UNIVERSIDAD NACIONAL DE HUANCAVELICA

(CREADA POR LEY N° 25265)

FACULTAD DE CIENCIAS DE INGENIERÍA

ESCUELA ACADÉMICO PROFESIONAL DE ZOOTECNIA

TESIS

EVALUACIÓN DE LA REUTILIZACIÓN DE UN DISPOSITIVO LIBERADOR DE PROGESTERONA (CIDR) PARA LA SINCRONIZACIÓN DE LA ONDA FOLICULAR EN LA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL DE ALPACAS *(Vicugna pacos)*

LÍNEA DE INVESTIGACIÓN

REPRODUCCIÓN ANIMAL

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:

INGENIERO ZOOTECNISTA

PRESENTADO POR:

Bach. MINERVA YAURI FELIPE

Bach. EDITA YAURI FELIPE

ASESOR:

Dr. JAIME ANTONIO RUIZ BEJAR

HUANCAVELICA - PERÚ

2015

Universidad Nacional de Huancavelica
Facultad de Ciencias de Ingeniería
DECANO

UNIVERSIDAD NACIONAL DE HUANCAVELICA

FACULTAD DE CIENCIAS DE INGENIERÍA

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

En el Auditórium de la Facultad de Ciencias de Ingeniería, a los 19 días del mes de mayo del año 2015, a horas 5:00 p.m, se reunieron los miembros del Jurado Calificador conformado por los siguientes: **Ing. Paul Herber MAYHUA MENDOZA (PRESIDENTE), Ing. Marino ARTICA FÉLIX (SECRETARIO), M.Sc. Rufino PAUCAR CHANCA (VOCAL),** designados con Resolución de Consejo de Facultad N° 495-2013-FCI-UNH, de fecha 20 de noviembre del 2013, y ratificados con Resolución de Decano N° 032-2015-FCI-UNH de fecha 15 de mayo del 2015, a fin de proceder con la evaluación y calificación de la sustentación del informe final de tesis titulado: "EVALUACIÓN DE LA REUTILIZACIÓN DE UN DISPOSITIVO LIBERADOR DE PROGESTERONA (CIDR) PARA LA SINCRONIZACIÓN DE LA ONDA FOLICULAR EN LA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL DE ALPACAS *(Vicugna pacos)*", presentada por las Bachilleres **Edita Yauri Felipe y Minerva Yauri Felipe,** para optar el **Título Profesional de Ingeniero Zootecnista**; en presencia del **Dr. Jaime Antonio RUIZ BEJAR**, Asesor, del presente trabajo de tesis. Finalizado la evaluación a horas 7:35 pm invitó al público presente y a las sustentantes abandonar el recinto. Luego de una amplia deliberación por parte de los Jurados, se llegó al siguiente resultado:

Edita YAURI FELIPE

APROBADO [X] POR MAYORIA

DESAPROBADO [ ]

Minerva YAURI FELIPE

APROBADO [X] POR MAYORIA

DESAPROBADO [ ]

En señal de conformidad, firmamos a continuación:

Presidente

Secretario

Vocal

Vº Bº Decano (e)

A nuestros padres Justina y Celso por habernos dado la vida, por el apoyo y confianza que nos han brindado y por siempre estar en nuestros momentos más difíciles y felices de nuestras vidas.

AGRADECIMIENTO

A nuestro asesor Dr. Jaime Antonio Ruiz Béjar por habernos guiado en la elaboración, ejecución y redacción del presente trabajo de investigación, además por brindarnos su amistad y apoyo incondicional en nuestra formación profesional.

AJosé Luis Mendoza Mallma por bridarnos su amistad y apoyo incondicional en el trabajo de campo.

También nuestros sinceros agradecimientos a las personas que integran el grupo del Laboratorio de Biotecnologías Reproductivas de la Universidad Nacional de Huancavelica quienes nos brindaron su apoyo en el trabajo de campo.

A los trabajadores del Centro de Investigación y Desarrollo de Camélidos Sudamericanos Lachocc (CIDCS - Lachocc) de la Universidad Nacional de Huancavelica.

ÍNDICE

AGRADECIMIENTO
RESUMEN
ABSTRACT
INTRODUCCION

CAPITULO I PROBLEMA

1.1. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA. 9
1.2. FORMULACIÓN DEL PROBLEMA....10
1.3. OBJETIVOS 10
1.3.1.OBJETIVOGENERAL:....10
1.3.2.OBJETIVO ESPECÍFICO:....10

CAPITULO II MARCO TEÓRICO

2.1. ANTECEDENTES 12
2.1.1.SINCRONIZACIÓN DE LA ONDA FOLICULAR 12
2.1.2.REUTILIZACIÓN CIDR....15
2.1.3.INDUCCIÓN DE OVULACIÓN. 16
2.1.4.INSEMINACIÓN ARTIFICIAL....17
2.1.5.COLECCIÓN DE SEMEN POST COPULA 18
2.2. BASE TEÓRICA....19
2.2.1.FISIOLOGÍA REPRODUCTIVA. 19
2.2.2.DIAGNÓSTICO DE PREÑEZ....25
2.2.3.FECUNDACIÓN Y DESARROLLO EMBRIONARIO 26
2.2.4.SINCRONIZACIÓN 27
2.2.5.UTILIZACIÓN DE TÉCNICAS ESPECIALES DE REPRODUCCIÓN....28
2.2.6. DISPOSITIVO INTRAVAGINAL CONTROL INTERNO DE LIBERACIÓN DE DROGA (CIDR)....28
2.3. HIPÓTESIS 29
2.4. DEFINICIÓN DE TÉRMINOS....29
2.5. IDENTIFICACIÓN DE VARIABLES 30
2.5.1.VARIABLES:....30

CAPITULO III METODOLOGÍA DE LA INVESTIGACIÓN

3.1. ÁMBITO DE ESTUDIO....31
3.2. TIPO DE INVESTIGACION....31
3.3. NIVEL DE INVESTIGACION....31
3.4. METODO DE INVESTIGACION. 31
3.5. DISEÑO DE INVESTIGACION....31
3.6. POBLACION, MUESTRA Y MUESTREO....32
3.7. TÉCNICAS E INSTRUMENTOS DE RECOLECCIÓN DE DATOS. 32
3.7.1.TÉCNICAS. 32
3.8. PROCEDIMIENTO DE RECOLECCION DE DATOS....33

3.8.1.SELECCIONES DE ANIMALES 33
3.8.2.SINCRONIZACIÓN DE LA ONDA FOLICULAR EN ALPACAS. 33
3.8.3.COLECCIÓN DE SEMEN 34
3.9. TÉCNICAS DE PROCESAMIENTO Y ANÁLISIS DE DATOS 34
CAPITULO IV RESULTADOS
4.1. PRESENTACION DE RESULTADOS 36
4.1.1.DIAGNÓSTICO DE PREÑEZ A LOS 30 DÍAS. 36
4.1.2.RELACIÓN ENTRE LA REUTILIZACIÓN DEL CIDR Y LA TAZA DE PREÑEZ 37
4.2. DISCUSIÓN. 38
CONCLUSIONES 40
RECOMENDACIONES 41
REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS 42
ANEXO 49

RESUMEN

Elobjetivo del presente estudiofue evaluar la eficiencia de la reutilizaciónde undispositivoliberador de progesterona(CIDR) en la sincronización dela ondafolicularpara la inseminaciónartificialde alpacas(*Vicugna pacos*). Se utilizaron 39alpacas hembrasde3 a 6 añosde edad, en30 de las cualesfueron colocadoslos dispositivosCIDRdurante 7 días.Los tratamientos fueron:T1:CIDRnuevo(10), T2: CIDR primerareutilización(10), T3: CIDRsegundareutilización(10) y T4: Monta natural(9). A las alpacasde los tres tratamientos conCIDRse les aplicó 1ml i.m. deConceptal(GnRH)para inducir la ovulación5 díasdespués del retiro de los dispositivosintravaginalesy26 a 30horas después de lainducción de la ovulaciónfueroninseminadasconespermatozoides recolectadosdespués del apareamientoy diluidoenAndromed.30 días después dela inseminaciónartificialse realizó el diagnóstico de gestaciónpor ecografia.

Los resultados se analizaronmediante la prueba dechi- cuadrado.Los cuales fueronT1:80%, T2: 70%, T3: 10% y T4: 88,9% de preñez.En conclusión,El CIDR puede reutilizarse una sola vez con la misma eficiencia de un CIDR nuevo para la sincronización de la onda folicular para la inseminación artificial en alpacas.

Palabras clave: Inseminación, sincronización, CIDR, alpaca.

ABSTRACT

The aim of this study was to evaluate the reuse of a progesterone releasing device (CIDR) to synchronize follicular wave for artificial insemination in alpacas (V*icugnapacos*). 39 female alpacas were used, in range of 3 to 6 years old, in 39 animals were placed CIDR devices for 7 days. The treatments were: T1: new CIDR (10), T2: first reuse CIDR (10), T3: second reuse CIDR (10) and T4: natural mating (9). In the three treatments with CIDR, 1 ml of Conceptal (GnRH) was placed to induce ovulation 5 days after removal of intravaginal devices and 26 – 30 hours after ovulation induction were inseminated alpacas with semen collected after mating and diluted in Andromed. 30 days after artificial insemination ultrasonographic pregnancy diagnosis was performed.

The results were analyzed using the chi-square test. Theywere T1: 80%, T2: 70%, T3: 10% and T4: 88.9% of pregnancy. In conclusion, CIDR can be reused again to synchronize follicular wave in alpacas.

Keywords: Insemination, synchronization, CIDR, alpaca.

INTRODUCCIÓN

La alpaca es una especie doméstica que pertenece al grupo de los camélidos sudamericanos, la gran mayoría de esta especie se encuentra en manos de pequeños productores distribuidos a lo largo de los andes centrales del Perú; convirtiéndose en la especie que logra el mejor aprovechamiento de los pastos naturales que se encuentran en estas zonas Quispe *et al.*, (2009). Además sus productos (fibra y carne) constituyen el principal medio de ingresos económicos para las familias que las crían, donde la tasa de natalidad anual en la mayoría de explotaciones alpaqueras es de orden del 50% (Fernández – Baca (1993), con índices de fertilidad 65% Apaza*et al.*,(1998), ypreñez de 60% (Apaza*et al.*,2001) con un remplazo inadecuado para la reproducción, desconocimiento de la fisiología reproductiva e inapropiado empleo de reproductores en el apareamiento (Apaza*et al.*,(1998).

La aplicación de biotecnologías reproductivas como la inseminación artificial (I.A) en camélidos sudamericanos puedeacelerar el progreso genético, potenciando el uso de machos reproductores de buena calidad genética.Esto puede lograrse mediante la colección y dilución de semen que permitirá el servicio de un mayor número de hembras con un solo eyaculado;Sin embargo, no se ha logrado su mayor aplicación a nivel de los productores,debido en parte a la dependencia del ecógrafo para detectar un folículo de 7 mmque es el tamañomínimo para que pueda ocurrir la ovulación.Para lo cual es necesario sincronizar la onda folicular para estar en plena seguridad de tener un folículo preovulatorio, esto puede realizarse con el uso de un dispositivo CIDR(Dispositivo Intravaginal Liberador de Progesterona), que en otras especies es usado de manera rutinaria,además es posible su reutilizaciónhasta tres veces con la misma eficiencia que un dispositivo nuevo, logrando un ahorro y disminución del costo de la aplicación de esta tecnología;sin embargo existen pocos estudios similares en camélidos sudamericanos y ningún reporte de la reutilización del CIDR en alpacas.Porestos motivos el objetivo del presente trabajo de investigación fue evaluar la eficiencia de la reutilización de un dispositivo liberador de progesterona (CIDR) sobre la tasa de preñez de alpacas.

CAPITULO I
PROBLEMA

1.1. PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.

Los camélidos domésticos, alpacas y llamas, son especies de ovulación inducida,su fisiología ovárica está condicionada por la existencia o no de cópula, pudiendo encontrarse en tres situaciones fisiológicas: 1) ausencia de monta y de ovulación; 2) monta y ovulación sin que se inicie la gestación; 3) gestación Vaughan *y* Thibary, (2006). Por lo tanto no presentan ciclos estrales definidos, no obstante, existen periodos de receptividad sexual.

La onda folicular puede ser dividida en tres fases: fase de crecimiento; fase de madurez, momento en el cual se alcanza el diámetro de folículo preovulatorio (7–12 mm); y la fase de regresión, siendo la duración media de cada una de ellas de 4 días en la alpaca (Bravo y Sumar, (1989). No obstante el periodo de supervivencia del folículo dominante muestra grandes variaciones de una oleada a otras.

Por lo tanto al momento de la monta natural la alpaca puede estar receptiva cuando el folículo dominante mide menos de 7mm y más de 12mm los cuales son eventos que no garantizan preñez es por eso que la receptividad sexual no está siempre asociada con la presencia de un folículo dominante Sumar *et. al.*,(1993); Bravo*et. al.*, (1994). En cambio sí se coloca el CIDR (Dispositivo Intravaginal Liberador de Progesterona) o esponjas vaginales que contienen progesterona por un periodo de 7 días para sincronizar la onda folicular, 5 días después del retiro de los dispositivos se tieneun folículo preovulatorio tal como lo demostraronen llamas Aba *et. al.*,(1999); Chaves*et. al.*,(2002) y lo aplicaron en campo con alpacas en la región Huancavelica Castañeda,(2012) y Landeo*et. al.*,(2012).

En otras especies se ha evaluado la reutilización aunque el fabricante del dispositivo recomienda un solo uso, la investigación respecto de su reutilización ha confirmado una respuesta aceptable Van Cleeff*et al.*, (1996); Stevenson*et. al.*, (2003); Colazo*et. al.*, (2004). Lo que generaría ahorros convenientes al productor sin afectar de manera considerable su eficiencia.

Por lo que se menciona anteriormente existen pocos estudios en camélidos sudamericanos sobre la sincronización de la onda folicular con el uso del dispositivo, más aun cuando se hace referencia al uso del dispositivo CIDR y su reutilización en alpacas. Esta problemática apunta a deslindar si es posible en alpacas la reutilización del dispositivo CIDR para la sincronización de la onda folicular con la misma eficiencia que el dispositivo nuevo.

1.2. FORMULACIÓN DEL PROBLEMA

¿Cuál es la eficiencia de la reutilización de un dispositivo liberador de progesterona CIDR sobre la tasa de preñez en las alpacas sincronizadas para la inseminación artificial?

1.3. OBJETIVOS

1.3.1. Objetivo General:

- Evaluar la eficiencia de la reutilización de un dispositivo liberador de progesterona (CIDR) sobre la tasa de preñez de alpacas sincronizadas para la inseminación artificial.

1.3.2. Objetivo Específico:

- Evaluar la tasa de preñez con CIDR nuevo, 1ra y 2dareutilizaciónmediante ecografía a los 30 días en las alpacas sincronizadas e inseminadas.

1.4. Justificación de la Investigación.

Los dispositivos intravaginales con progesterona se han utilizado desde hace décadas, con la finalidad de controlar el ciclo estral en rumiantes domésticos yfacilitar

la incorporación de técnicas reproductivas como la sincronización del celo einseminación artificial Carricky Shelton, (1967); Maueret. *al.,* (1975). En cabras y ovejas, el dispositivo CIDR (controlledinternaldrugreleasing) es de los de más reciente aparición en el mercado y cuenta con características sumamente interesantes.

Aunque el fabricante del dispositivo recomienda un solo uso, la investigación respecto de su reutilización ha confirmado una respuesta aceptable Van Cleeffet. *al.,* (1996); Stevensonet. *al.,* (2003); Colazoet. *al.,* (2004). Tanto en ovejas como en bovinos, se sabe que el dispositivo cuenta con potencial importante para su reutilización, lo que generaría ahorros convenientes al productor sin afectar de manera considerable su eficiencia.

Se ha demostrado en Huancavelica que el CIDR y la esponjaintravaginales impregnadas con 120 mg de acetato de medroxiprogesterona(MAP)son útiles para sincronizar la onda folicular en alpacas Castañeda, (2012); Landeoet. *al.,* (2012) lo que permite predecir un folículo preovulatorio 5 días después del retiro de los dispositivos Abaet. *al.,* (1999); Chaves *et. al.,* (2002) y esto permite realizar la inseminación artificial cuando existe en la superficie ovárica de la alpaca hembra un folículo dominante es su mejor estado fisiológico para inducir la ovulación y tener mejores tasas de preñez.

Sin embargo en el mercado, el CIDR duplica en precio a la esponja impregnada con progesterona, lo que limitaría su utilización por los productores alpaqueros. Por los motivos expuestos el presente trabajo de investigación se realiza con el fin de evaluar si el CIDR se puede utilizar por segunda y hasta por tercera vez con la misma eficiencia que un CIDR nuevo para la sincronización de la onda folicular dentro de un programa de inseminación artificial y de esta manera presentar una alternativa paradisminuir los costos de esta tecnología ya que el dispositivo CIDR en otras especies se reutiliza dos y hasta tres veces en la sincronización de la fase luteal.

CAPITULO II
MARCO TEÓRICO

2.1. ANTECEDENTES

2.1.1. Sincronización de la onda folicular

Agüero*et. al.,*(1999), compararon diferentes protocolos de sincronización de la onda folicular en llamas mediante la aplicación de dispositivos intravaginales (CIDR) durante cinco días, posterior a esto los tratamientos fueron: (I) control (sin tratamiento), (II) dosis de 500 UI de eCG (hormona gonadotropina coriónica equina) y (III) dosis de 500 UI eCG y 50 mg de FSH (hormona folículo estimulante).Las hembras recibieron dos servicios separados por 24 horas con aplicación de GnRH. La dinámica folicular fue monitoreada mediante palpación rectal y ultrasonografía. La recuperación embrionaria fue transcervical, el promedio de embriones recuperados fue de 0.4 ±0.44; 2.12±2.90; 1.94±2.74; para el I, II y III respectivamente. Concluyeron que el tratamiento II es más sencillo de implementar y es más económico.

Por otro lado,Chávese*t. al.,*(2002), encontraron un nuevo folículo dominante 5.0 ± 1.0 días después de retiro del dispositivo intravaginal (CIDR) con 0.33 mg de progesterona, las llamas hembras fueron divididas en cuatro tratamientos de acuerdo al tamaño folicular al momento de la inserción de CIDR; (I) folículos ≤ 6 mm; (II) folículos entre 6 y 9 mm; (III) folículos entre 10 y 14 mm y (IV) folículos en regresión. Los CIDR con progesterona se colocaron por 8 días. Durante este periodo se hicieron ecografías ováricas para ver el desarrollo de los folículos, en los grupos II, III y IV se observó un significativo decaimiento del tamaño folicular después de la inserción de los dispositivos CIDR. En el grupo I no se observó desarrollo de folículos dominantes hasta el retiro de los CIDR. En los cuatro tratamientos se observó el diámetro folicular más pequeño entre los 5 y 7 días después de la inserción del CIDR.

Resultados similares encontraron Aba*et. al.,* (1999) cuando las llamas fueron tratadas por 9 días con esponjas intravaginales impregnadas con 120 mg de acetato de medroxiprogesterona(MAP). Las concentraciones de estradiol 17β alcanzaron sus niveles más bajos 3-4 días después de la inserción de las esponjas vaginales y alcanzaron los niveles más altos 6 días después de retiro de las esponjas lo que se correlacionó con el desarrollo del folículo dominante.

Aba *et. al.,*(2005), evaluaron la superestimulación ovárica en vicuñas aplicando eCG luego de inducir la fase luteal artificial con progesterona exógena. (T I) dispositivos intravaginales con 0.33 g de progesterona se insertaron en la vagina de 2 vicuñas por 5 días y al sexto día se aplicó 750 UI eCG. (T II) se monitoreaba diariamente por ecografía transrectala 2 vicuñas hembras para confirmar la ausencia de un folículo dominante y en ese momento se aplicó 750 UI de eCG. Los animales de los dos tratamientos fueron sometidos a cirugías exploratoria 96 horas después de la inyección de eCG, se expusieron los ovarios y se contabilizaron el número de estructuras, encontraron 33 (22 folículos > 6 mm, 11 folículos < 6 mm y 2 folículos hemorrágicos) y 58 estructuras (25 folículos > 6 mm, 26 folículos < 6 mm, 3 cuerpos hemorrágicos y 4 cuerpos hemorrágicos) por hembra en TI y TII respectivamente. Llegando a la conclusión que la progesterona liberada por el CIDR ejerce un efecto negativo sobre el desarrollo folicular y sugiere que los dispositivos intravaginales podrían ser usados para sincronizar el inicio de la onda folicular durante el tratamiento superestimularorio, hubo también una tendencia para un mayor desarrollo folicular cuando los animales fueron previamente tratados con progesterona.

Landeo*et. al.,* (2012) evaluaron el uso del CIDR en la sincronización de la onda folicular en alpacas seleccionadas para la inseminación artificial. 47 alpacas hembras en 3 comunidades campesinas de Huancavelica, fueron divididas en 2 tratamientos. T1: 29 alpacas se les colocó por 7 días dispositivos intravaginales CDIR, 5 días después del retiro del CDIR se colocó

1ml de Conceptal (GnRH) i.m. para inducir ovulación. T2: 18 alpacas recibieron 1 ml de Conceptal (GnRH) si mostraban receptividad sexual frente al macho detector. Se inseminó a las alpacas con semen colectado post-cópula y diluido en SP-TALP. 30 días después de la inseminación artificial se realizó el diagnóstico ecográfico de preñez. Se encontró un 60% de preñez total. Los resultados de fertilidad encontrados en las comunidades fueron de 67%, 58% y 54% en Huaracco, Pastales Huando y Alto Andino. Con respecto a los tratamientos con CIDR (T1) y GnRH (T2) se encontró 66% y 50% para T1 y T2 con diferencias significativas entre tratamientos.

Castañeda, (2012) evaluarondos métodos de sincronización de la onda folicular para optimizar la inseminación artificial a tiempo fijo en alpacas con el uso de dispositivos intravaginales (CIDR y esponjas vaginales), en el cual utilizaron 50 animales las cuales se dividieron en tres tratamientos: T 1 (12 animales = CIDR); T 2 (12 animales = esponjas vaginales) y T 3 (26 animales = control). Se realizó la sincronización de la onda folicular con el implante de los dispositivos durante 7 días, 5 díasposteriores al retiro de los dispositivos se administró GnRH para inducir la ovulación, la inseminación artificial se realizó dentro de las 24 a 30 horas siguientes a la administración de GnRH, con semen fresco colectado post-copula y diluido en SP-TALP. Las hembras receptivas al macho del tratamiento control, se les administró GnRH para inducir la ovulación e inseminarlas dentro de la 24 a 30 horas después. El diagnóstico de preñez se hizo con un ecógrafo; los porcentajes de preñez obtenidos a los 30 días post inseminación fueron de 66.7, 58.3 y 69.2 % con CIDR, esponjas vaginales y tratamiento control, respectivamente; y un porcentaje de preñez a los 90 días después de la inseminación artificial de 58.3, 50.0 y 61.5 % con CIDR, esponjas vaginales y tratamiento control, respectivamente, en ambos tiempos del diagnóstico de preñez no hubo efectos estadísticos significativos ($P > 0.05$)

2.1.2. Reutilización CIDR

Alonso *et. al.*, (2002)evaluaron la reutilización de los dispositivos intravaginales CIDR con el fin de inhibir el crecimiento folicular para iniciar un tratamiento de hiperestimulaciónovárica o para una inducción sincronizada de la ovulación. Trabajaron con 16 llamas hembras adultas no en lactancia a las que las dividió en 4 grupos de 4 individuos de acuerdo al estado de la onda folicular ovárica al inicio del tratamiento: Grupo I, folículos en fase de crecimiento menores a 7 mm (promedio ± al inicio del tratamiento = 4,8±1,0); Grupo II, folículos en fase de crecimiento mayores a 7 mm (9,6±2,0); Grupo III, folículos en fase estática, alrededor de 10 mm (con variaciones de hasta 1 mm en tres mediciones sucesivas, 11,7±1,4) y Grupo IV, folículos en etapa de regresión (9,5±2,5). Dicha asignación de grupos se llevó a cabo en base a controles ultrasonográficos diarios, que comenzaron 48 hs antes del inicio del tratamiento (día –2). En el tercer día de examen ecográfico (Día 0) se colocó un dispositivo intravaginal con progesterona (CIDR), que fue retirado el día 5. Los controles por ultrasonografía continuaron en cada llama hasta la aparición de un nuevo folículo dominante. Los dispositivos contenían originalmente 0,33 g de progesterona y ya habían sido utilizados en un tratamiento anterior. Para el análisis estadístico se realizó un ADEVA para un DCA (Modelo I) tomando como variable respuesta el diámetro folicular máximo de los animales y como fuente de variación en estudio los 4 grupos antes nombrados. Se produjo retraso o regresión en el desarrollo folicular en los cuatro grupos. Sólo una llama del Grupo II mantuvo un diámetro folicular de alrededor de 9 mm durante todo el ensayo. En el día 3 del tratamiento no hubo diferencias significativas ($p>0,05$) entre los diámetros foliculares medios de las distintas poblaciones y se observó un menor diámetro folicular con respecto a los otros días bajo tratamiento. En este día los diámetros foliculares (promedio ± d.e.) fueron de 0,52 ±0,12; 0,64 ±0,2; 0,82 ±0,3; 0,48 ±0,09 cm en los grupos I, II, III y IV respectivamente, y había 5 animales con folículos mayores a 7 mm, de los cuales 4 estaban en regresión.

Sabiendo que en alpacas no se tiene ninguna información sobre la reutilización del CIDR se tendrá como referencia trabajo en otras especies.Uribe*et. al.*, (2011),sometierona las cabras hembras a protocolos de sincronización del estro con un dispositivo intravaginalde progesterona (CIDR) reutilizado con 0,33 mgde progesterona. Las cabras fueron distribuidas aleatoriamente en tres tratamientos (n=9/grupo); T1 (CIDR - 6d), T2(CIDR - 9d) y T3 (CIDR - 13d). Al momento de retirar el dispositivo intravaginal, a cada hembra le fue administradauna inyección intramuscular de 500 UI de gonadotropina coriónica equina (eCG). Se tomaron muestras de sangre porvenopunción yugular para la determinación de la progesterona (P4) plasmática en cuatro momentos: Colecta 1 (inserciónde dispositivo); Colecta 2 (retiro del dispositivo); Colecta 3 (día del estro) y Colecta 4 (día 21 post-monta). El inicio del estro después de la remoción del CIDR nomostró diferencias (P>0,05) entre los tratamientos y el intervalo fue mayor en T1 (94,74±82,60 h) cuando comparado conT2 (55,19±28,27 h) y T3 (52,89±29,66 h).No fueron observadas diferencias significativas en la tasa de preñez (número decabras preñadas/número de cabras tratadas) con resultados de 66,67; 44,44 y 44,44% para T1, T2 y T3, respectivamente.En conclusión, los resultados de este estudio muestran que los tratamientos cortos durante 6 0 9 días usando CIDR reutilizados son eficientes para sincronizar el estro en cabras.

2.1.3. Inducción de ovulación.

Aller *et. al.,* (1997), evaluaron un tratamiento con GnRH (hormona liberadora de gonadotropina) para inducción de la ovulación en 108 alpacas hembras adultas, un total de 60 hembras con folículo ≥ 7 mm fueron inducidas a ovular e inseminadas con semen fresco puro o diluido. La I.A se realizó a 24 y 48 horas (doble I.A). Se utilizó un lote Control (n=24) con servicio natural. La tasa de preñez con semen puro fue 31,5% y con semen diluido fue 20%. La mayor tasa de preñez (40%) fue obtenida con la I.A a las 24 hrs pos inducción de la ovulación (GnRH).

2.1.4. Inseminación artificial

El primer reporte sobre IA en alpacas fue realizado por,Fernández-Baca y Novoa, (1968), utilizando semen fresco sin diluir de 2 vicuñas y 4 paco-vicuñas, obteniéndose una sola cría de 42 alpacas inseminadas.

Posteriormente (Calderón *et. al.,*1968), utilizaron semen fresco de alpaca colectado por electroeyaculación, para inseminar 96 alpacas a diferentes intervalos de la inducción de la ovulación, un 75% de hembras resultaron preñadas, juzgado por embriones colectados a los 3 días después dela inseminación, la cual fue realizada de 35 a 45 horas después de inducir la ovulación con machos vasectomizados y hCG (Gonadotropina Corionica Humana).

De la Vega (1996), reportó la inseminación de 133 alpacas utilizando semen fresco diluido en PBS, las hembras fueron inducidas a ovulación con machos vasectomizados, posterior a la inducción de la ovulación las hembras fueron inseminadas, como resultados obtuvieron un 40 % de fertilidad.

De igual manera, Torres,(2006) inseminó 155 alpacas,utilizando semen fresco diluido en BSA - glucosa, las hembras fueron inducidas a ovulación con GnRH, posterior a la inducción de la ovulación las hembras fueron inseminadas, como resultados obtuvieron un 39 % de fertilidad.

De igual manera, Bravo *et.al,*. (1997), reportan una tasa de preñez del 73 % a la IA con semen fresco y depositado en los cuernos uterinos, así como un 67% de preñez a la IA por laparoscopia. Sin embargo, todas esas experiencias fueron realizadas en centros experimentales, a diferencia de una experiencia a nivel de criadores particulares, donde se reporta una tasa de preñez del 51% de 207 alpacas inseminadas con semen fresco diluido con una solución de BSA + Glucosa e induciendo la ovulación con un análogo de GnRH o LH, entre 24 a 26 horas antes de la Inseminación, Apaza*et. al.,* (2001).

2.1.5. Colección de semen post copula

Neely y Bravo,(1997), Tibary y Vaughan, (2006) y Sansinenaet. *al.*,(2007), reportan que en la aspiración post cópula,después que el macho ha montado a la hembra; se aspira el semen del fondo de la vagina mediante la colocación de una pipeta adosada a una jeringa, esta metodología tiene la desventaja que el eyaculado es incompleto ya que la muestra se toma de la vagina y la eyaculación de los camélidos sudamericanos es intrauterina, por otro lado las muestras pueden contaminarse con eritrocito y secreciones vaginales y es posible que haya preñez no programada.

Bravoet. *al.*,(2012), compararon dos métodos de colección de semen de alpaca, El primero fue el método de la vagina artificial, introducido en 1981 por (Sumar y Leyva, 1981), y mejorado en 1997 por Bravoet. *al.*, (1997) y utilizado ampliamente como herramienta de apoyo en estudios de fisiología del semen. El segundo método, la recuperación del semen por aspiración vaginal después de la monta natural, llamado simplemente método post cópula, introducido con fines clínicos en 1997 Neely y Bravo, (1997). Los dos métodos fueron viables y aplicables; sin embargo, el método de aspiración vaginal mostró mayores ventajas. Es un método que no necesitó el entrenamiento de machos a la vagina artificial, no alteró la conducta sexual del macho, y no requirió de un maniquí en posición copulatoria ni de una vagina artificial con todos sus accesorios, ya que solo requiere de una hembra receptiva al macho y el espéculo vaginal. Aproximadamente, solo un 60% de los machos responden al entrenamiento con el maniquí, dado la naturaleza nerviosa propia de la especie (*Aller et. al.*,(2003b). La tasa de preñez obtenida con semen colectado por aspiración vaginal fue de 55% estadísticamente superior al 48% obtenido con vagina artificial.

Alarcón *et. al.*, (2012) evaluaron el semen de alpaca que fue colectado por dos métodos: por aspiración de la vagina de la hembra después de la monta natural y con vagina artificial. El semen colectado fue evaluado y diluido con Tris tamponado, y luego usado en inseminación artificial. Se trabajó con 160 alpacas hembras adultas de capacidad reproductiva comprobada y 5 alpacas machos. Se colectó semen post cópula de los cinco machos en 10 hembras, y se hicieron 50 colecciones de semen

con vagina artificial de estos machos, dos veces por semana. Se determinó volumen, motilidad, concentración espermática, porcentaje de espermatozoides vivos, viscosidad y color. Los resultados para semen colectado por aspiración de la vagina y con vaginal artificial fueron: volumen (3.6 y 1.5 ml), motilidad (73.4 y 69.0%), concentración espermática (75.2 y 80.3 millones/ml), espermatozoides vivos (75.3 y 70.8%), respectivamente, con diferencia entre métodos ($p<0.05$). El color fue mayormente rojo claro (80%) y la consistencia seminal semiviscosa (90%) en el semen colectado de la vagina natural, y blanco lechoso (60%) y viscoso (90%) en semen colectado por vagina artificial. El diagnóstico de gestación por ecografía a los 30 días de la inseminación indicó una tasa de preñez de 55% (55/100) con semen colectado por aspiración vaginal y de 48% (24/50) con semen de la vagina artificial ($p<0.01$). Se concluyó que con la colección de semen por aspiración se logra mayor volumen, mejor calidad y menor viscosidad del semen y mayor porcentaje de preñez que usando semen colectado con vagina artificial.

2.2. BASE TEÓRICA

2.2.1. Fisiología reproductiva.

Dinámica folicular

En alpacas y llamas hembras en ausencia de macho, se desarrollan ondas folicularesanovulatorias, hasta que un estímulo adecuado active la ovulaciónAdams *et al.*, (1990);Skidmore*et.al.*, (1995). En cada onda folicular solo un folículo se hace dominante, crece paramadurar y alcanzar el tamañoovulatorio (≥ 7 mm de diámetro); los demásregresionaBravo*et. al.*, (1990a); Fernández Baca, (1993); Brown, (2000). Adams *et al.*, (1990) observó que encualquier momento durante el desarrollo de las ondas foliculares no ovulatorias, uno podría esperar encontrar un folículo de al menos 6 a 7 mm de diámetro.

El folículo dominante tiene tres fases o estadios de desarrollo: crecimiento, maduración yregresión, Bravo *et. al.*, (1990a); Novoa, (1991). A pesar de que la fase de crecimiento no es muyconocida en camélidos, se cree que los

cambios iniciales producidos son similares a losocurridos en otras especies. En la fase de maduración o estática se reporta que el folículo dominante inhibe el desarrollo de folículos más pequeñosBravo *et. al.*, (1990a) debido a laexistencia de una relación inversamente proporcional entre el número de folículos detectados yel diámetro del folículo dominante, Adams *et. al.*, (1990); siendo la secreción de inhibinaresponsable de la supresión del crecimiento de los folículos subordinados, Bravo*et. al.*, (1990a).

Por otro lado, Adams, (2001) reportó que el folículo dominante alcanza un menor diámetro enpreñadas (9.7 ± 0.2 mm), que en no preñadas (11.5 ± 0.2mm) y anovulatorias (12.1 ± 0.4 mm);hecho que se explicaría por el efecto inhibitorio de la progesterona sobre el crecimiento folicularal estar presente el cuerpo lúteo.

Con respecto a la fase de regresión, esta se da debido a que el folículo dominante controlaría su propia duración, Adams (2001); por lo tanto si no hay ovulación se atresia (Bravo *et. al.*,1990a). Durante la atresia folicular, el rápido reemplazo del folículo dominante ocurre dentro delos 2 – 3 días siguientes luego de la primera reducción en el tamaño del folículo dominanteVaughan*et. al.*, (2001). El crecimiento y regresión de los sucesivos folículos dominantes puedensuperponerse en camélidos sudamericanos por 1 – 4 días debido a que como un folículo grandeesta en regresión, otro está a punto de convertirse en dominante.

El desarrollo de la onda folicular en camélidos sudamericanos dura un promedio de 13.8días; donde la fase de crecimiento folicular toma aproximadamente 4.8 ± 1.5 días; la fase de maduración folicular (Cuando el folículo alcanza un tamañopreovulatorio) tiene una duración de 5.0± 1.6 días y la fase de regresión folicular dura 4.0 ± 1.1 días, Bravo *et al.*, (1990a). No obstante en otro estudio, Adams *et al.*,(1990), determinaron una duracióntotal de 20 a 25 días; y Aba *et al.*,(2000) alcanzaron a establecer un largo de onda

folicular en 22.6 ± 2.5 días; donde la fase de crecimiento duró 9.2 ± 2.8 días (desde 3 mm a su máximo diámetro); la fase de maduración de 5.2 ± 1.4 días y la de regresión de 8.2 ± 2.2 días; indicando que las diferencias encontradas se deberían al estado de lactancia de los animales del estudio. Los folículos muestran una tasa de crecimiento de 0.43 ± 0.02 mm/día, entre los días 0 y 10, por lo que la mayoría de los folículos alcanzo una medida de 6 o 7 mm de diámetro a los 6 – 8 días Vaughan*et. al.*, (2004).

El intervalo entre ondas foliculares, que es el tiempo en días entre la emergencia de folículos dominantes sucesivos, es en promedio de 18± 2.5 días en llamas,Chaves *et. al.*, (2002); y 15.8±0.6 días en alpacas,Vaughan*et al.*, (2000). Los primeros 10 días después de la emergencia deuna nueva onda folicular, la tasa de crecimiento folicular en alpacas es constante,independientemente del posterior intervalo entre ondas Vaughan*et. al.*, (2004)

Un estudio en alpacas Bravo y Sumar, (1989) y otro en llamas Bravo *et. al.*, (1990a) sugierenque el folículo dominante de ondas foliculares sucesivas se alternó regularmente entre losovarios derecho e izquierdo en un 80 % de los intervalos. Sin embargo, Adams *et. al.*, (1990)demostró que no hubo diferencia en la incidencia de alternancia de folículos dominantessucesivos entre los ovarios derecho e izquierdo,alcanzaron unamedida de 6 o 7 mm de diámetro a los 6 – 8 díasVaughan*et. al.*, (2004).

El pico de las concentraciones plasmáticas de estradiol coinciden con el tamañomáximo folicular a los 10 – 13 díasdespués del inicio del folículo en crecimiento en alpacas a los 8 díasVaughan, (2001). Los cambios en la frecuencia del pulso de la LH presumiblemente regulan elmovimiento folicular en camélidos sudamericanos, así como la presencia de progesteronareduce los intervalos entre ondas foliculares después de la ovulación y durante la gestación Adams *et. al.*, (1990).

Inducción de la ovulación

A diferencia de otros animales domésticos, los camélidos son especies de ovulacióninducida por la copula (San Martin *et. al.*, 1968) y por la administración artificial deGondotropinacoriónica humana (hCG) (Fernandez Baca *et. al.*, 1970b) o GnRH (Bravo *et. al.*, 1992). La ovulación en alpacas ocurre a las 26 horas después del apareamiento natural y 24 – 30horas después del tratamiento con hCG (San Martin, 1968), GnRH o LH, Fernandez Baca, (1971); Novoa, (1991); Sumar, (1997); Leyva y Garcia, (1999b); Aller *et.al*(1999); Huanca *et al.*, (2001).

La tasa de ovulación, el intervalo de ovulación y el desarrollo luteal fueron similares en llamasluego de ser tratadas con LH o GnRH o con ~~de~~ monta natural para inducir ovulación,alcanzando un intervalo de 29 a 30 horas desde el tratamiento hasta que se produjo la ovulación Ratto*et. al.*, (2006).

Para que ocurra la ovulación se requiere la presencia del macho y el apareamiento, por locual no es necesario el incremento de estrógenos para iniciar el proceso que conduce a ladescarga ovulatoria de LH, Novoa y Leyva, (1996). El coito induce a un rápido reflejoneuroendocrino con señales que llegan al hipotálamo a lo largo de varias vías aferentes a pocosminutos de iniciado el apareamiento Spies*et. a*l., (1997)

El estímulo efectivo es la introducción del pene ya que la monta sin penetración resulta enbajos porcentajes de ovulación, Fernández Baca, (1993).

Se sugiere que a mayor tiempo de copula se obtiene mayor porcentaje de alpacas que ovulan,sin embargo se ha encontrado que la respuesta es variable, ya que hembras con más de 20minutos pueden no llegar a ovular mientras que otras con 5 minutos si ovulan (Vivanco *et. al.*,1985). Un segundo estimulo con copula o tratamiento con GnRH entre las 6 y 24 horas despuésde un primer estimulo no produce respuesta en la liberación de LH siendo los valores de LHsimilares a los de hembras que no ovulan, Bravo *et. al.*, (1992). Se han reportado casos deovulación espontanea sin previo estimulo coital por lo que se

atribuye la ovulación a estímulosvisuales, olfatorios y sensitivos, Fernández Baca *et. al.*, (1970); Sumar, (1993).

Un diámetro folicular de 6 a 7 mm se considera adecuado para producir la ovulación enalpacas. Por consiguiente, el momento óptimo de reproducción parece ser 6 – 8 díasdespués del inicio de la nueva onda folicular emergente durante el crecimiento o en la fase de maduración tempranade un folículo dominante Adams *et. al.*, (1989; Bravo *et. al.*, 1991b; Sumar *et. al.*, (1993).

No se encontraron diferencias en la tasa de ovulación entre ovarios. La ovulación ocurre conigual frecuencia en los ovarios izquierdo y derecho (Bravo et. al., 1993; Fernández Baca *et. al.*,1970). Se detectó un cuerpo lúteo en el ovario derecho en 51 % de las alpacas, 47% en elizquierdo, y 2 % en ambos varios, Fernández Baca, (1973).

Luego de la copula, las concentraciones de LH se incrementan de 1 – 2 ng/ml a 5 – 7 ng/ml(Bravo *et. al.*,·1988b; Aba *et. al.*, 1995). Los picos de LH se alcanzan entre las 2 a 3 horassiguientes a la ovulación (Bravo *et. al.*, 1991) y las concentraciones elevadas de LH semantienen por 5 horas Bravo *et. al.*, (1988b).

La respuesta de LH a la copula es dependiente del tamaño folicular en alpacas y llamas. Asílas llamas y alpacas con folículos mayores a 7 mm (en crecimiento o maduros) liberaroncantidades de LH hipofisaria entre 55.1 a 62.4 ng/ml/h, suficientes para inducir la ovulación yformación de un cuerpo lúteo normal, a diferencia de las hembras con folículos menores a 7mmlas cuales liberaron cantidades significativamente menores de LH (29.1 ng/ml/h), lo cual no fuesuficiente para inducir ovulación, por el contrario estimuló un continuo desarrollo del folículo dominante (Bravo *et. al.*, 1991; Adams *et. al.*, 1989). Aunque en estudios recientes se hadeterminado que animales con folículos de 6 mm en el momento del apareamiento también ovularon pero en menor porcentaje que aquellos animales con folículos ≥ de 7 mm, Cervantes *et.al.*, (2004).

Cuerpo lúteo

Producida la ovulación se da inicio a la organización estructural y funcional delcuerpo lúteo (CL) por acción de la LH. Las células tecales se luteinizan para dar lugar alas células luteales pequeñas, además se produce la hipertrofia y luteinización de lascélulas de la granulosa dando lugar a las células luteales grandes; ambas células lutealesson responsables de secretar progesterona (P4) (Hafez, 2002).El cuerpo lúteo en la alpaca desarrolla de manera rápida después de ocurrida laovulación alcanzando su máximo tamaño y actividad secretora entre los días 8-9 postservicio. En ausencia de preñez, el cuerpo lúteo declina claramente en tamaño y actividadsecretoria para el día 12 completando su regresión hasta el día 18, Fernández Baca *et.al*,(1970b). Sin embargo, en hembras preñadas, el tamaño del cuerpo lúteo permanece casiinalterado después de alcanzar el máximo desarrollo, el cual ocurre después del día 8post servicio para el mantenimiento de la preñez Fernández Baca *et.al*, (1970b). Existe lapresencia de folículos en crecimiento y maduros que acompañan al cuerpo lúteo por untiempo no menor de 10 días, Fuertes, (1961). En animales no preñados la vida del cuerpolúteo fue estimado entre 8 y 9 días post empadreAba *et.al*, (1995).

Estudios macroscópicos del ovario en alpacas muestran que el diámetro promedio delcuerpo lúteo a los 3 días post servicio o 4 post ovulación es de 7.72 mm para el lado izquierdo y 8.67 mm para el derecho Fernández Baca *et.al*, (1970b)

Conducta Sexual

Los camélidos domésticos, alpacas y llamas, al ser especies de ovulación inducida no presentan ciclos estrales definidos, no obstante, existen periodos de receptividad sexual. Estos periodos son bastante prolongados durante la época de apareamiento y en ausencia de machos pueden durar hasta los 36 días presentando breves interrupciones que no sobrepasan las 48 horas San Martín*et. al.*,(1968). A medida que avanza la estación reproductiva la intensidad del estro, el número de hembras receptivas se reducen England*et. al.*,(1971). La receptividad sexual no está siempre asociada con la presencia de un folículo dominante Sumar *et. al.*,(1993; Bravo *et. al.*,(1994).

El comportamiento observado durante la etapa de receptividad sexual puede dividirse en cortejo y monta. La fase de cortejo se inicia cuando un macho sexualmente activo entra en contacto con una hembra, tiene una duración variable dependiendo de la líbido y fortaleza del macho, oscilando entre unos segundos hasta los 10 min y cesa cuando se produce la monta o el macho comprueba que es rechazado England *et. al.,* (1971). Cuando la hembra está receptiva adopta una posición de decúbito esternal en presencia del macho o en las proximidades de una pareja que está copulando, formándose en ocasiones grupos de hembras en posición decúbito esternal Fernández-Baca et. al., (1970a; Novoa, (1970). Algunas hembras montan a otras que están echadas, ejecutando movimientos pélvicos similares a los machos San Martin et. al., (1968); Fernández Baca *et. al.*,(1970b), pero dicho estímulo no es suficiente para inducir la ovulación Fernández-Baca et. al., (1970b). Cuando una hembra no receptiva es perseguida por un macho, trata de escapar por todos los medios y se defiende pateando y escupiendo Fernández-Baca et. al., (1968); Raedeke*et. al.*, (1978).

Durante la cópula el macho maniobra su pene alrededor de la vulva hasta ubicar la vagina, atraviesa el cérvix, con movimientos suaves hasta llegar a uno de los cuernos uterinos, para ir posteriormente cambiando sucesivamente de un cuerno a otro a lo largo de la eyaculación Franco *et. al.,*(1981). El movimiento del pene en el interior del útero provoca en el endometrio inflamación, edema e hiperemia Velásquez *et. al.*, (1999).

2.2.2. Diagnóstico de preñez

Existen diversos métodos de diagnóstico de gestación en camélidos sudamericanos. Esasí, que el método de palpación rectal considera como preñada a aquellas alpacas en lascuales se determinó la presencia del feto por palpación directa o balotaje del cuernouterino grávido Calderón, (1968). Por otro lado, el comportamiento sexual de la hembrafrente al macho es una técnica para el diagnóstico temprano de preñez en camélidosFernández Baca *et.al*, (1970), citado por Fernández Baca, (1993).

La ultrasonografía es utilizada en el diagnóstico temprano de preñez en el ganadovacuno, en la yegua Adams *et.al*, (2000) y ovejas Saelzer*et.al*, (1989). Asimismo, laultrasonografía diagnosticó la gestación precozmente en alpacas y llamas y con mayoreficiencia que los métodos tradicionales Raggi*et.al*, (1996).

Bravo *et. al., (*2000) demostraron la detección de la vesícula embrionaria el día 12después de la cópula. Asimismo, los embriones fueron detectados el día 22 post cópula enalpacas. El diagnóstico de gestación por ultrasonografía puede llevarse con seguridad losdías 23 y 24 en alpacas y llamas respectivamente Parraguez*et.al*, (1997). Sin embargo,Adams *et.al*(1989) indican que la preñez fue detectada en llamas el día 11 post empadrey todas las vesículas fueron localizadas en el cuerno uterino izquierdo. Además, la preñezen llamas puede ser diagnosticada tan temprano como a los 19 días después delapareamiento Bourke*et.a.l*, (1992).

2.2.3. Fecundación y Desarrollo Embrionario

Posterior a la copula, los espermatozoides avanzan las primeras 24 horas hacia la unión útero – tubal, que es el principal reservorio de espermatozoides en alpacas. El transporte delespermatozoide y del ovocito de 15 hembras multíparas fue observado a las 6, 12, 24 y 30 horasdespués de una sola copula, observándose que los espermatozoides estuvieron presentes en elsitio de fecundación 6 h después de la copula y se mantuvieron ahí por más de 30 h (Bravo *et.al.*, 1996).

La fecundación se produce en el oviducto por la presencia de un ovulo y un espermatozoide,luego el ovulo fecundado es transportado al útero aproximadamente a los 6 – 7 días. Después deuna exitosa fecundación, el desarrollo embrionario es rápido en camélidosTibary, (2001). A los3 días del servicio los índices de fecundación son mayores al 85% en alpacas hembrasFernández Baca, (1970). Cuatro díasdespués de la monta, una mórula de 4 – 8 células puede serencontrada en el oviducto y una mórula compacta a los 7 días. Los embriones entran a lacavidad uterina aproximadamente a los 5 – 6 diasdespués de la ovulación en la división temprana del estado de blastocisto (Del

Campo *et. al.*, 1995; Mckimon y Tinson, 1992; Tibary,2001; Tibary y Anouassi, 1997). Losblastocistos se colectaron del cuerno uterino izquierdo 10díasdespués de la copula Bravo *et. al.*, (1996). El embrión empieza a alargarse por los días 9 y10 y el trofoblasto establece contacto cercano con el endometrio por los días 12 de gestación.Tibary, (2001). La implantación parece iniciarse alrededor del día 14 después de la ovulación como fue descrito en los otros camélidos (Olivera *et. al.*, (2003).

En el día 15 de gestación, los blastocitos son completamente libres dentro de la cavidaduterina, iniciándose la implantación alrededor del día 20. En los días 22 y 26 de la gestación, eltrofoblasto es adosado a las células epiteliales superficie del útero. Los lugares de implantación ocurren predominantemente en el cuerno uterino izquierdo, pero una ampliación el trofoblastoocupa también grandes extensiones del cuerno derecho, donde la interacción materno-fetalmuestra peculiar áreas de aposiciónOlivera *et. al.*, (2003).

La tasa de concepción y el mantenimiento de la preñez se ven afectados por el peso de lahembra al momento del empadre Sumar, (1999). En alpacas y llamas la localización del fetoocurre en el cuerno uterino izquierdo, esto a pesar de que la actividad ovulatoria es similar enambos ovarios.

2.2.4. Sincronización

La sincronización de la emergencia de la nueva onda folicular es el resultado de lasincronización del desarrollo folicular Martínez, *et. al.*,(2000), este desarrollo de la ondafolicular puede ser controlado mecánicamente por ablación folicular guiada porultrasonido, también con tratamientos hormonales utilizando GnRH o estradiol yestradiol combinada con progesterona. El control del desarrollo folicular facilita laaplicación de tecnología reproductiva asistida por ofrecer la posibilidad de planificar lasúperestimulación folicular de hembras donadoras y la sincronización de receptoras atiempo fijo sin la necesidad de detectar el celo en el caso de vacas Bó*et. al.*, (2002).

El folículo dominante ejerce un efecto inhibitorio que lleva al resto de los folículosdel mismo grupo (subordinados) a detener su crecimiento y atresiarse. Entre 1 y 4 díasde comenzada la regresión del folículo dominante emerge la onda siguiente. Adams *et.al.*, (1990) y Bravo *et. al.*, (1990b).En camélidos sudamericanos se han utilizado tratamientos hormonales para inducir laovulación y superestimular el desarrollo folicular con GnRH y LH (Bravo *et. al*, 1992 b;Aller *et. al*, 1999; Huanca *et. al*, 2001; Ratto*et.al.*,2006).

2.2.5. Utilización de técnicas especiales de reproducción

Se viene insistiendo por parte de algunos profesionales y productores sobre la necesidad de desarrollar las técnicas especiales de reproducción, fundamentalmente Inseminación Artificial, para aplicar en esta especie animal. Si bien en algunas otras especies domésticas, fundamentalmente la especie Bovina, esa técnica son de uso relativamente común, no se ha generalizado el uso de esta técnica a todas las especies domésticas. Esto debido a que presentan distintos tipos de problemas o inconvenientes para su aplicación. Resulta interesante por lo tanto, considerar la aplicación de esas técnicas en camélidos sudamericanos domésticos, Frank, (1999).

2.2.6. Dispositivo intravaginal control interno de liberación de droga (CIDR)

CIDR es un dispositivo de aplicación intravaginal a base de progesterona, indicado para la sincronización de la onda folicular. El CIDR al ser colocado dentro de la vagina, libera la progesterona por difusión desde una cápsula de silicón sobre una espina de nylon, la cual está adaptada para retener el dispositivo dentro de la vagina. La progesterona del dispositivo de CIDR, se absorbe a través de la mucosa vaginal, resultando con niveles de plasma de progesterona con suficiente cantidad para suprimir la liberación de LH y FSH del hipotálamo, durante el período recomendado para tratamiento.Las alpacas se clasifican dentro de las especies de ovulación inducida por la cópula Fernández-Baca, (1970), quiere decir que no presentan una fase luteal regular.

2.3. HIPÓTESIS

H_0: El dispositivo liberador de progesterona (CIDR) reutilizado tiene diferente eficiencia que el dispositivo nuevo en la tasa de preñez diagnosticado a los 30 días en alpacas.

Ha: El dispositivo liberador de progesterona (CIDR) reutilizado tiene la misma eficiencia que el dispositivo nuevo en la tasa de preñez diagnosticado al día 30 días en alpacas.

2.4. DEFINICIÓN DE TÉRMINOS

- **Ovulación.-**Es la ruptura folicular y liberación del ovocito de los ovarios, ocurre alrededor de las 26 horas después de la monta. Ambos ovarios tienen igual tasa de ovulación. En caso de que haya una ovulación sin fecundación, el cuerpo lúteo regresiona por completo a los 18 días para la alpaca y 16 días para la llama.
- **Cuerpo lúteo.-** Sedesarrolla después del colapsodel folículo en la ovulación. Las células surgen pocos días antes de la ovulación y sufren una rápida regresión dentro de las 24 horas después de la ovulación, y las células tecas se encuentran en un estado avanzado de degeneración. La hipertrofia y la luteinización de las células de la granulosa comienzan después de la ovulación. El tejido del cuerpo lúteo se agranda principalmente por hipertrofia de las células luteínicas. La progesterona es secretada por las células luteínicas.
- **Útero.-** Consta de dos cuernos (cornua), un cuerpo y un cérvix (cuello). Las paredes del úteroconstan de una membrana mucosa interna, una capa intermedia de musculo liso y una serosa externa, el peritoneo. El úterocumple un buen número de funciones: transporte del espermatozoide, regulación del cuerpo lúteo, iniciación de la placentación, preñes y parto.
- **Hormona folículo estimulante.-** Estimula alcrecimiento folicular, la espermatogénesis y la secreción de estrógeno.
- **Hormona luteinizante.-** Estimula la ovulación, la función del cuerpo lúteo, la secreción de progesterona, estrógenos y andrógenos.

- **Sincronización.-** En forma general, sincronizar es hacer que coincidan en el tiempo dos o más fenómenos. En otras palabras, sincronizar se refiere a que dos o más elementos, eventos u operaciones sean programados para que ocurran en un momento predefinido de tiempo o lugar.
- **Celo.-**:Período en que las hembras de animales mamíferos son receptivas sexualmente
- **Ciclo estral.-** Un ciclo reproductivo o ciclo estral es el conjunto de acontecimientos fisiológicos que se producen en el ovario, a intervalos de tiempo cíclicos, como consecuencia de las variaciones en los niveles hormonales, se define como "el período comprendido entre la aparición del estro y hasta el comienzo del siguiente, o bien, el intervalo de tiempo comprendido entre dos ovulaciones". El día 0 es el que coincide con la aparición del estro. La duración del ciclo estral depende de cada especie. La ovulación es un proceso espontáneo y predecible, porque el estro conductual coincide con la descarga preovulatoria del pico de LH inductora de la ovulación. La hembra acepta al macho exclusivamente en este periodo, pues está relacionado con las variaciones en la concentración sanguínea de las hormonas estrógeno y progesterona.
- **Fertilidad.**- Es la capacidad de un animal, de producir una progenie numerosa. En los animales, es el resultado de la interacción de numerosos factores, tanto biológicos: La edad, salud, el funcionamiento del sistema endocrino
- **Tasa de fertilidad.-** Medida como el número de crías por hembra, se ha usado como estimador fiable para el crecimiento vegetativo de la población.

2.5. IDENTIFICACIÓN DE VARIABLES

2.5.1. VARIABLES:

Variable independiente:CIDR nuevo,1ra y 2da reutilización del CIDR.

Variable dependiente: Tasa de preñez (diagnosticada a los 30 días post inseminación).

CAPITULO III

METODOLOGÍA DE LA INVESTIGACIÓN

3.1. ÁMBITO DE ESTUDIO

El presente trabajo de investigación se realizó en el Centro de Investigación y Desarrollo de Camélidos Sudamericanos Lachocc (CIDCS - Lachocc) de la Universidad Nacional de Huancavelica que está ubicado, en la región Huancavelica, provincia de Huancavelica, distrito de Huancavelica, comunidad de Lachocc, a una altitud de 4230 m.s.n.m, 12º 50' 46.38"latitud sur,75º 05' 43.54" longitud este.

3.2. TIPO DE INVESTIGACIÓN.

Básico

3.3. NIVEL DE INVESTIGACIÓN.

Explicativo

3.4. METODO DE INVESTIGACIÓN.

Experimental

3.5. DISEÑO DE INVESTIGACIÓN.

Para la presente investigación se trabajó con 39 alpacas las cuales formaron 3 grupos de 10 animales por cada tratamiento y 09 animales para el grupo control (monta natural), cada uno con su respectiva identificación, según se detalla en el tabla 01.

Tabla 01. Distribución de las alpacas seleccionadas en cada tratamiento

N° DE TRATAMIENTO	TRAMAMIENTO	N° DE ALPACAS HEMBRAS
1	CON CIDR Nuevo	10
2	CIDR de primera reutilización	10
3	CIDR de segunda reutilización	10
4	Monta natural	09
TOTAL		**39**

3.6. población, muestra Y muestreo

Se tomó como población a las alpacas hembras de color blanco de la raza Huacaya,de un parto a más(alpacas de 3 a 6 años); siendo en total 180 alpacas mayores de dos partos a los cuales se tomó como población, de los cuales para el presente estudio se utilizó en total 39 alpacas hembras, a los cuales se les distribuyeron aleatoriamente para los 04 tratamientos.

El tamañomuestral se calculó por medio del software G* Power 3.1.9.2 usando los siguientes parámetros:

Efecto del tamaño de muestra = 0.5

α = 0.05

Poder $(1-\beta)$ = 0.75

Grados de libertad = 3

3.7. TÉCNICAS E INSTRUMENTOS DE RECOLECCIÓN DE DATOS.

3.7.1. TÉCNICAS.

Sincronización de la onda folicular.

Para lo cual se usaron los dispositivos CIDR nuevo, de primera y segunda reutilización,los cuales se colocaron en las alpacas seleccionadas durante 7 días, al séptimo día se procedió a retirarlas, al doceavo día las alpacas presentaron folículos dominantes (7mm)por lo que se les indujo la ovulación con la hormona GnRH.

Colección de semen.

Para esta actividad se utilizó el método de post copula.

Inseminación artificial.

Pasado las 28 a 30 horas de la inducción de la ovulación se les inseminó con una concentración de 10 millones de espermatozoides/alpaca, haciendo uso de una pipeta de lavado intrauterinopara vaca adosada a una jeringa de 5ml que previamente se carga con 2 ml de aire posteriormente 02 ml de semen diluido en andromed.

3.8. PROCEDIMIENTO DE RECOLECCIÓN DE DATOS.

3.8.1. Selecciones de animales

Se seleccionaron en forma aleatoria del Centro de Investigación y Desarrollo de Camélidos Sudamericanos Lachocc (CIDCS - Lachocc) de la Universidad Nacional de Huancavelica, 39 alpacas hembras vacías de 3 a 6 años de edad con número de dos partos a mas con buena condición corporal y libre de enfermedades ginecológicas, para poder aplicar el tratamiento, para poder aplicar el tratamiento. Con estas alpacas se conformaron 4 grupos, cada uno con su respectiva identificación de acuerdo al siguiente detalle:

T1 (10 animales)= Sincronización de la onda folicular con CIDR Nuevo.

T2 (10 animales) = Sincronización de la onda folicular con CIDR de 1era reutilización

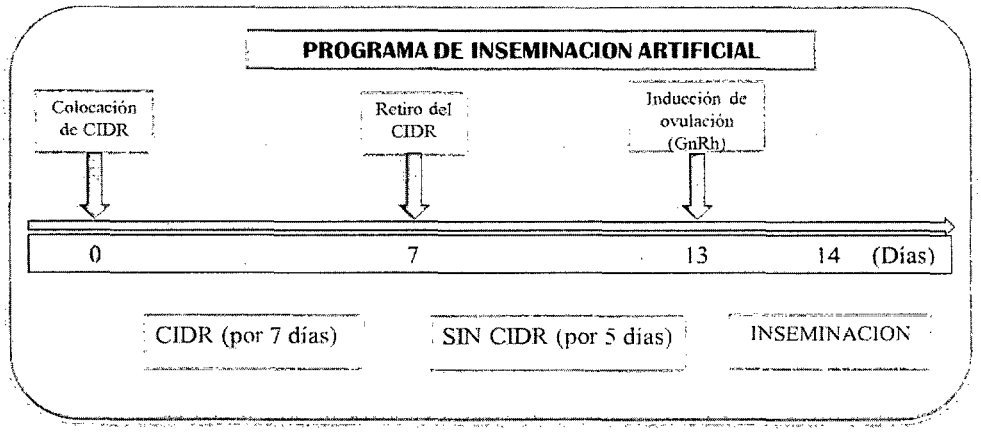
T3 (10 animales) = Sincronización de la onda folicular 2da reutilización.

T4 (09animales) = (Monta natural)

3.8.2. Sincronización de la onda folicular en alpacas.

Para este proceso se le coloco el dispositivo CIDR,por un periodo de 7 días, con el objetivo de predecir la presencia de un folículo preovulatorioen todas las alpacas hembras y realizar la inseminación artificial a tiempo fijo. Para ello se tomó el siguiente procedimientopara cada tratamiento como se detalla en el siguiente gráfico:

Figura01. Programa de sincronización de la onda folicular con el dispositivo CIDR.



3.8.3. Colección de semen

La colección de semen fue por el método post cópulael cual se realizó de acuerdo al siguiente procedimiento:

- ✓ Se permitió la cópula de un macho seleccionado con una hembra receptiva, se controló el tiempo de la cópula y se esperó el término de la monta.
- ✓ Terminado la monta se procedió a colectar el semen con la ayuda de un proctoscopio que cumple la función de descargar el semen depositado en la vagina de la hembra hacia un tubo Falcon, para este proceso se tuvo que levantar las patas anteriores de la hembra inmediatamente después de terminado la copula, con la finalidad de que el semen baje con facilidad por el proctoscopio hacia lo el tubo Falcon.
- ✓ A la muestra colectada se le evaluó el volumeny la motilidad de los espermatozoides, seguidamente se diluyó con Andromedy se procedió a evaluar la concentración espermática del semen ya diluido con ayuda de una cámara de newbauer.

3.9. TÉCNICAS DE PROCESAMIENTO Y ANÁLISIS DE DATOS

Se inseminaron 10 alpacas por cada tratamiento. El diseño de investigación fue una prueba de chi-cuadrado para tablas de contingencia, siendo la variable que se

evaluó la tasa de preñez con dispositivos CIDR reutilizados. Para lo cual se utilizó el softwareSPSS (Versión 21).

Las proporciones se compararon mediante el software estadístico R (versión 3.1.2)

El modelo estadístico ha utilizado para describir una observación fue:

$$X^2 = \sum \frac{(O-E)^2}{E}$$

Los componentes del modelo son:

$\boldsymbol{O}$ =Frecuencias observadas (número de alpacas preñadas y vacías diagnosticadas a los 30 días)

$\boldsymbol{E}$ =Frecuencias esperadas (número alpacas preñadas y vacías diagnosticadas a los 30 días).

CAPITULO IV

RESULTADOS

4.1. PRESENTACIÓN DE RESULTADOS

4.1.1. Diagnóstico de preñez a los 30 días.

La tasa de preñez total fue de 61.4%. Por otro lado las tasas de preñez por tratamiento diagnosticadas al día 30 post inseminación, fueron 80.0%, 70.0%, 10.0% y 88.9% para los tratamientos T1 (CIDR Nuevo), T2 (CIDR de primera reutilización), T3 (CIDR segunda reutilización) y del T4 (Monta natural) respectivamente, como se detalla en la siguiente tabla.

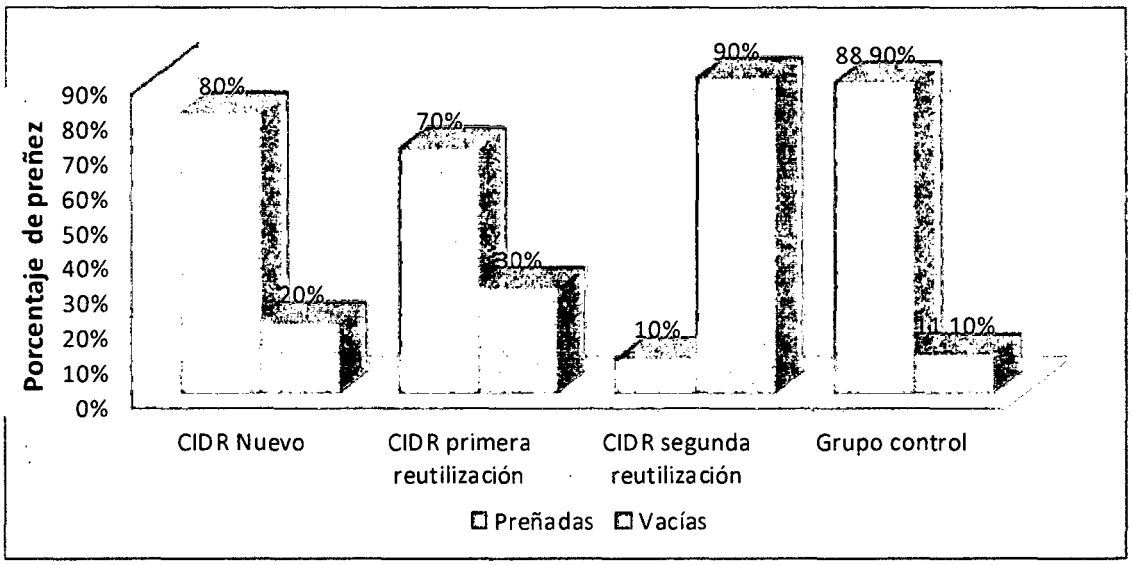
Tabla 02. Tasas de preñez de alpacas inseminadas con diferentes tratamientos de utilización de CIDR.

Tratamientos	Numero de observaciones	Diagnóstico de Preñez (día 30)	
		Preñadas (%)	Vacías (%)
CIDR Nuevo (T1)	10	08 (80.0)	02 (20.0)
CIDR primera reutilización (T2)	10	07 (70.0)	03 (30.0)
CIDR segunda reutilización (T3)	10	01 (10.0)	09 (90.0)
Monta natural (T4)	9	08 (88.9)	01 (11.1)
TOTAL	**39**	**24 (61.4)**	**15 (38.6)**

La tasa de preñez en el T1 representa un 80%, el T2 representa un 70%, T3representa un 10% y el T4 (monta natural) representa un 88.9%; esto es un indicador de que la primera reutilización del dispositivo (CIDR) nos permite

resultados cercanos a un dispositivo nuevo. Esto demuestra que el dispositivo (CIDR) puede ser reutilizado por una sola vez, con resultados similares (en tasas de preñez) a un dispositivo nuevo en la inseminación artificial de alpacas.

Grafico 01. Porcentaje de alpacas preñadas y vacías en los tratamientos



4.1.2. Relación entre la reutilización del CIDR y la taza de preñez

El resultado de análisis estadístico (chi – cuadrado) fue de 15.809 y p-valor (0.001), lo cual demuestra claramente que existe una relación entre los tratamientos y la tasa de preñez (a mayor reutilización hay menor tasa de preñez) con un nivel de significancia del 0.05.

Tabla 03: Pruebas de chi-cuadrado

	Valor	Gl	P - valor
Chi-cuadrado de Pearson	15,809	3	0.001
N° de casos válidos	39		

El resultado era de esperarse puesto que a mayor uso del CIDR, este va deteriorándose y disminuyendo la cantidad de progesterona; por lo tanto la

sincronización se ve afectada, razón por la cual a partir de la segunda reutilización se obtienen bajas tasas de preñez.

Tabla 04. Comparación de proporciones entre tasas de preñez en los diferentes tratamientos.

Comparaciones	n_1	n_2	x_1	x_2	p_1	p_2	$\lvert p_1 - p_2 \rvert$	P-VALOR
T1- T2	10	10	8	7	0.8	0.7	0.1	1.000
T1- T3	10	10	8	1	0.8	0.1	0.7	0.007
T1 - T4	10	9	8	8	0.8	0.89	0.09	1.000
T2- T3	10	10	7	1	0.7	0.1	0.6	0.02248
T2-T3	10	9	7	8	0.7	0.89	0.19	0.6564
T3- T4	10	9	1	8	0.1	0.89	0.79	0.002896

Dónde: n_1 y n_2 son el humero de animales inseminadas en cada tratamiento, x_1 y x_2 son el número de animales preñadas para cada tratamiento, p_1 y p_2 son los porcentajes de animales preñadas en cada tratamiento.

En la tabla 04 se muestra que no existen diferencias significativas entre la diferencia de proporciones del T1 y T2 ($p > 0.05$), mientras que ocurre lo contrario entre T1 y T3 donde si existen diferencias significativas ($p<0.05$), razón por la cual podemos afirmar que el CIDR nuevo y CIDR de primera reutilización tienen la misma eficiencia.

4.2. Discusión.

En la Tabla 02 se muestran los resultados de diagnóstico de preñez en alpacas inseminadas con diferentes tratamientos de utilización de CIDR. (Castañeda, 2012) reportaron un 75% de alpacas preñadas diagnosticadas mediante ecografía a los 30 días de la inseminación artificial, en aquel estudio las alpacas fueron sincronizadas con CIDR y esponjas intravaginales impregnadas con acetato de medroxiprogesteronadurante 7 días, los resultados son similares a los reportados en el presente estudio en el cual se encontró 80% para CIDR nuevo y 70% en la primera reutilización del CDIR a los 30 días del diagnóstico de preñez. Sin embargo

los resultados reportados en el presente estudio son superiores a los reportados por (Landeo*et al.*,2012) quienes obtuvieron 60% de preñez a los 30 días del diagnóstico ecográfico de preñez, en alpacas de 3 comunidades campesinas de Huancavelica sincronizadas con CIDR durante 7 días. En el presente estudioque no existe diferencias significativas en la tasa de preñez a los 30 días entre el CIDR nuevo y la primera reutilización de CIDR, resultados similares a los reportados por(Uribe*et al.*, 2011), quienes encontraron respuestas aceptables en la reutilización del CIDR en cabras. Sin embargo en el presente estudio, la tasa de preñez en la segunda reutilización del CIDR fue muy baja (10% de preñez), resultados que indicarían que el CIDR sólo se puede reutilizar una sola vez para la sincronización de la onda folicular en alpacas.

En este estudio se ha demostrado que con el uso del CIDR se obtienen altas tasas de preñez en la inseminación artificial de alpacas luego de la sincronización de la onda folicular. En otro estudio, 5 días después del retiro del CIDR (Chaves *et al.*, 2002) obtuvieron un folículo dominante en crecimiento (7-12 mm), por otro lado (Cervantes *et al.*,2007) obtuvieron 65.5% de preñez cuando permitieron la monta natural en alpacas con un folículo dominante en crecimiento (7-12 mm) y fue superior a las alpacas servidas con folículos en regresión en donde obtuvieron 42.9% de preñez. Es necesario indicar que cuando se induce ovulación con GnRHen una alpaca receptivateniendo en cuenta sólo el comportamiento de receptividad no se sabe el estado de crecimiento del folículo dominante. En cambio 5 días después del retiro del CIDR se obtiene un folículo dominante de excelente calidad, tal como lo demostraron (Chaves *et al.*, 2002) y (Aba *et al.*, 1999), lo que puede explicar la alta tasa de preñez al realizar la inseminación artificial luego de inducir la ovulación en un folículo dominante en su mejor fase de desarrollo. Por otro lado el uso del CIDR para la sincronización de la emergencia de un nuevo folículo dominante permite prescindir del uso del ecógrafo para detectar un folículo dominante de 7 mm o más, equipo del cual no puede disponer el productor alpaquero y además que se requiere de personal capacitado para su uso.

CONCLUSIONES

- El dispositivo CIDR puede ser reutilizado por una sola vez con la mismaeficienciaal de un CIDR nuevo reflejados en similares tasas de preñez.

- El dispositivo CIDR de segunda reutilización no se recomienda el uso ya que se obtuvo bajas tasas de preñez.

RECOMENDACIONES

1. Se recomienda la reutilización del dispositivo CIDR en la sincronización de la onda folicular en alpacas para la inseminación artificial a tiempo fijo por una sola vez ya que tiene la misma eficiencia que el nuevo.

2. Realizar otros estudios en los cuales se evalúe el tamaño folicular al momento de retiro del CIDR y al momento de la inducción de la ovulación.

3. Realizar otros estudios en los cuales se evalúen el tiempo óptimo que debe estar el CIDR en el tracto vaginal de la alpaca.

4. Realizar experimentos donde se tomen muestras de sangre para ver el perfil de progesterona y estradiol durante la sincronización de la onda folicular en alpacas desde la colocación del dispositivo CIDR hasta el día de la inseminación artificial.

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

1. Aba, M.; M. Forsberg; H. Kindahl; J. Sumar; L. Edqvist. 1995. Endocrine changes after mating in pregnant and non-pregnant llamas and alpacas. Acta Vet. Scand. 36: 489-498.
2. Aba MA, MAQuiroga, N Auza, M Forsberg, H Kindahl.1999.Control of ovarianactivity in llama (lama glama) withmedroxiprogesteroneacetate. Reprod. Domes. Anim. 34:471 - 476.
3. Aba MA, MH Miragaya, MG Chaves, EF Capdevielle, B Rutter, A Agüero. 2005. Effect of exogenous progesterona and eCG treatment on follicular dynamics in vicunas (Vicugnavicugna). Anim. Repro. Sci. 86, 153-161.
4. Adams, G.; P. Griffin; O. Ginther. 1989. In situ morphologic dynamics of ovaries, uterus, and cervix in llamas. Biol. Reprod. 41: 551-558.
5. Adams, G.; J. Sumar; O. Ginther. 1990. Effects of lactational and reproductive status on ovarian follicular waves in llamas (Lama glama). J. Reprod. Fert. 90:535-45.
6. Adams, G.; M. Dominguez. 2000. Ultrasonography in bovine practice - It's time. Proceedings of the annual meeting of the western canadian association of bovine practitioner. 4: 1-14.
7. Adams, G.; M. Ratto. 2001. Reproductive biotechnology in south americancamelids. Rev. Inv. Vet. (Perú). Suplemento 1: 134-141.
8. Agüero A, MChavez, E Capdeville, A Russo. 1999. Superovulación en Llamas: Comparación de 2 tratamientos. II Congreso Mundial sobre Camélidos. Cuzco – Perú.
9. Alonso,A.,Chaves, M.G., Agüero, A. y Miragaya,M.H. 2002. Reutilización de dispositivos intravaginales con progesterona (cidr) y su efecto sobre la dinámica folicular ovárica en llamas (Lama glama).Congreso de Asociación Argentina de Producción Animal.Aller J., Ferre L., Rebuffi G.E., Alberio R.H., 1997. Inseminacion artificial en llama (lama glama) primera comunicación en Argentina. Veterinari Argentina. XIV (136):394_400.
10. Aller J., Ferre L., Rebuffi E., Alberio H. 1997. Inseminación artificial en llama (*lama glama)* primera comunicación en Argentina. Veterinaria Argentina. XIV (136):394_400.
11. Aller, J.; A. Cancino; G. Rebuffi; R. Alberio. 1999. Inducción de la ovulación en llamas. En: II Congreso Mundial sobre Camélidos. Resumen. p 91. Cusco, Perú.
12. Alarcón., *Wilber García V., P. Walter Bravo.,2012.* Inseminación artificial de alpacas]]con semen colectado por aspiración vaginal y vagina artificial.

13. Apaza N, R Sapan, T Huanca, W Huanca. 2001. Inseminación Artificial en alpacas con semen fresco en comunidades campesinas. Memorias de la XXI reunión Científica Anual de la Asociación Peruana de Producción Animal Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima-Perú.

14. Bó G A, Caccia M, Martinez M, Adams G P, Pierson R A y Mapeltoft R J (1994): The se of estradiol and progestogen treatment for the control of follicular wave dynamics in beef cattle. Theriogenology. 40,165.

Bó, G.A; P.S. Baruselli; D. Moreno; L. Cutaia; M. Caccia; R. Tribulo; H. Tribulo; R.J. Mapletoft. 2002. The control of follicular wave development for self-appointed embryo transfer program in cattle. Theriogenology (57) p.53-72.

15. Bourke, D.; C. Adam; C. Kyle. 1992. Ultrasonography as an aid to controlled breeding in the llama (Lama glama). Vet. Rec. 130 (19): 424-428.

16. Bravo W M y Fowler M E (1988a): Aplicación de la técnica de ultrasonografía en alpacas y llamas. VI Convención Internacional de Especialistas en Camélidos. Programa y Resúmenes de trabajos. Oruro-Bolivia. pp: s/n.

17. Bravo W M, Fowler M E, Lasley B y Stabenfeldt G H (1988b): Hormonas folículo estimulante y luteinizante en llamas. VI Convención Internacional de Especialistas en Camélidos. Programa y Resúmenes de trabajos. Oruro-Bolivia pp: s/n.

18. Bravo W M y Sumar J (1989): Laparascopic examination of the ovarian activity in alpacas. Animal ReproductionScience. 21: 271-281.

19. Bravo W M, Fowler M E, Stabenfeldt G H y Lasley B L (1990a): Ovarianfolliculardynamics in the llama. BiologyReproduction. 43, 579-585.

20. Bravo W M, Stabenfeldt G H, Lasley B L y Fowler M E (1991b): The effect of ovarian follicular size on pituitary and ovarian responses to copulation in domesticated South American camelids. Biol. Reprod. 45, 553-559.

21. Bravo, W. 1992. La fase folicular del ciclo ovárico y la respuesta de la glándula pituitaria a la cópula repetida en la alpaca. Revista de investigaciones sobre Camélidos sudamericanos Allpak'a. (2) 1-8. Puno, Perú.

22. Bravo W M, Fowler M E y Lasley B L (1994): Thepostpartum llama: fertilityafterparturitium. Biol. Reprod. 51, 1084-1087.

23. Bravo, W.; Moscoso, J.; Ordonez, C.; Alarcon, V. 1996. Tranasport of spermatozoa and ovain female alpaca. AnimReprodSci. 43: 2 – 3.

24. Bravo W., Flores U., Garnica J., Ordoñez C. 1997. Collection of semen and artificial insemination of alpacas. Theriogenology 47: 619-626.

25. Bravo, W.; M. Mayta; C. Ordóñez. 2000. Growth of the conceptus in alpacas.Am. J. Vet. Res. 61 (12): 1508-11.

26. Bravo W., Alarcón B., García W. 2012. inseminación artificial de alpacas con semen colectado por aspiración vaginal y vagina artificial. Rev. Inv. Vet. Perú.

27. Brown, B. 2000. A review on reproduction in south americancamelids. Anim. Reprod. Sci. 58 (3-4): 169-195.

28. Calderón, W. 1968. Diagnóstico de preñez por el método de palpación rectal en alpacas. Boletín IVITA. 35-39.

29. Castañeda, 2012. Evaluación de dos métodos de sincronización de la onda folicular para optimizar la inseminación artificial de alpacas (*vicugna pacos*).Tesis de grado U.N.H.

30. Cervantes, 2004. Estudio del efecto del estadio del desarrollo folicular al momento de la monta sobre la ovulación y sobrevivencia embrionaria en alpacas. Tesis Médico Veterinario UNMSM. Lima -Perú.

31. Colazo, M.G., Kastelic, J.P., Whittaker, P.R., Gavaga, Q.A., Wilde, R., Mapletoft, R.J. 2004. Fertility in beef cattle given a new or previously used CIDR insert and estradiol, with or without progesterone. Animal ReproductionScience 81: 25-34.

32. Chen B X, Yuen Z X y Pan G W (1985): Semen induced ovulation in the bactrian camel (Camelusbactrianus). J. Reprod. Fértil. 73, 335-339.

33. De la Vega D. 1996. efecto de la concentración espermática y la hora de inseminación artificial con semen fresco sobre el porcentaje de gestación en alpacas. MVZ Tesis, Univ. Nac. Altiplano, Puno, Perú. 50pp.

34. Del Campo M R, Del Campo C H y Adams G P (1995a): The application of new reproductive technologies to South American camelids. Theriogenology. 43, 21 – 30.

35. England B G, Foote W C, Cardozo A G, Matthews D H, y Riera S (1971): Oestrus and mating behaviour in the llama (Lama glama). Anim. Behav. 19, 722-726.

36. Fernández - Baca S y Novoa C (1968): Conducta sexual de la alpaca (Lama pacos) en empadre a campo. A.L.P.A. Memoria. 3, 7-20.

37. Fernández Baca, S.; W. Hansel; C. Novoa. 1970b. Corpus luteumfunction in the alpaca. Biol. Reprod. 3: 252-261.

38. Fernández Baca, S; C. Novoa and J. Sumar 1971. Seasonal variations in the reproduction of the alpaca. (In Spanish). III Reun. Lat-Am. Prod. Anim. Bogotá, 110.Abstracted: Anim. Breed. Abstr. 40,336 (1972).

39. Fernández Baca, S. 1993. Manipulation of reproductive functions in male and female new world camelids. Anim. Reprod. Sci. 33: 307-323.

40. Franco E, Sumar J y Varela M (1981): Eyaculación en la alpaca (Lama pacos). IV Convención Internacional sobre Camélidos Sudamericanos. Corporación Nacional Forestal. Instituto de la Patagonia, Chile, Punta Arenas, 22-27 de noviembre

41. Frank E. 1999. Curso de manejo reproducción de camélidos sudamericanos universidad católica de Córdoba- Argentina.

42. Fuertes, Q. 1961. Formación del cuerpo luteo y algunas observaciones en elendometrio de alpacas jóvenes durante los primeros días de la gestación. Tesis MV. UNMSM. Lima, Perú.

43. Hafez, E. 2002. Reproducción e inseminación artificial en animales domésticos. 7 ma edición. Editorial Mc grawhill. Madrid,España.

44. Huanca, W.; O. Cárdenas; C. Olazábal; M. Ratto; G. Adams. 2001. Efecto hormonal y empadre sobre el intervalo a la ovulación en llamas. Rev. Inv. Vet. Suplemento 1: 462-463

45. Landeo, L; Mendoza, J; Castañeda, F; Molina, R; Arango, E; Quintanilla, E; Ruiz J., 2012. Uso del CIDR para la sincronizacion de la onda folicular para la inseminacion artificial en alpacas. Congreso Internacional de Camélidos

46. Leyva, V.; W. García. 1999b. Efecto de la prostaglandina sobre la vida del cuerpo lúteo en alpacas. En: II Congreso Mundial sobre Camélidos. Resumen. p.88. Cusco, Perú.

47. Martinez, M.F.; G.O. Adams; J.P. Kastelic; D.R. Bergfel; R.J. Mapletoft. 2000. Induction of follicular wave emergence for estrus synchronization and artificial insemination in heifers. Theriogenolgy 54 (5): 757-69.

48. Mauer, R., Webel, S., Brown, M., 1975. Ovulation control in cattle with progesterone intravaginal device (PRID) and gonadotropin releasing hormone (GnRH). Ann. Biol. anim. Biochemistry and Biophysics 15:291-296.

49. McKimon A y Tinson A, (1992): Embryo transfer in dromedary camels. In Allen W R, Higgins A J, Mayhew I J Mayhew I G, Snow D y Wade J F (Eds). Proceedings of the first International Camel Conference Newmarket, UK R&W Publications. pp: 203-208.

50. Neely D., Bravo P. 1997. Reproductive evaluation and infertility in the male llama and alpaca. In: Youngquist RS (ed).Current therapy in large animal theriogenology. USA: WB Saunders. P 787-792.

51. Novoa C (1991): Fisiología de la reproducción de la hembra; In: Fernández-Baca S. editor. Avances y perspectivas del conocimiento de los camélidos sudamericanos. Oficina Regional de la FAO para América Latina y el Caribe. Santiago de Chile. 428, 91-110.

52. Novoa, C.; V. Leyva. 1996. Reproducción en alpacas y llamas. Publicación Científica IVITA Nº 26.

53. Olivera, L.; D. Zago; C. Jones; E. Bevilacqua. 2003. Developmental changes atthematerno-embryonic interface in early pregnancy of the alpaca, Lama pacos.Anat. Embryol. (Berl) 207 (4-5): 317-31.

54. Quispe E.C. Rodríguez T.C., Iñiguez L.R. y Mueller J.P. (2009). Producción de fibra de alpaca, llama, vicuña y guanaco en Sudamérica. *Animal GeneticResourcesInformation*; 45,1.14.

55. Raedeke K (1978): El Guanaco de Magallanes. Chile. Su distribución y biología. Corporación Nacional Forestal. Ministerio de Agricultura de Chile. Publicación técnica. N° 4.

56. Raggi, L.; T. Ullrich; G. Castellano; M. Zolezzi; R. Rojas; G. Ferrando; V. Parraguez. 1996. Utilización de diferentes métodos de diagnóstico de gestación en un rebaño experimental de alpacas (Lama pacos) y llamas (Lama glama) en el altiplano de la I Región de Chile. Avances en Ciencias Veterinarias. Vol 11. Nº1.

57. Ratto, M.; W. Huanca; J. Singh; G. Adams. 2006. Comparison of the effect of natural mating, LH and GnRH on interval to ovulation and luteal function in llamas. Anim. Reprod. Sci. 91: 229-306.

58. Sansinena M J, Taylor S A, Taylor P J, Schmidt E E, Denniston R S y Godke R A (2007): In vitro production of llama (Lama glama) embryos by intracytoplasmic sperm injection: Effect of chemical activation treatments and culture conditions. Animal ReproductionScience99, 342–353.

59. San Martin, M.; M. Copaira; J. Zúñiga; R. Rodríguez; G. Bustinza; L. Acosta. 1968. Aspects of reproduction in the alpaca. J. Reprod. Fert. 16: 395-399.

60. Skidmore J A, Billah M y Allen W R (1995): The ovarian follicular wave pattern in the mated and non-mated dromedary camel (Camelusdromedarius). J. Reprod. Fertil. 49, 545-548 Suppl.

61. Spies H G, Pau K Y F y Yang S P (1997): Coital and estrogen signals: a contrast in the preovulatory neuroendocrine networks of rabbits and rhesus monkey. Biol. Reprod. 56, 310-319.

62. Sumar J y Leyva V (1981): Colección de semen mediante la vagina artificial en alpaca. Proceeding of the IVth International Conference on South America Camelids. Punta Arenas, Chile. pp: 12.

63. Sumar, J. 1993. Efectos de los estímulos de inducción en la ovulación de alpacas y llamas. Rev. Pec. Inv. IVITA (Perú) 6 (1): 17-21.

64. Sumar, J. 1997. Avances y perspectivas en reproducción de camélidos. En: Memorias de I Symposium Internacional Avances en Reproducción de Rumiantes. Lima. p. 30-44.

65. Sumar, J. 1999. Reproduction in female south american domestic camelids. J. Reprod. Fértil. Suppl. 54: 169-78.

66. Stevenson, J.S., Lamb, G.C., Johnson, S.K., Medina-Britos, M.A., Grieger, D.M., Harmoney, K.R., Cartmill, J.A., El-Zarkouny, S.Z., Dahlen, C.R., Marple, T.J. 2003. Supplemental norgestomet, progesterone, or melengestrol acetate increases pregnancy rates in suckled beef cows after timed inseminations. Journal of Animal Science 81:571-586.

67. Tibary A y Anouassi A (1997): Theriogenology in camelidae. Abu DhabiPrinting, Mina, Abu Dhavi, UAE.

68. Tibary A (2001a): Fertilization, embryo and fetal development in camelids. In: Proceedings of the Annual Conference of the Society for Theriogenology, Vancouver, BC, Canada, 12-15 september. pp: 387-396.

69. Tibary A. y Vaughan J. 2006.Reproductive physiology and infertility in male South American camelids: a review and clinical observations. Small ruminant research, 61, 283-298.

70. Torres R. 2006. Evaluación de la fertilidad en alpacas (*vicugna pacos)* de la raza huacaya a través de la inseminación artificial con 2 – 3 siembras y usando un dilutor, en el distrito de Palca, provincia de lampa, Puno. MV Tesis. Univ. Católica Santa María, Arequipa, Perú, 61pp.

71. Uribe, Gutiérrez,Carreño,Izquierdo, Lenz,Botero.2011. Reutilización del dispositivo de progesterona (CIDR) asociado con protocolos de corta duración en cabras. 1Departamento de Salud Animal, Universidad de Caldas, Calle 65 No. 26-10, Manizales, Caldas, Colombia.Programa de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad de Caldas, Colombia.

72. Van Cleeff, J., Macmillan, K.L., Drost, M., Lucy, M.C., Thatcher, W.W. 1996. Effects of administering progesterone at selected intervals after insemination of synchronized heifers on pregnancy rates and resynchronization of returns to service. Theriogenology 46:1117-1130.

73. Vaughan, J. 2001. Control of follicular waves in alpacas. Rev. Inv. Vet. (Perú).Suplemento 1: 112-114.

74. Vaughan, J.; K. Macmillan; M. D'Occhio. 2004. Ovarian follicular wave characteristics in alpacas. Anim. Reprod. Sci. 80: 353–361.

75. Vaughan J L y Tibary A (2006): Reproduction in fenale South American camelids: A review and clinical observations. Small RuminantResearch. 61, 259-281.

76. Velásquez F, Málaga J y Bravo P W (1999): Citología exfoliativa del útero de la alpaca. In: Libro de resúmenes II Congreso Mundial Sobre Camélidos, vol. 84 Cusco-Perú. (abstract).

77. Vivanco W, Cárdenas H y Bindon B (1985): Relación entre la duración de la copula y momento de la ovulación en alpacas. Libro de resúmenes V Convención Internacional sobre camélidos sudamericanos. Cusco-Perú. pp: 19.

05

ANEXOS

Tabla 05: Base de datos de la tesis

Nº	LUGAR	ARETE HEMBRA	DISPOSITIVO	TIPO H. USADO	CONCENTRACIÓN ESPERMÁTICA/ ALPACA	DIAGNOSTICO DE PREÑEZ
1	LACHOCC	08 090	CIDR NUEVO		8 X10^6	PREÑADA
2	LACHOCC	09 042	CIDR NUEVO	GnRH	8 X10^6	PREÑADA
3	LACHOCC	014/A 50 099 COP	CIDR NUEVO	GnRH	9 X10^6	VACIA
4	LACHOCC	B 014	CIDR NUEVO	GnRH	8 X10^6	VACIA
5	LACHOCC	016/ A 50 111 COP	CIDR NUEVO	GnRH	8 X10^6	PREÑADA
6	LACHOCC	10 075	CIDR NUEVO	GnRH	8 X10^6	PREÑADA
7	LACHOCC	07 058	CIDR NUEVO	GnRH	8 X10^6	PREÑADA
8	LACHOCC	05 191	CIDR NUEVO	GnRH	8 X10^6	PREÑADA
9	LACHOCC	A50 131/ 0862	CIDR NUEVO	GnRH	8 X10^6	PREÑADA
10	LACHOCC	A50 089 / 020	CIDR NUEVO	GnRH	8 X10^6	PREÑADA
11	LACHOCC	049 /A50 092 COP	CIDR REU 1	GnRH	8 X10^6	VACIA
12	LACHOCC	O6 108/A50 075	CIDR REU 1	GnRH	8 X10^6	PREÑADA
13	LACHOCC	10 008	CIDR REU 1	GnRH	8 X10^6	PREÑADA
14	LACHOCC	A50 127 COP	CIDR REU 1	GnRH	8 X10^6	PREÑADA
15	LACHOCC	09 113	CIDR REU 1	GnRH	8 X10^6	PREÑADA
16	LACHOCC	A 50 070 /060 063	CIDR REU 1	GnRH	8 X10^6	PREÑADA
17	LACHOCC	10 040	CIDR REU 1	GnRH	8 X10^6	VACIA
18	LACHOCC	A50 114	CIDR REU 1	GnRH	8 X10^6	VACIA
19	LACHOCC	09 109	CIDR REU 1	GnRH	8 X10^6	PREÑADA
20	LACHOCC	10 004	CIDR REU 1	GnRH	9 X10^6	pREÑADA
21	LACHOCC	A50 129 / 035	CIDR REU 2	GnRH	8 X10^6	VACIA
22	LACHOCC	A50 079	CIDR REU 2	GnRH	8 X10^6	VACIA
23	LACHOCC	A50 018	CIDR REU 2	GnRH	8 X10^6	VACIA
24	LACHOCC	A50 097 / 002	CIDR REU 2	GnRH	8 X10^6	VACIA
25	LACHOCC	A50 119 / 034 COP	CIDR REU 2	GnRH	8 X10^6	VACIA
26	LACHOCC	09 047	CIDR REU 2	GnRH	8 X10^6	PREÑADA
27	LACHOCC	04 206	CIDR REU 2	GnRH	8 X10^6	VACIA
28	LACHOCC	09 050	CIDR REU 2	GnRH	8 X10^6	VACIA
29	LACHOCC	07 052	CIDR REU 2	GnRH	8 X10^6	VACIA
30	LACHOCC	06 023	CIDR REU 2	GnRH	8 X10^6	VACIA
31	LACHOCC	A50 111	MONTA NATURAL	GnRH	8 X10^6	PREÑADA
32	LACHOCC	04 206	MONTA NATURAL	GnRH	8 X10^6	PREÑADA
33	LACHOCC	A 50 116	MONTA NATURAL	GnRH	8 X10^6	VACIA
34	LACHOCC	A 50 113	MONTA NATURAL	GnRH	8 X10^6	PREÑADA
35	LACHOCC	A 50 064	MONTA NATURAL	GnRH	8 X10^6	PREÑADA
36	LACHOCC	A 50 061	MONTA NATURAL	GnRH	8 X10^6	PREÑADA
37	LACHOCC	A50 113 / 001	MONTA NATURAL	GnRH	8 X10^6	PREÑADA
38	LACHOCC	A50 049 /05 103	MONTA NATURAL	GnRH	8 X10^6	PREÑADA
39	LACHOCC	10 040	MONTA NATURAL	GnRH	9 X10^6	PREÑADA

Tabla 06: Machos utilizados para la coleeccion de semen

N°	ARETE DE MACHO	PROCEDENCIA
1	07 156	UNH
2	S/A	UNH
3	07 021	UNH
4	10 020	UNH
5	08 126	UNH
6	I 10 324	CERRO DE PASCO
7	I 10 316	CERRO DE PASCO
8	I 10 318	CERRO DE PASCO
9	8 1715	UNH
10	8 1712	UNH

Tabla 07. Contingencia DISPOSITIVO * DIAGNOSTICO DE PREÑEZ (DP)

			DP		Total
			PREÑADA	VACIA	
Dispositivo	CIDR nuevo	Recuento	8	2	10
		Frecuencia esperada	6,2	3,8	10,0
	CIDR primera reutilización	Recuento	7	3	10
		Frecuencia esperada	6,2	3,8	10,0
	CIDR segunda reutilización	Recuento	1	9	10
		Frecuencia esperada	6,2	3,8	10,0
	Monta natural	Recuento	8	1	9
		Frecuencia esperada	5,5	3,5	9,0
Total		Recuento	24	15	39
		Frecuencia esperada	24,0	15,0	39,0

Panel fotográfico

Foto N° 01: Colocación del dispositivo CIDR

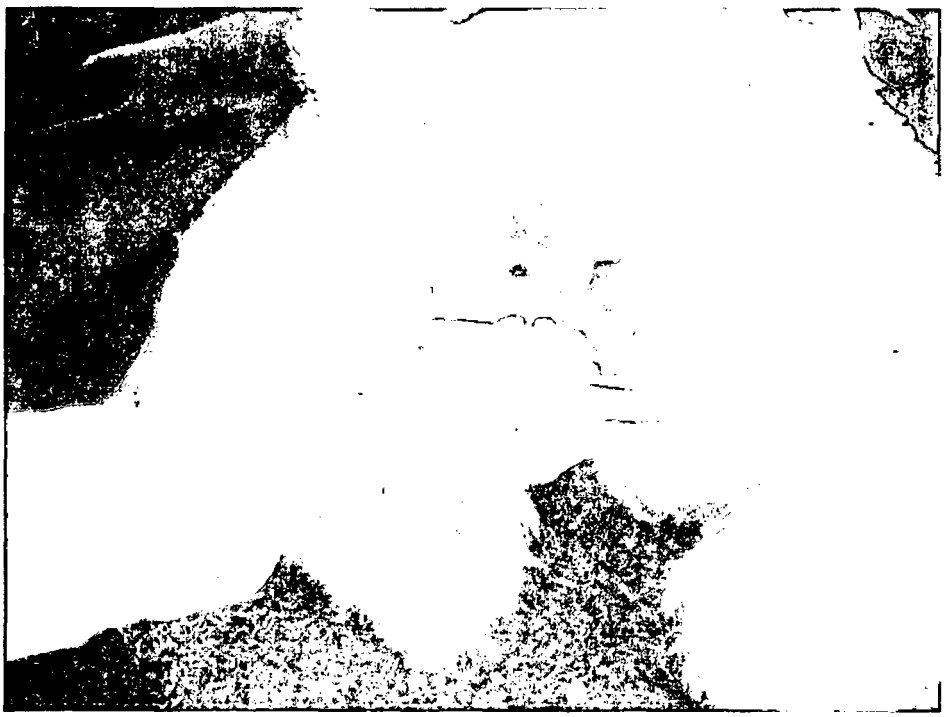


Foto N° 02: El CIDR colocado con el hilo de naylon fuera

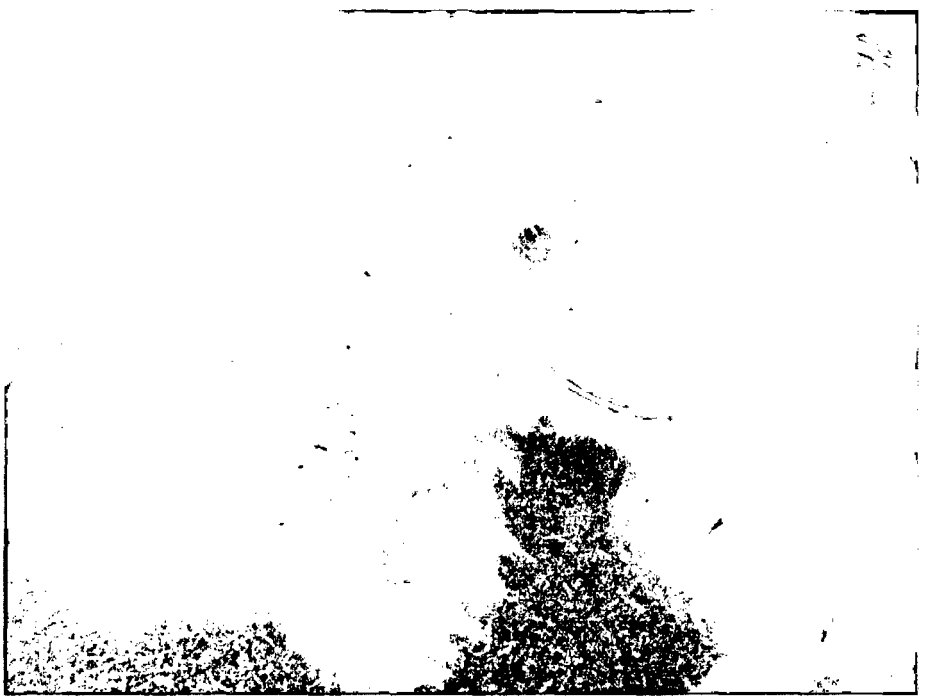


Foto N° 03: Detección de la preñez con ayuda del ecógrafgo.

FOTO N° 04: Colección de semen con la ayuda de un proctoscopio