifestación de estro, pero cuando la P4 pasa a ser nuevamente la hormona dominante, favoreciendo el feedback negativo para gonadotrofinas en la fase lútea, los patrones de secreción de LH se modifican nuevamente hacia una baja frecuencia (un pulso cada 4 a 6 horas) pero con pulsos de mayor amplitud (Vatti, 1962).

2.4. OVULACIÓN

La ovulación es el acto de ruptura del folículo maduro y la liberación del ovulo siendo de 12 a 14 horas después de terminado el estro (Etgen y Reaves, 1985). La ovulación ocurre 24 horas después de ser alcanzada la concentración máxima de LH (Hafez, 1996). Asimismo este autor indica que las vacas multíparas inician su ovulación antes que las primíparas, el momento de la ovulación varía según factores internos y externos. En las hembras normalmente, un solo folículo experimenta ovulación en cada ciclo estral. Casi el 10% de los casos llega a ovular dos folículos y muy rara vez tres (Sorensen, 1991). Según este autor menciona que en la vaca solo un folículo ovula cada ciclo estral. Alrededor del 10% de las veces ovulan dos folículos y es raro que ovulen tres. La ovulación ocurre en el ovario derecho alrededor del 60% de las veces; el 40% restante ocurre en el izquierdo. La primera ovulación después del parto se presenta más a menudo en el ovario opuesto al cuerno uterino que antes alojo al feto (Hafez y Hafez, 2000).

2.5. ESTRUCTURAS FUNCIONALES DEL OVARIO

2.5.1. CARACTERÍSTICAS DEL FOLÍCULO

El folículo es suave y redondeado, su superficie mide aproximadamente 1cm de diámetro a la mitad del ciclo y 2-2.5 cm en su desarrollo máximo. El folículo también aparece más grande cuando se desarrolla en el mismo ovario en el que se encuentra el cuerpo amarillo del ciclo previo (Zemjanis, 1974).

Los folículos se desarrollan continuamente bajo la influencia de la hormona folículo estimulante (FSH) producida en la hipófisis, la cual está controlada a su vez por la hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH) producida en el hipotálamo. La actividad de la FSH provoca un fenómeno conocido como ondas foliculares. Una onda folicular es el desarrollo de varios folículos de manera simultánea. En cada onda folicular uno de estos folículos se desarrolla más (folículo dominante) y provoca la regresión de sus compañeros (folículos subordinados), un folículo se hace dominante hacia el tercero o cuarto día cuando alcanza los 8.5 mm de diámetro. Los demás folículos que comenzaron la onda folicular pero no alcanzaron el diámetro de 8.5 mm regresan y experimentan atresia (Iñiguez, 2016).

Tasa de crecimiento folicular.- El crecimiento y maduración folicular representan una sucesión de transformaciones subcelulares y moleculares de diversos componentes del folículo: el oocito, granulosa y teca, rígidas por varios factores intraováricos e intrafoliculares, y señales hormonales que conducen a la

secreción de andrógenos y estrógenos (principalmente estradiol). En el crecimiento folicular intervienen la proliferación y la diferenciación inducidas por hormonas de células de la teca y de la granulosa, lo que finalmente causa un incremento en la capacidad de los folículos de producir estradiol y de reaccionar a las gonadotropinas.

La producción de estradiol determina cual folículo adquirirá los receptores de LH necesarios para la ovulación y la luteinización. Las perturbaciones en la respuesta de la granulosa y teca a las señales gonadotropinicas interrumpen el crecimiento folicular e inicia la atresia (Hafez y Hafez, 2000). Como indica los siguientes autores sobre la tasa folicular (Henaó *et al.*, 2000) menciona que la tasa de crecimiento de los folículos dominantes en vacas Brahmán en clima tropical seco fue de 0.9 ± 0.2 mm/día, (Coutinho *et al.*, 2007) de igual manera en vacas Guzera la tasa de crecimiento para los folículos dominantes de la primera, segunda y tercera ondas foliculares fue de 1.3 ± 0.09 ; 0.8 ± 0.08 y 1.0 ± 0.1 mm/día, respectivamente, (Moreira *et al.*, 2000) esto en vacas Gyr 1.0 ± 0.2 ; 1.0 ± 0.2 y 1.0 ± 0.2 mm/día. Asimismo Comparado con los resultados de Calá *et al.*, (2003).

2.5.2. CARACTERÍSTICAS DEL CUERPO LÚTEO

El cuerpo lúteo totalmente desarrollado mide 2.5 a 3.5 cm de diámetro, duplica el tamaño del ovario además causa una distorsión de la forma del ovario; en ocasiones el cuerpo lúteo está contenido dentro del propio ovario y la distorsión de forma es

muy marcada, la superficie y consistencia del cuerpo lúteo son uniformes en toda su estructura; en un inicio es más suave pero después hay un aumento de su consistencia. Existe una línea clara que limita el cuerpo lúteo del ovario, la que se nota claramente con la palpación (Zemjanis, 1974).

El cuerpo lúteo produce progesterona a partir del cuarto o quinto día después del celo. La progesterona inhibe la producción de GnRH en el hipotálamo y reduce la liberación de LH en la hipófisis, lo cual evita nuevas ovulaciones. La progesterona también actúa sobre el endometrio para favorecer la anidación del embrión y mantener la gestación. Cuando el cuerpo lúteo se destruye, los niveles de progesterona descienden, como resultado de esto, se activa la liberación de GnRH e inicia una nueva fase folicular (Iñiguez, 2016). El cuerpo lúteo solo tiene una función: producir la segunda hormona sexual denominada P4, la cual inhibe al aparato reproductor y mantiene la preñez. La duración del cuerpo lúteo es de aproximadamente 12 días, en caso de preñez este persiste durante todo ese periodo (Sorensen, 1991).

2.6. FOLICULOGÉNESIS

La foliculogénesis es el proceso de formación de folículos maduros capaces de ovular a partir de los folículos primordiales que yacen estáticos en el ovario. (Fricke, 2007), por consiguiente la foliculogénesis se desarrolla de manera paralela a la ovogénesis y durante este proceso el folículo pasa por diversos estadios o etapas: folículo primordial,

folículo primario, folículo secundario o preantral, folículo terciario o antral y folículo de Graaf (Hafez, 1996).

Folículos primordiales.- Formados prenatalmente, no permanecen más allá de los 6 meses de vida postnatal. Están constituidos por ovocitos primarios rodeados de una única capa de células de la granulosa⁵, aplanadas, sin zona pelúcida, rodeados por algunas células de la pregranulosa y envueltos por la membrana basal (Dochico, 2000). Su evolución es independiente de las gonadotrofinas. Componen el stock de folículos formados durante la vida fetal que se van a desarrollar durante la vida reproductiva de la hembra. Esos folículos en estado de quiescencia son caracterizados por un oocito en la profase de la primera división meiotica (Adams, 1993).

Folículo primario.- Aumenta el volumen del ovocito y las células epiteliales adquieren una morfología cúbica, produciendo MPS, que originan un halo translúcido alrededor del ovocito conocido como zona pelúcida, atravesada por procesos citoplasmáticos de las células de la granulosa, que la mantienen en contacto íntimo con el ovocito. El mecanismo determinante del paso del estadio de folículo primordial a folículo primario, en el cual las células de la granulosa crecen y se multiplican no es totalmente conocido, pero se cree que ocurre sin la participación de gonadotropinas (Colazo *et al.*, 2000).

Folículo secundario (120u).- Proliferan las células de la granulosa formando varias capas y uniéndose entre ellas mediante mensajeros intracelulares (GAPS). En las áreas en que se pierde la unión entre las células de la granulosa se forman unas lagunas conocidas como

cuerpos de Call Exner, previo a la formación del antro por su confluencia. Se diferencian e hipertrofian las células tecales, las internas al final del estadio primario están separadas de la granulosa por una membrana basal impermeable y las externas formadas por compresión del estroma circundante ante la expansión folicular (Adams, 1993).

La granulosa desarrolla receptores para FSH, estrógenos y andrógenos. Con la teca el folículo adquiere un suministro sanguíneo (1 o 2 arteriolas que acaban en una red capilar adyacente a la membrana basal) y las células tecales desarrollan receptores para la LH (Ascoli *et al.*, 1996). Estos folículos parecen abrirse paso hacia la superficie del ovario a través del cono de Strassmann (Asprón, 2004).

Los folículos estrogénicos también sobresalen por su habilidad para resistir la atresia y pasar a los estadios finales de maduración (Adams, 1993). Estos folículos tienen el potencial de tornarse ovulatorios cuando son expuestos a un ambiente endocrino adecuado, especialmente en la presencia de un patrón pulsátil de LH con alta frecuencia (Ascoli *et al.*, 1996).

Folículos antrales o terciarios.- La coalescencia de los cuerpos de Call Exner conduce a la formación del antro folicular, inicialmente semilunar, desplazando a las células de la granulosa que, rodeando el ovocito, permanecen íntegras formando el cumulus oophorus (cúmulo prolífero). El líquido folicular, que alcanza unas 1.000 μ , está lleno de esteroides, péptidos y otras sustancias (Baird, 1978).

La formación del fluido que pre llena la cavidad antral ocurre en folículos con diámetro alrededor de 0.2 a 0.4 mm (Turnbull *et al.*, 1977). Luego,

posterior a la formación del antro, los folículos entran en un rápido periodo de crecimiento, marcado por la alta proliferación celular (granulosa y teca), en consecuencia los elevados índices mitóticos se observan en folículos entre 0.7 y 1.5 mm declinando cuando alcanzan los 2.2 mm (Echeverrías, 2006).

Folículos preovulatorios.- Los folículos preovulatorios, denominados también folículos estrogénicos, alcanzan un desarrollo máximo de 15 mm. El cumulus oophorus está arrinconado y constituido por la corona radiada (células de la granulosa que envuelven al ovocito), la zona pelúcida (vellosidades microscópicas en el espacio previtelino), la membrana vitelina (membrana del ovocito), la vesícula germinal (citoplasma del ovocito) y la mancha germinal (núcleo del ovocito) (Fricke, 2007). El folículo dominante secreta más del 80% del estradiol y también es responsable por el 55% de la inhibina liberada en la circulación (Campbell *et al.*, 1991).

2.7. DINÁMICA FOLICULAR

En cada ovario de la vaca están presentes varios miles de folículos, pero solo uno es ovulado en cada ciclo estral. Observaciones mediante ultrasonografía han revelado que el desarrollo de folículos ováricos durante el ciclo estral de la vaca ocurre en un patrón con forma de onda u oleada, el patrón más frecuente es el de tres ondas. De cada onda de folículos en crecimiento, un folículo grande individual y “dominante” sigue creciendo al tiempo que impide que los demás folículos crezcan más de 4 mm de diámetro. El crecimiento de los folículos a diámetros mayores de 4 mm depende de la hormona folículo estimulante, pero

folículos antrales grandes (de 7 a 9 mm de diámetro) transfieren sus requerimientos de gonadotropina a LH. La conservación y regresión del folículo dominante se vincula con cambios de la P4 y LH. De este modo, por lo menos un folículo grande está presente en el ovario de la vaca durante todo el ciclo estral, y al parecer controla el destino de otros folículos (Hafez y Hafez, 2000).

Solo uno o dos folículos grandes presentes muy poco antes del inicio del estro, logran el aumento repentino de crecimiento final y se convierten en folículos de Graaf maduros, capaces de ovular. El folículo se colapsa después de la ovulación. No ocurre hemorragia en este sitio; en vez de ello; la cavidad se cubre gradualmente de células de cuerpo lúteo. Este cuerpo alcanza la madurez unos siete días después de la ovulación y funciona durante ocho o nueve días más, antes de experimentar la regresión finalmente (Hafez y Hafez, 1996).

2.7.1. FASES DEL DESARROLLO DE LA DINÁMICA FOLICULAR EN VACAS

a.- RECLUTAMIENTO.- Durante el ciclo estral (CE) un grupo de 3 a 6 folículos (de 2 a 5 mm.) comienzan a desarrollarse a partir de una cohorte de folículos antrales pequeños que comienzan a madurar bajo un aporte adecuado de Gonadotropinas, especialmente por un pico transitorio de FSH, que le permiten avanzar en su desarrollo (Palma, 2008). Los niveles circulantes de FSH antes del reclutamiento de un grupo de folículos aumentan transitoriamente y esto se caracteriza por la expresión de mRNA

que codifica para la elaboración de las aromatasas P450arom y P450scc en las células foliculares (Grajales *et al.*, 2011).

El desarrollo folicular desencadena el inicio de la primera onda de crecimiento folicular, estimulada por el segundo pico de FSH el cual ocurre posterior a la ovulación (Liu *et al.*, 2007). Existe un claro patrón durante el crecimiento de la primera onda folicular; los folículos exitosos responden al incremento transitorio de FSH aumentando su crecimiento y la síntesis de estradiol, así como una elevación en la producción de inhibinas de alto peso molecular y activina, mientras que la folistatina y el dimero de inhibina de bajo peso molecular se mantienen en bajas concentraciones. A pesar de esto los dos mayores competidores por la dominancia no se pueden distinguir hasta después de ocurrida la selección (Mihm *et al.*, 2000; Austin *et al.*, 2001)

b.- **SELECCIÓN.-** Durante los días 2, 3 y 4 del ciclo estral, se detectan por medio de ultrasonografía uno o varios folículos (provenientes de la etapa de reclutamiento) de un tamaño promedio de 6 a 9 mm., con lo cual la fase selección comienza a ejercerse (Ávila *et al.*, 2005). A medida que los folículos maduran, comienzan a depender de la LH, lo cual puede ser parte del mecanismo de selección del folículo dominante (Mihm *et al.*, 2000). Los cambios en el patrón de expresión del mRNA para los receptores de la gonadotropinas y enzimas esteroidales dentro de las células foliculares, parecen estar muy ligados a las

modificaciones en las concentraciones sanguíneas de gonadotropinas (Rubianes, 2000).

La selección se relaciona con la interferencia del folículo más grande sobre la capacidad de los folículos más pequeños de recibir un adecuado soporte gonadotrópico. Esto podría ser llevado a cabo mediante dos vías. La vía pasiva por la cual el folículo mayor inhibe indirectamente el crecimiento de los folículos menos maduros reduciendo las concentraciones de FSH por debajo del umbral necesario para mantener a los otros folículos. En la vía activa, el folículo mayor inhibe directamente el crecimiento de los demás folículos secretando en la sangre sustancias que reducen su sensibilidad a la FSH (Recabarren *et al.*, 2003).

c.- **DOMINANCIA.**- La fase de dominancia, es el proceso por el cual el folículo seleccionado ejerce un efecto inhibitorio sobre el reclutamiento de una nueva cohorte de folículos. Para el establecimiento de esta dominancia se requiere que se presente divergencia o desviación, que corresponde al tiempo en el cual el folículo dominante y el (los) subordinado (s) más desarrollado (s) crecen a una tasa diferente, antes de que el subordinado manifieste atresia (Montaño y Ruiz, 2005).

El folículo dominante alcanza un tamaño marcadamente superior a los demás (diámetro mayor a 10 mm) y es responsable de la secreción de estradiol (Belkys *et al.*, 2005). Esta actividad estrogénica está relacionada con el incremento en la expresión de genes para aromatasas (P450 arom y P450 17 α hidroxilasa), 3 β

hidroxi esteroide deshidrogenasa (3β HSD) y receptor de FSH, así como la adquisición de receptores para LH en las células de la granulosa (Meduri *et al.*, 2008).

2.8. ATRESIA

La gran mayoría de los folículos presentes al nacimiento degeneran a través del proceso conocido como atresia (clausura u obliteración de un orificio o conducto del cuerpo), la cual ha sido descrita para diversas especies mamíferas (Huanca, 2001). La fase de atresia, consiste en la desaparición de los folículos que no son seleccionados como dominantes, o del folículo dominante el cual no llega a ser ovulatorio (cuando la lisis del cuerpo lúteo no coincide con la dominancia folicular) (Braw-Tal y Roth, 2005).

Se debe aclarar que la atresia se presenta en cualquier estadio del desarrollo folicular, aunque es más frecuente en folículos antrales y su incidencia está directamente relacionada con el tamaño de los folículos; los más grandes presentan un índice proliferativo mayor, que hace a sus células más susceptibles a la muerte por apoptosis y por lo tanto a la atresia (Ranferi *et al.*, 2010).

Cuando los folículos sufren atresia cesa la síntesis de estradiol y las concentraciones de P4 intrafolicular aumenta. Igualmente durante este proceso, se destacan algunos cambios morfológicos e histológicos, como son: núcleos picnóticos y fragmentación nuclear en las células de la granulosa, desprendimiento de las células de la granulosa por la pérdida de la matriz intercelular, desprendimiento del complejo cumulus

ovocito y en algunos casos hipertrofia de las células de la teca (Sharma, 2000).

La función fundamental de la aplicación de estrógenos junto con la inserción del dispositivo con P4 en el inicio del tratamiento es inhibir la FSH provocando la atresia de los folículos pequeños y la inhibición de la LH que altera la actividad estrogénica del folículo dominante y produce su consecuente atresia (Bó *et al.*, 1995, 2000; Burke *et al.*, 2003). La atresia folicular es seguida de un aumento de FSH iniciando una nueva onda folicular, Cuando se utiliza benzoato de estradiol, la atresia es seguida por el comienzo de una nueva onda folicular a los 4 días, asegurando de esta manera la presencia de un folículo nuevo y un ovocito viable en el momento de retirar el dispositivo, 7 u 8 días después (Bó *et al.*, 2009).

2.8.1. FACTORES QUE INFLUYEN EN LA ATRESIA

La atresia folicular es regulada por varios factores: edad etapa del ciclo reproductivo, preñez lactación, equilibrio entre estrógenos y andrógenos de origen extraovarico o intraovarico, un “programa” genético, nutrición e isquemia. Puede haber varios procesos y mecanismos de la atresia dependiendo de la etapa del crecimiento folicular. Diferentes tratamientos hormonales influye en la velocidad con que los folículos se vuelven atresicos. La capacidad de un folículo en desarrollo para liberar altas concentraciones de estrógenos, que estimulan el crecimiento y la diferenciación celular de la granulosa, es fundamental en la selección de un folículo dado para que madure y ovule. La

interrupción de la producción de estrógeno en cualquier etapa causa atresia de los folículos (Hafez y Hafez, 2000).

2.9. EVALUACIÓN ULTRASONOGRAFÍA DEL TRACTO REPRODUCTIVO DE LA VACA

2.9.1. EVALUACIÓN ULTRASONOGRAFÍA DEL ÚTERO

Los cambios de estructura, visibles por ultrasonido, incluyen variaciones en el volumen del cuerpo del útero, evidenciados por el aumento de vascularización, edema y acumulación del fluido intrauterino, intracervical e intravaginal. El espesor del cuerpo uterino comienza a aumentar aproximadamente 3 ó 4 días previos a la ovulación y disminuye después de la misma, hasta el día 3 ó 4 del ciclo, para mantener su tamaño a lo largo del diestro. Es importante recordar que el día 0 del ciclo es el día de la ovulación, lo que en vacas ocurre entre las 24 y 36 h de comenzado el estro, también se ha estudiado la presencia de líquido intrauterino. Generalmente el líquido intrauterino comienza a ser visible a los 3 ó 4 días previos a la ovulación y decrece hasta el día 3 a 6 del ciclo. El período de máximo contenido de líquido coincide con el período de máxima descarga de mucus durante el estro y metaestro (Sirois y Fortune, 1988).

La forma de los cuernos uterinos también varía a lo largo del ciclo estral y se confirmó la teoría de que el útero de la vaca está muy contorneado y tortuoso en el momento de máxima concentración de progesterona y mucho menos a medida que se acerca al estro, la evaluación de la forma y tamaño del útero puede ser indicadora

de la presencia de progesterona o de estrógenos circulantes (Sirois y Fortune, 1988).

2.9.2. EVALUACIÓN ULTRASONOGRAFÍA DEL OVARIO

El estudio ecográfico de los ovarios resulta una importante ayuda en el manejo reproductivo de las vacas por la posibilidad de evaluar las características de la dinámica folicular, la presencia de folículos ovulatorios y a través de un seguimiento, estimar el momento de la ovulación. Además se pueden ver cuerpos lúteo y estructuras patológicas en ovario (neoplasias y quistes) (Sánchez y Alfonso, 2000).

Los ovarios son fáciles de explorar en ambas especies, y debemos reconocer en ellos las estructuras funcionales: folículos y cuerpo lúteo. Los folículos son visibles como cavidades negras o anecogénicas, con un borde muy fino, y a veces de contorno irregular por la compresión de otras estructuras del ovario. Su tamaño va creciendo durante el ciclo estral de la vaca a razón de 1.5 a 2.5 mm por día, llegando el folículo dominante a 15-20 mm en el momento previo a la ovulación, Los quistes de ovario son definidos como folículos anormales, anovulatorios con un diámetro mayor a 25 mm en la vaca (Fissore, 1986).

Los quistes foliculares poseen una fina pared y su cavidad es límpida y anecogénica, mientras que en los quistes luteínicos tienen la pared más gruesa por la luteinización de la capa granulosa, y algunas veces pueden verse trabéculas en el interior de la cavidad. Estos últimos los encontraremos asociados a

niveles altos de progesterona en sangre, utilizando el valor umbral de 0.5 ng/ml para diferenciarlos de los quistes foliculares. De todas formas, es mucho más rápido, efectivo y económico realizar este diagnóstico por ultrasonido, e instaurar el tratamiento correspondiente en el mismo momento (Kastelic and Ginther, 1989).

2.10. CONTROL ENDOCRINOLÓGICO DEL CICLO ESTRAL

2.10.1. HIPOTÁLAMO

Forma la base del cerebro y se encuentra localizado sobre la glándula pituitaria. Sus neuronas producen la hormona liberadora de gonadotrofina o GnRH. La GnRH, en la eminencia media, se difunde a los capilares del sistema porta hipofisiario y de aquí a las células de la adenohipófisis estimulándolas para que sintetice y secrete las hormonas hipofisiarias: folículo estimulante (FSH) y luteinizante (LH) (Sintex, 2005). Asimismo este autor indica que histológicamente, el hipotálamo está compuesto de núcleos, células dispersas y axones, los cuales conectan una célula con la otra. Pero el elemento principal del hipotálamo, desde el punto de vista reproductivo, son las células neurosecretoras, las cuales se encuentran dispersas en núcleos. Estas parecen células endocrinas, debido a la presencia de gránulos secretorios compuestos por hormonas verdaderas, las cuales emigran a los axones para ser vertidas a las terminaciones nerviosas (Martínez, 2005).

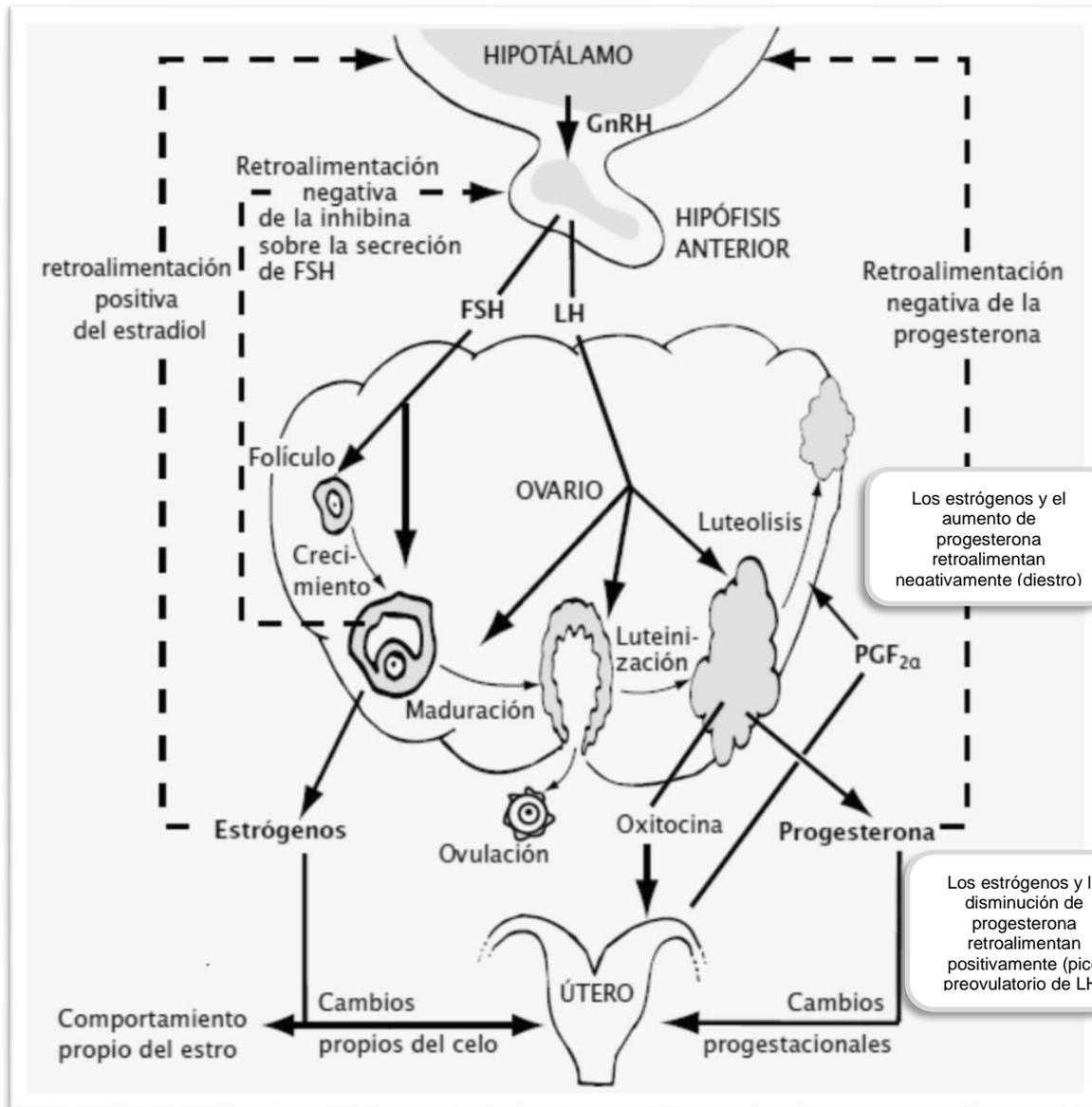
2.10.2. LA GLÁNDULA PITUITARIA O HIPÓFISIS

La hipófisis se localiza en la silla turca, una depresión ósea en la base del cerebro. La glándula se subdivide en: lóbulo anterior o adenohipófisis, intermedio y posterior o llamada también neurohipófisis, es de resaltar que en los equinos la parte intermedia es bien desarrollada a diferencia de las otras especies. (Hafez y Hafez, 2002). Por consiguiente, la adenohipófisis secreta tres hormonas principales en los procesos de reproducción de la hembra: la hormona estimulante del folículo (FSH), luteinizante (LH) y la prolactina (PRL), que son conocidas como gonadotropinas porque estimulan las gónadas (ovarios) (Ascoli et al., 1996). La FSH y la LH ejercen un efecto sinérgico en el desarrollo y en la ovulación de los folículos (Guyton, 1996); la principal función de la FSH es estimular el crecimiento de los folículos, la LH es importante para el proceso ovulatorio y para la luteinización de la granulosa, lo que resulta en la formación del cuerpo lúteo (Guinther, 1992).

Las hormonas de la hipófisis posterior difieren de la otras hormonas hipofisarias en que ellas no se originan en la hipófisis, sino que únicamente se almacenan ahí hasta que se necesiten (Hafez y Hafez, 2000), las dos hormonas importantes liberadas por la neurohipófisis son la vasopresina y la oxitocina (Cunningham, 2003.) Estas hormonas se producen verdaderamente en el hipotálamo y luego son transferidas a la hipófisis posterior, no a través de un sistema vascular, sino a lo largo de los axones del sistema nervioso (Caldani *et al.*, 1993). La oxitocina tiene un papel muy importante

dentro de la reproducción; durante la fase folicular del ciclo estral y durante las últimas etapas de la gestación estimula las contracciones uterinas, que facilitan el transporte del espermatozoide al oviducto durante el estro, el estiramiento uterino durante el parto que es causado por el paso del feto que estimula una liberación refleja de oxitocina (reflejo de Ferguson). Sin embargo la acción más conocida de la oxitocina es la liberación refleja de la leche. (Hafez y Hafez, 2000). La oxitocina ovárica está involucrada en la función lútea. Esta actúa en el endometrio para inducir la liberación de prostaglandinas $F2\alpha$, que tiene una acción luteolítica. (Behrens *et al.*, 1993).

Figura 1: Mecanismo de retroalimentación entre el Hipotálamo, Hipófisis, Ovario y Útero



Fuente: Compendio de Reproducción Animal (2007), citado por Facundo (2010).

2.10.3. OVARIO

Son glándulas exócrinas que (liberan óvulos) y endócrinas que (secretan hormonas). Entre las hormonas que producen los ovarios podemos citar a los estrógenos, la progesterona y la inhibina. Los estrógenos, hormonas esteroideas, son producidos por el folículo ovárico y tienen acciones sobre los

distintos órganos blanco como son las trompas de Falopio, el útero, la vagina, la vulva y el sistema nervioso central, en el cual estimulan la conducta de celo y el hipotálamo donde ejercen un "feedback" negativo sobre el centro tónico y positivo sobre el centro cíclico. La progesterona, hormona esteroidea, es producida por el cuerpo lúteo por acción de la LH. Los efectos de la progesterona se observan después que el tejido blanco ha estado expuesto durante cierto tiempo a la estimulación de los estrógenos. Esta preparación por los estrógenos conduce a un efecto sinérgico.

Esta hormona prepara el útero para el implante del embrión y para mantener la gestación. A nivel hipotalámico ejerce un efecto feedback negativo sobre el centro tónico. La inhibina, hormona proteica, es producida por el folículo ovárico (células granulosas) e interviene en el mecanismo de regulación de la secreción de FSH. Ejerce un feedback negativo a nivel hipofisiario, produciendo una menor secreción de FSH (Sintex, 2005).

2.10.4. ÚTERO

Produce la prostaglandina $F2\alpha$ ($PGF2\alpha$), la cual interviene en la regulación neuroendócrina del ciclo estral mediante su efecto luteolítico. Otras funciones son la de intervenir en los mecanismos de ovulación y del parto (Sintex, 2005).

Tabla 1: Hormonas importantes en la reproducción de la vaca

HORMONAS	FUNCION
Estrógenos	Principal hormona femenina, responsable de las características sexuales secundarias; signos de comportamiento de celo, cambios fisiológicos en el tracto reproductivo de la hembra, desarrollo de la glándula mamaria.
Progesterona	Liberados por el cuerpo lúteo, causan inhibición del comportamiento sexual, mantenimiento de la preñez y desarrollo de la glándula mamaria
Oxitocina	Producida en la pituitaria posterior, responsable de las contracciones del musculo liso del endometrio en el útero y de la eyección de leche por las células de la ubre.
Prolactina	Producida en la pituitaria anterior, su responsabilidad primaria es estimular la síntesis de leche en la glándula mamaria.
Prostaglandina f2α (PGF2α)	Liberada por el endometrio cuando no se ha establecido preñez, causa lisis y regresión del cuerpo lúteo en el ovario para reiniciar el ciclo estral.

Fuente. Martínez, 2005

2.11. ENDOCRINOLOGÍA DEL DESARROLLO FOLICULAR

Las hormonas hipofisarias folículo estimulante (FSH) y luteinizante (LH), son las responsables de la emergencia de las ondas foliculares y la selección de un folículo dominante (Ginther *et al.*, 1996). Elevaciones de la concentración plasmática de FSH son responsables de la emergencia de una onda folicular, la que posteriormente es suprimida por productos de los folículos en crecimiento (Adams *et al.*, 1992). El folículo que primero adquiere receptores para LH llega a adquirir la condición de “folículo dominante” mientras que los restantes se convierten en “folículos subordinados” y van a sufrir atresia (Huanca, 2001).

La secreción de progesterona por el cuerpo lúteo suprime la acción de la LH y como consecuencia, hace que el folículo dominante cese en sus funciones metabólicas y que regrese; sin embargo, cuando ocurre la regresión del cuerpo lúteo, permite un incremento de la frecuencia de pulsos de LH y unido a altas concentraciones de estradiol facilita la ovulación (Huanca, 2001).

2.12. SINCRONIZACIÓN DE CELOS EN VACAS

Existen otros métodos para sincronizar la presencia de celos y ellos están referidos a sincronizar el desarrollo de las ondas foliculares:

INDUCCIÓN DE CELOS CON ESTRÓGENOS Y PROGESTERONA.-

Este método de inducción y sincronización de celos se desarrolló a principios de los años setenta, mucho antes de tener un conocimiento exacto de la dinámica folicular. Su mecanismo de acción y sobre todo porque permite inseminar a tiempo fijo y porque actúa también sobre vacas en anestro, no sería posible entenderlo si no nos referimos a sus múltiples mecanismos de acción sobre el eje hipotálamo - hipófisis – ovario (Fernández, 2003).

La función fundamental de la aplicación de estrógenos junto con la inserción del dispositivo con P4 en el inicio del tratamiento es inhibir la FSH provocando la atresia de los folículos pequeños y la inhibición de la LH que altera la actividad estrogénica del folículo dominante y produce su consecuente atresia (Bó *et al.*, 1994; 1995; 2000; Burke *et al.*, 2003). Cuando se utiliza benzoato de estradiol, la atresia es seguida por el comienzo de una nueva onda folicular a los 4 días, asegurando de esta manera la presencia de un folículo nuevo y un ovocito viable en el

momento de retirar el dispositivo, 7 u 8 días después (Bó *et al.*, 2009).

Se ha sugerido que la combinación de estradiol y P4 tiene un efecto aditivo sobre la supresión de la secreción de LH, así, cuando se administran ambos esteroides en forma conjunta se logra un mayor control sobre la secreción de gonadotrofinas y subsecuentemente una manipulación más precisa de la dinámica folicular (Bó *et al.*, 1994)

Algunos tratamientos con progestágenos para inducir el celo de las vacas se utilizan el combinación con estrógenos como es el benzoato de estradiol (valerato de estradiol, 17 β estradiol) se aplica el primer o segundo día del tratamiento y tiene como misión producir la regresión de un posible cuerpo lúteo en formación (los estrógenos son potentes agentes antiluteotróficos en los primeros días del ciclo) y al mismo tiempo, provoca la atresia del folículo dominante de la onda de desarrollo folicular en curso (independientemente que éste se encuentre en fase de crecimiento, dominancia o meseta) e induce una nueva onda folicular entre 4 y 5 días más tarde (Bavera, 2005).

Finalmente los implantes parecen el método más adecuado para administrar progestágenos, al ser introducidos en la vagina liberan P4 que pasa al torrente sanguíneo e inhibe la liberación de GnRH a nivel del hipotálamo, bloqueando el inicio de un nuevo ciclo, al ser retirados de la vagina desciende bruscamente el nivel de P4 desencadenándose un nuevo ciclo estral (Peters y Ball, 1991),

BENZOATO DE ESTRADIOL.- Gutiérrez, (2008) indica que el 17 Beta-Estradiol (17 β E) es un Estrógeno natural, que tiene una vida media muy corta (24-36 horas), en cambio el Benzoato de Estradiol (BE). Se

caracteriza por ser de vida media corta (3 días), Valerato de Estradiol (VE). Tiene vida media larga, variando entre 7 a 9 días, sin embargo el Cipionato de Estradiol (ECP®). Posee vida media muy larga, entre 10 a 12 días.

Farmacodinamia, los estrógenos naturales se producen en los folículos de los ovarios, por esterificación con ácido ciclopentano propionico y se encuentra en forma de polvo cristalino blanco; puede tener un olor ligero o inodoro y es soluble en aceites vegetales, causa además aumento en la fijación de Ca^{++} en los huesos (Sumano & Ocampo, 2006). Farmacocinética, si se encuentra en un vehículo oleoso su absorción puede tardar días; se acumula en el tejido adiposo, se metaboliza por vía hepática y se elimina por vía urinaria de manera secundaria por la bilis (Sumano & Ocampo, 2006).

Se ha demostrado que los estrógenos (E2) administrados en la fase de elevados niveles de P4 inducen la regresión folicular y la emergencia de una nueva onda folicular sincrónica, mientras que la administración en la fase de bajos niveles de P4 inducen liberación de LH y la ovulación (Mapletoft *et al.*, 2003). Los niveles de estrógenos en el proestro en vacas de alta producción son más bajos que en animales no lactantes (Sartori *et al.*, 2002a) y animales de baja producción (López *et al.*, 2004), Estas menores concentraciones de estradiol pueden estar causando disminución en la eficiencia de transporte espermático por el tracto uterino (Hawk, 1975), menor tasa de fertilización de los ovocitos y menor calidad embrionaria (Sartori *et al.*, 2002b). Contraindicado durante la gestación causa mal formaciones fetales, depresión de la medula ósea

fetal, en vacas produce estro prolongado, irritación vaginal, quistes foliculares y disminuye la producción láctea (Sumano & Ocampo, 2006).

CIDR (Controlled Internal Drug Release).- La progesterona del dispositivo de CIDR, se absorbe a través de la mucosa vaginal, dando como resultando niveles en plasma suficientes para suprimir la liberación de LH y FSH de la adenohipófisis, previniendo el estro y la ovulación. Al remover el CIDR la LH aumenta, lo que resulta en estro y ovulación del folículo dominante. Como ventajas del producto, no requiere tiempo de retiro en carne ni en leche, incrementa la tasa de gestación a nivel del hato (Pfizer, 2005).

Estudios realizados por Iñiguez, (2016) indica que el dispositivo de progesterona actúa como un cuerpo lúteo artificial que inhibe el pico preovulatorio de LH y evita nuevas ovulaciones. Una inyección de benzoato de estradiol al momento de insertar el dispositivo hace posible limitar la duración del tratamiento a 10 días. A los 8 días de insertado se retira el dispositivo, se inyectan 300 U.I. de PMSG, 500 microgramos de cloprostenol y 0.5 mg de cipionato de estradiol. Esto provoca que baje la concentración de progesterona en sangre y que se presente una fuerte actividad FSH que favorece el desarrollo de un folículo dominante. 54 horas después se hace la inseminación a tiempo fijo y se aplica una inyección de 100 microgramos de gonadorelina (GnRH), esto produce un pico de LH y asegura la ovulación del folículo dominante. Es muy importante considerar que, el proceso de crecimiento y diferenciación de las células germinales, desde que se forma el folículo antral temprano hasta que llega a ser un folículo dominante con capacidad ovulatoria,

tarda 60 días. Si durante este tiempo, las vacas padecen carencias nutricionales o procesos metabólicos adversos, la actividad de los ovarios puede verse comprometida, tanto como, la calidad del folículo y el óvulo. Por lo tanto, para tener éxito en la aplicación de un programa de sincronización, se debe mantener a las vacas en óptimas condiciones nutricionales y de salud, al menos durante los dos meses previos.

PROSTAGLANDINAS (PGF₂α).- Al momento de su administración se debe considerar que para poder ejercer su acción requiere de la presencia de un cuerpo lúteo funcional. La PGF₂α permite la sincronización del celo más no la de la ovulación. Es difícil predecir exactamente el momento de la ovulación después de su administración por lo que la inseminación o el servicio debe ser a celo detectado y no bajo el esquema de inseminación artificial a tiempo fijo (IATF). El tiempo que transcurre desde su inyección hasta el inicio del celo suele fluctuar entre 2 y 5 días y depende en cierta medida del estado de desarrollo del cuerpo lúteo, pero principalmente de la dinámica folicular o tamaño del folículo al momento del tratamiento. Por ejemplo, si al momento de colocar la PGF₂α se encuentra presente un folículo preovulatorio no atrésico, la expresión del celo y la ovulación se dará en menos de 48 horas; mientras que si se encuentra en etapa de desviación hacia la dominancia, éste requerirá del tiempo necesario para su desarrollo final y maduración; por lo tanto la expresión del celo puede variar entre 48 a 96 horas. Si la vaca se encuentra en etapa de reclutamiento de una nueva onda folicular, el tiempo para la expresión del celo puede demorar hasta 120 horas.

La utilización de prostaglandina F2a en el protocolo de IATF para inducir la luteólisis permite reducir las concentraciones séricas de progesterona (< 1 ng/mL), que, a su vez, es necesaria para que se incremente de manera rápida y frecuente la secreción de LH que logra la ovulación (Randel *et al.*, 1988), por medio de su estímulo sobre las células internas y alrededor del folículo dominante, las cuales por diferentes medios permiten que el oocito reanude la maduración citoplasmática y nuclear, y sea liberado del folículo (Ball y Peters, 2004). La aplicación de PGF2 α en tratamientos de duración corta en la fase temprana o media del ciclo estral, ya que la mayoría de animales requieren de la inducción de la luteólisis durante ésta fase. Las prostaglandinas son sustancias orgánicas extremadamente potentes que aparecen naturalmente en una gran variedad de tejidos y situaciones biológicas. El cuerpo lúteo es el factor de regulación del ciclo estral, determinando su duración. La prostaglandina segregada por el útero, solo producirá su efecto ante la presencia de un cuerpo lúteo funcional, y por esta razón, en un ciclo normal de 21 días, existen períodos durante los cuales la aplicación de un agente luteolítico no produce ningún efecto (Lane *et al.*, 2001).

A pesar de que la prostaglandina F2a (PGF) es el tratamiento más utilizado para la sincronización de celo en bovinos (Larson and Ball, 1992), tiene algunas limitaciones importantes. Los animales deben estar ciclando y en un estadio apropiado de su ciclo estral. La PGF no es efectiva para la inducción de la luteólisis hasta unos 5 ó 6 días después del celo y si el tratamiento se administra cuando el ciclo estral está avanzado, puede que la luteólisis ya haya comenzado por la acción de la

PGF endógena. Cuando se induce la luteólisis con un tratamiento de PGF, el comienzo del estro se distribuye en un periodo de 6 días (Seguin, 1987).

GnRH (Hormona liberadora de gonadotropina).- Este autor indica que en bovinos con un folículo dominante en crecimiento (al menos 10 mm en diámetro), el tratamiento con GnRH induce la ovulación con la emergencia de una nueva onda folicular aproximadamente 2 días después del tratamiento (Thatcher *et al.*, 1993; Pursley *et al.*, 1995; Martinez *et al.*, 1999). El tratamiento con PGF 6 días o 7 días (Pursley *et al.*, 1995) después de la GnRH resulta en la ovulación del nuevo folículo dominante, especialmente cuando se administra una segunda inyección de GnRH 36-48 horas después de la PGF (Thatcher *et al.*, 1993; Wiltbank, 1997). La primera inyección de GnRH es seguida de una inyección de PGF 7 días más tarde y una segunda inyección de GnRH 48 horas posteriores. El protocolo Ovsynch ha sido mucho más eficaz en vacas lecheras en lactancia que en vaquillonas (Pursley *et al.*, 1997; Martinez *et al.*, 2000).

GONADOTROPINA CORIÓNICA EQUINA (eCG).- La eCG administrada algunas horas previas a la ovulación estimula el crecimiento folicular debido a que tiene la capacidad de unirse e incrementar el número de receptores de FSH y LH de los folículos, aumentando el tamaño del folículo preovulatorio, incrementando las concentraciones plasmáticas de progesterona luego de la ovulación, mejorando así el desarrollo embrionario y el mantenimiento de la preñez (Bo, *et al* 2009) y (De los reyes, 2011).

Numerosos estudios sugieren que la LH es utilizada como un estimulante gonadotrófico por parte del folículo dominante, por lo cual se utiliza la administración de eCG en protocolos de IATF para mejorar el desarrollo final del folículo pre-ovulatorio. La eCG es una hormona glicoproteica de alto peso molecular secretada por las copas endometriales de yeguas gestantes formadas como resultado de la adherencia del concepto al endometrio materno alrededor del día 40 de preñez, persistiendo hasta el día 85 de preñez (Allen, 2001). La administración de eCG ha resultado en incrementos en las tasas de preñez en las vacas lecheras con score de condición corporal más bajo y en anestro (Souza *et al.*, 2006; Bryan *et al.*, 2013).

2.13. PROTOCOLOS DE SINCRONIZACIÓN DE CELO CON USO DE PROGESTERONA, ESTRÓGENOS Y PROSTAGLANDINAS

Estudios realizados por Masco (2010) en una inseminación artificial a tiempo fijo en vacas cruce Brown swiss en Acora Puno. Menciona que el día cero colocó el dispositivo intravaginal CIDR de 1.9g (progestágeno) seguidamente aplicó 2mg de BE. El día siete aplicó 25 mg de prostaglandina y el día ocho del tratamiento aplicó 1mg de BE y a las 30 horas posteriores a la última administración del benzoato de estradiol se realizó la inseminación artificial a tiempo fijo, el cual reporta que el porcentaje de preñez fue de 70%. Sin embargo el mismo autor menciona utilizando GnRH Y Prostaglandina (PGF₂ α), 16 horas posterior a la segunda dosis de GnRH se realizó la inseminación artificial a tiempo fijo, con un porcentaje de preñez de 60%.

Asimismo Ancco (2015) menciona en un estudio realizado en vacas Brown swiss sobre el efecto de la sincronización y resincronización de celo utilizando DIB® de 1g, enseguida por 2 ml de benzoato de estradiol, el día siete administro prostaglandina (PGF₂α) 500μg al día siguiente 1 ml de benzoato de estradiol y dentro de 48 a 56 horas post retiro del dispositivo intravaginal se realizó la inseminación artificial a tiempo fijo y con una tasa de preñez de 60%. Sin embargo en el siguiente protocolo que utilizo fue el implante Crestar® constituido por 3 mg norgestomet; por vía subcutánea en la cara externa de la oreja con la ayuda de un aplicador más 5 mg de valerato de estradiol, el día nueve se retiró el implante de la oreja con la ayuda de un bisturí y se le coloco 500 UI de gonadotropina corionica equina (eCG) Por vía intramuscular, finalmente el día once entre las 48 a 56 h post retiro del implante realizo la inseminación artificial a tiempo fijo.

De forma similar se realizó otro estudio en la provincia de canas cusco sobre el uso de progestágenos, prostaglandinas en el manejo del ciclo estral de vacas el primer día utilizando un implante de 3mg de norgestomet (progesterona) por vía subcutánea en la cara interna de la oreja en seguida aplicaron solución inyectable de 3mg de norgestomet más 5mg de valerato de estradiol por vía intramuscular en la mitad de la tabla del cuello el día siete aplicaron 0.75 mg de tiaprost (prostaglandina) el día nueve retiraron el implante de la oreja con la ayuda de un bisturí enseguida administraron 500 UI de eCG, 56 horas posterior al retiro del implante se realizó la inseminación con semen descongelado (Jara, 2006), con un porcentaje de preñez 44.44%, este mismo autor indica

que utilizando 0.0105mg de Acetato de buserilina (GnRH) por vía intramuscular, el día siete administraron 0.75mg de tiaprost (PGF2 α) vía intramuscular, día nueve aplicaron segunda dosis de acetato de buserilina, a las 18 h posterior a la segunda dosis de acetato de buserilina realizaron la inseminación con semen descongelado obteniendo el 40 % de preñez.

Gutiérrez *et al.*, (2005) indica que utilizando el protocolo de Ovsynch consiste en aplicar una dosis de 100 μ g de GnRH el día 0, seguida de 25 mg de PGF2 α siete días más tarde; 48 horas después se administra una segunda dosis de GnRH, inseminándose de preferencia 24 horas después de la última inyección de GnRH en vacas mestizas *Bos taurus* x *Bos indicus* debido a que se alcanzan mejores índices de preñez que a las 16 horas. Este protocolo se fundamenta en que la primera inyección de GnRH induce la liberación de la hormona luteinizante (LH) y de la hormona folículo estimulante (FSH), favoreciendo la ovulación, luteinización o atresia de un folículo dominante e iniciando una nueva onda de crecimiento folicular (Diskin *et al.*, 2002). Siete días más tarde, la PGF2 α inyectada por vía intramuscular debe causar la regresión de todos los cuerpos lúteos o folículos luteinizados. Si un cuerpo lúteo resultó de la inyección inicial de GnRH, el intervalo de 7 días usualmente provee suficiente tiempo para que el cuerpo lúteo madure y sea sensible a la PGF2 α (Thatcher *et al.*, 1998).

Estudios realizados en zonas altas de Cusco, Quispe, (2014), indica que en vacas Brown Swiss (n=31), al aplicar dos protocolos de sincronización P1: CIDR por 7 días, más 100 μ g de GnRH al momento

de la inserción y 400 UI de eCG más 25 mg de PG al momento del retiro del CIDR (n=15) y P2: CIDR por 8 días, más 2,0 mg de BE al momento de la inserción; 400UI de eCG más 25 mg de PG al momento del retiro y 1,0 mg de BE 24h post retiro del CIDR (n=16). Se realizaron ecografías diariamente durante los protocolos y la inseminación fue realizada 12 horas después de detectado el celo. No hubo diferencias ($p>0.01$) en el tamaño de los folículos ovulatorios (16,60 mm y 16,56 mm), tamaño del cuerpo lúteo de gestación (24,15mm y 23,73mm) y tasa de preñez (66,67% y 68,75% respectivamente). Ambos protocolos generaron buen desarrollo folicular y buenas tasas de preñez en vacas Brown Swiss criadas al pastoreo en condiciones de altura.

Tabla 02: Protocolos de sincronización de celo con uso de progesterona, estrógenos y prostaglandinas

PROTOCOLOS DE INSEMINACIÓN	%PREÑEZ	AUTORES
CIDR + BE + PGF2α + BE (vacas cruces Brown swiss)	70%	Masco, (2010)
GnRH + PGF2α + GnRH (vacas cruces Brown swiss)	60%	Masco, (2010)
DIB + BE + PGF2α + BE (Vacas Brown swiss)	60%	Ancco, (2015)
Crestar + VE + eCG (Vacas Brown swiss)	46.67%	Ancco, (2015)
Norgestomet + VE + PGF2α + eCG	44.44%	Jara, (2006)
GnRH+ PGF2α+ GnRH	40%	Jara, (2006)
P4 + BE + PGF2α	60%	Sintex, (2005)
CIDR + estrógeno + PGF2α (vacas criollos)	70%	Masco, (2010)
CIDR + BE + Ecg (vacas Brown swiss)	68.75%	Quispe, (2014)
DIB + BE + PGF2α	60%	Choquepata,(2013)
CIDR + BE+ PGF2α+ eCG +BE	70%	Macedo, (2015)
GnRH+ PGF2α+ GnRH	40%	Macedo, (2015)

Fuente: Elaboración propia, 2016

III. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. MEDIO EXPERIMENTAL

3.1.1. UBICACIÓN

El trabajo se realizó durante los meses de Julio – octubre del 2016, en la Granja Don Bosco fundo Pichacani y Totorani, de la prelatura de Ayaviri ubicado en el distrito de Ayaviri, provincia de Melgar y región Puno a 3928 m.s.n.m. a 14°52'21.6", latitud Sur y a 70°35'34.4", longitud Oeste; con una temperatura de 20.4 °C como máximo y a 0.4°C como mínimo; con una precipitación pluvial de 117.4 mm; hacia el Norte se encuentra la cordillera de Carabaya, al Este y Sur las pampas de Lampa y Azángaro; al Oeste la cordillera de Vilcanota (SENAMHI, 2016).

3.2. MATERIAL EXPERIMENTAL.

3.2.1. ANIMALES

Para el presente trabajo se utilizaron 16 vacas Pardo Suizo o Brown Swiss multíparas en producción con periodos de post parto desde los 60 días a 15 meses La edad promedio de los mismos fue de 6.3 años y con una condición corporal entre 2.2 a 3.5 en una escala de 1 a 5 (1: fue extremadamente delgado; 5: muy obeso), La selección de los animales fue al azar para la distribución de la dosis, el mismo que se muestra en la siguiente tabla:

Tabla 3: Distribución de las vacas por tratamiento

Tratamiento	Protocolo	N° de vacas
T1: 3mg de benzoato de estradiol.	P4+BE+ PGF2 α +eCG+ GnRH	8
T2: 6mg de benzoato de estradiol.	P4+BE+ PGF2 α +eCG+ GnRH	8

DÓNDE:

T1: Progesterona + Benzoato de Estradiol + Prostaglandina + Gonadotrofina Coriónica Equina + Hormona Liberadora de Gonadotropina.

T2: Progesterona + Benzoato de Estradiol + Prostaglandina + Gonadotrofina Coriónica Equina + Hormona Liberadora de Gonadotropina.

3.2.2. MANEJO Y ALIMENTACIÓN DE LOS ANIMALES

Donde las vacas sometidas al estudio fueron desparasitados y reforzados con administración de vitaminas; el ordeño de las vacas es mecánico y esta se realiza dos veces al día, de 5:00 a 7:00am y de 4:00 a 6:00pm; la producción de leche promedio fue de 12.4 kg/día/vaca; estas vacas al igual que los demás se mantuvieron en pradera de pastos cultivados de asociación de *alfalfa-dactilys* por un tiempo de 5 horas diarias y pastos naturales tales como *Muhlenbergia fastigiata* (grama dulce), *Trifolium amabili* (layo), *Festuca dolichopylla*(chilligua), *Calamacrostis vicunarum* (crespillo), con un sistema de rotación con cerco eléctrico y el acceso al agua fue *ad libitum*. Además, del manejo pastoril que se les proporciona es ensilado de avena por las mañanas después del ordeño y a medio día heno de avena.

3.2.3. INSTALACIONES

Para realizar el estudio se utilizaron las pertenencias de la granja don Bosco ubicadas en el establo Pichacani como:

- ✓ Establo (comederos, pasillo de alimentación, etc)
- ✓ Ambientes de la sala de ordeño, terneraje.
- ✓ Ambiente de sanidad (botiquín).

3.3. METODOLOGÍA

Para lograr los objetivos propuestos en el trabajo de investigación el estudio tuvo el siguiente procedimiento:

3.3.1. SELECCIÓN DE ANIMALES

Se utilizaron los datos del registro de la empresa que contenían la información como nombre de la vaca, n° de partos, fecha ultimo de servicio de inseminación artificial y fecha del parto, con la ayuda de estos datos se seleccionaron 16 vacas y se distribuyeron en dos grupos al azar de 8, un día antes de la sincronización se evaluó la condición corporal de los mismos.

3.3.2. PREPARACIÓN DE LAS VACAS

Se realizó el lavado uterino un mes antes a base de antibióticos a 6 vacas de los 16 animales por problemas de sanidad, y luego desparasitamos y administramos vitaminas ADE.

Antes de la evaluación ultrasonografía propiamente dicho Según Tejero (2008), recomienda el siguiente protocolo: se realizó buena inmovilización de los animales, se efectuó el lavado de toda la región perineal y órganos genitales externos con agua tibia, en

seguida se insertó suavemente una mano enguantada y lubricada en el recto en forma de cuña esto para remover las heces de la ampolla rectal con una suave estimulación del reflejo normal de defecación.

3.3.3. EXAMEN GINECOLÓGICO DEL OVARIO.

Se inició con la evacuación de las heces por estímulo manual con la mano enguantada, para facilitar el trabajo y finalmente una limpieza de la región perianal con agua tibia.

Seguidamente introducimos el ecógrafo Para Verificar la morfología del ovario para determinar las características de las estructuras ováricas: cérvix, útero, diámetro de cuernos uterinos y exclusivamente en el ovario para determinar el diámetro folicular y diámetro de los cuerpos lúteos ubicado en el anexo 03,04, 06,07 y 12.

3.4. TÉCNICA DE ECOGRAFÍA GINECOLÓGICA:

3.4.1. Día 0 ultrasonografía presencia de cuerpo lúteo.

El cuerpo lúteo se muestra como una imagen de forma circular con una cabeza, más o menos prominente sobre la superficie del ovario y con un tono gris oscuro, en su interior se puede apreciar una pequeña cavidad o bien una banda que lo atraviesa de un extremo a otro. Sprecher *et al.* (1989) y Assey *et al.* (1993), esto se evaluó mediante la ultrasonografía el día cero después de distribuir a ambos tratamientos tal como indica tabla 01.

Día 0 ultrasonografía de diámetro folicular (mm).

Para determinar el diámetro de cada folículo se coloca el transductor sobre el ovario y se va rotando sobre su eje longitudinal. El diámetro de los folículos se mide con el calibre electrónico del equipo o mediante una gradilla transparente que se coloca sobre la pantalla. Cuando se realiza un seguimiento diario del desarrollo folicular, la posición y diámetro de los folículos se comparan con los de los días previos y de esta forma se pueden individualizar y diferenciar los folículos que no crecen, los que crecen, los que regresan y la aparición de otros nuevos (>3 mm) o la desaparición u ovulación del folículo dominante de la segunda o tercera onda (Bó, 1997, 1998) todos estos datos medidos serán registrados en la planilla de ovariograma.

3.4.2. Día 02 ultrasonografía de regresión folicular.

El segundo día a la evaluación ecográfica de cada animal observamos minuciosamente y medimos las dimensiones de cada folículo y registramos en la planilla de ovariograma. Se muestra en el Anexo n° 12 planillas de ovariograma.

3.4.3. Día 08 determinación de diámetro folicular y diámetro folicular preovulatorio (mm) en vacas.

El día ocho seguimos la evaluación con ultrasonografía, observamos los folículos de tamaño mayor a todos los folículos para poder diferenciar el diámetro folicular y el diámetro folicular preovulatorio. Con la posterior desaparición del folículo preovulatorio (mucho más grande que los demás folículos del ovario; alrededor de 15-17 mm) y esto se corrobora con la posterior

formación del CL. El cuerpo lúteo, del cual se hablará con más extensión, es distinguible ultrasonográficamente aproximada a los 2 o 3 días postovulación (Bó, 1997, 1998).

3.4.4. Día 10 determinación de diámetro de cuerno uterino.

La forma de los cuernos uterinos también varía a lo largo del ciclo estral y se confirmó la teoría de que el útero de la vaca está muy contorneado y tortuoso en el momento de máxima concentración de progesterona y mucho menos a medida que se acerca al estro, Los resultados de estos estudios indican que la evaluación de la forma y tamaño del útero puede ser indicadora de la presencia de progesterona o de estrógenos (Corran, *et al*, 1986).

3.4.5. Determinación de la tasa de preñez en vacas.

Se determinó la tasa de preñez el día 45 mediante la ultrasonografía después de realizar la inseminación artificial a tiempo fija en la cual observamos el embrión. Hasta aquí, la ultrasonografía es una técnica útil para monitorear aspectos dinámicos de la fisiología reproductiva, Otros usos importantes que actualmente están tomando más vigencia, son la determinación precoz de preñez, el seguimiento del desarrollo embrionario para detectar anomalías del feto (Pierson, and Ginther, 1984).

3.5. APLICACIÓN DE DISPOSITIVO INTRAVAGINAL(CIDR ®)

Se apartó la cola del animal hacia un lado y se realizó la limpieza de la parte externa del tracto reproductivo de la vaca con agua, jabón.

Se usó guantes de látex y guantes obstétricos como protector en la manipulación del dispositivo.

Se lavó el aplicador entre una aplicación y las siguientes, con una solución desinfectante (Dodigen) y se secó el área con papel toalla.

Se aplicó abundante cantidad de lubricante en la punta del aplicador, inmediatamente se abrió los labios vulvares y deslizamos el aplicador, introduciendo con un suave ángulo (45° C) hacia arriba (Pharmacia And Upjohn Company., 2002).

RETIRO DE CIDR ®.- Se usó guantes de látex, para sujetar del cabo en forma suave pero firme para retirar el dispositivo (Pharmacia And Upjohn Company., 2002).

3.6. Aplicación de benzoato de estradiol (BE) prostaglandinas (PGF2 α), GnRH, y eCG.

- Se cargó las hormonas en las jeringas descartables sin exponerlas al sol, una jeringa para cada vaca y para cada hormona.
- se desinfectó la zona, con una torunda impregnada de alcohol yodado.
- se realizó una suave presión (Sumano, and Ocampo., 2006).
- se introdujo la aguja enseguida colocamos la hormona.
- se friccionó ligeramente la zona para evitar que la hormona se acumule.
- Todas estas hormonas se aplicaron por vía intramuscular.

3.7. INSEMINACIÓN ARTIFICIAL.

La inseminación artificial a tiempo fijo se realizó utilizando la técnica recto vaginal, usando semen de toros nacionales Jacarero con R.G. N° 15359 y Elipse con R.G. N° 13361, toros importados Deegan con R.G. N° 68146410, Karo con R.G. N° 120.0597.3675.9 y Brute con R.G. N° 68129316, con pajillas de 0.25 cc las importadas y de 0.50 las pajillas nacionales ubicado en Anexo n° 09.

3.8. PROCEDIMIENTO PARA LA UTILIZACIÓN DE LOS PROTOCOLOS DE SINCRONIZACIÓN

El procedimiento de sincronización de celo se realizó de la siguiente manera:

APLICACIÓN DEL TRATAMIENTO 1: CIDR®+BE (3mg)+ PGF2α + eCG+ GnRH

Una vez registrados los datos por vaca se procedió de la siguiente manera:

Día cero (primer día del tratamiento).- se aplicó el CIDR® de 1.38g de P4 activa a nivel de la vagina (análogo sintético de la progesterona), más 3mg de benzoato de estradiol (BE) esto por vía intramuscular (análogo sintético de estrógenos).

Día ocho.- se realizó el retiró del dispositivo CIDR® de 1.38g de P4 activa realizando una suave tracción del cabo que queda libre, además se ha administrado 0.150mg de PGF2α (prostaglandina F2α) más 400 UI de eCG (análogo sintético de PMSG) ambos por vía intramuscular.

Día diez.- se aplicó 10µg de GnRH, por vía intramuscular.

Inseminación artificial.- la inseminación artificial a tiempo fijo se realizó dentro de 52 a 54 horas posterior al retiro del dispositivo CIDR®.

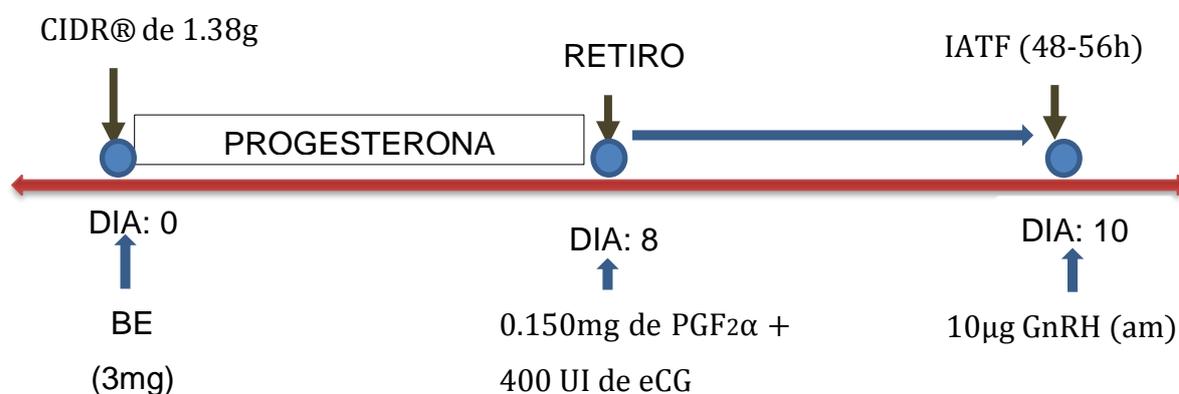


Figura 2: Protocolo I modificado de (Ferreira *et al.*, 2011)

APLICACIÓN DEL TRATAMIENTO 2: CIDR® + BE (6mg)+ PGF2α + eCG + GnRH

De la misma forma que el tratamiento 1, después de registrar los datos del animal se instauró el programa 2 de la siguiente forma:

Día cero (primer día del tratamiento).- se aplicó el CIDR® de 1.38g de P4 activa a nivel de la vagina (análogo sintético de la progesterona), más 6 mg de benzoato de estradiol (BE) esto por vía intramuscular (análogo sintético de estrógenos).

Día ocho.- se realizó el retiro del dispositivo CIDR® de 1.38g de P4 activa realizando una suave tracción del cabo que queda libre, además se ha administrado 0.150mg de PGF2α (prostaglandina F2α) más 400 UI de eCG (análogo sintético de PMSG) ambos por vía intramuscular.

Día diez.- se aplicó 10μg de GnRH, por vía intramuscular.

Inseminación artificial.- la inseminación artificial a tiempo fijo se realizó dentro de 52 a 54 horas posterior al retiro del dispositivo CIDR

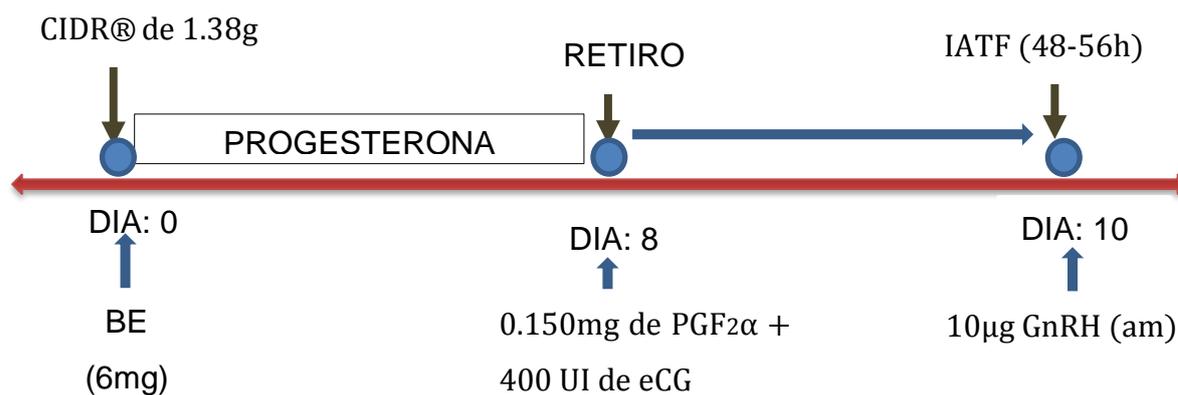


Figura 3: Protocolo II modificado de (Ferreira *et al.*, 2011)

3.9. DIAGNÓSTICO DE PREÑEZ

El diagnóstico de gestación se realizó a los 35 días post inseminación según el protocolo ya mencionado dicha evaluación se realizó mediante la técnica de ultrasonografía (ecógrafo portátil de uso veterinario Aloka SSD-500 con transductor transrectal de tipo lineal de 5MHz), para calcular el porcentaje de preñez se usó la siguiente fórmula:

$$\text{Tasa de preñez (\%)} = \frac{\text{Número de vacas preñadas}}{\text{Número total de vacas sincronizadas}} \times 100$$

3.10. ANÁLISIS ESTADÍSTICO.

Los datos obtenidos en el presente estudio, fueron llevados a una Prueba de Student ("T") Para las variables de diámetro folicular, regresión folicular, crecimiento folicular, número de folículos y diámetro de cuerpos lúteos, se determinó el promedio, desviación estándar y coeficiente de variación y la comparación de medias de ambos tratamientos haciendo uso de la prueba de t, cuya fórmula es la siguiente:

$$T = \frac{X_1 - X_2}{\sqrt{\frac{1}{n_1} + \frac{1}{n_2}}}$$

Dónde:

T = Valor de t calculada

X1 = Promedio del Protocolo 1

X2 = Promedio del Protocolo 2

n1= Número de observaciones en el Protocolo 1

n2= Número de observaciones en el Protocolo 2

(S1 y S2) = Desviación estándar de la muestra 1 y 2 respectivamente

Para evaluar la tasa de preñez, porcentaje de presencia y ausencia de cuerpo lúteo y porcentaje de regresión folicular, se utilizó una prueba Ji-cuadrado (prueba de independencia), cuya fórmula es el siguiente:

$$\chi^2 = \sum \frac{(f_e - f_o)^2}{f_e}$$

Dónde:

χ^2_c = valor de Chi cuadrado calculada

f_e = Frecuencias esperadas

f_o = Frecuencias observadas

IV. RESULTADOS Y DISCUSIONES

4.1. PRESENCIA Y AUSENCIA DE CUERPO LÚTEO (CL)

La tabla 04 muestra el porcentaje de ciclicidad según la presencia o ausencia de cuerpo lúteo (CL) en los dos grupos de estudio siendo estos de vacas Brown Swiss:

Tabla 4: Porcentaje de vacas con y sin cuerpo lúteo (CL) en ambos grupos

	T1: 3mg	Porcentaje (%)	T2: 6mg	Porcentaje (%)
Sin cuerpo lúteo (%)	4	25	3	18.75
Con cuerpo lúteo (%)	4	25	5	31.25
TOTAL	8	50	8	50

($p > 0.05$)

En el presente trabajo el porcentaje de vacas sin cuerpo lúteo (CL), en el primer tratamiento es de 25% y con cuerpo lúteo (CL) 25%, sin embargo en el segundo tratamiento sin cuerpo lúteo (CL) es de 18.75% y vacas con presencia de cuerpo lúteo (CL) es de 31.25 %, estos porcentajes sometidos a una prueba de Ji-cuadrada no muestran diferencia estadística lo que demuestra que la selección de las unidades experimentales (vacas Brown swiss) fueron al azar observándose que no existe dependencia entre la presencia de cuerpo lúteo en ambos tratamientos, el porcentaje de vacas con cuerpo lúteo (CL) en el primer tratamiento también es similar al segundo tratamiento. Esto estaría relacionado con la condición corporal que puede afectar la ciclicidad, por lo tanto la mala nutrición haría que el estradiol ejerza efectos inhibitorios sobre la secreción de GnRH del hipotálamo. Este efecto conduciría a pocos pulsos de LH que afectarían el crecimiento del folículo dominante (Foster y Nagatani,

1999). Santos, (2007) indica que el anestro en vacas se debería a la baja condición corporal que inhibe el comportamiento del celo reduciendo la respuesta del sistema nervioso central al estradiol ya que reduce la cantidad de receptores de estrógeno en el cerebro. Además que una restricción de energía en la dieta, tiene como resultado una pérdida de peso y condición corporal y por consiguiente una disminución en la actividad del ciclo estral debido principalmente a que se suprime la secreción de LH, reduce las concentraciones del factor liberador de insulina tipo I (IGF-I) y de glucosa e incrementa las concentraciones en el plasma de hormona de crecimiento (GH) y ácidos grasos no esterificados (NEFAs) (Richards *et al.*, 1991) los datos se encuentran en el **anexo 03, 02 y 01**.

Considerando el concepto anterior podemos mencionar que en el presente estudio, el porcentaje de vacas sin cuerpo lúteo mostraría que este porcentaje de animales no tuvieron ovulación en su ciclo anterior, esto podría deberse, a diversos factores como la mala nutrición, estación del año y otros relacionados con pérdida de condición corporal de los animales el cual está relacionado con el bloqueo de la actividad ovárica (Richards *et al.*, 1991). Comparado con los resultados de Callo, (2016) el porcentaje de vacas sin cuerpo lúteo fue de 44.4 % y con cuerpo lúteo 55.6% También reporto datos en vaquillas el 61.1% sin cuerpo lúteo, y el 38.9% son vaquillas con cuerpo lúteo. Los resultados que obtuvimos en este estudio es ligeramente inferior, lo cual se debe probablemente a que dicho autor utilizo dosis de hormonas diferentes, también se asume el efecto del medio ambiente y condición corporal.

4.2. DIÁMETRO FOLICULAR (mm) AL INICIO DE LA SINCRONIZACIÓN HASTA EL DÍA 02

Se observa los resultados del diámetro folicular el día 0 al día 02 de la sincronización de celo con dispositivo CIDR en vacas Brown Swiss:

Tabla 5: Diámetro folicular (mm) al inicio de la sincronización hasta el día 02.

BE	T1: 3mg		T2: 6mg	
	n°	$\bar{x} \pm DS$ (mm)	n°	$\bar{x} \pm DS$ (mm)
Folículos en crecimiento	5	9.4±3.44	3	6.33±2.08
Folículos en regresión	3	16.33±5.50	5	14.8±4.40
Total	8		8	

($p \leq 0.05$)

En el tratamiento I, utilizando 3 mg de BE en 8 vacas de los cuales 5 folículos crecieron y 3 folículos regresionaron y para el tratamiento II, se utilizó 6mg de BE, de los 8 vacas, 3 folículos crecieron y 5 folículos regresionaron para más detalle se puede observar en el **anexo 04, 01 y 02**, por lo que se puede indicar que a partir de 9.4±3.44mm de diámetro folicular crecieron esto en el primer tratamiento, sin embargo en el segundo tratamiento fue a partir de 6.33±2.08mm de diámetro folicular que llegaron a crecer o desarrollar normal. Por consiguiente los folículos que regresionaron se obtuvo como promedio en el primer tratamiento de 16.33±5.50mm de diámetro folicular y en el segundo tratamiento fue a partir de 14.8±4.40mm de diámetro folicular, estos resultados analizados estadísticamente a la prueba de T- student demuestra que si existe diferencia estadística.

Ginther, (2000) reporta en vacas Holando Argentino que ciclan normalmente, a los 2,8 días de la emergencia de la nueva onda folicular comienza la desviación folicular, donde un folículo de aproximadamente

8,5 mm de diámetro adquiere receptores de LH en la capa de la granulosa para continuar creciendo, mientras que los restantes folículos que emergieron dentro de la misma onda tienden a la atresia. Iñiguez, (2016) también menciona que folículo se hace dominante hacia el tercero o cuarto día cuando alcanza los 8.5 mm de diámetro. Los demás folículos que comenzaron la onda folicular pero no alcanzaron el diámetro de 8.5 mm regresan y experimentan atresia, podríamos asumir que el resultado en el presente estudio es ligeramente inferior al promedio obtenido por los autores mencionados, que se debe probablemente a que los animales son de razas diferentes, climas, medio ambiente y alimentación diferentes, la superioridad ligera de los datos mencionados por los autores el cual es relativo por que el porcentaje no es estadísticamente significativo.

La razón por la cual el folículo dominante puede crecer con bajos niveles de FSH mientras que los subordinados se atresian puede estar relacionada con la síntesis de receptores para LH en las células de la granulosa del folículo dominante (Barros *et al.*, 2000). Todos los folículos poseen receptores de LH en las células de la granulosa. Los receptores de LH aumentan abruptamente a partir del día 4 de la onda, cuando el folículo dominante tiene más de 8mm de diámetro (Bo *et al.*, 1995).

4.3. TASA DE CRECIMIENTO Y TASA DE REGRESIÓN FOLICULAR AL DÍA “2” DE LA SINCRONIZACIÓN DE CELO

En el presente estudio la tasa de regresión y la tasa de crecimiento se detallaran en la siguiente tabla:

Tabla 6: Tasa de crecimiento y tasa de regresión folicular al día 02 de la sincronización de celo

	T1: 3mg	$\bar{x} \pm DS$	T2: 6mg	$\bar{x} \pm DS$
		Diámetro (mm)		Diámetro (mm)
<i>tasa de crecimiento(mm/12h)</i>	5	1 \pm 0.47	3	0.33 \pm 0.14
<i>tasa de regresión (mm/12h)</i>	3	-1.17 \pm 0.52	5	-1.3 \pm 0.75
<i>Total</i>	8		8	

(P<0.05)

Se observa una diferencia estadística en el promedio del tamaño de los folículos en la sincronización de celo al día 02. En el primer tratamiento de las 08 vacas 05 vacas demostraron el crecimiento folicular y en cuanto a la regresión folicular fue de 03 vacas, sin embargo en el segundo tratamiento de las 08 vacas 03 vacas demostraron crecimiento folicular y 05 vacas demostró una tasa de regresión, En los cuales se observa que la tasa de crecimiento en promedio en el primer tratamiento es 1 \pm 0.47 mm/12h en cuanto a la tasa de regresión el promedio es de -1.17 \pm 0.52 mm/12h en cambio en el segundo tratamiento fue de 0.33 \pm 0.14 mm/12h la tasa de crecimiento y de -1.3 \pm 0.75 mm/12h la tasa de regresión, , para su mayor información se encuentra en el cuadro de **anexo 05**. Según Iñiguez, (2016) se asume que la LH se unirá a los receptores de las células de la granulosa estimulando una mayor producción de estradiol que le permitirá al folículo seguir creciendo aunque disminuyan los niveles de FSH circulante, por esta razón se dice que el folículo dominante mayor a 8mm es LH dependiente.

(Henao *et al.*, 2000) menciona que la tasa de crecimiento de los folículos dominantes en vacas Brahmán en clima tropical seco fue de 0.9 \pm 0.2 mm/día, (Coutinho *et al.*, 2007) de igual manera en vacas Guzerat

la tasa de crecimiento para los folículos dominantes de la primera, segunda y tercera ondas foliculares fue de 1.3 ± 0.09 ; 0.8 ± 0.08 y 1.0 ± 0.1 mm/día, respectivamente, (Moreira *et al.*, 2000) esto en vacas Gyr 1.0 ± 0.2 ; 1.0 ± 0.2 y 1.0 ± 0.2 mm/día. Asimismo Comparado con los resultados de Calá *et al.*, (2004), reporta que la tasa de crecimiento del folículo entre los días 7 y 9 con cuerpo lúteo funcional fue de 0.25 ± 0.8 mm/día y sin cuerpo lúteo funcional fue de 1.05 ± 0.9 mm/día podemos decir que estas vacas con cuerpo lúteo funcional son cíclicas, por consiguiente los resultados estudiados por estos autores son ligeramente superiores, lo cual se debe probablemente a que dichos autores utilizaron protocolos diferentes, interviene la raza, también se puede asumir las condiciones climáticas, y condición corporal.

4.4. PORCENTAJE DE VACAS CON REGRESIÓN FOLICULAR

En la presente tabla se muestra el porcentaje de vacas con regresión folicular al día 2 de la sincronización:

Tabla 7: Porcentaje de vacas con regresión folicular

BE	N	Diámetro folicular (Día 0)	VALORES EXTREMOS		Diámetro folicular (Día 2)	VALORES EXTREMOS		% REG. FOL.
		$\bar{x} \pm DS$	MAX	MIN	$\bar{x} \pm DS$	MAX	MIN	
		Diámetro (mm)			Diámetro (mm)			
T1: 3mg	3	16.33 ± 5.51	22	11	11.67 ± 5.51	18	8	37.5
T2: 6mg	5	14.8 ± 5.40	22	8	9.6 ± 3.13	13	7	62.5
Total	8							100

($p > 0.05$)

Se detalla el porcentaje de regresión folicular al día 02 de la sincronización en el tratamiento I, el porcentaje de regresión folicular fue de 37.5% el día cero de la sincronización el diámetro folicular fue de

16.33 mm \pm 5.51 este promedio solo de 3 vacas que entraron a un proceso de regresión folicular utilizando 3mg de benzoato de estradiol de un total de 8 vacas el día 02 de la sincronización disminuyo a 11.67mm \pm 5.51 por un proceso de regresión folicular, y en el tratamiento II, fue de 62.5% de regresión folicular, este resultado fue de 5 vacas quienes regresionaron de un total de 8 vacas con un promedio del día cero 14.8 mm \pm 5.40 a 9.6 mm \pm 3.13 del día 02.esto con la utilización de 6mg de benzoato de estradiol, para este estudio el tratamiento II, representa una dosis completa. Por consiguiente no existe diferencia estadística ($p>0.05$) **anexo 06.**

Según este autor indica que la atresia folicular es seguida de un aumento de FSH iniciando una nueva onda folicular, Cuando se utiliza benzoato de estradiol, la atresia es seguida por el comienzo de una nueva onda folicular a los 4 días, asegurando de esta manera la presencia de un folículo nuevo y un ovocito viable en el momento de retirar el dispositivo, 7 u 8 días después (Bó *et al.*, 2009). Asimismo este autor indica que cuando los folículos sufren atresia cesa la síntesis de estradiol y las concentraciones de P4 intrafolicular aumenta. Igualmente durante este proceso, se destacan algunos cambios morfológicos e histológicos, como son: núcleos picnóticos y fragmentación nuclear en las células de la granulosa, desprendimiento de las células de la granulosa por la pérdida de la matriz intercelular, desprendimiento del complejo cumulus-ovocito y en algunos casos hipertrofia de las células de la teca (Sharma, 2000).

4.5. DIÁMETRO FOLICULAR Y DIÁMETRO FOLICULAR PREOVULATORIO (mm) EN VACAS

Se observar el diámetro folicular y el diámetro folicular preovulatorio, en comparación de ambos grupos. Así como se muestra en la siguiente tabla:

Tabla 8: Diámetro folicular (mm) y diámetro folicular preovulatorio (mm) en vacas sincronizadas

DIAS	N	TRAT. I (3mg BE)		TRAT. II (6mg BE)	
		OD	OI	OD	OI
		$\bar{x} \pm DS$	$\bar{x} \pm DS$	$\bar{x} \pm DS$	$\bar{x} \pm DS$
		Diámetro (mm)	Diámetro (mm)	Diámetro (mm)	Diámetro (mm)
DIA 08 (Diámetro Folicular)	16	9 ± 2.16	11 ± 3.37	12 ± 3.61	14 ± 6.27
DIA 10 (Diámetro Pre ovulatorio)	16	10.5 ± 3.21	12.25 ± 4.23	11.67 ± 2.80	13.63 ± 4.21

($p \leq 0.05$)

Se muestra en el tratamiento I, como promedio se obtuvo en el ovario derecho de 9 ± 2.16 y en el ovario izquierdo de 11 ± 3.37 , sin embargo en el tratamiento II, como promedio se tiene 12 ± 3.61 , esto en el ovario derecho, y en el ovario izquierdo de 14 ± 6.27 , entre ambos tratamientos. Asimismo el diámetro folicular preovulatorio en el ovario derecho como promedio se obtuvo 10.5 ± 3.21 y 12.25 ± 4.23 , en el ovario izquierdo, esto con el tratamiento I (3mg) y de 11.67 ± 2.80 en el ovario derecho, 13.63 ± 4.21 esto en el ovario izquierdo en el tratamiento II (6mg), estos resultados demuestran que si existe diferencia estadística ($p \leq 0.05$). Según Henao, (2010) El diámetro máximo de los folículos dominantes en el ganado B. Indicus es menor que el que presenta en B. taurus y esto parece obedecer a una respuesta genética. **Anexo 07 y 10.**

Los datos reportados en el presente estudio del tamaño folicular al extraer el dispositivo es similar a los estudios reportados por Rhodes *et al.*, (1995) desarrollaron folículos dominantes con diámetro máximo de 10.2 ± 0.1 mm en vacas Brahman, mientras que las estudiadas por Henao (1998); Henao y Trujillo (2003); Henao y Gonzales (2008), desarrollaron un diámetro pre ovulatorio de 10 a 14 mm, comparado con los resultados de Ré *et al.* (2015) con 14.8 mm con dispositivos CIDR de 1.9 g y parecidos a los reportado por Bó *et al.* (2015) Con 11.8 mm en vacas sincronizadas con DIB de 0.5 g. Comparado con los resultados de estos autores los datos obtenidos en el presente estudio son similares, lo cual se debe probablemente a que dichos autores utilizaron protocolos parecidos de sincronización de celo con uso de CIDR y Benzoato de estradiol (BE) el cual juega un papel importante y principalmente en la coordinación del crecimiento de los folículos y la calidad de los ovocitos a través de sus efectos sobre la pulsatibilidad de la hormona luteinizante (LH) Bisinotto *et al.*, (2015). Bo *et al.*, (2003) en vacas cruzas *Bos indicus* que reportan folículos preovulatorios con diámetro máximo de 12.6 ± 0.4 mm y Callejas *et al.* (2015) en Vacas Aberdeen Angus negras con cría el folículo preovulatorio alcanzo un diámetro de 12.1 mm; la similitud comparada con lo reportado por Callejas *et al.* (2015) se debe probablemente a que vacas con cría que por el efecto del amamantamiento restablecen sus reservas de forma gradual y más lenta además que puede llevar a una desnutrición que inhibe el comportamiento del celo reduciendo la respuesta del sistema nervioso

central al estradiol, ya que reduce la cantidad de receptores de estrógeno en cerebro (Santos, 2007).

En vacas nelore que desarrollan tres ondas foliculares el diámetro del folículo ovulatorio (11.6 ± 0.2 mm) fue mayor que el de la primera y segunda ondas (10.4 ± 0.2 y 9.3 ± 0.3 mm, respectivamente); en las que desarrollan dos ondas el folículo dominante de la segunda alcanzó mayor diámetro (12.0 ± 0.2 mm) que el de la primera (11.3 ± 0.3 mm, Figueiredo *et al.*, (1997); De la Mata *et al.*, (2015) quienes reportan diámetros de 8.3 y 10 mm; a comparación de los datos reportados en el presente trabajo es ligeramente inferior a los datos en el presente estudio, esto probablemente se debe al cambio climático y estrés del animal y época en que se realizó el estudio.

El diámetro del folículo preovulatorio del tratamiento II, hallado en el presente estudio fue 11.67 ± 2.80 esto en el ovario derecho, 13.63 ± 4.21 ovario izquierdo estos resultados son ligeramente inferiores a lo reportado por Quispe (2014), en Vacas Brown Swiss que desarrollaron folículos preovulatorios con diámetro de 16.60 ± 4.55 mm y 16.56 ± 2.73 en sus dos grupos de tratamiento; esta diferencia se puede deber ya que el autor mencionado realizó la sincronización de celo utilizando otros protocolos de sincronización y dosis diferentes, Resultados similares a lo reportado en el presente estudio fue realizado por Ré *et al.* (2015) quienes reportan diámetros de folículos ovulatorios de 13.1 y 12.8 mm en vacas de raza Holando Argentina, estos resultados se pueden deber a que se utilizaron animales de producción de leche como también al

uso de protocolos de sincronización similares los que probablemente han podido actuar de forma similar en sus acciones endocrinológicas.

4.6. DIÁMETRO DE CUERNO UTERINO

La presente tabla muestra los promedios del diámetro de cuerno uterino como en el lado derecho e izquierdo en vacas de la raza Brown Swiss:

Tabla 9: Diámetro (mm) de cuerno uterino en vacas sincronizadas

DIAS	N	CUERNO DERECHO			CUERNO IZQUIERDO		
		X ± DS	MAX	MIN	X ± DS	MAX	MIN
		Diámetro (mm)			Diámetro (mm)		
DIA 0	16	25.5 ± 3.92	30mm	18mm	25.5 ± 3.78	32mm	21mm
DIA 08	16	24.6 ± 4.43	34mm	19mm	24.88 ± 5.19	36mm	20mm
DIA 10	16	28 ± 4.44	35mm	21mm	26.75 ± 3.45	34mm	23mm

(P ≥ 0.05)

se muestra el diámetro del cuerno uterino del lado derecho al inicio de la sincronización fue de 25.5 ± 3.92 mm, y en el cuerno izquierdo fue de 25.5 ± 3.78 mm, al momento del retiro del dispositivo en el derecho 24.6 ± 4.43 mm y el izquierdo 24.88 ± 5.19 mm sin embargo el día de la inseminación fue de 28 ± 4.44 mm a comparación del cuerno izquierdo 26.75 ± 3.45 mm anexo 07, en cuanto al análisis estadístico no existe diferencia estadística entre tratamientos (P ≥ 0.05), por otro lado Ángel, (2013) menciona fisiológicamente el útero se continúa con dos cuernos uterino (30 a 45 mm) de diámetro. que contrastado con otros estudios como Stahringer *et al.*, (2004), reporta que el diámetro de cuerno uterino seleccionado por score genital 2, 3, 4 y 5 fue de 24.3 ± 1.4, 25.3 ± 1.1, 28.2 ± 0.6 y 30.5 ± 0.9, a comparación con el estudio realizado, los resultados son ligeramente superiores, esto posiblemente se debe a que dicho autor realizo estudio en vaquillas cruce cebú, utilizando diferentes

protocolos de sincronización, además que los estudios se han realizado en medios diferentes, donde probablemente el manejo sea diferente. Anexo 09.

4.7. TASA DE PREÑEZ EN VACAS

En la presente tabla se muestra los porcentajes de preñez de vacas de la raza Brown Swiss:

Tabla.10: Tasa de preñez

Tratamiento	n° de vacas inseminadas	n° de vacas preñadas	Tasa de Preñez (%)
T1: (3mg)	8	2	25
T2: (6mg)	8	4	50

($P \leq 0.05$)

En el presente trabajo el porcentaje de preñez fue de 25% en el tratamiento I utilizando 3 mg de benzoato de estradiol, en el tratamiento II utilizando 6 mg de benzoato de estradiol fue de 50%, estos resultados analizados estadísticamente a la prueba de Ji-cuadrada demuestra que si existe diferencia estadística ($p \leq 0.05$) entre ambos tratamientos **anexo 08, 11 y 12**, a su vez los progestágenos pueden ser responsables de la formación de un folículo dominante persistente lo cual genera un ovocito no viable y estaría relacionado con la baja fertilidad (Gordon, 1996).

El porcentaje de preñez presentados en ambos grupos de animales en los dos tratamientos, muestran ser de regulares a buenos esta respuesta, además que la aplicación de eCG como función de LH tiene la capacidad de producir la formación de CL y por lo tanto una mayor producción de Progesterona, hormona que es importante para el mantenimiento de la preñez; ya que se ha demostrado que una acción

de la eCG es la de aumentar el tamaño y número de las células luteales (Rigoglio *et al.*, 2013). Además que el uso del CIDR y su Progesterona ejerce un efecto regulador sobre el eje hipotalámico – hipofisiario – gonadal y las diferencias en las concentraciones de progesterona en plasma se han asociado con cambios en la composición del líquido folicular, la expansión del cumulus, la competencia del ovocito, la calidad del embrión y la función uterina (Cerri *et al.*, 2011; Rivera *et al.*, 2011).

En el tratamiento II donde se aplicó 6 mg de benzoato de estradiol para iniciar el protocolo de sincronización utilizamos dispositivo intravaginal de progesterona CIDR® + Benzoato de estradiol (BE) + eCG + PGF2 α Y GnRH con IATF se obtuvo una tasa de preñez del 50% (4/8). En cambio en el tratamiento I ha sido 25 % que se lograron preñar en este estudio, ya que los animales que se sincronizaron pertenecen al grupo de producción quienes poseen niveles de estrógeno más bajos durante el proestro, estas menores concentraciones de estrógenos pueden estar causando disminución en la eficiencia de transporte espermático por el tracto uterino, por ello existe menor tasa de fertilización de los ovocitos y menos calidad embrionaria (Tschopp and Bó, 2015). Por el contrario niveles bajos de Progesterona durante el protocolo de sincronización aumentan la pulsatilidad de LH. Los autores indican que a mayores niveles de Progesterona en aquellas hembras que tenían CL al colocar el CIDR existe un menor crecimiento del folículo dominante lo que afectaría de forma negativa la ovulación (Cutaia *et al.*, 2003; Blengino *et al.*, 2015).

Comparando con otros trabajos similares tales como Quispe (2014) que realizo en el CIP chuquibambilla reporto un 68.75% de preñez en vacas *Brown Swiss* utilizando el protocolo de CIDR® + Benzoato de estradiol (BE) y eCG, Mientras que Choquepata (2013) reporto un 60% de preñez en vacas *Brown Swiss* en Paucarcolla Puno el protocolo que realizo es a base de DIB®+ estradiol y PGF2 α . De igual manera Masco (2010) que realizo en Acora –Puno en vacas *Brown Swiss* cruzadas con criollos utilizando un protocolo a base de CIDR® + Estrogenos y PGF2 logrando un 70% de preñez. Finalmente un reporte similar de Xu, Z. et al., (2000) indica que en el uso de CIDR + GnRH +PGF2 α y una dosis de Benzoato de estradiol (BE) al inicio de la sincronización, demostró un resultado de 55.5% de preñez en vacas lactantes no cíclicas de igual manera este autor realizo otro trabajo solamente modificando el tiempo de aplicación de PGF2® en el cual obtuvo un 51.8% de preñez en vacas no cíclicas. Esta diferencia estaría relacionado al estado corporal de las hembras en comparación de las vacas del presente estudio que conlleva a un aumento en la concentración de insulina y IGF-I quienes actúan como estimuladores de la proliferación de células de la granulosa, sinergia de FSH (esteroidogénesis por el aumento de la actividad de la Aromatasa P450) y aumento de la producción de Progesterona (CL posee receptores de IGF-I) (Sartori *et al.*, 2013). Además el restos de vacas probablemente se encuentren con problemas de anestro post parto, ciclicidad o no se hizo un reconocimiento adecuado de la presentación de celo lo cual estaría afectando negativamente los parámetros

reproductivos incrementando el intervalo parto concepción en vacas
(Mellisho, 2011).

V. CONCLUSIONES

- ✓ La aplicación de 3mg (media dosis) y 6mg (dosis completa) de benzoato de estradiol (BE) al inicio del tratamiento produce la regresión folicular (15.38mm) y por ende el desarrollo de una nueva onda folicular.
- ✓ La aplicación de 3mg (media dosis) Y 6mg (dosis completa) de benzoato de estradiol (BE) al inicio del tratamiento también produce el crecimiento folicular (8.25mm).
- ✓ El porcentaje de preñez en el T1 fue de 25% y en el T2 fue de 50% en vacas Brown Swiss.

VI. RECOMENDACIONES

- ✓ Se recomienda utilizar una dosis completa de benzoato de estradiol (BE) ya que se obtiene mejores resultados.

- ✓ Se recomienda utilizar este protocolo de sincronización en vacas problemas, a productores dedicados a la crianza de ganado vacuno en la región Puno.

- ✓ Se recomienda utilizar en otros protocolos la dosis de benzoato de estradiol (BE) analizando costos en cada sincronización.

VII. REFERENCIAS

- AUSTIN, E. J., M. MIHM, A. C. EVANS, P. G. KNIGHT, J. L. H. IRELAND, J. J. IRELAND, and J.F. ROCHE. 2001. Alterations in intrafollicular regulatory factors and apoptosis during selection of follicles in the first follicular wave of the bovine estrous cycle. *Biologic Reprod.* 64: 839-848.
- ADAMS, G. P., R. L. MATTERI, J. P. KASTELIC, and O. GINTHER. 1992. Association between surges of follicle stimulating hormone and the emergence of follicular waves in heifers. *J. Reprod. Fert.* 94: 177
- ADAMS, G. P. 1993. Dinámica folicular ovárica en el bovino adulto y prepuber. Simposio Internacional de Reproducción Animal. Octubre. Córdoba, Argentina.
- ASSEY, R. J., PURWANTARA, B. GREVE, T. HYTTEL, and P. SCHMIDT. 1993. Corpus luteum size and plasma progesterone levels in cattle after Cloprostenol Induced luteolysis. *Theriogenology*, 39: 1331-1342.
- ASCOLI, M. & D. L. SEGALOFF. 1996. Hormonas adenohipofisarias y sus factores liberadores hipotalámicos. Sección XIII. Cap.55 pp 1447-1467 En: GOODMAN & GILMAN (1996). Las bases farmacológicas de la terapéutica. Volumen 1. Editorial Panamericana.
- ASPRÓN, M. A. 2004. Curso de Actualización "Manejo Reproductivo del Ganado Bovino". En: Aviso. New York.
- ALLEN, W. R. 2001. Fetomaternal interactions and influences during equine pregnancy. *Reprod and Fert* 121, 513-527.
- AVILA, M. MADEIRA, M. C. LUCCI, S. AQUINO, and N. BAO. 2005. Morphometric and ultrastructure characterization of *Bos indicus* preantral follicles. *Animal Reproduction Science* 2005. 87: 45–57.

- ANGEL, J. C. 2013. Anatomía y fisiología reproductiva de la hembra bovina, universidad de Antioquia, Colombia y federal rio grande de Brasil, camilo.angel@inranutrigen.com
- BAVERA, G. A. 2005. Sincronización de celos. Cursos de Producción Bovina de Carne. Facultad de Agronomía y Veterinaria. Universidad Nacional de Río Cuarto; Córdoba, Argentina.
- BAIRD, D. T. 1978. Local Utero Ovarian relationships. In: D. B CRIGHTON, N. B. HYNES, G. R., Control of ovulation. buthetworks, London, pp 217-233.
- BATH, L. H., N. F. DICKINSON, A. H. TUCKR y D. R. APPLEMAN. 1982. Ganado lechero: Principios, prácticas, problemas y beneficios. Editorial Inter americana. Segunda edición california. EE.UU.
- BARROS, C. M., M. B. P. MOREIRA, R. A. FIGUEIREDO, A. B. TEIXEIRA, and L. A. TRINCA. 2000. Synchronization of ovulation in beef cows (*Bos indicus*) using GnRH, PGF2alpha and estradiol benzoate. *Theriogenology*; 53: 1121 – 1134.
- BELKYS, J., M. VÁSQUEZ, y P. BASTIDAS. 2005. Comportamiento reproductivo de vacas Brahman de primera lactancia suplementadas con proteína no degradable *Zootecnia Trop. Rev.* v. 23 n.4.
- BEHRENS, C. AURICH, J. KLUG, E. NAUMANN, and A. HOPPENH. 1993. Inhibition of gonadotropin release in mares during the luteal phase of the oestrous cycle by endogenous opioids. *J. Reprod. Fert.* 98: 509-514.
- BISINOTTO, R. S., L. O. CASTRO, M. B. PANSANI, C. D. NARCISO, N. MARTINEZ, L. D. P. SINEDINO, T. L. C. PINTO, N. S. VAN DE BURG WAL, H. M. BOSMAN, R. S. SURJUS, W. W. THATCHER, and J.

- E. P. SANTOS. 2015. Progesterone supplementation to lactating dairy cows without corpus luteum at the initiation of the Ovsynch protocol. *J. Dairy Sci.*, 98, 2515-2528.
- BÓ, G. A., G. P. ADAMS, R. A. PIERSON, M. CACCIA, H. TRÍBULO, and R. J. MAPLETOFT. 1994. Follicular wave dynamics after estradiol-17 β treatment of heifers with or without a progestogen implant. *Theriogenology*, 41, 1555-1569.
- BO, G. A., G. P. ADAMS, R. A. PIERSON, and R. J. MAPLETOFT. 1995. Exogenous control of follicular wave emergente in cattle. *Theriogenology*. 43: 31-40.
- BÓ, G. A., M. MEDINA, J. C. TEGLI, A. COSTAMAGNA, and G.M. BROGLIATTI. 2000. Fixed-timed artificial insemination in CIDR-B treated cows induced to ovulated with estradiol benzoate or GnRH. Proc. 14 the International Congress on Animal Reproduction (ICAR), 14-14, págs. 2-45. Stockolm, Sweden.
- BO, G. A., P. S. BARUSELLI, and M. F. MARTÍNEZ. 2003. Pattern and manipulation of follicular development in *Bos indicus* cattle. *Animal Reproduction Science*. 78:307-326.
- BÓ, G. A., L. E. CUTAIA, A. H. SOUZA, and P. S. BARUSELLI. 2009. Actualización sobre protocolos de IATF en Bovinos de leche utilizando dispositivos con progesterona. *Taurus*, 41,20-34.
http://www.produccionbovina.com/informacion_tecnica/inseminacion_artificial/145-IATF.pdf.
- BÓ, G.A., and M. CACCIA. 1997/1998. Examinación ultrasonografía del tracto reproductivo bovino. En: Modulo 111, Anexo 1, Ultrasonografía. Curso

de Post-Grado en Reproducción Bovina, Instituto de Reproducción Animal de Córdoba (IRAC), 3:19-37.

BÓ, G., J. DE LA MATA, E. RÉHUGUENINE, and A. MENCHACA. 2015. Alteraciones a los protocolos convencionales de Sincronización de la Ovulación en Ganado de Carne. Sociedad Latinoamericana de Reproducción Animal. Argentina. 33 – 46.

BLENGINO, G., G. WITT, S. PÉREZ, and L. CUTAIA. 2015. Efecto de primer, Segundo y tercer uso de DIB con 1.38 g de Progesterona sobre el porcentaje de preñez al IATF en vacas.

BURKE, C. R., M. L. MUSSARD, C. L. GASSER, D. E. GRUM, and M. L. DAY. 2003. Estradiol benzoate delays new follicular wave emergence in a dose-dependent manner after ablation of the dominant ovarian follicle in cattle. *Theriogenology*; 60: 647-658.

BUTLER, W., and R. SMITH. 1989. Interrelationship's between energy balance on postpartum balance reproductive function in dairy cattle. *J Dairy Sci* 72: 767-777.

BRYAN, M. A., G. BÓ, R. J. MAPLETOFT, and F. R. EMSLIES. 2013. The use of equine chorionic gonadotropin in the treatment of an estrous dairy cows in gonadotropin-releasing hormone/progesterone protocols of 6 or 7 days. *J. Dairy Sci.*, 96, 122-131.

BRAW-TAL, R. and Z. ROTH. 2005. Gene expression for LH receptor, 17 alpha-hydroxylase and Star in the theca interna of preantral and early antral follicles in the bovine ovary. *Reproduction*. 129: 453-61.

BROERS, P. 1996. Compendio de reproducción animal, segunda edición. Laboratorios intervét - España. Rev.

funcional al inicio del tratamiento. Facultad de ciencias veterinarias,
Buenos aires Argentina.

CALLO, D. 2016. Evaluación de la reutilización del DIB (dispositivo intravaginal bovino) sobre la dinámica folicular y tasa de preñez en vacas y vaquillas sometidas a un protocolo de sincronización de celos, facultad de medicina veterinaria y zootecnia, CIP- Chuquibambilla, Tesis. UNA – PUNO.

CERRI, R., F. CHEBEL, F. RIVERA, C. NARCISO, R. OLIVERA, G. AMSTALDEN, M. BAEZ-SANDOVAL, L. OLIVEIRA, W. THATCHER, E. SANTOS. 2011. Concentration of progesterone during the development of the ovulatory follicle: II. Ovarian and uterine responses. J. Dairy Sci. 94: 3352-3365.

CERNA, C., T.E. DEZA Y G.B.GLUEN. 1995. Reproducción de los animales domésticos. Primera edición. Universidad nacional de Cajamarca. Perú.

CORRAN, S., R.A. PIERSON, and O.J. GINTHER. 1986. Ultrasonography appearance of the bovine conceptt4-froni days 10 through-h 20. J. Am Vet Med Assoc; 189:128-294.

COLAZO, M.G., M.F. MARTINEZ, J.P. KASTELIC, and R.J. MAPLETOFT. 2000. Effects dose and route of administration of Cloprostenol on luteolysis, estrus and ovulation in beef heifers. Animal Reproduction Science.

FACUNDO, J. 2010. Compendio de reproducción animal. 2006. “Reproducción Bovina”, edición especial, editado por intervét wbc-niza, Francia, citado por Facundo, J., 2010. Evaluación del uso de dos métodos de sincronización de estro y porcentaje de preñez con el dispositivo

intravaginal bovino DIB-syntex® y dispositivo subcutáneo crestar ®, en ganado vacuno (boss taurus), Piura – Perú.

COLAZO, M.G., R.J. MAPLETOFT, M.F. MARTINEZ, y J.P. KASTELIK. 2007.

El uso de tratamientos hormonales para sincronizar el celo y la ovulación en vaquillonas, La Pampa, República Argentina, Volumen 9 - Número 1.

COUTINHO, G.T., J.H.M. VIANA, W.F. CAMARGO, A.M. FERREIRA, P.M.

PALHÃO y L.A.G. NOGUEIRA. 2007. Avaliação ultra-sonográfica, La Pampa, República Argentina, Volumen 9 - Número 1.

CORREA, A. 1999. Manual práctico de inseminación artificial en el bovino.

Federación de Estudiantes Agropecuarios de Venezuela FEAV. Comisión de estaciones experimentales FCV-UCV. Maracay, Venezuela. 26 pp.

CUNNINGHAM, J. 2003. Fisiología veterinaria. Tercera edición. Ed. Elsevier.

Madrid. 305-323p.

CUTAIA, L., J. TEGLI, D. MORENO, G.A. BO. 2001. Re sincronización de

Celos en Vaquillonas de Carne Utilizando Progestágenos y Benzoato de Estradiol. 4° Simposio Internacional de Reproducción Animal. Huerta Grande, Córdoba.

CUTAIA, L., G. VENERANDA, R. TRIBULO, P. BARUSELL, y G. BÓ. 2003.

Programas de Inseminación Artificial a tiempo fijo en Rodeos de Cría: Factores que lo afectan y Resultados Productivos. V Simposio Internacional de Reproducción Animal. 119 – 132.

- CHOQUEPATA, F. 2013. Evaluación de 3 protocolos de sincronización de celo en la inseminación artificial en vacas Brown Swiss del INIA Illpa. Tesis FCA Universidad Nacional del Altiplano. Puno.
- DE LOS REYES, M. 2011. I Simposio Latinoamericano de Reproducción Animal. Viña del Mar: Gráfica Ltda., ISBN: 978-956-345-709-4.
- DESCOTEAUX, L., G. GNEMMI, AND J. COLLOTON. 2009. Ultrasonography of the bovine female genital tract. Vol, pag, 25: 733–752
- D'OCCHIO, M.J., G. FORDYCE, T.R. WHYTE. 2000. Reproductive responses of cattle to GnRH agonists. *Animal Reproduction Science*, 60–61, 433–442.
- DUCHENS, M. y M. DE LOS REYES. 2008. Ciclo estral de la hembra bovina. Guía docente. Universidad de Chile, Facultad de Ciencias Veterinarias y Pecuarias, Unidad de Reproducción. Santiago, Chile.
- ECHEVERRAS, J. 2006. Endocrinología Reproductiva: Prostaglandina F2 α en vacas. Revisión bibliográfica. En: *Revista Electrónica de Veterinaria REDVET*. Vol. VII, No.01, Enero. <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet>.
- ETGEN, W. y P. REAVEES. 1985. Ganado lechero; alimentación y administración. 1ra edición. Editorial Limusa S.A. México.
- FERNANDEZ, A. 2003. Dinámica folicular: Funcionamiento y regulación. Departamento de reproducción animal. Facultad de medicina veterinaria y zootecnia, Montevideo, Uruguay.
- FERREIRA, R. M., H. AYRES, H. CHIARATTI, M. L. FERRAZ, A. B. ARAUJO, C. A. RODRIGUES, Y. F. WATANABE, A. A. VIREQUE, D. C. JOAQUIM, L. C. SMITH, F. V. MEIRELLES, AND P.S. BARUSELLI. 2011. The low

- fertility of the repeat breeder cows during summer heat stress is related to a low oocyte competence to develop into blastocysts. *J Dairy Sci.*
- FIGUEIREDO, R. A., C. M. BARROS, O. L. PINHEIRO. And J. M. P. SOLER. 1997. Ovarian follicular dynamics in Nelore breed (*Bos indicus*) cattle. *Theriogenology* 47(8): 1489-1505.
- FISSORE, R. A. 1986. The use of ultrasonography for the study of the bovine reproductive tract. II. Non pregnant, pregnant and pathological conditions of the uterus. *Anim. Reprod. Sci.* , 12: 167-177.
- FRICKE, P. M. 2007. Aplicaciones prácticas del ultrasonido para el manejo reproductivo en ganado lechero. Universidad de Wisconsin. Madison. Última consulta marzo.
- FOSTER, D.; S. NAGATANI. 1999. Perspectivas fisiológicas sobre la Leptina como regulador de la Reproducción: el papel de la pubertad tiempo. *Biol Reprod.* 60: 215-250.
- GINTHER, O. J., M. C. WILTBANK, P. M. FRICKE, J. R. GIBBONS, and K. KOT. 1996. Selection of the dominant follicle in cattle. *Biol Reprod.* 55: 1187-1194.
- GINTHER, O. J. 2000. Selection of the dominant follicle in cattle and horses. *Anim. Reprod. Sci.*, 60, 61-79.
- GUINTEHER, O. J. 1992. Reproductive biology of the mare: Basic and applied aspects. Segundo Edition. Ed. Equiservices. Wisconsin. 82-91p.
- GUYTON, A.C., and E. HALL. 1996. Medical physiology. Ed. W.B. Saunders Co. Philadelphia, Pennsylvania. 192-197p. rev.
- GUTIÉRREZ, J. C., R. PALOMARES, J. SANDOVAL, A. DE ONDIZ, G. PORTILLO, and E. SOTO. 2005. Uso del protocolo Ovsynch en el

- control del anestro postparto en vacas mestizas de doble propósito. Rev Cient FCV-LUZ 15:7-13.
- GUTIERREZ, J. C. 2008. Hormonas de la reproducción bovina, (desarrollo sostenible de ganadería doble propósito) MSc. capítulo XLII. Pag. (516-530).
- GORDON, I. 1996. Controlled Reproduction in Cattle and Buffaloes. Wallingford: CAB International. Pp. 133-166.
- GRAJALES, H., N. TOVÍO, y A. DUICA. 2011. Fundamentos de fisiología reproductiva en la hembra bovina. Primera edición.
- HAFEZ, E.S.E. y B. HAFEZ. 2002. Reproducción E Inseminación Artificial En Animales, 7a Edición. Editorial Mc Graw Hill Interamericana. México. 38 pp.
- HAFEZ, E.S.E. y B. HAFEZ. 2000. Reproducción e Inseminación Artificial en Animales. Editorial McGraw Hill Interamericana. 378p. 7ma Ed. México.
- HAFEZ, E.S.E. 1996. Reproducción e inseminación artificial en animales. Trad. R. Palacios Martínez. 6ta. edición. México, McGraw-Hill. 542 p.
- HENAO, G., A. M. OLIVERA, and J. G. MALDONADO. 2000. Follicular Dynamics during postpartum anestrus and the first estrous cycle in Sukled or non-sukled Brahman (*Bos indicus*) cows. Animal Reproduction Science 63: 127-136
- HENAO, G., y L.E. TRUJILLO. 2003. Dinámica folicular durante la gestación temprana: estudio de un caso en *Bos indicus*. Revista Facultad Nacional de Agronomía, Medellín 56(1): 1779-1788.
- HENAO, G. 1998. Descripción y comparación del restablecimiento del ciclo estral postparto en vacas Brahman sin y con amamantamiento en el

- trópico colombiano. Tesis Magister en Ciencias Reproducción Animal. Universidad de Antioquia, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Medellín. 28 p.
- HENAO, G. Y., y V. GONZÁLEZ. 2008. Relación de la variación del peso vivo y de la condición corporal con la dinámica folicular posparto en vacas cebú primerizas. Revista Facultad Nacional de Agronomía, Medellín 61(1): 4394-4399.
- HUANCA, W. 2001. Inseminación artificial a tiempo fijo en vacas lecheras. Rev. investig. vet. Perú, v.12 n.2 Lima julio /diciembre.
- IÑIGUEZ, F. 2016. Manipulación del Ciclo Estral en Ganado Bovino, MVZ, Fernando Iñiguez, Publicación Trimestral N° 23, Asesor técnico en Bovinos de Leche Laboratorios Virbac - México, S.A. de C.V.
- INEI. 2013. Instituto Nacional de Estadística e Informática. IV Censo Nacional Agropecuario, Lima (Perú). Rev.
- JARA, C. 2006. Uso de progestágenos, prostaglandinas en el manejo del ciclo estral de vacas e inseminación artificial en la provincia de canas cusco; tesis de la universidad nacional del altiplano; facultad de medicina veterinaria y zootecnia; Puno- Perú.
- JOHNSON, A. L. 2003. Intracellular mechanisms regulating cell survival in ovarian follicles. Anim Reprod Sci, 78:185-201.
- KASTELIC, J. P., S. CURRAN, S., R.A., PIERSON, and O. J. GINTHER. 1992. Ultrasonic evaluation of the bovine conceptus. WCVN June Conference. Saskatoon, Saskatchewan.
- KASTELIC, J. P., and O. J. GINTHER. 1989. Fate of conceptus and corpus luteum after induced embryonic loss in heifers. JAVMA, 194:922-928.

- LANE, E. A., E. J. AUSTIN, J. F. ROCHE, and M. A. CROWE. 2001. The effect of estradiol Benzoate or a Synthetic Gonadotropin-releasing hormone used at the Start of a Progesterone Treatment on estrous response in Cattle. *Theriogenology*. 56: 79-90.
- LARSON, L. L. and J. H. BALL. 1992. Regulation of estrous cycle in dairy cattle: a review. *Theriogenology*. 55: 255-267.
- LIU, X., Q. DAI, and N. C. RAWLINGS. 2007. Ultrasonographic image attributes of non-ovulatory follicles and follicles with different luteal outcomes in gonadotropin releasing hormone (GnRH) treated anestrous ewes. *Theriogenology*. 67, 957-969.
- MC DONALD, L. E. 1991. Reproducción y endocrinología veterinaria 2da edición; editorial interamericana MEXICO.
- MARTÍNEZ, P. 2005. Fisiología reproductiva de la hembra. Tesis, Universidad Nacional. Primera edición. Bogotá.
- MARTINEZ, M. F., J. P. KASTELIC, G. P. ADAMS, R.B. COOK, W.O. OLSON, and R. J. MAPLETOFT. 2000. The use of progestin's in regimens for fixed-time artificial insemination in beef cattle. *Theriogenology*; 57:1049-1059.
- MARTINEZ, M. G., ADAMS, D. G. BERGFELT J., D, KASTELIC and R., J., MAPLETOFT. 1999. Effect of LH or GnRH on the dominant follicle of the first follicular wave in heifers. *Animndal Reproduction Sciences*, 57: 23-33.
- MACEDO, R. 2015. Evaluación ultrasonografía de estructuras ováricas y tasa de presentación de celo en vaquillas Brown swiss sincronizadas con dos

protocolos en el CIP- Chuquibambilla, tesis MVZ, universidad nacional del altiplano, PUNO- PERU.

MASCO, W. 2010. Utilización de dos protocolos de sincronización e inseminación artificial a tiempo fija en vacas cruce Brown Swiss en Acora Puno. Tesis FMVZ-UNA-Puno.

MEDURI, G., A. BACHELOT, M.P. COCCA, C. VASSEUR, P. RODIEN, F. KUTTENN, P. TOURAINÉ, and M. MISRAHI. 2008. Molecular pathology of the FSH receptor: New insights into FSH physiology *Molecular and Cellular Endocrinology* Volume 282, Issues 1-2, 30 January, Pages 130-142.

MELLISHO, E. 2011. Manual de reproducción de Ganado de carne. Agro Banco. Lima - Perú. Rev.

MIHM, M., E. J. AUSTIN, T. E. M. GOOD, J. L. H. IRELAND, P. G. KNIGHT, J. F. ROCHE, and J. J. IRELAND. 2000. Identification of Potential Intrafollicular factors involved in Selection of Dominant Follicles in heifers. *Biol. Reprod.* 63: 811-819.

MOREIRA, F., C. RISCO, M. PIRES, J. ABROSE, M. DROST, and W. THATCHER. 2000. Use of bovine somatotropin in lactating dairy cows receiving timed artificial insemination. *J Dairy Sci*, 83:1237-1247

MONTOYA, J. 1981. La Inseminación artificial en Colombia. Colanta. Antioquia, Colombia. 187 pp.

MONTAÑO, E. y Z. RUIZ. 2005. ¿Por qué no ovulan los primeros folículos dominantes de las vacas cebú posparto en el trópico colombiano? *Rev. Col. Cienc. Pec.* Vol. 18:2.

- PALMA, G. 2008. Biotecnología de la reproducción. 2ed. Argentina. Producción Gráfica integral.
- PHARMACIA and UPJOHN COMPANY. 2002. bovina – elite, obtenido de bovine elite, <http://www.Bovine-elite.com/CIDR-Span.pdf>.
- PETER, A., y P. BALL. 1991. “reproducción de ganado vacuno” Editorial Acribia – S.A. Zaragoza- España.
- PIERSON, R. A. and O. J. GINTHER. 1984. Ultrasonography for the detection of pregnancy and study of embryonic development in heifers. Theriogenology; 22:225-233.
- PFIZER, S. 2005. Salud animal (Ganado en pastoreo). Ubicación en la página web: http://www.pfizerah.com.mx/product_overview.asp?drug=CI&country=MX&lang=SP&species=PA.
- PURSLEY, J. R., M. O. MEE and M. C. WILTBANK. 1995. Synchronization of ovulation in dairy cows using PGF2a and GnRH. Theriogenology, 44: 915-923.
- PURSLEY, J. R., M. R. KOSOROK, and M. C. WILTBANK. 1997. Reproductive management of lactating dairy cows using synchronization of ovulation. J Dairy Sci. 80: 301 – 306
- QUISPE, N. R., R. D. ROJAS y H. W. DEZA. 2014. Determinación ultrasonográfica de estructuras ováricas y gestación en vacas Brown swiss sometidas a dos protocolos de sincronización. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Tesis, Universidad Nacional del Altiplano Puno-Perú.
- QUISPE, A. 2013. Evaluación ultrasonográfica de la dinámica folicular interestril en vacas Brown Swiss en el CIP Chuquibambilla, Tesis, Facultad de

Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional del Altiplano
Puno-Perú.

- RANFERI, G., E. CEJUDO, L. CARRANZA, and G. HERNÁNDEZ. 2010. Síndrome de hiper estimulación ovárica. *Revista Mexicana de Medicina de la Reproducción*; 2(3):67-73.
- RATHBONE, M. J., C. R. BUNT, C. R. OGLE, S. BURGGRAAF, K. L. MCMILLAN, and C. R. BURKE. 2002. Reengineering of a commercial y available bovine intravaginal insert (CIDR insert) containing progesterone. *J. Controlled Release*. (85): 105-115.
- RÉ, M., G. CURCHOD, D. ALESSIO, M. CACCIA, J. DE LA MATA, and G. BÓ. 2015. Tratamientos que prolongan el proestro usando Estradiol y Progesterona en Vaquillonas de Leche. VII Simposio Internacional de Reproducción Animal – IRAC. Argentina. 159 -166.
- RECABARREN, S., E. LOBOS, A. POBLETE, O. MUÑOZ, P. PARILO, and J. PULSATILE. 2003. Follicle Stimulating Hormone (FSH) Secretion in Prepubertal Female sheep with and without food Restriction. *Arch. med. vet.* v.35 n.2. 179
- RIVADENEIRA, V. 2013. Ciclo estral bovino. Sistema de revisiones en investigación veterinaria de san marcos – Sirivs-UNMSM, Lima-Perú
- RICHARDS, M., R. WETTEMANN, L. SPICER, and L. MORGAN. 1991. Nutritional anestrus in beef cows: Effects of body condition and ovariectomy on serum luteinizing hormone and insulin like growth factor. *Biology Reproduction*. 44:961-966.
- RIGOGLIO, N., L. FÁTIMA, J. HANASSAKA, G. PINTO, A. MACHADO, L. GIMENES, P. BARUSELLI, F. RENNÓ, C. MOURA, I. WATANABE, and

- P. PAPA. 2013. Equine chorionic gonadotropin alters luteal cell morphologic features related to Progesterone synthesis. *Theriogenology*. 79: 673-679.
- RIVERA, F., L. MENDOCA, G. LOPES, E. SANTOS, M. PEREZAMSTALDEN, A. CORREA-CALDERÓN, and R. CHEBEL. 2011. Reduced progesterone concentration during growth of the first follicular wave affects embryo quality but no has effect on embryo survival post transfer in lactating dairy cows. *Reproduction*. 141:333-342.
- ROSEMBERG, M. 2002. La ganadería bovina en el Perú, Tesis, Universidad Científica el Sur, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Perú.
- ROBERTS, S. J. 1971. *Veterinary obstetrics and genital diseases*. Second edition. Ithaca-NY: Ed. Edwards brothers inc., p. 343-375.
- ROJAS, R. 2007. *Bovinos manejo y crianza*. Primera edición, editorial universitaria, libro, UNA-PUNO-PERU.
- RHODES, F., G. D. MATH, and K.W. ENTWISTLE. 1995. Animal and temporal effects on ovarian follicular dynamics in Brahman heifers. *Animal Reproduction Science* 38(4): 265-277.
- RUBIANES, E. 2000. Avances en el conocimiento de la fisiología ovárica de los pequeños rumiantes y su aplicación para el manejo reproductivo, *Actas de Fisiología*. 6: 93-103
- RUTTER, B. 2004. Detección de celo y programas reproductivos dirigidos en vacunos lecheros. Tesis, *Theriogenologia*. Facultad de ciencias veterinarias. Universidad de buenos aires. Argentina.

- SÁNCHEZ, R. y E. ALFONSO. 2000. Ultrasonografía en reproducción animal. Tecnología Veterinaria. Disponible en: www.produccion-animal.com.ar. Consultado en 05 – 09 – 2011.
- SANTOS, J. 2007. Optimization tips and alternatives for timed insemination at first service. Proc. Dairy Cattle Reproductive Conference, pp 23-34.
- SARTORI, R., M. GUARDIERIO, R. SURJUS, A. CANAVESSI, L. MELO, A. PRATA, and M. BASTOS. 2013. Fatores nutricionais que afetam a reprodução em gado de corte y leiteiro. X Simposio Internacional de Reproducción Animal. Argentina. 49 – 61.
- SEGUIN, B. 1987. Control of the Reproductive cycle in Dairy Cattle. Proceedings of the Annual Meeting of the Society for Theriogenology, pp. 300-308.
- SENAMHI. 2016. Dirección regional de puno, Servicio nacional de meteorología e hidrología, ubicado en la página web: <http://puno@senamhi.gob.pe/>.
- SEPÚLVEDA, N. 2001. Limitantes en los programas de inseminación artificial en ganaderías lecheras del sur de Chile. Rev Inv Vet, Perú 12 (Supl 1): 105-110.
- SHARMA, R. K. 2000. Follicular atresia in goat: A review. Indian J Anim Sci 70: 1035- 1046.
- SINTEX, S. 2005. Fisiología reproductiva de bovino. Laboratorio de especialidades veterinarias. Disponible en www.produccion-animal.com.ar consultado en 15 – 08 – 2011.
- SIROIS, J. and J.E. FORTUNE. 1988. Ovarian follicular dynamics during the estrous cycle in heifers monitored by real-time ultrasonography. Biology Reprod; 39:308-317.

- SORENSE, A. M. 1991. Reproducción Animal; Principios y Prácticas; Editorial Mc Graw; México.
- SOUZA A.H., A.M. WOSNIACKI, J.R.S. TORRES, C.M. MARTINS, H. AYRES, and P.S. BARUSELLI. 2006. Factores que afectan el cuerpo lúteo durante el ciclo estral de vacas Holandesas de alta producción. *Scientiae Veterinariae* (Proc. Annual Meeting of the Brazilian Society of Embryo Technology; SBTE), 34, 368.
- SUMANO, H. & L. OCAMPO. 2006. Farmacología veterinaria, tercera edición, México: Mc Graw – Hill Interamericana.
- STAHRRINGER, R. C., G. MAIDANA y L. SUAREZ. 2004. Efecto de dos esquemas de administración de GnRH y prostaglandina en la sincronización de celo de vaquillas cruce cebú con distinto grado de desarrollo genital. E.E.A.INTA colonia Benítez, resistencia, Chaco, Argentina. www.produccion-animal.com.ar.
- STEVENSON, J. 1995. Mida y entienda la eficiencia reproductiva. Hoard's dairy man en español. Abril. pp. 23 -29, México Editorial Patagonia.
- STEVENSON, J. S., M. K. SCHMIDT, and E. P. CALL. 1983. Factors affecting reproductive performance of dairy cows first inseminated after five weeks postpartum. *J Dairy Sci* 66: 1148-1154.
- SPRECHER, D. J., R. L. NEBEL, and S. S. WHITMAN. 1989. The predictive value, sensivity and specificity of palpation per rectum and transrectal ultrasonography for the determination of bovine luteal status. *Theriogenology*, 31 (6): 1165-1172.
- TURNBULL, A. C., M. D. MITCHELL, M. J. KEIRSE, J. D. BRUNT, and A. B. M. ANDERSON. 1977. Concentrations of the prostacyclin metabolite, 6–

keto-prostaglandin $f1\alpha$, in amniotic fluid during late pregnancy and labour. Headington, Oxford OX39DU.

- THATCHER, W., M. DROST, J. SAVIO, K. MACMILLAN, K. ENTEWISTLE, E. SCHMITT, R.L. DE LA SOTA, and G. MORRIS. 1993. New clinical uses of GnRH and its analogues in cattle. *Anim. Reprod. Sci.* 33:27- 49.
- THATCHER, W., F. MOREIRA, C. STAPLES, C. RISCO, T. DÍAZ, D. AMBROSE, and A. ADAMS. 1998. Fisiología y endocrinología de la reproducción para mejorar la eficiencia reproductiva en el ganado bovino. En: *Mejora de la ganadería mestiza de doble propósito*. C. González-Stagnaro, N. Madrid-Bury y E. Soto-Belloso. Edición Astro Data S.A. Maracaibo-Venezuela. XXIII. 443-480.
- TSCHOPP, J., y G. BÓ. 2015. Momento de inseminación y expresión de celos en vacas lecheras sincronizadas con dispositivos con progesterona y estradiol. XI Simposio Internacional de Reproducción Animal. Argentina. 209 - 233.
- TEJERO, J. 2008. Diagnóstico ultraprecoz de gestación en el ganado vacuno mediante la exploración ecográfica del cuerpo lúteo y determinación del sexo del feto mediante valoración de los niveles plasmáticos de testosterona. Tesis doctoral. Universidad de León, Facultad de Veterinaria. León. España.
- VATTI, G. 1962. Ginecología y obstetricia veterinaria. 3ra edition. Turin-Italia,. 512p. versus nonpregnant dairy cows. En: *Journal of Dairy Science* Vol); p 115-123.

WILTBANK, M. C. 1997. How information of hormonal regulation of the ovary has improved understanding of timed breeding programs. Proceedings of the Annual Meeting of the Society for Theriogenology, pp. 83-97.

WILTBANK, M. C. 2011. Managing the dominant follicle in lactating dairy cows., Advances in Bovine Reproduction and Embryo Technology. Theriogenology 76 1568–1582

ZEMJANIS, R. 1974. Reproducción animal; 1ra Edición, Editorial Limosa, MEXICO.

ANEXO

TABLA N° 01: REGISTRÓ DE VACAS BROWN SWISS GDB-AYAVIRI

N°	NOMBRE	REGISTRO GENEALÓGICO	EDAD	PESO VIVO(Kg)	C.C.
1	NENA		4D	300	2,2
2	ANDREA	OI24216	4D	300	2,2
3	ALICIA		BLL	320	2,4
4	KAROL	OI35949	BLL	340	2,4
5	GEMA	OI35954	BLL	400	3,0
6	MERY	OI35968	BLL	380	2,8
7	ADELA		BLL	370	2,8
8	LOLA	OI35932	BLL	300	2,2
9	FRESIA	OI35930	BLL	310	2,4
10	JEANET	OA6371	BLL	300	2,2
11	MARTHA	OI35936	BLL	400	3
12	KIKA		2D	320	2,4
13	PRIXI	OI35964	BLL	300	3,0
14	RAXI		BLL	300	2,8
15	SOLE		6D	300	2,0
16	LIDIA	OI35938	BLL	310	2,2

TABLA N° 02: HISTORIA GINECOLÓGICA DE VACAS SINCRONIZADAS

NOMBRE	FECHA PARTO	CONSECUENCIAS	OBSERVACIONES
NENA	20/05/2016	Aborto	6mg BE
ANDREA	09/03/2016		6mg BE
ADELA	05/05/2016	retención placentaria	6mg BE
LOLA	08/05/2016	retención placentaria	6mg BE
SOLE			6mg BE
LIDIA	04/04/2015	Vaca problema	6mg BE
PRIXI	02/02/2015	Vaca problema (quiste ovárico)	6mg BE
KIKA		Vaca problema	6mg BE
ALICIA	29/03/2016	retención placentaria	3mg BE
KAROL	31/05/2016	retención placentaria	3mg BE
GEMA	12/06/2016	retención placentaria	3mg BE
MERY	01/08/2016		3mg BE
FRESIA	14/12/2015		3mg BE
JEANET	22/11/2015		3mg BE
RAXI	10/03/2015	Vaca problema	3mg BE
MARTHA	27/04/2015	Vaca problema	3mg BE

TABLA N° 03: PRUEBA DE JI - CUADRADA PARA PORCENTAJE CON Y SIN CUERPO LÚTEO

N°	NOMBRE	ESTRUCTURA OVARICA AL DIA 0	DOSIS	N°	NOMBRE	ESTRUCTURA OVARICA AL DIA 0	DOSIS
1	NENA	CL	6mg	1	ADELA	CL	3mg
2	ANDREA	CL	6mg	2	JEANET	SIN	3mg
3	ALICIA	SIN	6mg	3	MERY	SIN	3mg
4	LOLA	SIN	6mg	4	FRESIA	SIN	3mg
5	SOLE	CL	6mg	5	MARTHA	CL	3mg
6	KIKA	SIN	6mg	6	GEMA	CL	3mg
7	PRIXI	CL	6mg	7	RAXI	SIN	3mg
8	LIDIA	CL	6mg	8	KAROL	SIN	3mg
	CON CL TOTAL	5				3	
	SIN CL TOTAL	3				5	

PORCENTAJE CON Y SIN CUERPO LÚTEO					
	T1		T2		Total
	Observado	Esperados	Observado	Esperados	
SIN CL	25	21.88	18.75	21.88	43.75
CON CL	25	28.13	31.25	28.13	56.25
Total	50		50		100

X²c	1.586
X 0.05, 1	3.84

TABLA N° 04: DIAMENTRO FOLICULAR AL INCIO DE LA SINCRONIZACIÓN

N°	NOMBRE	DIA 0 DE LA SINCRONIZACIÓN TAMAÑO FOLICULAR 6mg BE	N°	NOMBRE	DIA 0 DE LA SINCRONIZACIÓN TAMAÑO FOLICULAR 3mg BE
1	NENA	14	1	ADELA	22
2	ANDREA	18	2	JEANET	11
3	ALICIA	8	3	MERY	9
4	LOLA	12	4	FRESIA	8
5	SOLE	4	5	MARTHA	8
6	KIKA	8	6	GEMA	6
7	PRIXI	22	7	RAXI	16
8	LIDIA	7	8	KAROL	16
	PROMEDIO	11.625		PROMEDIO	12
	DS	6.093028803		DS	5.652643714
	Tc	-0.129459			
	T 0.05	2.14 – 0.89			

TABLA N°05: PRUEBA DE T PARA LA TASA DE CRECIMIENTO Y REGRESIÓN FOLICULAR

N°	NOMBRE	TASA DE REGRESION	DOSIS	NOMBRE	TASA DE CRECIMIENTO	DOSIS
1	NENA	-1.75	6mg	ALICIA	0.25	6mg
2	ANDREA	-1.25	6mg	GEMA	1.75	6mg
3	ADELA	-1	3mg	MERY	1	3mg
4	LOLA	-1	6mg	FRESIA	1	6mg
5	JEANET	-0.75	3mg	MARTHA	1	3mg
6	KIKA	-0.25	6mg	SOLE	0.5	6mg
7	PRIXI	-2.25	6mg	LIDIA	0.25	6mg
8	RAXI	-1.75	3mg	KAROL	0.25	3mg
	PROMEDIO	-1.25		PROMEDIO	0.75	
	DS	0.64086994		DS	0.53452248	
	CV	-36.6211397		CV	71.2696645	
	Tc	-6.779				
	T 0.05	1.76				

TABLA N° 06: PRUEBA DE JI - CUADRADA PARA EL PORCENTAJE DE VACAS CON REGRESIÓN FOLICULAR

N°	NOMBRE	TASA DE REGRESIÓN	DOSIS
1	NENA	-1.75	6mg
2	ANDREA	-1.25	6mg
3	ADELA	-1	3mg
4	LOLA	-1	6mg
5	JEANET	-0.75	3mg
6	KIKA	-0.25	6mg
7	PRIXI	-2.25	6mg
8	RAXI	-1.75	3mg
	PROMEDIO	-1.25	
	DS	0.64086994	
	CV	-36.6211397	

% REGRESIÓN FOLICULAR		
	Observado	Esperados
T1: 3mg	37.5	50
T2: 6mg	62.5	50
Total	100	

X²c	6.25
X 0.05, 1	3.84

TABLA N° 07: DIÁMETRO FOLICULAR Y DIÁMETRO PREEVULATORIO

N°	IDENTIFICACION	DIA 08 (diámetro folicular)		DIA 10 (diámetro ovulatorio)		DOSIS
		OVARIO DERECHO	OVARIO IZQUIERDO	OVARIO DERECHO	OVARIO IZQUIERDO	
2	FRESIA	-	-	-	12	3mg
3	JEANET	-	-	-	18	3mg
4	RAXI	-	-	13	4	3mg
5	KAROL	12	13	13	11	3mg
6	GEMA	9	6	14	10	3mg
7	MERY	8	13	9	14	3mg
8	ADELA	15	22	15	22	3mg
	PROMEDIO	11	13.5	12.8	13	
	DS	3.1622777	6.557439	2.280351	5.802298	
	CV	28.747979	48.57362	17.81524	44.63306	
		DIA 08		DIA 10		
N°	IDENTIFICACION	OVARIO DERECHO	OVARIO IZQUIERDO	OVARIO DERECHO	OVARIO IZQUIERDO	DOSIS
2	KIKA	-	-	7	13	6mg
3	PRIXI	-	-	10	8	6mg
4	SOLE	-	-	-	7	6mg
5	LIDIA	-	-	-	14	6mg
6	NENA	-	16	13	16	6mg
7	ANDREA	13	9	13	14	6mg
8	ALICIA	7	12	7	16	6mg
	LOLA	8	9	12	10	6mg
	PROMEDIO	9.3333333	11.5	10.33333	12.25	
	DS	3.2145503	3.316625	2.804758	3.494894	
	CV	34.44161	28.84022	27.14282	28.52975	
	Tc	2.18	1.85	1.98	0.30	
	T 0.05	0.015	0.018	0.016	0.38	

TABLA N° 08: PRUEBA DE JI-CUADRADO PARA TASA DE PREÑEZ.

Tasa de preñez					
	T1		T2		Total
	Observado	Esperados	Observado	Esperados	
Preñaron	25	37.5	50	37.5	75
No preñaron	75	62.5	50	62.5	90
Total	100		100		200

X²c	13.34
X 0.05, 1	3.84

TABLA N° 09: PRUEBA DE T PARA EL DIAMETRO DE CUERNO UTERINO DERECHO E IZQUIERDO

	CUERNO DERECHO (mm)			CUERNO IZQUIERDO (mm)		
	DIA 0	DIA 08	DIA 10	DI 0	DIA08	DIA 10
NENA	18	21	25	22	20	23
ANDREA	30	25	35	24	22	28
ALICIA	24	26	33	21	23	34
KAROL	25	24	21	26	23	24
GEMA	30	23	26	32	28	25
MERY	28	34	29	25	36	27
ADELA	24	19	27	24	21	25
LOLA	25	25	28	30	26	28
PROMEDIO	25.5	24.6	28	25.5	24.9	26.8
DS	3.9279220	4.4380658	4.4400772	3.779644	5.1944338	3.453776
Tc	0.27					
T 0.05	0.76					

TABLA N°10: VALORES INDIVIDUALIZADOS DEL DIAMETRO (mm) MÁXIMO DEL FOLICULO DOMINANTE EN VACAS BROWN SWISS DEL ALTIPLANO

	TRATAMIENTO	OVARIO	TRATAMIENTO	OVARIO
	II 6mg		I 3mg	
DIAMETRO (mm) MAXIMO DE CADA FOLICULO DOMINANTE EL DIA 0	14	DERECHO	16	IZQUIERDO
	18	DERECHO	6	DERECHO
	8	IZQUIERDO	9	DERECHO
	12	DERECHO	22	IZQUIERDO
	8	DERECHO	8	IZQUIERDO
	22	DERECHO	11	IZQUIERDO
	4	DERECHO	8	DERECHO
	7	IZQUIERDO	16	DERECHO
N	8		8	
PROMEDIO	11.22		11.56	
DS	4.949747468		0	

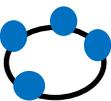
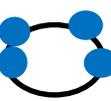
TABLA N° 11: CONTROL DE SERVICIOS

N°	TRATAMIENTO 1 (3mg)		N°	TRATAMIENTO 2 (6mg)	
	NOMBRE DE LA VACA	NOMBRE DEL TORO		NOMBRE DE LA VACA	NOMBRE DEL TORO
1	Fresia	ELIPSE	9	Nena	BRUTE
2	Jeanet	ELIPSE	10	Andrea	BRUTE
3	Martha	KARO	11	Alicia	DEEGAN
4	Karol	KARO	12	Kika	DEEGAN
5	Gema	BRUTE	13	Prixi	JACARERO
6	Mery	BRUTE	14	Lola	JACARERO
7	Adela	DEEGAN	15	Sole	ELIPSE
8	Lola	JACARERO	16	Lidia	ELIPSE

TABLAS N° 12: OVARIOGRAMA DEL PROTOCOLO DE SINCRONIZACIÓN

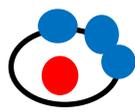
OVARIOGRAMA 02: FICHA DE REGISTRO PARA LA SINCRONIZACIÓN DE CELO GRANJA DON BOSCO (PICHACANI)

IDENTIFICACIÓN DEL ANIMAL:.....**NENA**.....ESTABLO:.....
 RESPONSABLE:.....EQUIPO:.....
 CARACTERÍSTICAS DE LA ECOGRAFÍA:..... ECOGRAFÍA:.....

N°	OVARIO		DIAMETRO DEL ÚTERO	OBSERVACIÓN
	DERECHO	IZQUIERDO		
DIA 0	 1F : 14mm CL: 11mm	 Folículos pequeños 4F : 5mm	OD: 18mm OI: 21-22mm	CIDR + BE (6mg)
DIA 02	 1F: 7mm CL: 13 mm	 Folículos pequeños 4F : 5mm		Ecografía
DIA 08	 CL: 12mm	 1 F: 13mm 1 F: 16mm	OD: 21mm OI: 20 mm	retiro de CIDR eCG prostaglandina +
DIA 10	 2F: 13mm	 1F: 16mm 1F:12mm	OD: 25mm OI: 23mm	GnRH
	35 Días post Inseminación			

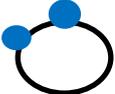
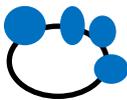
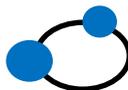
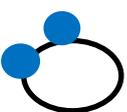
OVARIOGRAMA 02: FICHA DE REGISTRO PARA LA SINCRONIZACIÓN DE CELO GRANJA DON BOSCO (PICHACANI)

IDENTIFICACIÓN DEL ANIMAL:.....**ANDREA**.....ESTABLO:.....
 RESPONSABLE:.....EQUIPO:.....
 CARACTERÍSTICAS DE LA ECOGRAFÍA:..... ECOGRAFÍA:.....

N°	OVARIO		DIAMETRO DEL ÚTERO	OBSERVACIÓN
	DERECHO	IZQUIERDO		
DIA 0	 1F : 18mm	 Folículos pequeños 4F : 4mm CL:7-8 mm	OD: 30 mm OI: 24 mm	CIDR + BE (6mg)
DIA 02	 1F: 13mm 1F: 9 mm	 Folículos pequeños 2F : 6mm CL: 12 mm		Ecografía
DIA 08	 1F: 13mm 1F: 5mm 1F: 6mm	 3F: 9mm CL: 9mm	OD: 21mm OI: 20 mm	retiro de CIDR eCG + prostaglandina
DIA 10	 1F: 13mm 1F: 10mm	 1F: 14mm 1F:11mm 1F: 9mm	OD: 25mm OI: 23mm	GnRH
	35 Dias post inseminacion			Preñada

OVARIOGRAMA 03: FICHA DE REGISTRO PARA SINCRONIZACIÓN DE CELO GRANJA DON BOSCO (PICHACANI)

IDENTIFICACIÓN DEL ANIMAL:.....**ALICIA**.....ESTABLO:.....
 RESPONSABLE:.....EQUIPO:.....
 CARACTERÍSTICAS DE LA ECOGRAFÍA:..... ECOGRAFÍA:.....

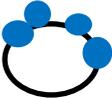
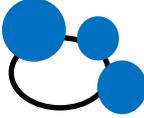
N°	OVARIO		DIAMETRO DEL ÚTERO	OBSERVACIÓN
	DERECHO	IZQUIERDO		
DIA 0	 Folículos pequeños 1F: 2mm 1F:3mm	 3F: 6mm 1F : 8mm	OD: 24mm Ol: 21mm	CIDR + BE (6mg)
DIA 02	 1F: 4mm 1F: 13 mm	 2F : 6mm		Ecografía
DIA 08	 2F: 7mm	 1 F: 12mm 1 F: 9mm	OD: 26mm Ol: 23mm	retiro de CIDR eCG + prostaglandina
DIA 10	 1F: 7mm	 1F: 16mm 1F:7mm	OD: 33mm Ol: 34mm	GnRH
	35	Dias post inseminacion		Preñada

OVARIOGRAMA 04: FICHA DE REGISTRO PARA LA SINCRONIZACIÓN DE CELO GRANJA DON BOSCO (PICHACANI)

IDENTIFICACIÓN DEL ANIMAL:.....**KAROL**.....ESTABLO:.....

RESPONSABLE:.....EQUIPO:.....

CARACTERÍSTICAS DE LA ECOGRAFÍA:..... ECOGRAFÍA:.....

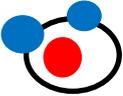
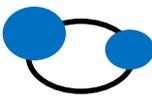
N°	OVARIO		DIAMETRO DEL ÚTERO	OBSERVACIÓN
	DERECHO	IZQUIERDO		
DIA 0	 <p>Folículos pequeños 4F: 4mm</p>	 <p>1F: 16 mm 2F : 7mm</p>	OD: 25mm OI: 26-27mm	CIDR + BE (3mg)
DIA 02	 <p>1F: 7mm 1F: 4 mm</p>	 <p>1F: 17mm 2F : 6mm</p>		Ecografía
DIA 08	 <p>1F: 12mm 2F: 7mm</p>	 <p>1 F: 13mm 1 F: 16mm</p>	OD: 24mm OI: 23 mm	retiro de CIDR eCG + prostaglandina
DIA 10	 <p>1F: 13mm 1F: 12mm</p>	 <p>2F: 11mm</p>	OD: 21mm OI: 24mm	GnRH
	35 Dias post inseminacion			

OVARIOGRAMA 05: FICHA DE REGISTRO PARA LA SINCRONIZACIÓN DE CELO GRANJA DON BOSCO (PICHACANI)

IDENTIFICACIÓN DEL ANIMAL:.....**GEMA**.....ESTABLO:.....

RESPONSABLE:.....EQUIPO:.....

CARACTERÍSTICAS DE LA ECOGRAFÍA:..... ECOGRAFÍA:.....

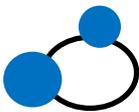
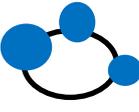
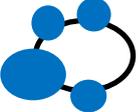
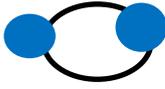
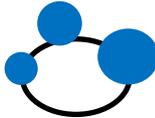
N°	OVARIO		DIAMETRO DEL ÚTERO	OBSERVACIÓN
	DERECHO	IZQUIERDO		
DIA 0	 <p>3F : 6mm CL: 9mm</p>	 <p>Folículos pequeños 4F : 4mm</p>	OD: 30mm OI: 32mm	CIDR + BE (3mg)
DIA 02	 <p>1F: 13mm CL: 12 mm</p>	 <p>1F : 11mm</p>		Ecografía
DIA 08	 <p>CL: 12mm 1F: 9mm</p>	 <p>4F: 6mm</p>	OD: 23mm OI: 28 mm	retiro de CIDR eCG + prostaglandina
DIA 10	 <p>1F: 14mm 2F:7mm</p>	 <p>1F: 10mm 2F:7mm</p>	OD: 26mm OI: 25mm	GnRH
	35 Dias post inseminacion			Preñada

OVARIOGRAMA 06: FICHA DE REGISTRO PARA LA SINCRONIZACIÓN DE CELO GRANJA DON BOSCO (PICHACANI)

IDENTIFICACIÓN DEL ANIMAL:.....**MERY**.....ESTABLO:.....

RESPONSABLE:.....EQUIPO:.....

CARACTERÍSTICAS DE LA ECOGRAFÍA:..... ECOGRAFÍA:.....

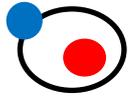
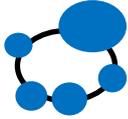
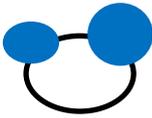
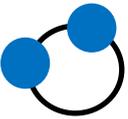
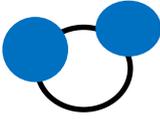
N°	OVARIO		DIAMETRO DEL ÚTERO	OBSERVACIÓN
	DERECHO	IZQUIERDO		
DIA 0	 <p>1F : 7mm 1F: 9mm</p>	 <p>Folículos pequeños 4F : 6mm</p>	OD: 18mm Ol: 21-22mm	CIDR + BE (3mg)
DIA 02	 <p>1F: 12mm 2F: 6mm</p>	 <p>1F: 13mm 3F : 6mm</p>		Ecografía
DIA 08	 <p>2F: 8mm</p>	 <p>1F: 13mm 2F: 6mm</p>	OD: 21mm Ol: 20 mm	retiro de CIDR eCG + prostaglandina
DIA 10	 <p>2F: 9mm</p>	 <p>1F: 14mm 1F:9mm</p>	OD: 25mm Ol: 23mm	GnRH
	35	Dias post inseminacion		Preñada

OVARIOGRAMA 07: FICHA DE REGISTRO PARA LA SINCRONIZACIÓN DE CELO GRANJA DON BOSCO (PICHACANI)

IDENTIFICACIÓN DEL ANIMAL:.....**ADELA**.....ESTABLO:.....

RESPONSABLE:.....EQUIPO:.....

CARACTERÍSTICAS DE LA ECOGRAFÍA:..... ECOGRAFÍA:.....

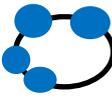
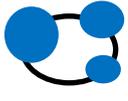
N°	OVARIO		DIAMETRO DEL ÚTERO	OBSERVACIÓN
	DERECHO	IZQUIERDO		
DIA 0	 <p>1F : 9mm CL: 13mm</p>	 <p>1F: 22mm 4F : 4mm</p>	OD: 24mm Ol: 24-25mm	CIDR + BE (3mg)
DIA 02	 <p>CL: 15 mm</p>	 <p>1F:18mm 1F : 13mm</p>		Ecografía
DIA 08	 <p>CL: 15mm</p>	 <p>1 F: 22mm 1 F: 12mm</p>	OD: 25mm Ol: 24mm	retiro de CIDR eCG + prostaglandina
DIA 10	 <p>2F: 10mm</p>	 <p>1F: 16mm 1F:14mm</p>	OD: 30mm Ol: 28mm	GnRH
	35 Dias post inseminacion			Preñada

OVARIOGRAMA 08: FICHA DE REGISTRO PARA LA SINCRONIZACIÓN DE CELO GRANJA DON BOSCO (PICHACANI)

IDENTIFICACIÓN DEL ANIMAL:.....**LOLA**.....ESTABLO:.....

RESPONSABLE:.....EQUIPO:.....

CARACTERÍSTICAS DE LA ECOGRAFÍA:.....ECOGRAFÍA:.....

N°	OVARIO		DIAMETRO DEL ÚTERO	OBSERVACIÓN
	DERECHO	IZQUIERDO		
DIA 0	 <p>2F : 12mm</p>	 <p>Folículos pequeños 2F : 6mm 2F: 2mm</p>	OD: 25mm OI: 30mm	CIDR + BE (6mg)
DIA 02	 <p>2F: 7mm 1F: 13 mm</p>	 <p>1F : 7mm 1F: 8mm</p>		Ecografía
DIA 08	 <p>1F: 12mm 2F: 10mm</p>	 <p>1 F: 13mm 1 F: 16mm</p>	OD: 26mm OI: 28mm	retiro de CIDR eCG + prostaglandina
DIA 10	 <p>1F: 15mm 1F: 13mm</p>	 <p>1F: 18mm 1F:14mm</p>	OD: 28mm OI: 30mm	GnRH
	35 Dias post inseminacion			Preñada

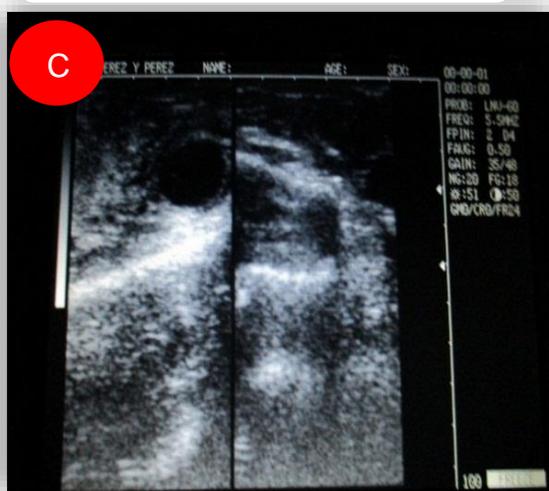
ANEXO N° 13: IMÁGENES.



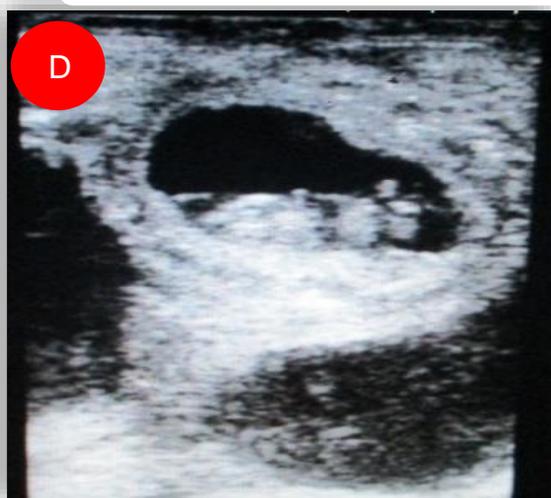
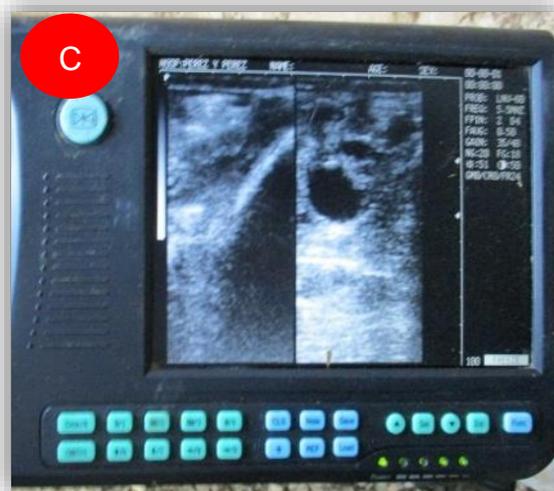
A. HORMONAS A COLOCAR.



B. ADMINISTRACIÓN DE HORMONAS.



C. IMAGEN FOLICULAR Y CUERPO LÚTEO.



D. DIAGNÓSTICO DE PREÑEZ.



E. PROCESO DE DESARROLLO FOLICULAR.