

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



**TASA DE FERTILIDAD Y NATALIDAD EN OVINOS CRIOLLO**  
**INSEMINADAS A TIEMPO FIJO CON SEMEN FRESCO**

**TESIS**

**PRESENTADA POR:**

**Bach. VIOLETA PILCO HUALPA**

**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**

Tasa de fertilidad y natalidad en ovino criollos inseminados a tiempo fijo con semen fresco

**PRESENTADA POR:**

Bach. Violeta Pilco Hualpa

**PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:**

**MÉDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA**



**APROBADA POR:**

- PRESIDENTE** : \_\_\_\_\_  
Dr. MANUEL GUIDO PEREZ DURAND
- PRIMER MIEMBRO** : \_\_\_\_\_  
Dr. NATALIO LUQUE MAMANI
- SEGUNDO MIEMBRO** : \_\_\_\_\_  
Mg. Sc. BILOWENSESLAO C'ALSIN CALSIN
- DIRECTOR / ASESOR** : \_\_\_\_\_  
MVZ ROLANDO G. ALENCASTRE DELGADO
- ASESOR** : \_\_\_\_\_  
MVZ. JORGE WILLIAN GOMEZ URVIOLA

**Área:** Reproducción animal

**Tema:** Fertilidad en ovinos

## DEDICATORIA

*A Dios por que ha estado conmigo en cada paso que doy, cuidándome y guiándome para continuar.*

*A mis papito, Enrique Pilco Juculaca y mi mamita Margara Huallpa Mamani, quienes a lo largo de mi vida, con mucho amor, sacrificio y comprensión me han brindado todo el apoyo, siempre confiaron y me impulsaron para poder lograr mis objetivos y metas, y hoy por hoy todo lo que soy y lo que cumplí los debo a ellos.*

*A mis hermanas, Edith, Dina y Nélide por su cariño, cuidado y apoyo incondicional, por los consejos y regaños, que siempre me demostraron que quieren lo mejor para mí. A mis dos princesas; Anyeli Yamileth y Abigail Priscila, fueron mis dos motivos maravillosos.*

*A mi promoción 2016-II y a todas aquellas personas que formaron parte de mi vida en algún momento. Que me apoyaron y me brindaron su amistad en el periodo de estudio.*

*..... Violeta Pilco Hualpa*

## AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Nacional del Altiplano y a los docentes de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, por haberme brindado todos sus conocimientos para mi formación profesional.

A mis padres y a toda mi familia por su apoyo incondicional: mamá Margara papá Enrique hermanas Edith, Dina, Nélide y a todas las personas que hicieron posible este sueño.

A mi director de tesis MVZ. Rolando Guadalupe Alencastre Delgado, a mi asesor, MVZ. Jorge William Gómez Urviola, que durante la realización del presente trabajo de investigación me brindaron más que conocimiento una gran amistad quienes hicieron posible la culminación de este trabajo.

A los distinguidos miembros del jurado; Presidente Dr. Manuel Guido Pérez Durand, Primer miembro Dr. Natalio Luque Mamani, Segundo Miembro Mg.Sc Bilo Wenseslao Calsin Calsin por la orientación, sus consejos sabios y apoyo brindado.

A la unidad ejecutora PRADERA, Proyecto ovinos Sur, por el apoyo que me brindaron para la elaboración del trabajo.

A mis maestros quienes me han guiado en el aspecto profesional y personal, y por todos los conocimientos compartidos hacia mi persona.

A mis amigos que me apoyaron: Jorge, Wilfredo, Rassiel, Jara, Godoy, Ruth, Norma, Estefany, Angelina y todos que hicieron posible el presente trabajo.

## ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE DE FIGURAS .....	7
ÍNDICE DE TABLAS .....	8
ÍNDICE DE ACRÓNIMOS.....	9
RESUMEN.....	10
ABSTRACT.....	11
I. INTRODUCCIÓN.....	12
II. REVISIÓN DE LITERATURA .....	14
2.1. Fisiología de la reproducción en ovejas.....	14
2.1.1. Control neuroendocrino del ciclo reproductivo anual en ovinos .....	14
2.1.2. Interacción neuroendocrina durante la época reproductiva en ovinos.	16
2.1.3. Regulación hormonal en la época de anestro en ovinos .....	17
2.2. Características reproductivas de los ovinos.....	18
2.2.1. Estacionalidad de la actividad sexual y ovárica.....	18
2.2.2. Ciclo Estrual en ovinos. ....	19
2.2.3. Ovogénesis.....	23
2.2.4. Desarrollo Folicular Ovárico (Foliculogénesis) .....	24
2.3. Factores que afectan la estación reproductiva en borregas.....	25
2.3.1. Luminosidad o fotoperiodo.....	26
2.3.2. Temperatura .....	26
2.3.3. Nutrición .....	27
2.4. Inseminación artificial a tiempo fijo (IATF). ....	27
2.4.1. Control artificial del ciclo estrual en ovinos.....	28
2.4.2. Sincronización con progestágenos (esponjas intravaginales) .....	28
2.4.3. Gonadotropina Coriónica Equina (eCG o PMSG).....	30
2.5. Inseminación artificial.....	32
2.5.1. Colección de Semen.....	33
2.5.2. Inseminación artificial con semen fresco.....	34
2.6. Gestación.....	35
2.6.1. Diagnóstico de gestación. ....	35

2.6.1.1. Diagnóstico de Gestación por Ecografía.....	36
2.7.    Antecedentes .....	37
2.7.1.Fertilidad.....	37
2.7.2.Natalidad.....	39
III. MATERIALES Y MÉTODOS .....	40
3.1. Ubicación.....	40
3.2. Material Experimental.....	40
3.2.1. Ovejas.....	40
3.3. METODOS.....	41
3.3.1. Protocolo de sincronización .....	41
3.3.2. Inseminación artificial a tiempo fijo. ....	43
3.3.3. Evaluación de semen:.....	45
3.3.4. Dilución de semen. ....	46
3.3.5. Inseminación artificial.....	46
3.3.6. Diagnóstico de gestación.....	46
3.3.7. Determinación del porcentaje de fertilidad. ....	47
3.3.8. Determinación del porcentaje de natalidad.....	47
IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	49
4.1. Fertilidad en borregas. ....	49
4.2. Natalidad en borregas. ....	53
V. CONCLUSIONES.....	56
VI. RECOMENDACIONES .....	57
VII. REFERENCIAS .....	58
ANEXOS.....	67

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1:</b> Colección de Semen .....	72
<b>Figura 2:</b> Inseminación Artificial. ....	72
<b>Figura 3:</b> Diagnostico de Preñez. ....	73
<b>Figura 4:</b> Natalidad de borregas.....	73

## ÍNDICE DE TABLAS

<b>Tabla 1:</b> Distribución de borregas criollas para la inseminación a tiempo fijo...	40
<b>Tabla 2:</b> Tasa de fertilidad en borregas según estado reproductivo (%) .....	49
<b>Tabla 3:</b> Tasa de fertilidad en borregas según distritos (%). .....	51
<b>Tabla 4:</b> Tasa de Natalidad (paridas) en borregas según estado reproductivo (%). .....	53
<b>Tabla 5:</b> Tasa de Natalidad (paridas) en borregas según distritos (%). .....	54

## ÍNDICE DE ACRÓNIMOS

<b>CL:</b>	Cuerpo lúteo
<b>eCG:</b>	Gonadotropina coriónica equina
<b>E2:</b>	Estrógenos
<b>FSH:</b>	Hormona folículo estimulante
<b>GnRH:</b>	Hormona liberadora de gonadotropina
<b>GnIH:</b>	Factor inhibidor de la secreción de gonadotropina
<b>IA:</b>	Inseminación Artificial
<b>K:</b>	Kisspeptina
<b>P4:</b>	Progesterona
<b>UI:</b>	Unidad Internacional
<b>MAP:</b>	Acetato de Medroxiprogesterona.
<b>PGF2<math>\alpha</math>:</b>	Prostaglandina F2 alfa.
<b>eCG:</b>	Gonadotropina coriónica equina.

## RESUMEN

El trabajo de Investigación se realizó en los meses de mayo a octubre del 2017, en los distritos de Mañazo, Vilque y Pichacani de la Provincia de Puno que está a 3926 , 3860 y 3975 m.s.n.m, con el objetivo de determinar la tasa de fertilidad y natalidad , con un protocolo de sincronización e inseminación artificial, para el trabajo se utilizaron 350 borregas Criollo de estas se distribuyeron en 151 borregas primerizas y 199 borregas multíparas para lo cual se colocaron esponjas intravaginales con 60 mg de MAP, por un periodo de 14 días, posteriormente, al retiro de la esponja se administró la hormona eCG en dosis de 333 UI, la inseminación artificial fue cervical con semen fresco de carnero Donhe Merino dentro de las 48 -52 horas post retiro de la esponja. La fertilidad se diagnosticó mediante el uso de un ecógrafo de transductor lineal de 5 MHz, vía rectal a los 45 días post inseminación. Para el análisis estadístico de tasa de fertilidad y tasa de natalidad, según estado reproductivo y distritos, se utilizó la prueba de Ji-cuadrado con tabla de contingencia de doble entrada. Los resultados de tasa de fertilidad de borregas multíparas y primerizas de los distritos fueron; Mañazo 72,31% y 66,70 %, Vilque 74,63% y 72,00 %, y Pichacani 68,66% y 66,00 % ( $p>0,05$ ). La tasa de natalidad en borregas multíparas y primerizas del distrito de Mañazo, Vilque y Pichacani fueron de 100% y 88,23%, 90% y 94,44%, 100% y 90,91 % ( $p>0,05$ ). Concluyendo que el estado reproductivo no influye en la tasa de fertilidad y natalidad en borregas criollo, entre los tres distritos de la Provincia de Puno.

**Palabras Clave:** Borregas, criollo, fertilidad, natalidad, sincronización.

## ABSTRACT

The research work was carried out in the months of May to October 2017, in the districts of Mañazo, Vilque and Pichacani of the Province of Puno that is at 3926, 3860 and 3975 meters above sea level, with the objective of determining the fertility rate and natality, with a synchronization protocol and artificial insemination, for the work were used 350 Creole ewes of these were distributed in 151 first-time ewes and 199 multiparous ewes for which intravaginal sponges were placed with 60 mg of MAP, for a period of 14 days Subsequently, upon withdrawal of the sponge, the eCG hormone was administered in a dose of 333 IU. Artificial insemination was cervical with fresh sperm from Donhe Merino sheep within 48-52 hours post sponge removal. Fertility was diagnosed by the use of a 5 MHz linear transducer ultrasound, rectally at 45 days post insemination. For the statistical analysis of fertility rate and birth rate, according to reproductive status and districts, the Chi-square test with a double-entry contingency table was used. The results of the fertility rate of multiparous and gilts of the districts were; Mañazo 72.31% and 66.70%, Vilque 74.63% and 72.00%, and Pichacani 68.66% and 66.00% ( $p>0.05$ ). The birth rate in multiparous and first-born ewes of the district of Mañazo, Vilque and Pichacani were 100% and 88.23%, 90% and 94.44%, 100% and 90.91% ( $p>0.05$ ). Concluding that the reproductive status does not influence the fertility and birth rate in Creole sheep, among the three districts of the Province of Puno.

**Keywords:** ewes, Creole, birth, fertility, synchronization.

## I. INTRODUCCIÓN

La crianza ovina tiene importancia económica, social y ecológica, en la población rural, con mayor énfasis en la zona alto andina entre los 3000 a 4200 m.s.n.m., pues representa para el poblador rural andino un aporte de sustento económico, puesto que brinda una gama de productos como carne, lana, piel entre otros; siendo su producción relativamente barata, el manejo fácil y su adaptabilidad elevada (Dimas, 2000).

La estacionalidad reproductiva en la especie, limita incrementar la productividad, por lo tanto el conocimiento del sistema endocrino, fisiológico y neuronal que regula la reproducción de los ovinos es necesario (Martínez *et al.*, 2006). El manejo tradicional empleado en la crianza del ovino presenta un impacto negativo en el desarrollo productivo de los animales, ya que provoca una ineficiente técnica, lo que conlleva a una inadecuada respuesta productiva, afectando la rentabilidad del sector ovejero y en la disminución en el aporte de alimentos inocuos de origen animal, disminuyendo de este modo la seguridad alimentaria de la población; mientras que en otros países, según, la ovejería es un negocio rentable y, aún más, toda la economía de una nación depende de la producción ovina como es el caso de Australia, Nueva Zelanda y Uruguay entre otros (Zambrano y Calvache, 2012).

La crianza de ovinos, necesita de la aplicación de técnicas que optimice el manejo reproductivo (Cueto *et al.*, 1993), que permita incrementar la eficiencia biológica desde el punto de vista reproductivo, incrementando el número de corderos nacidos por oveja o incrementando la frecuencia de partos (Martínez *et al.*, 2006). Para ello es necesario manejar métodos de control artificial del ciclo

estral, mediante protocolos de inducción de celos, utilizando dispositivos intravaginales sobre la base de progestágenos y la administración de gonadotrofina coriónica equina (eCG) al retiro del dispositivo (Catalano *et al.*, 2003)

El uso de la inseminación artificial (IA) en ovinos ha tomado interés en los últimos años debido a que esta presenta indudables ventajas de tipo genético, zootécnico y sanitario (Herrera *et al.*, 2001), y juega un rol muy importante en los programas de mejoramiento genético, no solo por la transmisión de características genéticas de machos con valor genético hacia sectores de inferiores características productivas, sino por facilitar el transporte de semen, evitando el costoso traslado de reproductores y disminuyendo riesgos sanitarios. A pesar de las reconocidas bondades de la inseminación artificial a tiempo fijo, la técnica ha tenido una aplicación bastante limitada en el Perú (Mellisho *et al.*, 2006).

El presente trabajo, se realizó con el propósito de incentivar a la tecnificación en la crianza de la especie ovina, validar la técnica de inseminación artificial a tiempo fijo con semen fresco y de esta manera elevar el desempeño reproductivo de borregas durante la época reproductiva y su repercusión sobre la tasa de preñez y natalidad de las mismas, de esta manera poder contribuir con los sistemas de crianza de ovinos, mejorando la tecnología reproductiva en el Altiplano para forzar la estacionalidad reproductiva de las borregas Criollas, redundando en beneficio de los productores de ovinos de esta región. Así, los objetivos del estudio fueron, determinar la tasa de fertilidad y natalidad en borregas criollo inseminadas artificialmente a tiempo fijo con semen fresco.

## II. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1. Fisiología de la reproducción en ovejas

#### 2.1.1. Control neuroendocrino del ciclo reproductivo anual en ovinos

La actividad reproductiva engloba diferentes fenómenos madurativos, desde la diferenciación sexual hasta la pubertad, del mismo modo diversas interacciones hormonales entre distintos tejidos, tales como el Hipotálamo - Hipófisis que interactúa con las gónadas (ovario y útero). Permitiendo la secreción de diferentes hormonas tales como: GnRH del hipotálamo, LH y FSH de la hipófisis, Estradiol, Inhibina y Progesterona del ovario y la Prostaglandina (PGF2 $\alpha$ ) de útero y cuerpo lúteo. (Durán, 2008).

Recientemente fueron descritos dos péptidos siendo uno de ellos la Kisspeptina o Metastina y por otra parte la hormona inhibidora de gonadotropinas (GnIH), Es así que la Kisspeptina y su receptor juegan un papel clave en los circuitos neuroendocrinos de control del eje gonadotropico, destacándose de este modo que las Kisspeptinas son los más potentes estimuladores del sistema GnRH/gonadotropinas, activando el eje reproductivo en la ovejas y estimulando la secreción de gonadotropinas, con efecto directo en las neuronas GnRH, (Redmond *et al.*, 2011).

La Kisspeptina al parecer actúa como transmisor central implicado en la medición de fenómenos en este eje neuroendocrino, tales como la diferenciación sexual, la pubertad el control feedback positivo y negativo de la secreción de gonadotropinas por estrógenos y

andrógenos, la regulación metabólica de la fertilidad y el control de la capacidad reproductora por señales ambientales como el fotoperiodo que tiene influencia especial en los ovinos (Alamilla, 2013). Por otro lado se hace referencia del otro péptido, la GnIH se descubrió inicialmente en el sistema hipotálamo-hipófisis de la Codorniz, determinándose que inhibe la síntesis y secreción de gonadotropinas, sugiriéndose que el efecto inhibitorio de este neuropéptido se facilita por que las neuronas GnIH tienen contacto con las neuronas GnRH, identificándose receptores para GnIH en las neuronas de GnRH (Oakley *et al.*, 2009).

De todos los factores externos, el factor ambiental más determinante, es el fotoperiodo (estación asociada a días cortos), donde muestran una serie de ciclos estruales regulares, conducta de estro y ovulación a lo largo de la estación reproductiva (Rubianes, 2000).

El transductor principal del fotoperiodo es la glándula pineal (Malpoux *et al.*, 1999; Barrell *et al.*, 2000). En este mecanismo, la luz es captada por el ojo, a través de la retina, la señal luminosa se transforma en una señal eléctrica que es conducida de la retina al hipotálamo por medio del tracto retinohipotalámico; en el hipotálamo, el núcleo supraquiasmático capta la señal y posteriormente se transfiere al núcleo paraventricular; específicamente al ganglio cervical superior. Es este punto donde, la señal eléctrica se transforma en una señal química; liberando noradrenalina, la cual es captada por receptores alfa y beta adrenérgicos en la membrana celular de los pinealocitos que induce la síntesis de la N-acetil-transferasa, enzima fundamental

en la síntesis de melatonina (Sasa, 2002); de esta manera, la hormona se sintetiza en los pinealocitos de la glándula pineal durante las horas de oscuridad a partir del aminoácido triptofano (Malpaux *et al.*, 2002; Rosa and Bryant, 2003).

### **2.1.2. Interacción neuroendocrina durante la época reproductiva en ovinos**

Durante la época reproductiva, la progesterona organiza los ciclos estrales de la oveja, ejerciendo un efecto de retroalimentación negativa, inhibiendo la secreción pulsátil de GnRH a nivel central posiblemente, en la eminencia media (EM), a través de un mecanismo dopaminérgico o a través de péptidos opioides endógenos (POEs) sobre las neuronas de GnRH del área preoptica (APO), del núcleo arcuata o en sus terminaciones nerviosas de la (EM) (Arroyo *et al.*, 2009), induciendo la síntesis de GABA en el APO y este neurotransmisor reduce la secreción pulsátil de GnRH y por lo tanto de LH (Carbajal, 2008). Mientras que en la fase folicular el estradiol ejerce un efecto de retroalimentación positiva e induce la síntesis y secreción de GnRH y por lo tanto de LH, de este modo induciendo el pico preovulatorio, provocando la conducta de estro y la ovulación (Oakley *et al.*, 2009). Cabe indicar que las GnRH actúan a nivel ovárico, induciendo la síntesis de esteroides: E2 y P4, que a su vez por mecanismos de retroalimentación regulan la producción de GnRH (Rubianes, 2000).

### 2.1.3. Regulación hormonal en la época de anestro en ovinos

La época de anestro estacional en la oveja se caracteriza por la ausencia de ciclos estrales regulares, la disminución en la frecuencia de secreción pulsátil de GnRH y LH, con 1 a 2 pulsos de ambas hormonas en un periodo de 12 h, conducta de estro y ovulación; ocurre durante los días largos, entre los meses de Agosto y Noviembre, esto debido a que la duración en la secreción nocturna de melatonina es menor. En esta etapa fisiológica, el estradiol, cuya concentración es basal, ejerce un efecto de retroalimentación negativa a nivel hipotalámico, actúa específicamente en el núcleo dopaminérgico A15, donde induce la síntesis y secreción de dopamina, la cual se une a los receptores D2 de las terminales de las neuronas de la hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH) e inhibe la frecuencia de síntesis y liberación de esta hormona (Lehman *et al.*, 2002).

De manera reciente determinaron que el Ácido Gamma Amino butírico (GABA), inhibe la secreción de dopamina y se demostró que durante el anestro estacional, el estradiol suprime la liberación de GABA. La supresión en la liberación de GABA, activa las neuronas dopaminérgicas e incrementa la síntesis y secreción de dopamina, la cual ejerce su efecto biológico en las neuronas GnRH y reduce la frecuencia de pulsos de esta hormona y por lo tanto de LH. En el anestro estacional, la menor duración en la secreción de melatonina durante los días largos, permite la síntesis de dopamina e induce el anestro estacional. Durante los días cortos, la mayor duración en la

síntesis y secreción de melatonina inhibe la producción de dopamina, con el subsecuente restablecimiento de la actividad estral y la ovulación (Bogusz *et al*, 2008).

## **2.2. Características reproductivas de los ovinos**

### **2.2.1. Estacionalidad de la actividad sexual y ovárica**

Uno de los rasgos más importantes de la reproducción ovina es la estacionalidad, aunque por supuesto, esto no es algo exclusivo de las ovejas. Siendo en esta una reproducción que sigue un patrón estacional: es decir existe una alternancia entre los periodos de anestro y de actividad sexual; sin embargo en lugares cercanos al ecuador o en regiones más tropicales son poliesticos todo el año, siendo lo contrario en climas templados o lejanos al ecuador donde la estacionalidad está influenciado por el fotoperiodo o duración e la luz diurna considerándose a estas “reproductoras de días cortos “(Rosa and Bryan, 2003).

La duración de la estación reproductora va a variar con la especie, raza, estado nutricional y de lactación. Pero en lo general todas las razas presentan un periodo de inactividad sexual cada año. Al comienzo de la estación reproductora, la actividad hipofisaria aumenta ya que suben los niveles de gonadotropinas estimulando el crecimiento y maduración de los folículos. Por lo general los dos primeros ciclos de la estación reproductora pueden ser más cortos de lo normal, por malformaciones o regresión prematura del cuerpo lúteo (Daza, 2004).En la oveja, la primera ovulación de la nueva estación

reproductora no suele estar acompañada de comportamiento estral, esto silencioso (De Lucas, 1986).

La especie ovina expresa dos fases anuales bien definidas (Barrell *et al.*, 2000). Una etapa caracterizada en la hembra por ausencia de ciclos estrales regulares, receptividad sexual y ovulación, conocida como anestro estacional; en el macho disminuye la espermatogénesis, la síntesis de testosterona y el libido; estos eventos ocurren durante los días largos. Por otro lado, durante los días cortos, la hembra muestra ciclos estrales regulares, conducta de estro y ovulación; en el macho, se incrementa la espermatogénesis, la síntesis de testosterona y el deseo sexual (Malpaux *et al.*, 1999).

Estas variaciones fisiológicas anuales proporcionaron los fundamentos para afirmar que esta especie muestra estacionalidad reproductiva. Se ha demostrado que el origen de la raza determina el comportamiento reproductivo estacional. Razas de origen septentrional ( $>35^{\circ}$  Lat. N) expresan una marcada estacionalidad reproductiva y los ovinos de origen mediterráneo o ecuatorial, expresan una reducida estacionalidad reproductiva e incluso ovulan sin interrupción a lo largo del año (Rubianes, 2000).

### **2.2.2. Ciclo Estrual en ovinos**

El ciclo estrual es el tiempo que transcurre entre un estro y otro, la duración de este ciclo determinado en Chuquibambilla es de aproximadamente 17,65 días como promedio (Alencastre, 1997), se ha observado que las borregas presentan ciclos más cortos que las ovejas adultas. En las ovejas estacionales, después del periodo de

anestro prolongado, se presenta una ovulación no manifiesta es decir con ausencia de comportamiento sexual o signos manifiestos del estro (Molina, 2010).

En el ciclo estrual se reconocen dos fases una lútea que se extiende inmediatamente después de la ovulación hasta alrededor del día 13 del ciclo y otra folicular desde el día 14 hasta el día de la ovulación (Goodman, 1994).

**a) Fase folicular;** El crecimiento folicular se encuentra bajo el control de las gonadotropinas liberadas en la hipófisis, (FSH) y (LH) (Salomon, 1990). La FSH estimula el crecimiento temprano de los folículos y la LH es necesaria para completar las últimas fases de crecimiento (Gutierrez *et al.*, 2010). Además estas permiten que el folículo secrete hormonas sexuales femeninas como estrógenos que liberan al torrente sanguíneo permitiendo la manifestación de celo. Dentro de la fase folicular se incluye a las fases del proestro y estro (Hafez y Hafez, 2002).

**Proestro:** Los folículos que llegan al estado de dominancia, estado pre ovulatorio, generalmente son dos o tres (Duggavathi *et al.*, 2003); no se distinguen sino hasta 48 -36 horas antes de que acontezca; llegan a medir hasta 1,2 cm de diámetro (Cole y Cupps, 1998); tal crecimiento responde a cambios morfológicos, funcionales y de vascularización del folículo debido a que las gonadotropinas estimulan la esteroidogénesis en las células de la granulosa y de la teca (Hafez y Hafez, 2002).

**Estro:** Dura aproximadamente 24 horas Ortega (2006), sin embargo, su duración está influenciada por la edad, estación del año y la presencia del macho (Hafez y Hafez, 2002); socialmente la hembra busca al macho y permanece inmóvil ante la monta, mientras que los signos externos son: enrojecimiento y edematización vulvar, descarga de flujo vaginal y orina frecuente; las mencionadas manifestaciones de celo se deben primordialmente a la alta concentración de estrógenos (E2) contenidos en el líquido del folículo preovulatorio, citado por (Cole y Cupps, 1998) los folículos primarios del ovario cumplieron un desarrollo estimulado directamente por el eje hipotámico-hipofisiario; la GnRH se estimula mediante retroalimentación de diferentes hormonas reproductivas como los estrógenos, las activinas y las inhibinas principalmente (Hafez y Hafez, 2002).

La FSH induce la activación de receptores para LH en los folículos, además mantiene la secreción de estrógenos en el ovario necesarios para estimular la secreción de LH desde los gonadotropos de la adenohipófisis; la alta concentración plasmática de hormona luteinizante provoca la ovulación, usualmente 14 a 26 horas después (Edmonson *et al.*, 2012), que implica el egreso del líquido antral junto con el ovocito secundario y el primer cuerpo polar rodeado de la zona pelúcida y de las células granulosas del cumulus oophuros (Hill y Wyse, 2006).

**b) Fase lútea;** Después de la ovulación del folículo de graaf se constituye un cuerpo hemorrágico por la influencia de la oleada de la LH, las células de la granulosa proliferan y se transforman en células luteínicas que llenan el antro del folículo. El cuerpo lúteo secreta la hormona progesterona alcanzando un máximo de concentración a los seis días y manteniéndose toda la gestación si se ha concebido y si no se ha concebido a los 11 -12 días el cuerpo lúteo disminuye de tamaño y comienza a descender los niveles de progesterona para que al final de esta fase aparezca una nueva onda de crecimiento folicular (Liu *et al.*, 2007). La fase lútea comprende el metaestro y el diestro. El estro dura de 24 a 36 horas, produciéndose la ovulación cerca del final del estro (Hafez y Hafez, 2002).

**Metaestro:** Dura de 3 a 5 días (Edmonson *et al.*, 2012); generalmente la ovulación ocurre espontáneamente hacia el final del estro o principios del metaestro, es decir 24-27 horas después del inicio de celo (Lozano, 2014). Después de la ovulación, las células tecales y de la granulosa del ovario mediante acción de la LH y la Prolactina, sufren cambios morfológicos y bioquímicos transformándose en células luteínicas (Simonetti, 2008), formando así el cuerpo lúteo hasta el final del metaestro. A partir del diestro secreta en grandes cantidades progesterona, cuya principal función es el establecimiento y mantenimiento de la gestación, mediante la inhibición de las gonadotropinas; actúa preparando al útero para la implantación aumentando la secreción de las glándulas endometriales.

**Diestro:** Tiene una duración aproximada de 14 días (Lozano, 2014). El cuerpo lúteo (CL) alcanza completa funcionalidad siete días después del celo, cuando las células lúteas de la granulosa y de la teca han madurado completamente (Ortega, 2006). Hacia el día 15, en ausencia de concepción en el útero (Edmonson *et al.*, 2012), la actividad funcional del cuerpo lúteo finaliza bruscamente (Ortega, 2006), los estrógenos de origen folicular incrementan su concentración plasmática estimulando la síntesis de receptores de oxitocina y enzimas precursoras de PGF2 $\alpha$  (ácido araquidónico, fosfolipasa A, entre otros); es decir, la producción de PGF2 $\alpha$  es dependiente de la unión de oxitocina a sus receptores. El primer pulso de la hormona luteolítica es estimulado por oxitocina de origen hipofisiario, la que estimula la secreción de oxitocina luteal (Simonetti, 2008), que actúan a nivel endometrial promoviendo la síntesis de PGF2 $\alpha$ , hormona peptídica, que disminuye el flujo sanguíneo hacia el cuerpo lúteo (Abecia *et al.*, 2012). El ciclo empieza nuevamente con una concentración decreciente de progesterona, concurrente desarrollo del folículo y subsecuente incremento de la concentración sérica de estrógenos (Edmonson *et al.*, 2012).

### 2.2.3. Ovogénesis

La ovogénesis es el conjunto de procesos que incluye el desarrollo y la diferenciación de las células germinales primordiales a la formación del huevo y su fertilización (Rodríguez *et al.*, 2007). Se diferencian en oogonios inicialmente, seguido más tarde para ovocitos primarios y secundarios, cuando se produce la expulsión del primer cuerpo polar.

El proceso termina con la fecundación de los ovocitos maduros y la liberación del segundo cuerpo polar (Adoma *et al.*, 2012).

Sin embargo, el ovario tiene células germinales en mitosis que apoyan la formación de nuevos ovocitos y folículos. Se ha demostrado que, las células germinales primordiales se originan a partir de precursores de células somáticas, Estas nuevas células se diferencian de forma secuencial a partir de células madre mesenquimales que se encuentran en la túnica albugínea de ovario (Adoma *et al.*, 2012).

#### **2.2.4. Desarrollo Folicular Ovárico (Foliculogénesis)**

La foliculogénesis comienza en la etapa de pubertad, aunque desde el nacimiento se encuentran los folículos primordiales, que son reclutados y pasan un proceso de selección y dominancia de manera cíclica es el resultado de la maduración, coordinación y comunicación del eje hipotálamo- hipófisis-ovarios (Uribe *et al.*, 2010). Los folículos primordiales, primarios y secundarios aparecerán alrededor de 75 y 80 días en los ovarios fetales ovinos, respectivamente. Sugieren que el crecimiento de los folículos se basa en el orden en que son formados (Bukovsky *et al.*, 2005). En consecuencia, los folículos primordiales se convierten en folículos primarios de acuerdo con el orden de formación, y esta transformación puede ocurrir al cabo de unos días, años o décadas, dependiendo de la especie (Seekallu *et al.*, 2010).

La progresión de la etapa de folículo a estadio secundario se caracteriza por la formación de la segunda capa de células de la granulosa y la deposición inicial de material de la zona pelúcida que

rodea al ovocito (Adoma *et al.*, 2012). Los folículos se clasifican, en folículos pre-antrales; los folículos primordiales, primarios y secundarios y se distinguen entre sí por la forma y el número de capas de células de la granulosa que rodean el ovócito, por otro lado, folículos antrales son aquellos con la cavidad antral, o la presencia de líquido folicular, también llamado folículos preovulatorios terciarias o folículo Graf (Adoma *et al.*, 2012).

El ovocito, granulosa y la teca, son regidos por varios factores intraovarios, intrafoliculares y señales hormonales que conducen a la secreción de andrógenos y estrógenos, observándose que las principales hormonas involucradas en el periodo del crecimiento folicular son, la hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH), secretada por el hipotálamo (Rodríguez *et al.*, 2007), que estimula la hipófisis anterior para que ésta libere la hormona folículo estimulante (FSH) y la hormona luteinizante (LH), hormonas sustanciales para el crecimiento de los folículos, y la maduración de los ovocitos (Prieto y Velázquez, 2002). Además estimulan la esteroidogénesis, que da lugar a la secreción de estradiol (E2) durante la fase folicular y la progesterona (P4) durante la fase luteal (Molina, 2010).

### **2.3. Factores que afectan la estacion reproductiva en borregas**

Normalmente, las borregas entran en celo hacia fines de verano o principios del otoño, aunque hay diferencias según las regiones y razas. Donde la temporada de servicio se limita por lo general a alrededor de cuatro meses, existiendo diversos factores que afectan a la reproducción en esta especie (Arroyo *et al.*, 2006).

### 2.3.1. Luminosidad o fotoperiodo

El inicio de la actividad reproductiva está influenciada por números de horas luz en el día, donde los ciclos comienzan cuando el número de horas luz desciende por debajo de catorce horas, observándose que la mayoría de las razas de ovinos entran en celo durante los meses de otoño, no obstante, parece que los días más cortos deben ser precedidos de días más largos (Arroyo *et al.*, 2006).

La mayor parte de razas ovinas son poliéstricas estacionales como: Hampshire, Corriedale, Romney, Rambouillet (McDonald, 1981). Siendo el fotoperiodo el factor ambiental con mayor repetitividad y variabilidad nula entre años; por lo tanto, la duración de las horas luz sincroniza el ciclo reproductivo anual de la oveja (Arroyo *et al.*, 2009).

### 2.3.2. Temperatura

La mayoría de razas ovinas comienzan los ciclos con la llegada del tiempo más fresco del otoño, cuando las temperaturas nocturnas desciende, algunas razas de carne como las caras negras, son particularmente sensibles a los niveles de calor (Arroyo *et al.*, 2006). Las investigaciones han proporcionado pruebas crecientes de que más ovejas presentan estró y conciben en tiempos calurosos de lo que se creía anteriormente, sin embargo existe una alta tasa de mortalidad embrionaria durante ese tiempo, y los corderos que nacen de ovejas preñadas en épocas cálidas por lo general son débiles y más pequeños que los nacidos en tiempos de frío (Arroyo *et al.*, 2009).

### 2.3.3. Nutrición

La nutrición de un animal gestante es de suma importancia, pues en condiciones de carencias nutritivas la madre puede transferir grasa, proteínas y minerales de sus propios tejidos a los del feto a través de la placenta. Los requerimientos de nutrientes para el feto, son paralelos al desarrollo fetal siendo tan bajos al principio de la gestación y aumenta en el último trimestre para compensar al mayor crecimiento fetal y exigencia nutricional del mismo, siendo este tercio el más importante para recibir una nutrición balanceada. Las deficiencias en vitamina A, de ciertos minerales (manganeso e yodo) y de energía en la dieta reducen la fertilidad. Así como la glucosa es de mucha importancia para el metabolismo energético de la futura madre, dado que es el principal sustrato energético a nivel cerebral, es fundamental para la síntesis de triglicéridos, la contracción muscular, la síntesis de lactosa en la glándula mamaria y para el aporte de energía al feto (Pérez *et al.*, 2010).

La oveja preñada presenta altos requerimientos de energía, pues una oveja que gesta un cordero incrementa en un 150% sus requerimientos sobre mantención. Esto determina que exista una estrecha relación entre el nivel de nutrición de la oveja durante este período y el peso del cordero al nacimiento (Pérez *et al.*, 2010).

### 2.4. Inseminación artificial a tiempo fijo (IATF)

La inseminación artificial a tiempo fijo (sin detección de celo o estros, IATF) es una técnica que implica la sincronización del celo y la ovulación mediante tratamientos hormonales de las hembras elegidas para ser inseminadas en

determinado momento sin necesidad de detección de celos (Martin *et al*, 2004).

#### **2.4.1. Control artificial del ciclo estrual en ovinos**

Existe una amplia variedad de métodos utilizados para la sincronización de estro, buscando hacer eficaz esta práctica. Así, se conoce el uso de las prostaglandinas (PGF2 $\alpha$ ), progestágenos como el acetato de medroxiprogesterona (MAP), acetato de flurogestona (FGA) impregnados en esponjas y dispositivos de liberación controlada interna de droga (CIDR) que presenta la particularidad de liberar progesterona (Ortega, 2006).

Los métodos farmacológicos se clasifican de acuerdo a su acción. Observándose que al colocar progestágenos como (MAP) o (FGA) impregnados en esponjas estas simularan la acción de un cuerpo lúteo, suprimiendo la liberación de gonadotropinas. Al termino de tratamiento, la hipófisis liberara concentraciones crecientes de gonadotropinas (FSH) y (LH) que estimularan el crecimiento de los folículos con la subsecuente ovulación, (Cueto *et al.*, 1992).

#### **2.4.2. Sincronización con progestágenos (esponjas intravaginales)**

Hasta 1964, la progesterona se administraba en inyecciones diarias o por vía oral mezclada con alimentos ,las inyecciones diarias suponen una gran demanda de mano de obra ,lo que la hicieron impracticable y por otro lado la administración oral hace que la dosis consumida sean muy variables, lo que ceso su uso (Moerini *et al.*, 2007); la administración de progestágeno de manera práctica llego cuando se fabricaron esponjas de poliuretano que podían impregnarse con

progesterona sintética que colocaban intravaginalmente para liberar la progesterona a través de la pared vaginal y alcanzar la sangre (Quesada y Perez ,2004).

La duración del tratamiento debe igualar o exceder la vida media del cuerpo lúteo, es decir entre 10 a 14 días, manifestándose estro durante las primeras 48 horas posterior al retiro del dispositivo (Simonetti, 2008).

Siendo un método práctico para la sincronización de celo la aplicación de esponjas impregnadas con (MAP) más la aplicación de hormonas progesteronales como la gonadotropina coriónica equina (ECG) al retiro de las esponjas (Mellizo, 2006). La duración del tratamiento debe igualar o exceder la vida media del cuerpo lúteo, es decir entre 10 a 14 días, manifestándose estro durante las primeras 48 horas posterior al retiro del dispositivo. Periodo en que se realiza la inseminación artificial (Simonetti, 2008).

#### - **Mecanismos de acción de los progestágenos**

La sincronización de celo en ovejas mediante esponjas intravaginales impregnadas con acetato de medroxiprogesterona (MAP) consisten en la liberación de progesterona al torrente sanguíneo en una tasa controlada, lográndose así la inhibición de la maduración folicular por la retroalimentación negativa de esta hormona (Azzarini, 2001), que inhibe la secreción de las gonadotropinas del hipotálamo sobre todo la hormona liberadora de las gonadotropinas (GnRH) y la hormona

luteinizante (LH) ejercido por intermedio de la hipófisis anterior (Rubianes, 2000).

El acetato de medroxiprogesterona (MAP) impregnado en esponjas ejerce un efecto de retroalimentación negativa en la secreción de gonadotropinas, llegando estas a niveles basales. Sin embargo, una vez que este dispositivo se retira, los niveles de progesterona (P4) caen provocando un incremento en la secreción de gonadotropinas hipofisarias (Vivanco, 2000), al incrementar la secreción de las gonadotropinas del hipotálamo y la disminución de la acción de (P4) sobre el útero, permite que la concentración de estrógenos (E2) se incrementan produciendo de este modo la presencia del estro dentro de las 24 a 48 h. (CL) produciendo su regresión (Rubianes, 2000).

#### **2.4.3. Gonadotropina Coriónica Equina (eCG o PMSG)**

Es una hormona placentaria, secretada por las capas endometriales del endometrio uterino de yegua y es de característica glucoproteínas constituida por las subunidades  $\alpha$  y  $\beta$ . La subunidad  $\alpha$  es similar a las existentes en la FSH y LH, mientras, que la subunidad  $\beta$  es la responsable de la diferente actividad biológica de cada una de estas hormonas, pero solo puede ejercer tal actividad si esta enlazada a la subunidad  $\alpha$  y además tiene una acción similar a la FSH, por esta razón, es utilizada en los tratamientos de sincronización (Hafez y Hafez, 2002).

### **- Mecanismo de acción de la Gonadotropina Coriónica Equina (eCG)**

Su acción es ejercida mediante el AMPc, presentando una actividad tanto de FSH y LH cuando es inyectada en una especie distinta a la Equina. Aunque predomina la actividad de FSH, sin embargo la relación FSH: LH resulta muy variable en función de factores tales como la raza y el momento de la gestación de las yeguas de las cuales se obtienen, siendo el mecanismo de la eCG estimular el desarrollo folicular de la población folicular incrementando la secreción y la multiplicación de las células de la granulosa e induciendo la liberación endógena de LH (Bettencourt *et al.*, 2008).

Al tener elevado contenido de ácido sialico, eCG no atraviesa el filtro renal, siendo de este modo el periodo de acción bastante largo, teniendo una vida media aproximadamente 21 horas, siendo esta característica la que le confiere una utilidad práctica de administración única siendo el tratamiento de estimulación de celo y ovulación más sencilla (Bettencourt *et al.*, 2008). Se puede observar que al suministrar dosis elevadas, producirá un mayor tiempo de crecimiento folicular, haciendo que el periodo de ovulación sea más largo, ocasionando que la ovulación en borregas sea de manera desincronizada (Grazul-Bilka *et al.*, 2007).

## 2.5. Inseminación Artificial

La IA es considerada la técnica reproductiva de mayor relevancia en el mejoramiento genético de los animales. A pesar de ser una técnica que tiene un destacado desarrollo en la ganadería bovina, su aplicación en la ganadería ovina aún existe algunas dificultades científicas, económicas y socioculturales que están frenando su difusión. La ventaja fundamental de la IA es la posibilidad de incrementar notoriamente la cantidad de hembras que pueden ser cubiertas con un solo reproductor y además permite el mejoramiento de la calidad de los productos (lana, carne) (Sepúlveda, 2012).

En el ovino, el uso de esta técnica es de aplicación reciente, debido a que tanto la dificultad que presenta el cuello uterino de la oveja para ser traspuesto por la vaina de inseminación (vía vaginal), así como la reducción de la viabilidad espermática producida por el proceso de congelamiento y descongelamiento, impedían obtener tasas de preñez semejantes a otras especies. Los porcentajes de preñez obtenidos por medio de la inseminación cervical con semen congelado varían entre el 20 y el 25% (Gibbons y Cueto, 2001). En ovinos al utilizar IA con semen fresco es posible que un reproductor pueda cubrir más de 2.000 hembras por mes de trabajo y si se utiliza semen congelado esta cifra puede duplicarse; la IA se puede efectuar mediante tres métodos: inseminación vaginal, intracervical e intrauterina. La vía vaginal e intracervical se realiza cuando se utiliza semen fresco y la inseminación intrauterina cuando se utiliza semen congelado (Sepúlveda, 2012).

### 2.5.1. Colección de Semen

Se utiliza una hembra para estimular la libido y la monta. El operador, situado al lado derecho de la hembra, coloca la vagina artificial en dicho flanco y la sujeta con la mano derecha, de tal forma que el extremo abierto quede mirando hacia el macho. La válvula de la vagina debe dirigirse hacia abajo con una inclinación de aproximadamente 45°, evitando el contacto con el carnero macho. En el momento del salto, se dirige con la mano izquierda el pene hacia el interior de la vagina artificial, procurando hacerlo siempre del prepucio para evitar la retracción del mismo. Cuando el pene entra en contacto con la superficie caliente de la vagina artificial, el semental da el característico “golpe de riñón” y eyaculada dentro del tubo colector (Evans y Maxwell, 1990).

El uso de la vagina artificial se ha convertido en uno de los mejores métodos para la colección de semen en ovinos por su rapidez y limpieza, por no ser estresante para el animal y por proporcionar un semen de alta calidad. Este dispositivo es una imitación de la vagina de la oveja y que proporciona los estímulos térmicos (temperatura) y mecánicos (presión) adecuados para la erección del pene y la eyaculación. La calidad de semen obtenido depende de la frecuencia de colección, pero, sobre todo, del estado del animal al momento de la colección (Evans y Maxwell, 1990).

### 2.5.2. Inseminación artificial con semen fresco

La inseminación artificial consiste en la introducción del semen en los órganos genitales de la hembra en celo sin la intervención del macho, esta técnica representa una posibilidad para aumentar la eficiencia productiva, ya que permite una utilización más racional del material genético de carneros con características zootécnicas superiores (Salomón y Maxwell, 2000).

- **Inseminación Artificial cervical:** Es el método más simple, requiriendo la menor cantidad de equipo y de habilidad, los resultados de este método son también los menos confiables, ya que el semen se deposita a la entrada de la cervix en la vagina, donde las células del espermatozoide tienen la oportunidad más limitada de fertilizar los huevos, si hay suficientes células de espermatozoide depositadas puede que la preñez se lleve a cabo (Cueto y Gibbons, 2001).

Para la inseminación por vía cervical la dilución del semen obtenido se realiza en forma aproximada, asegurándose una cantidad de 100 a 150 millones de espermatozoides totales por dosis de inseminación de 0.02-0.25cc, si se tiene un eyaculado de 1 cc y una concentración estimada de 4000 millones de espermatozoides/ml para inseminar 30 hembras, mediante la adición de 2 cc. de diluyente al semen, se completan 30 dosis de inseminación de 0.1 cc. Por animal (Cueto y Gibbons, 2001).

## 2.6. Gestación

Los ovinos son vivíparos, es decir su desarrollo embrionario y fetal se desarrolla dentro del útero .este periodo de desarrollo intrauterino se denomina embarazo o gestación y en el ocurren principalmente la nutrición del feto en crecimiento y las adaptaciones maternas con ese propósito (Hafez, 1993). La gestación comienza con la fecundación del ovulo y él envió de una señal al cuerpo lúteo para que mantenga su estructura y siga produciéndose progesterona. El útero responde manteniendo su vascularización y sus estructuras glandulares, las cuales sintetizan una secreción denominada leche uterina que nutre al embrión hasta que se fije en las paredes del útero (Sorensen, 1982). Es el estado fisiológico especial de los mamíferos hembras comprende desde el desarrollo del nuevo individuo a partir de la fecundación la expulsión del feto (McDonald, 1987).

Es el periodo de preñez, se inicia con la fertilización y termina con el parto (proceso de nacimiento) (Funquay, 1982). Es el tiempo destinado al desarrollo del nuevo ser y sus membranas, desde la concepción al nacimiento. Dicho periodo varía según especie e incluso la raza, los ovinos gestan durante unos 147 días en promedio (Sorensen, 1982). Siendo en la raza corriedalle de 150 días, merino 151 días, Lincoln 148 días y Criollo 147 días, etc. (Alencastre, 1997).

### 2.6.1. Diagnóstico de gestación

El diagnóstico temprano de la gestación incrementa la eficiencia reproductiva mediante la cubrición precoz de las ovejas no gestantes; la citada técnica es considerada de valor económico para la ovejería.

Existen varios métodos para el diagnóstico de gestación en ovinos, el grado de confiabilidad es dependiente de cada método; el más utilizado es la observación de no retorno de celo a los  $17 \pm 1$  días pos IA o monta, mientras que el más confiable es la visualización del embrión a través de ultrasonografía (Ortega, 2006).

#### **2.6.1.1. Diagnóstico de Gestación por Ecografía**

La ecografía es una técnica de diagnóstico por imagen sobre la base de la emisión de ultrasonidos y la recepción de ecos, estos ecos se producen por la reflexión de los ultrasonidos a nivel de los distintos tejidos. En el formato de imagen llamado modo B, estos ecos van a ser representados como puntos de brillo, que serán tanto más brillantes cuanto mayor sea la reflexión, y serán en una posición proporcional al tiempo que han tardado en ser recibidos (Tamayo, 2000).

La ecografía transrectal señala que a partir de los 26 días de gestación, momentos en el cual el diagnóstico tiene una certeza muy alta (95-100%), y una seguridad en ovinos del 97% entre los 35 y 55 días después de la cubrición. La presencia de cotiledones placentarios a partir de los 40 días de gestación agiliza el trabajo, debido a una confirmación rápida de la preñez (Cueto y Gibbons, 2001).

## 2.7. Antecedentes

### 2.7.1. Fertilidad

Gibbons y Cueto (2007), realizó la investigación en borregas adultas de la raza Merino. Para la sincronización de los ciclos se utilizaron esponjas intravaginales impregnadas con 60 mg de medroxiprogesterona, las que fueron colocadas por 14 días, una vez retiradas se les administró una dosis vía intramuscular de 200 UI de eCG (Novormon), logró un 72% de preñez, inseminando a tiempo fijo.

Leiva *et al.* (2011), realizaron un trabajo entre los meses de marzo y junio del 2011, en 4 predios pertenecientes a pequeños productores participantes del “Programa de Difusión y Transferencia de Tecnologías Sanitario-Reproductivas para el Desarrollo de la Producción Ovina en comunidades Mapuche de la Comuna de Perquenco y Vilcún”, de la Provincia de Cautín, Región de Araucanía, Chile. Se trabajó con 43 ovejas y 11 borregas las cuales correspondían a cruza de la raza araucana x Suffolk y araucana x Texel. Las hembras receptoras fueron sincronizadas mediante aplicación de dispositivo intravaginal de medroxiprogesterona, con retiro del dispositivo a los 12 días, y posterior aplicación de 250 UI de eCG, inseminando vía intracervical con semen fresco entre las 56 y 58 horas post tratamiento. Para la determinación de gestación se utilizó ecografía transabdominal a los 42 días post inseminación. Los resultados del estudio lograron 71% de preñez.

Mamani (2017), realizó una investigación en las comunidades de Turupampa y Chana pertenecientes al Distrito de Asillo, Provincia de Azángaro, Región – Puno. Para lo cual utilizó 80 borregas; colocándoles esponjas intravaginales con 60 mg de MAP, por un periodo de 14 días, posteriormente al retiro de la esponja se agruparon en dos grupos; administrándose eCG en dosis de 500 UI al primer grupo y el otro grupo fue control, la inseminación artificial fue transvaginal (cervical) con semen fresco de carnero corriedale, a las 48 horas post retiro de la esponja MAP, a tiempo fijo. La tasa de fertilidad en 20 borregas primerizas con eCG que muestran el 80 % y las 20 borregas sin eCG mostraron el 55 %; mientras en las 20 borregas multíparas que recibieron dosis de eCG tuvieron una fertilidad de 90 % y las 20 borregas sin eCG solamente reflejaron una fertilidad de 60 %.

Canaza (2017), Investigó en el fundo Wajrani de la Asociación Granja Don Bosco perteneciente a la Prelatura de Ayaviri. Ubicado en el distrito Umachiri, Provincia de Melgar, Departamento de Puno. Para ello utilizó 49 borregas Assaf, de las cuales 25 fueron aplicadas 250 UI de eCG y al otro de grupo de borregas se aplicó 350 UI de eCG. La fertilidad en borregas Assaf que recibieron 250 UI de eCG fue de 60,9 % y las borregas con dosis de 350 UI de eCG fue de 60%, inseminadas por vía transvaginal.

### 2.7.2. Natalidad

Canaza (2017), Investigó en el fundo Wajrani de la Asociación Granja Don Bosco perteneciente a la Prelatura de Ayaviri. Ubicado en el distrito Umachiri, Provincia de Melgar, Departamento de Puno. Para ello utilizó 49 borregas Assaf, de las cuales 25 fueron aplicadas 250 UI de eCG y al otro de grupo de borregas se aplicó 350 UI de eCG. Los resultados de la natalidad de las borregas que recibieron dosis de 250 UI de eCG tuvieron tasas de partos de 56.5 % y 92.86 % en relación a las inseminadas y preñadas, respectivamente; similar respuesta fue cuando las borregas que fueron aplicados dosis de 350 UI de eCG mostraron tasa de partos de 56.0 % y 82.24 %.

Mamani (2017), realizó una investigación en las comunidades de Turupampa y Chana pertenecientes al Distrito de Asillo, Azángaro - Puno. Para lo cual utilizó 80 borregas; colocándoles esponjas intravaginales con 60 mg de MAP, por un periodo de 14 días, posteriormente al retiro de la esponja se agruparon en dos grupos; administrándose eCG en dosis de 500 UI al primer grupo y el otro grupo fue control, la inseminación artificial fue transvaginal (cervical) con semen fresco de carnero corriedale, a las 48 horas post retiro de la esponja MAP, a tiempo fijo. La tasa de natalidad en 20 borregas primerizas con eCG que muestran el 80 % y las 20 borregas sin eCG mostraron el 55 %; mientras en las 20 borregas multíparas que recibieron dosis de eCG tuvieron una natalidad de 90 % y las 20 borregas sin eCG solamente reflejaron una natalidad de 60 %.

### III. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1. Ubicación

El estudio se realizó en 3 distritos de la provincia de Puno; el distrito de Mañazo geográficamente se encuentra sobre las coordenadas: Latitud Sur (Oeste)  $15^{\circ} 48' 04''$ , longitud Oeste  $70^{\circ} 20' 53''$  a 3926 m.s.n.m., el distrito de Vilque se encuentra en latitud Sur (Oeste)  $15^{\circ} 45' 58''$ , longitud Oeste  $70^{\circ} 15' 40''$  a 3860 m.s.n.m., y el distrito de Pichacani, geográficamente se encuentra sobre las coordenadas: latitud Sur (Oeste)  $16^{\circ} 08' 52''$ , longitud Oeste  $70^{\circ} 04' 03''$  a 3975 m.s.n.m.; ámbito de trabajo del proyecto especial PRADERA – Ovinos sur.

#### 3.2. Material Experimental

##### 3.2.1. Ovejas

Para el presente trabajo se utilizaron 350 borregas Criollo, aptas para la reproducción, donde se tomó en cuenta borregas primerizas ( $n=151$ ) y borregas criollas múltiparas ( $n=199$ ) distribuidos en los tres distritos en estudio.

**Tabla 1: Distribución de borregas criollas para la inseminación a tiempo fijo.**

DISTRITO	PRIMERIZAS	MULTIPARAS	TOTAL
MAÑAZO	51	65	116
VILQUE	50	67	117
PICHACANI	50	67	117
<b>TOTAL</b>	<b>151</b>	<b>199</b>	<b>350</b>

### 3.3. METODOS.

#### 3.3.1. Protocolo de sincronización

La colocación de esponjas intravaginales se realizó a todas las borregas en día 0, se dejó por 14 días al término de este tiempo fueron retiradas, momento en el que se le aplicó la eCG 333 UI: dentro de las 48-52 horas se realizó la inseminación artificial con semen fresco.

**Gráfico 1. Protocolo de sincronización (MAP 14 días + eCG en UI)**



Fuente: Zaien *et al.*, 1999

#### a). Colocación del dispositivo intravaginal

Cada una de las borregas tomadas para el experimento fue sujeta, colocado el cuello de la borrega entre las piernas del operador lo que permitió la inmovilización de la borrega, permitiendo la limpieza de la región perianal con toallas húmedas, el cual además facilitó la inserción de los dispositivos.

- Se utilizaron esponjas que contenían 60 mg de acetato de medroxiprogesterona (MAP®, Syntex, Argentina), cada una de estas esponjas fueron colocadas en el lumen vaginal de la borrega, permaneciendo por 14 días.

- Para la inserción de los dispositivos se utilizó un especulo adaptado de un tubo PVC el cual fue higienizado con agua hervida para cada caso.
- El especulo fue lubricado con aceite mineral el cual nos permitió que no existiera lesión alguna en el ingreso hacia el lumen vaginal.
- Las esponjas fueron comprimidas en un extremo del especulo presionando se depositaron al fondo del lumen vaginal.
- Se retiró el especulo y se dejó el extremo libre del hilo de la esponja fuera de los labios vulvares.

#### **b). Retiro del dispositivo intravaginal**

- Pasado los 14 días, los dispositivos intravaginales fueron retirados; para ello las borregas fueron sujetadas convenientemente.
- Se ubicó el extremo libre del hilo del dispositivo intravaginal en los labios vulvares, para luego ser removidas de manera lenta, traccionando hacia atrás y hacia abajo.

#### **c). Administración de ECG post retiro del dispositivo**

- Para el trabajo se utilizó la Gonadotropina Coriónica equina en frascos de 25 ml (Novormon 5000®, Syntex, Argentina). Con una concentración de 5000 UI por cada frasco, aplicados intramuscularmente.
- El transporte se realizó en una caja térmica a una temperatura interna entre 0°C y 5°C se transportó tanto diluyente como el frasco con el principio activo.

- La preparación de la eCG se realizó momentos antes de su aplicación utilizando jeringas estériles descartables de acuerdo a las indicaciones del producto.
- Se cargó de ECG en una cantidad necesaria de 333 UI o 1.6 ml
- Se desinfecto la parte media de la región de la nalga de cada borrega y se realizó la administración intramuscular profunda.

### **3.3.2. Inseminación artificial a tiempo fijo**

La inseminación artificial se realizó dentro de las 48 -52 horas post retiro de las esponjas y la administración eCG.

#### **a. Preparación de las borregas a inseminar**

- Las borregas fueron reunidos en los locales de cada uno de las comunidades en forma inter diaria, previa programación, de acuerdo al cronograma establecido.
- Para proceder la I.A. la sujeción de las borregas se realizó sujetando la cabeza entre las piernas del ayudante inmovilizando, posteriormente con las manos se sujetó la caña del miembro posterior de la borrega y levantar hacia arriba y de esa manera presentar la parte posterior de la borrega listo para ser Inseminada se necesita varios ayudantes para q realicen la misma operación y así facilitar el trabajo.

#### **b. Colección de semen**

- Para la colección de semen se realizó por el método de la Vagina Artificial; para ello se realizó los siguientes pasos:

- Previo a la colecta se efectuó la limpieza de la zona del prepucio, con la finalidad de evitar la contaminación del semen.
- Para la colección de semen se realizó el armado de la vagina artificial.
- Se colocó la funda para la vagina artificial convencional, dentro del interior del tubo (vagina), en los ambos extremos se asegura con liga.
- Se coloca el vaso colector y se asegura con ligas.
- Se adiciona agua caliente a 55°C, calculando que ocupe a la mitad de la capacidad de la vagina para obtener una temperatura interna de 42°C.
- Posteriormente se insufló aire, con la finalidad de estrechar la luz de la Vagina Artificial, y así obtener la presión necesaria en cada carnero.
- Una vez que la hembra estuvo sujeta firmemente, se estimuló al carnero paseándolo por alrededor de la hembra, para que mediante el camino y el olfateo se estimule para una colecta segura.
- Finalmente se dejó libre al carnero para que salte, una vez realizada la acción con la mano izquierda se guio con suavidad el pene al interior de la Vagina Artificial, que lleva en su extremo posterior un vaso colector.
- El semen se colectó en el vaso colector y se evaluó inmediatamente las características macroscópicas y microscópicas.

### 3.3.3. Evaluación de semen:

#### Color:

- Esta lectura se realizó directamente en el vaso colector aprovechando la transparencia del vaso.
- El color de semen colectado se determinó por observación basándose según el color, evidenciando que fue de cremoso pálido y cremoso.

#### Volumen:

- Para la determinación del volumen total se esperó un par de minutos a fin de que baje el semen por gravedad de la funda hacia el vaso colector graduado.
- El indicador fue un promedio de 1.2 mL registrado en el cuaderno de campo.

#### Motilidad:

- Se evaluó masalmente en un tiempo estable observando que los espermatozoides estén vivos con una motilidad mayor a grado 3, con la finalidad de que facilite la inseminación artificial.

#### Dilutor:

- El dilutor que se utilizó fue AndroMed.
- Se realizó una pre dilución de 1:4 (dilutor: agua destilada).

#### **3.3.4. Dilución de semen**

- Una vez colectado se mantuvo a 37° C y todo material que entró en contacto con él fue de vidrio o plástico, esterilizado y seco a la misma temperatura.
- Después de la colección se realizó la dilución, diluyendo el semen en una proporción de 1:1 (semen: dilutor).

#### **3.3.5. Inseminación artificial**

Una vez identificadas las borregas en celo se procedió a inseminarlas por vía transvaginal (cervical) con ayuda de personal quienes sujetaron a las borregas por los miembros posteriores elevándolas y exponiendo la región de la vulva de las borregas, se limpió la región de la vulva y se introdujo el vaginoscopio para observar la entrada de la cérvix lugar donde se depositó el semen. El volumen que se utilizó para la inseminación fue de 0.1cc.

#### **3.3.6. Diagnóstico de gestación**

##### **a). Ecografía Transrectal**

El diagnóstico se realizó dentro de los 45 días post inseminación artificial, utilizando el ecógrafo veterinario portátil con transductor lineal (SUNWAY –Handscan V8, con una frecuencia de 5MHz.), gel lubricante y se contó con la ayuda de un especialista en ecografía, la técnica consistió en:

- Se sujetó a la borrega de pie con la ayuda de un asistente y se procedió a evacuar las heces del recto del animal.

- Seguidamente se lubrico el transductor lineal del ecógrafo con gel, esto para que haya una adherencia marcada entre el transductor y la mucosa del recto, el mismo que se introdujo por el recto.
- Se ubicó y visualizo primeramente la vejiga en la pantalla del monitor, punto que se tomó como referencia, luego se pasó al útero y cuernos uterinos que al observarlas se procedió a diagnosticar la gravidez de este, atreves de la presencia de cotiledones en cuyo caso fue positivo, de acuerdo al animal y posición de los órganos en unos se hizo más visible que otros.

### 3.3.7. Determinación del porcentaje de fertilidad.

- La fertilidad fue determinada usando la siguiente formula:

$$F(\%) = \frac{\text{Número de ovejas preñadas}}{\text{Número de ovejas puestas a inseminación}} \times 100$$

Dónde: F (%): tasa de fertilidad en porcentaje

### 3.3.8. Determinación del porcentaje de natalidad.

- La natalidad fue determinada usando la siguiente formula:

$$N(\%) = \frac{\text{Número de ovejas paridas}}{\text{Número de ovejas preñadas}} \times 100$$

Dónde: N (%): tasa de natalidad.

### 3.4. Análisis Estadístico

Los datos de las variables estudiadas como tasa de fertilidad y natalidad fueron analizados mediante la prueba estadística de Ji – cuadrado con tabla de contingencia de doble entrada, utilizando el Software S.P.S.S. Versión 9.1.

Prueba de Ji-cuadrado en un cuadro de doble entrada.

$$x^2 = \sum_{i=1}^r \sum_{j=1}^k \frac{(o_{ij} - E_{ij})^2}{E_{ij}}$$

Dónde

$X_c^2$ = Valor de Chi cuadrado

$O_{ij}$ = Frecuencia observada de las borregas preñadas y paridas.

$E_{ij}$ = Frecuencia esperada de las borregas preñadas y paridas.

## IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 4.1. Fertilidad en borregas

Resultados de fertilidad en borregas Criollo inseminadas y diagnosticadas mediante ecografía transrectal a los 45 días post inseminación artificial a tiempo fijo; se presenta en la tabla 2.

**Tabla 2: Tasa de fertilidad en borregas según estado reproductivo (%)**

DISTRITOS	Estado Reproductivo	Nº Borregas inseminadas	Nº Borregas preñadas	% Borregas preñadas
<b>Mañazo</b>	Múltiparas	65	47	72.31
	Primerizas	51	34	66.70
<b>Vilque</b>	Múltiparas	67	50	74.63
	Primerizas	50	36	72.00
<b>Pichacani</b>	Múltiparas	67	46	68.66
	Primerizas	50	33	66.00
$X^2_c = 1.64$		$X^2_{1,0.05, 5} = 11.07$		$(p \geq 0.05)$

En la tabla 2, se observa la tasa de fertilidad en borregas inseminadas previa sincronización con MAP y eCG en tres distritos de la Provincia de Puno; el mayor porcentaje se obtuvo en el Distrito de Vilque con 74,63% en borregas múltiparas y 72,00% en primerizas; Distrito de Mañazo 72,31% en múltiparas y 66,70% primerizas; y en el Distrito de Pichacani 68,66% múltiparas y 66,00% primerizas, estos resultados al ser sometidos al análisis estadístico de Ji cuadrada indica que el estado reproductivo no influye en el porcentaje de fertilidad en borregas preñadas ( $p > 0.05$ ).

Los resultados obtenidos del presente trabajo son menores al estudio realizado por Mamani (2017), quién reporta la tasa de fertilidad en 20 borregas primerizas con 500 UI de eCG muestran el 80 % y en las 20 borregas multíparas 90 %. Esta diferencia se podría deber a la dosis administrada que fue mayor a la del trabajo; en razón a que mayores dosis causará un marcado desarrollo folicular y también se puede producir superovulación como indica Stornelli *et al.* (2006); también se atribuye a las condiciones de los animales y manejo realizado puesto que el número solo es de 20 animales por grupo y que pertenecen a un mismo productor, aspectos que influyen en la fertilidad.

Gibbons y Cueto (2007), Leiva *et al.* (2011), encuentran resultados de 72% y 71%, que son similares a los resultados del presente trabajo.

Respecto a los resultados de las borregas en los 3 distritos en estudio no se encontraron dependencias estadísticas. Sin embargo se encuentra diferencias numéricas entre borregas multíparas y primerizas para los tres distritos, esto se puede atribuir que las borregas primerizas no llegaron a la pubertad y al peso adecuado para la reproducción, como lo menciona Molina (2010), que la condición corporal influye en la fertilidad, por el hecho de que en borregas con condición corporal baja se encuentra una menor cantidad de folículos en desarrollo, disminuyendo de este modo la cantidad de folículos capaces de alcanzar el tamaño preovulatorio. También se observó adherencias al retiro de las esponjas en algunas primerizas, produciendo cuadros de vaginitis, ya que estas pueden ser una causa de la menor fertilidad como indica Robinson (1968).

**Tabla 3: Tasa de fertilidad en borregas según distritos (%).**

DISTRITOS	Nº Borregas inseminadas	Nº Borregas preñadas	%Borregas preñadas
Mañazo	116	81	69.82
Vilque	117	86	73.50
Pichacani	117	79	67.52
	$X^2_c = 1.02$	$X^2_t 0.05, 2 = 5.99$	$(p \geq 0.05)$

En la tabla 3, se muestra la tasa de fertilidad en borregas inseminadas previa sincronización con MAP y hormona eCG de los tres distritos de la Provincia de Puno; observándose que el distrito de Vilque mostró una mayor tasa de fertilidad de 73,50%, seguida del distrito de Mañazo con un 69,82 %, y de Pichacani con 67,52 %; estas al ser sometidos a la prueba estadístico de Ji - cuadrada indica que el estado reproductivo no influye en el porcentaje de fertilidad en borregas preñadas según distritos ( $p > 0.05$ ).

Estos índices encontrados fueron superiores al de Canaza (2017), Investigó en el fundo Wajrani, utilizó 49 borregas Assaf, de las cuales 25 fueron aplicadas 250 UI de eCG y al otro de grupo de borregas se aplicó 350 UI de eCG. La fertilidad en borregas Assaf que recibieron 250 UI de eCG fue de 60,9 % y las borregas con dosis de 350 UI de eCG fue de 60%, inseminadas por vía transvaginal. Estos resultados son menores a los obtenidos en el presente trabajo debido posiblemente a efectos del proceso de inseminación artificial que fue a inicios de la época reproductiva en la zona (Enero) y a la pericia del inseminador y también a las condiciones de crianza.

Respecto a nuestros resultados se muestra que no hay dependencias estadísticas significativas. Pero se puede observar que hay diferencia numérica de fertilidad entre los distritos, esto se puede atribuir que el mejor porcentaje del distrito de Vilque se debe a que los productores tienen un mejor manejo y el pastoreo se realiza en pastos cultivados y naturales, también algunos de los productores realizan suplementaciones a las borregas; es semejante el manejo en el distrito de Mañazo; Sin embargo, en el distrito de Pichacani se observa un deficiente manejo, corroborado con la poca cobertura de pastos que influye en la alimentación de los ovinos. Estos aspectos se han observado al realizar el trabajo en las visitas hechas durante el proceso; como empadronamiento, sincronización, inseminación, diagnóstico de preñez y la visita durante la parición. Como indica Pérez *et al.* (2010), la nutrición de un animal gestante es de suma importancia, pues en condiciones de carencias nutritivas la madre puede transferir grasa, proteínas y minerales de sus propios tejidos a los del feto a través de la placenta. La oveja preñada presenta altos requerimientos de energía, esto determina que exista una estrecha relación entre el nivel de nutrición de la oveja durante este período y el peso del cordero al nacimiento.

#### 4.2. Natalidad en borregas

Resultados de la tasa de natalidad de borregas Multíparas y Primerizas inseminadas con semen fresco previa sincronización con progesterona y eCG se evidencia en la tabla 4.

**Tabla 4: Tasa de Natalidad (paridas) en borregas según estado reproductivo (%).**

Distritos	Estado Reproductivo	Nº Borregas preñadas	Nº Borregas Paridas	% Borregas Paridas/F
Mañazo	Multíparas	47	47	100.0
	Primerizas	34	30	88.23
Vilque	Multíparas	50	45	90.00
	Primerizas	36	34	94.44
Pichacani	Multíparas	46	46	100.0
	Primerizas	33	30	90.91
		$X^2_c = 3.73$	$X^2_{\alpha 0.05, 5} = 11.07$	$(p \geq 0.05)$

En la tabla 4, se presenta la tasa de natalidad en borregas preñadas en los tres distritos de la Provincia de Puno; donde las borregas multíparas y primerizas del distrito de Mañazo mostraron natalidades de 100% y 88,23 %, respectivamente; Las de Vilque mostraron una natalidad de 90% y 94,44 %, respectivamente; y las de Pichacani 100% y 90.91%, respectivamente; estas al ser sometidos al análisis estadístico de Ji - cuadrada indica que el estado reproductivo no influye en el porcentaje de natalidad en borregas preñadas ( $p > 0.05$ ).

Los valores que se reporta en el presente trabajo son superiores al de Mamani (2017), que indica una tasa de natalidad de 80 % en 20 borregas primerizas y 90% en borregas multíparas tratadas con 500 UI de eCG .esto se debería a la mayor dosis de eCG como se manifiesta en la discusión de

la fertilidad, y también a la poca cantidad de muestra utilizada en cada uno de los grupos de las borregas experimentadas. Así como indica el autor mencionado de que no varía la natalidad entre borregas múltiparas y primerizas.

Analizando los datos obtenidos podemos indicar que en borregas múltiparas de Pichacani fue mayor que las de Mañazo y estas mayor que las de Vilque, En el caso de primerizas también se tuvo una diferencia entre los distritos, debido al manejo de animales preñadas que tienen cada productor en las diferentes comunidades.

**Tabla 5: Tasa de Natalidad (paridas) en borregas según distritos (%).**

DISTRITOS	Nº Borregas fertilizadas	Nº Borregas Paridas	% Borregas Paridas/F.
<b>Mañazo</b>	81	77	95.06
<b>Vilque</b>	86	79	91.86
<b>Pichacani</b>	79	76	96.20
	$X^2_c = 0.17$	$X^2_t 0.05, 2 = 5.99$	$(p \geq 0.05)$

La tabla 5, muestra la tasa de natalidad tomando en cuenta en relación a las borregas preñadas de los tres distritos de la Provincia de Puno; en donde, las borregas del distrito de Mañazo mostró una natalidad de 95,06%, las de Vilque 91,86 %, y las de Pichacani 96,20 %; estas al ser contrastados mediante la prueba estadístico de Ji - cuadrada indica que el estado reproductivo no influye en el porcentaje de natalidad en borregas preñadas según distritos ( $p > 0.05$ ).

Los índices encontrados en el presente trabajo fueron superiores al estudio de Canaza (2017), Investigó en el fundo Wajrani que utilizó 49 borregas Assaf, de las cuales 25 fueron aplicadas 250 UI de eCG y al otro de grupo de borregas se aplicó 350 UI de eCG. Los resultados de la natalidad de las borregas que recibieron dosis de 250 UI de eCG tuvieron tasa de 92.86 % en relación a las preñadas, respectivamente; similar respuesta fue cuando las borregas que fueron aplicados dosis de 350 UI de eCG mostraron tasa de parto de 82.24 %.

Analizando los datos de natalidad respecto a las borregas preñadas se presenta disminución de la tasa de natalidad en los tres distritos en estudio como son: Mañazo 4.94%, Vilque 8.14% y Pichacani 3.8%. Y esto se puede atribuir a pérdidas fetales por el mal manejo de borregas preñadas, tales como: la esquila, el arreo con perros, el transporte, etc. que afectan a la respuesta reproductiva ya que la reproducción requiere de procesos hormonales precisos que son afectados por el estrés como indica Buratovich (2010), estos resultados están dentro de los rangos que reportan Wilkins y Croker (1990), que indican que las perdidas embrionarias en el ganado ovino son de entre (15-30%), siendo las muertes durante la etapa fetal generalmente inferiores (10 -15%).

## V. CONCLUSIONES

- El estado reproductivo no influye en la tasa de fertilidad en borregas criollo inseminadas a tiempo fijo con semen fresco, en los tres distritos de la Provincia de Puno; Mañazo, Vilque y Pichacani.
- El estado reproductivo no influye en la tasa de natalidad en borregas criollo preñadas de los tres distritos de la Provincia de puno.

## VI. RECOMENDACIONES

Se recomienda los siguientes aspectos:

- Que los productores deben llevar registros de producción donde deben hacer un control general del hato para conocer las condiciones corporales, edad y peso de las borregas que deben entrar a la reproducción.
- El manejo de los animales durante la gestación debe ser optimizado en lo que respecta a alimentación y confort para disminuir el porcentaje de muerte fetal y aumentar la tasa de natalidad.
- Capacitar a los criadores y/o productores, sobre el manejo ganadero, mejoramiento genético, alimentación, reproducción y sanidad en general, para optimizar su producción.
- Recomendamos utilizar la IATF ya que evidencia buenos porcentajes de éxito respecto a fertilidad y natalidad a más de 3900 m.s.n.m. Y puede ser utilizada en diferentes localidades de los distritos de la Región de Puno, para mejorar los parámetros productivos y reproductivos mediante el mejoramiento genético e incrementar la rentabilidad de los pequeños productores de ovinos en el Altiplano.
- Recomendamos la IATF, porque permite la optimización del uso de carneros reproductores y masifica el uso porque incrementa exponencialmente la cantidad de borregas cubiertas, más si hablamos de animales de alto valor genético y hace posible el mejoramiento genético por la absorción de la raza.

## VII. REFERENCIAS

- Abecia, J. Forcada, F. And González, A. 2012. Hormonal control of reproduction in small ruminants. *Animal Reproduction Science* v.130. P.173-179.
- Adoma, P.R. Monzani, P.S. Guerra, S. Miranda, M.S. e Ohashi, O.M. 2012. Ovogênese e Foliculogênese em Mamíferos. *UNOPAR Cient Ciênc Biol Saúde* P.245-50. Available from.
- Alencastre, R. G. 2010. Resultados de inseminación artificial de ovinos con semen congelado por laparoscopia. *Revista de investigación de bovinos y ovinos (IIBO)*. Vol. 8, N° 1 (2011). FMVZ-UNA PUNO.
- Alamilla, R. M. 2013. Respuesta de LH, FSH y GH a una aplicación de kisspeptina en becerras pre púberes de diferentes edades y su asociación con las concentraciones circulantes de Leptina, IGF-1 y estradiol [tesis maestría]. México, DF: Universidad Nacional Autónoma de México. México.
- Alvarez, J. 1999. Influencia de la alimentación en el rendimiento reproductivo del ganado Ovino. *Mundo Ganadero*. Edit. Eumedia S. A. Madrid – España.
- Arancibia, L., y Bradasic, P. 2008. Mejoramiento genético ovino para pequeños ganaderos. Departamento de Fomento. Instituto de desarrollo Agropecuario. Punta Arenas, Chile.
- Arroyo, J. Gallegos, J. Godoy, A. and Méndez, J. 2006. Sistemas neuronales de retroalimentación durante el ciclo reproductivo anual en Oveja. Revisión. Copyright Interciencia Association. Publication Date: 01 – Jan -06.
- Arroyo, J. Magaña-Sevilla, H. and Camacho-Escobar, M.A. 2009. Regulación neuroendocrina del anestro posparto en la oveja. *Tropical and Subtropical Agroecosystems*. 10:P. 301-312.
- Aisen, E.G. 2004. Reproducción ovina y caprina. En: Preparación de las hembras. Detección y control del estro y la ovulación. Figueiredo V. (ed). Inter-Medica, S.A.I.C.I., Buenos Aires, Argentina.
- Atahui, M. 2010. Inseminación artificial por vía intrauterina con semen congelado y su efecto sobre la fertilidad y mortalidad embrionaria en borregos Corriedale y Criolla. Tesis. F.M.V.Z. UNA- PUNO.
- Ávila, O. Arboleda, S. y Ferrer, A. 2011. Fertilidad de Ovejas sincronizadas con esponjas vaginales colocadas antes o después del destete e inseminadas intrauterinamente. Memoria de la XXXIX Reunión Anual de la Asociación

- Mexicana para la Producción Animal y Seguridad Alimentaria, A. C. Mayo 4-6, Chapingo, México. PP 127-130.
- Azzarini, M. 2001. Evaluación del efecto de dispositivo intravaginal con progesterona (CIDR-G) o un progestágeno sintético (MAP), sobre la sincronización del ciclo estral y la fertilidad de las ovejas en otoño. Producción ovina. Volumen 8. Uruguay.
- Barrell, G.K. Thrun, L.A. Brown, M.E. Viguié C. and Karsch, F.J. 2000. Importance of photoperiodic signal quality to entrainment of the circannual reproductive rhythm of the ewe. *Biology of Reproduction*. 63: 769-774.
- Bettencourt, E.M. Bettencourt, C.M. Chagas J. e Silva, P. Ferreira, P. C.I. Manito, C.M. Matos, R.J. Romão and A. Rocha. 2008. Effect of season and gonadotrophin preparation on superovulatory response and embryo quality in Portuguese Black Merinos. *Small Rumin. Res.* 74, 134-139.
- Bogusz, A.L. Hardy, L.S. Lehman, M.N. Connors, J.M. Hileman, S.M. Sliwowska, H. Billings, H.J. Mcmanus, C.J. Valent, M. Singh, S.R. Nestor, C.C. Coolen L.M. and Goodman. R.L. 2008. Evidence that gamma-aminobutyric acid is part of the neural circuit mediating estradiol negative feedback in anestrous ewes. *Endocrinology*. 149: 2762-2772.
- Brown, R.E. Imran, S.A. Wilkinson U.R. 2008. Kiss-1m RNA in adipose tissue is regulated by sex hormones and food intake. *Molecular and Cellular Endocrinology*. 281: 64-72
- Bukovsky, A. Caudle, M.R. Svetlikova, M. Wimalasena, J. Ayala M.E. and Dominguez, R. 2005. Oogenesis in adult mammals, including humans: a review. *Endocrine*; 26(3):301-16.
- Canaza, A. 2017. Evaluación de la fertilidad y natalidad en borregas de raza Assaf sincronizada e inseminada a inicios de época reproductiva. Tesis para optar el título de médico veterinario y zootecnista, Puno – Perú. Repositorio universidad nacional del altiplano.
- Cardoso, B. Pires, L. Da Silva, C. Silva, R. Almeida, A. Silva, C. Alves, D. and Carneiro, M. 2012. Follicle-Stimulating hormone to substitute equine chorionic gonadotropin in the synchronization of ovulation in Santa Inés ewes. *Revista Brasileira de Zootecnia. Bras. Zootec.* Vol.41 no.3 Vicosa.
- Carbajal, D. 2008. Tiempo y tasa de celo en ovejas de pelo utilizando diferentes dosis de PGF $\alpha$  al final del tratamiento con esponjas intravaginales. Tesis

- de licenciatura en Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Michoacana de San Nicolás de Hidalgo. PP 1, 33-39.
- Cardenas, H. 1997. Control artificial del ciclo estral en ovino. Symposium Internacional: Avances en reproducción en rumiantes APPA. Julio 17-18. Perú.
- Catalano, R. C. González; M. Teruel, J. Cabodevila y S. Callejas. 2003. Evaluación de la respuesta reproductiva en ovejas lecheras luego de un tratamiento de inducción de celos mediante un dispositivo intravaginal con progesterona.
- CENAGRO. 2012. Resultados definitivos, Censo Nacional Agropecuario. Consultado en setiembre del 2014. <http://proyectos.inei.gob.pe/web/DocumentosPublicos/ResultadosFinales/VCENAGRO.pdf>
- Cevallos, P. 2012. Implementación de las técnicas de inseminación artificial laparoscópica y transcervical con semen fresco y congelado en ovinos de la hacienda "Agrícola Pura Vida" ubicada en la provincia de Santa Elena. Informe del proyecto de investigación presentado como requisito parcial para optar al título de ingeniero agropecuario. IASA1. Sangolquí-Ecuador.
- Cole, H. Y Copps, P. 1998. Reproducción de los animales domésticos. Ed. Acribia. Academic. Press. Inc. 84-200-0546-0. P 407-422.
- Córdova, A. Lang,G. and Oaxaca,J. 1999. Induction and synchronization of heat in creole ewes seasonal anestrus with impregnated vaginal sponge impregnated in FGA and injectable PMSG. Archivos de Zootecnia, v.48, p.437-440.
- Cueto, M. y Gibbons, A. 2001. Efecto de la dosis de PMSG en la inseminación artificial intrauterina sistemática o con detección de celos. ITEA. Asociación Interprofesional para el Desarrollo Agrario 18: 2. 440-442.
- Cueto, M. J. Garcia-Vinent, A. Gibbons, M. Wolff, y J. Arrigo. 1992. Obtención procesamiento de semen ovino. Manual de divulgación. Comunicación técnica de producción animal del INTA. Bariloche N° 200. Argentina.
- Daza, A. 2004. Reproducción y sistemas de explotación del ganado ovino. Ed. Mundiprensa. Esp. Asas 43:175. México.
- Dimas, M. 2000. Problemática del Uso de Pieles en la Industria de la Curtiembre para Exportación. Tesis. FAC. De Zootecnia .UNALM, Lima-Perú.

- Durán, R. F. 2008. Anatomía y fisiología de la reproducción. Manual de explotación y reproducción en caprinos, segunda edición. Grupo Latino Editores. Bogotá. PP 215-223.
- Duggavathi, R. Bartlewski, P. Barret, D. y Rawlings, N. 2003. Use of high-resolution transrectal ultrasonography to assess changes in numbers of small ovarian antral follicles and their relationships to the emergence of follicular waves in cyclic ewes. *Theriogenology* [versión electrónica]. 60:495-510.
- Edmonson, M., Roberts J., Baird, A., Bychawski, S. Y Pugh, D. 2012. *Theriogenology of sheep and goat*. 2ª edición. P. 150-230.
- Estrada, K.M. Clay, C.M. Pompolo, S. Smith J.T. and Clarke I.J. 2006. Elevated Kiss-1 expression in the arcuate nucleus prior to the cyclic preovulatory gonadotropin-releasing hormone. 18: 806-809.
- Evans, G. y W. Maxwell. 1990. Inseminación artificial de ovejas y cabras. España. Acribia. p. 128-132.
- Fierro, S. Olivera, J. Gil, J. Durán, J. Durán, G. 2009. IATF en ovinos asociada a inseminación intrauterina y a la refrigeración. Montevideo, Uruguay, 90-96.
- Fraire, S. 2010. Selenio y Vitamina E en la Fertilidad de ovejas Pelibuey sincronizadas con progesterona. Postgrado de Recursos Genéticos y Productividad Ganadería. Instituto de Enseñanza e Investigación en Ciencias Agrícolas, México.
- Guzmán, G. G. 2004. Factores que afectan la fertilidad en ovejas inseminadas. Tesis de Licenciatura., Universidad Autónoma del Estado de México, México, pp. 35-41.
- Gutiérrez, C. L. Rangel y A. Lassala. 2010. Pubertad, ciclo estral y estacionalidad. Reproducción de los animales domésticos, Editores Galina C. y Valencia J. 3ra. Edición México LIMUSA PP 92-108.
- Grazul-Bilska, A.T., J.D. Kirsch, J.J. Bilski, K.C. Kraft, E.J. Windorski, J.S. Luther, K.A. Vonnahme, L.P. Reynolds and D.A. Redmer. 2007. Superovulation in sheep: number and weight of the corpora lutea and serum progesterone. *Sheep & Goat Res. J.* 22, 26-31.
- Hafez, E.S. y Yhafezb, E. 2002. Reproducción e inseminación artificial en animales. Ed. McGraw-Hill Intramericana, 7ª ed. México, D. F.

- Hameed, S. Jayasena,C.N. and Dhillo,W.S. 2011. Kisspeptin and fertility. *Journal of Endocrinology*. 208: 97-105.
- Herrera, C.J., J.A. Quintal, M. Aguayo y L. Williams. 2001. Dinámica folicular y concentración sérica de lípidos en ovejas Pelibuey suplementadas con Ácidos Grasos Poliinsaturados en la dieta. II Congreso Latinoamericano de especialistas en pequeños rumiantes y Camélidos Sudamericanos. Yucatán, México.
- INEI 2013. Instituto Nacional de Estadística e Informática: <http://proyectos.inei.gob.pe/web/DocumentosPublicos/ResultadosFinalesIV>
- Lehman, M.N., Coolen, L.M., Goodman, R.L., Viguié, C., Billings H.J., and Karsch, F.J. 2002. Seasonal plasticity in the brain: the use of large animal models for neuroanatomical research. *Reproduction Supplement*. 59: 149-165.
- Lewis, G. 2003. Steroidal regulation of uterine resistance to bacterial infection in livestock-*Reproductive Biology and Endocrinology* 1:117.
- Leyva, Y. Aguilera, R. Meyer, J. Avilez, J. Neumann, J. 2011. Eficiencia del uso de la inseminación artificial vía intracervical con semen fresco en ovejas de productores mapuche de la comuna de Perquenco, región de la Araucanía, Chile *spermova* 1(1): 125-126
- Liu, X. Dai, Q. and Rawlings, N.C. 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.
- Lozano, H. 2014. Reproducción ovina en Colombia. *Revista Ciencia Animal* (8), 67-83.
- Mcdonal, L. 1987. Reproducción y endocrinología veterinaria. 3da Edición. Ed. Interamericana. México.
- Malpoux, B. Thiéry J.C. and Chemineau, P. 1999. Melatonin and the seasonal control of reproduction. *Reproduction Nutrition Development*. 39: 355-366.
- Mamani, J. 2017. Efecto de la hormona MAP y Ecg, en los índices reproductivos y económicos en borregas criollas del distrito de Asillo –Azangaro. Tesis para optar el título de médico veterinario y zootecnista, Puno –Perú .repositorio universidad nacional del altiplano.

- Mango, R. 2015. Efecto de diferentes niveles de Ecg sobre la fertilidad de borregas corriedale, inseminadas en época no reproductiva. Tesis para optar el título de médico veterinario y zootecnista, Puno – Perú. Repositorio universidad nacional del altiplano.
- Martin GB, Rodger J, Blache, D. 2004. Nutritional and environmental effects on reproduction in small ruminants. *Reproduction, Fertility and Development* 16: 491-501.
- Martinez, J. Sánchez, M. Bucio, L., Rojo, A., Mendoza, G., Cordero, J., y Mejía, O. 2006. Efecto de eCG e inseminación laparoscópica sobre el comportamiento reproductivo en ovejas F1 (Damara x Merino). Publicación. *Revista Científica de la facultad de Ciencias Veterinarias. Universidad de Zulia. México.*
- Mellisho, E., R. Edwin, H. Pinazo y F. Chauca. 2006. Inseminación intrauterina vía laparoscópica de Ovejas Black Belly con semen congelado. *Rev. Investig. Vet. Perú, Jul./Dic 2006, Vol.17, No.2, P.131-136. ISSN. 1609-9117.*
- Mellisho, E. 2006. *Manual de Laboratorio de Reproducción Animal. Universidad Agraria la Molina. Lima. Perú.*
- Molina, M. 2010. Influencia de la nutrición en programas de sincronización de estros, súper ovulación y transferencia de embriones en Oveja. Posgrado de Recursos Genéticos y Productividad Ganadería. Campus Montecillo. Uruguay.
- Moerini, M.M., A.A. Moghaddam, A. Bahirale and H. Hajarian. 2007. Effects of breed and progestin source on estrus synchronization and Rates of fertility and fecundity in Iranian Sanjabi and Iori Ewes. *Pak. J. Biol. Sci.* 10: 3801-3807.
- Nuncio, O., y Escobedo, A. 2000. Diagnóstico de los sistemas de producción Ovina en Tabasco. III Diversificación productiva de las unidades de producción ovina. En Memoria de la XIII Reunión Científica-Tecnológica Forestal y Agropecuaria. Villahermosa, Tabasco. México. p. 307.
- Oakley, A.E., Clifton D.K. and Steiner R.A. 2009. Kisspeptin signaling in the brain. *Endocrine Reviews.* 30: 713-743.

- Ortega, C. 2006. Comparación de dos métodos de sincronización del estro en ovinos de pelo. Tesis de grado de Maestro de ciencias. Universidad Autónoma de Chihuahua, Facultad de Zootecnia. Mexico.
- Pérez, M.G. Quispe, T L. Aguirre, E. Quispe M.L. y Pérez, U.H. 2010. Porcentajes de gestación y parición en ovejas usando inseminación laparoscópica con semen congelado. Revista de investigación de bovinos y ovinos (IIBO). FMVZ-UNA PUNO.
- Pevsner. D. Rodríguez,R. y Lyunch,G. 2006. Sincronización de celo en Ovejas mediante esponjas intravaginales impregnadas de MAP. Dpto. Agron., Uns. Bahía Blanca. Bs.As. Conicet.
- Prieto, G.B. y Velázquez, P.M. 2002. Fisiología de la reproducción: Hormona liberadora de gonadotrofinas. Departamento de Fisiología, Facultad de Medicina. Universidad Nacional Autónoma de México Volumen 45, Numero 6, PP 252-256.
- PRODERM. 2002. “Ganadería Andina” (Crianza – Reproducción – Manejo). Proyecto de Desarrollo Rural en Microregiones. Edit. Andina Cuzco – Perú. Pp. 42 – 43.
- Quesada, C. A. y Pérez, U.D. 2004. Sincronización del estro en ovejas mediante esponjas con progesterona y estradiol y fluorogestona, más dosis de eCG. XXVIII Congreso Nacional de Buiatria, Michoacán, México. Agosto. p. 286.
- Rebollar, R.S. y Jaramillo,J.M. 2012. Evaluación de proyectos. Aspectos básicos. Primera Edición. Editorial Académica Española. Madrid, España. 317 p.
- Rangel, R. Rodríguez,R. Santos,M. Cadena,J. Maldonado,E. y Sánchez,C. 2013. Aplicación de líquido folicular equino (LFE) a ovejas criollas sincronizadas. Revista Científica, FCV-LUZ/ Vol.XXIII, N°5, 410-416,2013.
- Redmond, R.S. Macedo, G.G. Velez,I.C. Caraty, A. Williams G.L. and Amstalden,M. 2011. Kisspeptin activates the hypothalamic–adenohypophyseal–gonadal axis in prepubertal ewe lambs. *Reproduction* 2011; 141: 541-548.
- Ritar, A. J. Ball, P. D. And P. J. O May. 1990. Artificial insemination of cashmere Goats – effects on fertility and fecundity of intravaginal treatment, method and time of insemination, semen the absence of gonadotropin simulation. *Theriogenology*. 42:1329-1336.

- Rosa, H.J. and Bryant, M.J. 2003. Seasonality of reproduction in sheep. *Small Ruminant Research*. 48: 155-171.
- Rodriguez, M.R., L.R. Diaz, F.V. Franco, E.O. Villarreal, M.M. Méndez y C.R. Huerta. 2007. Suplementación pre-empadre y su efecto en la presentación y tiempo de respuesta del estro de ovejas Pelibuey. *Colegio de Postgraduados*.
- Robinson, T.J. 1968. The synchronization of the estrous cycle and fertility. In: *Internacional Congress on Animal. Reproduction, Paris. Paris: ICAR, 1968. v.2, p.1347. Resumen.*
- Rubianes, E. 2000. Ondas de desarrollo folicular y respuesta ovárica en la oveja. *Tesis Doctoral. Universidad de la Republica. Uruguay.*
- Salomón, S. 1990. Inseminación artificial de Ovejas y Cabras. Ed. Acriba. España. 1-171.
- Salomon, S. y Maxwell, W. M. 2000. Storage of ram semen. *Anim. Reprod. Sci.* 62:77-111.
- Sasa, A. 2002. Concentraciones plasmáticas de Progesterona en ovejas de lana y ovejas de pelo en periodo de abril a septiembre. *Revista Brasileira de Zootecnia. Sao Paulo. Brasil.*
- Seillant, C. de la Sota, I. y Soto, A. 2004. Eficiencia de la inseminación artificial por vía laparoscópica en ovejas de núcleo genético bajo condiciones comerciales en la Mesopotamia Argentina durante el periodo 2004. *Instituto de Teriogenología. Fc. Cs. Veterinarias - Universidad de la Plata. Argentina.*
- Seekallu, S.V., B.M. Toosi, R. Duggavathi, D.M.W. Barrett, K.L. Davies, C. Waldner and N.C. Rawlings. 2010. Ovarian antral follicular dynamics in sheep revisited: Comparison among estrous cycles with three or four follicular waves. *Theriogenol.* 73:670-680.
- SENAMHI. 2015. Servicio Nacional de Meteorología e Hidrología. <http://puno.senamhi.gob.pe/web/index.php?p=1021>, julio 2015.
- Sepúlveda, N. 2012. Inseminación artificial en ovinos. XVI Congreso Venezolano de Producción e Industria Animal. VI Congreso Internacional de Ganadería de Doble Propósito.
- Simonetti, L. 2008. Simplificación de los métodos de superovulación en ovejas de la raza Corriedale. *Tesis Doctoral. Universidad Politécnica de Valencia.*

- Sotomayor, J. 2001. Efectividad de cinco métodos de diagnóstico de gestación en ovinos Corriedale del CIP-Chuquibambilla. Tesis para optar el título de Médico Veterinario y Zootecnista. Puno – Perú. Universidad Nacional de Altiplano.
- Sorensen, A. 1981. Reproducción animal principios y prácticas. 1ed. Mexico. Mc Graw Hill. 161p.
- Uribe, V., L.F. Oba e E. Souza. 2008. Efectos da progesterona exógena sobre o desenvolvimiento folicular em ovelhas. Arq. Bras. Med. Vet. Zoot. 60 (1):58-6
- Uribe, V. Eunice, O. Lenz, S. Vélez, M. y Correa, O. 2010. Desarrollo folicular en Ovejas durante el ciclo estral natural e inducido con Prostaglandina. Universidad de Caldas Departamento de Salud Animal Manizales Colombia Volumen. 20. ISSN. 0798-2259.
- Tamayo, M. 2000. La ecografía como medio de diagnóstico y evaluación de los procesos reproductivos, en el bovino. San José; la Habana, CUBA.
- Viñoles, C. 2011. Avances en la sincronización de celo y ovulación en ovejas Programa Nacional de Carne y Lana. Instituto Nacional de Investigación Agropecuaria Tacuarembó, Uruguay
- Vivanco, W. 2000. Transferencia de embriones en la especie Ovina y Caprina. En Biotecnología de la reproducción. Editado Por: Palma Ga. 2001.
- Zamora, R. León, J. M. Quiroz, J. Puntas, J., García, G. y Delgado, V. 2004. Influencia de los efectos ambientales sobre la prolificidad en el ovino segureño. FEAGAS. 25:105-107
- Zambrano, A. y Calvache, J. 2012. La raza ovina con mayor producción en carne y lana, Revista el Agro, Obtenido el 8 agosto de 2014.

## ANEXOS

### MATERIALES.

#### Equipos para la inseminación Artificial.

- Microscopio.
- Pistola adaptado
- Aplicador de esponjas adaptado
- Termómetro 0 – 100°C.
- Vaginoscopio.
- Vagina artificial
- Fundas de látex para vagina artificial.
- Ligas de látex.
- Vagina artificial.
- Vasos colectores.
- Porta objetos.
- Cubreobjetos.
- Tubos falcón.
- Termo
- Papel toalla
- Mesa

#### Equipos para Diagnostico de Preñez.

- Ecógrafo veterinario SUNWAY – Handscan V8.

**Insumos y Varios.**

- Antibiótico: terramicina.
- Gel para ecografía.
- Dilutor (AndroMed).
- Agua destilada.
- Gasas.
- Papel absorbente.
- Desinfectantes y antisépticos.
- Guantes quirúrgicos.
- Papel bond.
- Vaselina o glicerina.
- Materiales de escritorio
- Jeringas y agujas.
- Mameluco

**EVALUACION DE SEMEN.**

**1. Evaluación macroscópica.**

**a). Color**

<b>Puntuación</b>	<b>Aspecto</b>	<b>Color</b>
5	Crema espesa	Crema
4	Cremosa	Crema pálida
3	Cremosa diluida	Blanco lechoso
2	Lechosa	Blanco
1	Brumosa	Pálido
0	Transparente (Acuosa)	Transparente
5	Crema espesa	Crema

Fuente: Hafez, 2002

<b>Fecha</b>	<b>Clave del carnero</b>	<b>colección</b>	<b>Color</b>
04 – 05 - 2017	15-122 GLENLOE	Primera colección	Crema
04 – 05 - 2017	15-128 GLENLOE	Primera colección	Crema
04 – 05 - 2017	15-122 GLENLOE	Segunda colección	Crema pálida
04 – 05 - 2017	15-128 GLENLOE	Segunda colección	Crema
04 – 05 - 2017	15-122 GLENLOE	Tercera colección	Crema pálida
05 – 05 - 2017	15-122 GLENLOE	Primera colección	Crema
05 – 05 - 2017	15-128 GLENLOE	Primera colección	Crema
05 – 05 - 2017	15-122 GLENLOE	Segunda colección	Crema pálida
05 – 05 - 2017	15-128 GLENLOE	Segunda colección	Crema pálida
11 – 05 - 2017	15-81 GLENLOE	Primera colección	Crema
11 – 05 - 2017	15-81 GLENLOE	Segunda colección	Crema pálida
12 – 05 - 2017	15-191 GLENLOE	Primera colección	Crema
12 – 05 - 2017	15-81 GLENLOE	Primera colección	Crema pálida
12 – 05 - 2017	15-191 GLENLOE	Segunda colección	Crema pálida
12 – 05 - 2017	15-191 GLENLOE	Segunda colección	Crema
18 – 05 - 2017	15-122 GLENLOE	Primera colección	Crema
18 – 05 - 2017	15-35 GLENLOE	Primera colección	Crema pálida

**b).Volumen**

<b>Fecha</b>	<b>Clave del carnero</b>	<b>colección</b>	<b>Volumen</b>
04 – 05 - 2017	15-122 GLENLOE	Primera colección	1.5 mL
04 – 05 - 2017	15-128 GLENLOE	Primera colección	1.5 mL
04 – 05 - 2017	15-122 GLENLOE	Segunda colección	1 mL
04 – 05 - 2017	15-128 GLENLOE	Segunda colección	1.2 mL
04 – 05 - 2017	15-122 GLENLOE	Tercera colección	1 mL
05 – 05 - 2017	15-122 GLENLOE	Primera colección	1.2 mL
05 – 05 - 2017	15-128 GLENLOE	Primera colección	1.5 mL
05 – 05 - 2017	15-122 GLENLOE	Segunda colección	1 mL
05 – 05 - 2017	15-128 GLENLOE	Segunda colección	1 mL
11 – 05 - 2017	15-81 GLENLOE	Primera colección	1.5 mL
11 – 05 - 2017	15-81 GLENLOE	Segunda colección	1 mL
12 – 05 - 2017	15-191 GLENLOE	Primera colección	1.5 mL
12 – 05 - 2017	15-81 GLENLOE	Primera colección	1.2 mL
12 – 05 - 2017	15-191 GLENLOE	Segunda colección	1 mL
12 – 05 - 2017	15-191 GLENLOE	Segunda colección	1 mL
18 – 05 - 2017	15-122 GLENLOE	Primera colección	1.5 mL
18 – 05 - 2017	15-35 GLENLOE	Primera colección	1.5 mL

## 2. Evaluación microscópica

### a). motilidad

1) Calificación	Motilidad individual
Muy buena (5)	Muy rápido
Buena (4)	Rápido
Regular (3)	Moderado
Mala (2)	Lento
Muy Mala (1)	Muy lento

Fuente: Camacho, D. (2000).

Fecha	Clave del carnero	colección	Volumen
04 – 05 - 2017	15-122 GLENLOE	Primera colección	5
04 – 05 - 2017	15-128 GLENLOE	Primera colección	5
04 – 05 - 2017	15-122 GLENLOE	Segunda colección	4
04 – 05 - 2017	15-128 GLENLOE	Segunda colección	4
04 – 05 - 2017	15-122 GLENLOE	Tercera colección	3
05 – 05 - 2017	15-122 GLENLOE	Primera colección	4
05 – 05 - 2017	15-128 GLENLOE	Primera colección	5
05 – 05 - 2017	15-122 GLENLOE	Segunda colección	4
05 – 05 - 2017	15-128 GLENLOE	Segunda colección	3
11 – 05 - 2017	15-81 GLENLOE	Primera colección	4
11 – 05 - 2017	15-81 GLENLOE	Segunda colección	4
12 – 05 - 2017	15-191 GLENLOE	Primera colección	5
12 – 05 - 2017	15-81 GLENLOE	Primera colección	4
12 – 05 - 2017	15-191 GLENLOE	Segunda colección	4
12 – 05 - 2017	15-191 GLENLOE	Segunda colección	3
18 – 05 - 2017	15-122 GLENLOE	Primera colección	5
18 – 05 - 2017	15-35 GLENLOE	Primera colección	5

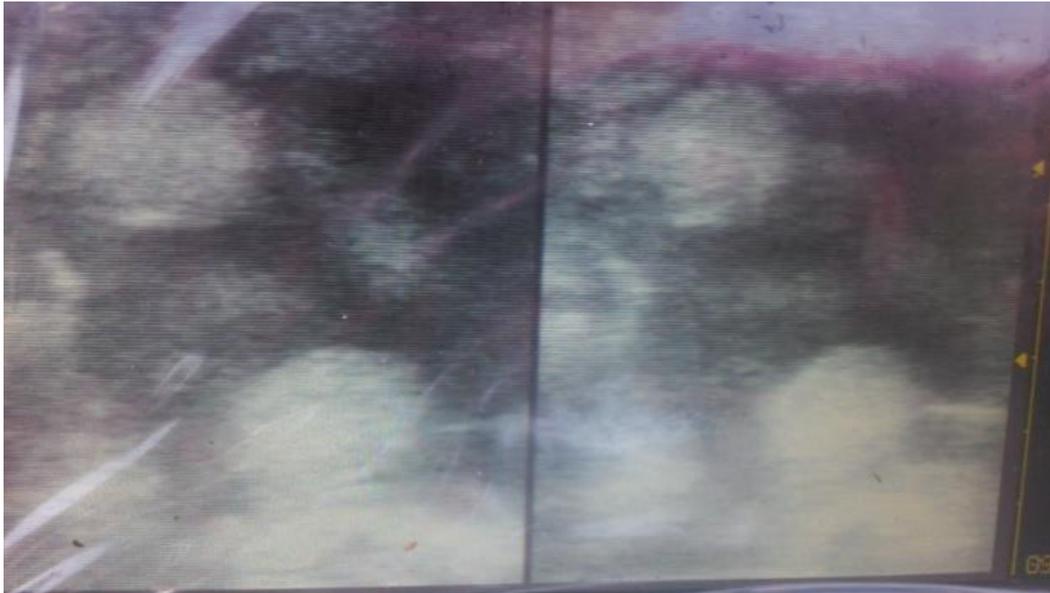
**Figuras**



**Figura 1: Colección de Semen**



**Figura 2: Inseminación Artificial.**



**Figura 3: Diagnostico de Preñez.**



**Figura 4: Natalidad de borregas.**



Asociación	N°	Nombre del Criador	MADRE(oveja inseminada )						ECOGRAFIA		NACIMIENTO	
			N°de arete de la madre	Clave Del Carnero	Multipara	primipara	edad	c.corporal	Preño	No preño	Pario	No Pario
Marchahui	1	Agustina Ticona Vilca	130	15-122 GLENLOE		X	2 dientes	3	X		X	
	2	Agustina Ticona Vilca	131	15-122 GLENLOE	X		boca llena	3	X		X	
	3	Rosa Chambilla Apaza	132	15-122 GLENLOE		X	2 dientes	3		X		X
	4	Rosa Chambilla Apaza	133	15-122 GLENLOE		X	2 dientes	3	X		X	
	5	Rosa Chambilla Apaza	134	15-122 GLENLOE	X		boca llena	3		X		X
	6	Rosa Chambilla Apaza	135	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X	
	7	Carmen Cabrera Ticona	136	15-122 GLENLOE		X	12 meses	3		X		X
	8	Carmen Cabrera Ticona	137	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X	
	9	Carmen Cabrera Ticona	138	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X	
	10	Carmen Cabrera Ticona	139	15-128 GLENLOE		X	12 meses	3	X		X	
	11	Carmen Cabrera Ticona	140	15-128 GLENLOE	X		2 dientes	3		X		X
	12	Nery Huaman Coaquira	141	15-128 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X	
	13	Nery Huaman Coaquira	142	15-128 GLENLOE		X	2 dientes	3	X		X	
	14	Nery Huaman Coaquira	143	15-128 GLENLOE	X		boca llena	3	X		X	
	15	Nery Huaman Coaquira	144	15-128 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X	
	16	Nery Huaman Coaquira	145	15-128 GLENLOE	X		4 dientes	3		X		X
	17	Carmen Cabrera Ticona	146	15-128 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X	
	18	Carmen Cabrera Ticona	147	15-128 GLENLOE		X	2 dientes	3		X		X
	19	Carmen Cabrera Ticona	148	15-128 GLENLOE		X	2 dientes	3	X		X	
	20	Carmen Cabrera Ticona	149	15-128 GLENLOE	X		boca llena	3	X		X	
	21	Carmen Cabrera Ticona	150	15-128 GLENLOE	X		4 dientes	3		X		X
	22	Carmen Cabrera Ticona	151	15-128 GLENLOE		X	12 meses	3	X		X	
	23	Carmen Cabrera Ticona	152	15-128 GLENLOE		X	2 dientes	3	X		X	
	24	Carmen Cabrera Ticona	153	15-128 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X	
	25	Carmen Cabrera Ticona	154	15-128 GLENLOE	X		boca llena	3		X		X
	26	Beatriz Ticona Quilca	155	15-128 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X	
	27	Beatriz Ticona Quilca	156	15-128 GLENLOE		X	2 dientes	3		X		X
	28	Beatriz Ticona Quilca	157	15-128 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X	
	29	Beatriz Ticona Quilca	158	15-128 GLENLOE	X		boca llena	3	X		X	
	30	Beatriz Ticona Quilca	159	15-128 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X	

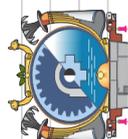
PIP: "Mejoramiento de la Capacidad Productiva de Carne, Lana y Leche en el Ganado Ovino de la Zona Sur Región Puno"

**REGISTRO DE INSEMINACION**

Distrito: Mañazo

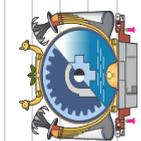
Asociación: Marchahui

Fecha de inseminación : 04 05/2017



Gobierno Regional Puno  
Programa de Apoyo al Desarrollo Rural Andino  
Pradera





**GOBIERNO REGIONAL PUNO**  
**PROGRAMA DE APOYO AL DESARROLLO RURAL ANDINO**  
**PRADERA**

PIP: "Mejoramiento de la Capacidad Productiva de Carne, Lana y Leche en el Ganado Ovino de la Zona Sur Región Puno"

**REGISTRO DE INSEMINACION**

**Distrito:** Mañazo  
**Asociación:** Laripata  
**Fecha de inseminación :** 04/ 05/2017

N°	Nombre del Criador	MADRE(oveja inseminada )						ECOGRAFIA		NACIMIENTO	
		N° de arete de la madre	Clave Del Carnero	Multipara	primipara	edad	c.corporal	Preño	No preño	Pario	No Pario
Asociación Laripata	1	Eva Leonor Apaza Cuaquira	15-122 GLENLOE	X	X	2 dientes	3	X		X	
	2	Eva Leonor Apaza Cuaquira	15-122 GLENLOE	X	X	2 dientes	2		X		X
	3	Eva Leonor Apaza Cuaquira	15-122 GLENLOE	X	X	12 meses	3	X		X	
	4	Eva Leonor Apaza Cuaquira	15-122 GLENLOE	X	X	2 dientes	3	X		X	
	5	Cecilia Chura Huaman	15-122 GLENLOE	X	X	2 dientes	3	X		X	
	6	Cecilia Chura Huaman	15-122 GLENLOE	X	X	12 meses	3	X		X	
	7	Cecilia Chura Huaman	15-122 GLENLOE	X	X	2 dientes	3	X		X	
	8	Cecilia Chura Huaman	15-122 GLENLOE	X	X	2 dientes	3	X		X	
	9	Cecilia Chura Huaman	15-122 GLENLOE	X	X	4 dientes	3		X		X
	10	Cecilia Chura Huaman	15-122 GLENLOE	X	X	boca llena	3	X		X	
	11	Fidela Achata Rodriguez	15-122 GLENLOE	X	X	boca llena	3		X		X
	12	Fidela Achata Rodriguez	15-122 GLENLOE	X	X	4 dientes	3	X		X	
	13	Domingo Apaza Apaza	15-122 GLENLOE	X	X	2 dientes	3	X		X	
	14	Domingo Apaza Apaza	15-122 GLENLOE	X	X	2 dientes	3		X		X
	15	Gabriel Otazu Espinoza	15-128 GLENLOE	X	X	12 meses	3	X			X
	16	Gabriel Otazu Espinoza	15-128 GLENLOE	X	X	4 dientes	3	X		X	
	17	Gabriel Otazu Espinoza	15-128 GLENLOE	X	X	4 dientes	3	X		X	
	18	Gabriel Otazu Espinoza	15-128 GLENLOE	X	X	boca llena	3	X		X	
	19	Gabriel Otazu Espinoza	15-128 GLENLOE	X	X	boca llena	3		X		X
	20	Gabriel Otazu Espinoza	15-128 GLENLOE	X	X	boca llena	3	X		X	
	21	Gabriel Otazu Espinoza	15-128 GLENLOE	X	X	boca llena	3	X		X	
	22	Salome Pino Vda de Valero	15-128 GLENLOE	X	X	4 dientes	3		X		X
	23	Salome Pino Vda de Valero	15-128 GLENLOE	X	X	boca llena	3	X		X	
	24	Salome Pino Vda de Valero	15-128 GLENLOE	X	X	boca llena	3	X		X	
	25	Salome Pino Vda de Valero	15-128 GLENLOE	X	X	4 dientes	3		X		X
	26	Salome Pino Vda de Valero	15-128 GLENLOE	X	X	2 dientes	3	X		X	

Asociación	N°	Nombre del Criador	MADRE(oveja inseminada )						ECOGRAFIA		NACIMIENTO	
			N°de arete de la madre	Clave Del Carnero	Multipara	primipara	edad	c.corporal	Preño	No preño	Pario	No Pario
El Molino	1	Bernardina Flores Charca	220	15-122 GLENLOE	X		boca llena	3	X		X	
	2	Bernardina Flores Charca	221	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	2	X		X	
	3	David Flores Charca	222	15-122 GLENLOE	X		boca llena	3		X		X
	4	David Flores Charca	223	15-122 GLENLOE	X		boca llena	3	X		X	
	5	Julian Fernandez Flores	224	15-122 GLENLOE	X		boca llena	3	X		X	
	6	Julian Fernandez Flores	225	15-122 GLENLOE		X	2 dientes	3	X		X	
	7	fernando Fernandez Flores	226	15-122 GLENLOE		X	2 dientes	3	X		X	
	8	Fernando Fernandez Flores	227	15-122 GLENLOE		X	2 dientes	3	X		X	
	9	fernando Fernandez Flores	228	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	3		X		X
	10	Fernando Fernandez Flores	229	15-122 GLENLOE	X		boca llena	3		X		X
	11	florentino quispe apaza	230	15-122 GLENLOE	X		boca llena	3	X		X	
	12	saturnina vilma coaquira coaquira	231	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X	
	13	saturnina vilma coaquira coaquira	232	15-122 GLENLOE		X	2 dientes	3		X		X
	14	casilda flores coaquira	233	15-122 GLENLOE		X	2 dientes	3	X		X	
	15	casilda flores coaquira	234	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X	
	16	Juan adolfo bernedo espinoza	235	15-122 GLENLOE		X	12 meses	3	X		X	
	17	Juan adolfo bernedo espinoza	236	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X	
	18	Mauro Cedilio Quispe Espinoza	237	15-122 GLENLOE	X		boca llena	3	X		X	
	19	Mauro Cedilio Quispe Espinoza	238	15-122 GLENLOE	X		boca llena	3		X		X
	20	Mauro Cedilio Quispe Espinoza	239	15-122 GLENLOE	X		boca llena	3	X		X	
	21	Mauro Cedilio Quispe Espinoza	240	15-122 GLENLOE	X		boca llena	3	X		X	
	22	Mauro Cedilio Quispe Espinoza	241	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	3		X		X
	23	Mauro Cedilio Quispe Espinoza	242	15-122 GLENLOE	X		boca llena	3	X		X	
	24	Mauro Cedilio Quispe Espinoza	243	15-122 GLENLOE	X		boca llena	3		X		X
	25	Mauro Cedilio Quispe Espinoza	244	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X	
	26	Alejandro Dueñas Coronel	245	15-128 GLENLOE		X	2 dientes	3	X		X	
	27	Alejandro Dueñas Coronel	246	15-128 GLENLOE	X		boca llena	3		X		X
	28	Alejandro Dueñas Coronel	247	15-128 GLENLOE	X		boca llena	3	X		X	
	29	Alejandro Dueñas Coronel	248	15-128 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X	
	30	Alejandro Dueñas Coronel	249	15-128 GLENLOE		X	2 dientes	3	X		X	

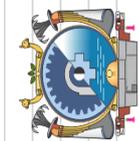
PIP: "Mejoramiento de la Capacidad Productiva de Carne, Lana y Leche en el Ganado Ovino de la Zona Sur Región Puno"

**REGISTRO DE INSEMINACION**

Distrito: Vique  
 Asociación: El Molino  
 Fecha de inseminación : 05/ 05/2017



GOBIERNO REGIONAL PUNO  
 PROGRAMA DE APOYO AL DESARROLLO RURAL ANDINO  
 PRADERA



GOBIERNO REGIONAL PUNO  
PROGRAMA DE APOYO AL DESARROLLO RURAL ANDINO  
PRADERA

PIP: "Mejoramiento de la Capacidad Productiva de Carne, Lana y Leche en el Ganado Ovino de la Zona Sur Región Puno"

**REGISTRO DE INSEMINACION**

**Distrito:** Vilque  
**Asociación:** El Molino  
**Fecha:** 05/05/2017

Asociación	N°	Nombre del Criador	MADRE(oveja inseminada )						ECOGRAFIA		NACIMIENTO	
			N° de arete de la madre	Clave Del Carnero	Multipara	primipara	edad	c.corporal	Preño	No preño	Pario	No Pario
	1	Pablo Gonzales Condori	250	15-128 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X	
	2	Pablo Gonzales Condori	251	15-128 GLENLOE	X		4 dientes	3		X		X
	3	Pablo Gonzales Condori	252	15-128 GLENLOE		X	12 meses	3	X		X	
	4	yesica quispe zapana	253	15-128 GLENLOE	X		2 dientes	3		X		X
	5	yesica quispe zapana	254	15-128 GLENLOE		X	2 dientes	3	X		X	
	6	yesica quispe zapana	255	15-128 GLENLOE	X		boca llena	3	X		X	
	7	yesica quispe zapana	256	15-128 GLENLOE	X		boca llena	3	X		X	
	8	yesica quispe zapana	257	15-128 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X	
	9	yesica quispe zapana	258	15-128 GLENLOE		X	2 dientes	3	X		X	
	10	yesica quispe zapana	259	15-128 GLENLOE	X		boca llena	3		X		X
	11	yesica quispe zapana	260	15-128 GLENLOE		X	2 dientes	3	X		X	
	12	Bernardino Canaza Quispe	261	15-122 GLENLOE	X		2 dientes	2		X		X
	13	Bernardino Canaza Quispe	262	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	2	X		X	
	14	Bernardino Canaza Quispe	263	15-122 GLENLOE	X		2 dientes	2	X		X	
	15	Bernardino Canaza Quispe	264	15-122 GLENLOE		X	12 meses	2	X		X	
	16	yobana flores flores	265	15-122 GLENLOE		X	12 meses	3	X		X	
	17	yobana flores flores	266	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X	
	18	yobana flores flores	267	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	3		X		X
	19	yobana flores flores	268	15-122 GLENLOE		X	12 meses	3		X		X
	20	yobana flores flores	269	15-122 GLENLOE		X	12 meses	3	X		X	
	21	norma puma tupa	270	15-122 GLENLOE	X		2 dientes	3	X		X	
	22	norma puma tupa	271	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X	
	23	norma puma tupa	272	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X	
	24	norma puma tupa	273	15-122 GLENLOE		X	2 dientes	3		X		X
	25	norma puma tupa	274	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X	
	26	sabino quispe flores	275	15-122 GLENLOE		X	12 meses	4		X		X
	27	sabino quispe flores	276	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	4	X		X	
	28	sabino quispe flores	277	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	4		X		X
	29	sabino quispe flores	278	15-122 GLENLOE		X	12 meses	4	X		X	
	30	sabino quispe flores	279	15-122 GLENLOE		X	12 meses	4	X		X	

El Molino

Asociación	N°	Nombre del Criador	MADRE(oveja inseminada )					ECOGRAFIA		NACIMIENTO	
			N°de arete de la madre	Clave Del Carnero	Multipara	primipara	edad	c.corporal	Preño	No preño	Pario
San Gerónimo	1	ines quispe quispe	280	15-128 GLENLOE		X	12 meses	3	X		X
	2	ines quispe quispe	281	15-128 GLENLOE		X	12 meses	3		X	X
	3	ines quispe quispe	282	15-128 GLENLOE		X	12 meses	3	X		X
San Gerónimo	4	Teofilo tisanado zapana	283	15-128 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X
	5	Teofilo tisanado zapana	284	15-128 GLENLOE		X	2 diente	3	X		X
	6	Teofilo tisanado zapana	285	15-128 GLENLOE		X	2 diente	3	X		X
Machacamarca	7	Evaristo flores ramirez	286	15-122 GLENLOE		X	12 meses	2	X		X
	8	Evaristo flores ramirez	287	15-122 GLENLOE		X	12 meses	3		X	X
	9	Evaristo flores ramirez	288	15-122 GLENLOE		X	12 meses	3	X		X
	10	jesusa acero apaza	289	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X
	11	jesusa acero apaza	290	15-122 GLENLOE	X		2 dientes	3	X		X
	12	Evaristo otaju vilca	291	15-122 GLENLOE	X		boca llena	2	X		X
	13	Evaristo otaju vilca	292	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X
	14	Evaristo otaju vilca	293	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	2		X	X
	15	jorge flores quispe	294	15-122 GLENLOE	X		2 dientes	2	X		X
	16	jorge flores quispe	295	15-122 GLENLOE		X	2 dientes	3	X		X
	17	Gisela Ruelas Quispe	296	15-122 GLENLOE	X		2 dientes	3		X	X
	18	Gisela Ruelas Quispe	297	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X
	19	Eustaquia vilca Quispe	298	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X
	20	Eustaquia vilca Quispe	299	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X
Huancasaya	21	Eustaquia vilca Quispe	300	15-122 GLENLOE		X	12 meses	3	X		X
	22	Nely arapa quijjo	301	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X
	23	Nely arapa quijjo	302	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X
	24	Nely arapa quijjo	303	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X
	25	paula garnica quispe	304	15-122 GLENLOE	X		boca llena	3	X		X
	26	paula garnica quispe	305	15-122 GLENLOE	X		2 dientes	3	X		X
	27	paulina rivera gutierrez	306	15-122 GLENLOE		X	12 meses	3	X		X
	28	paulina rivera gutierrez	307	15-122 GLENLOE		X	12 meses	3	X		X
	29	libia corina quispe chambilla	308	15-122 GLENLOE	X		4 dientes	3		X	X
	30	libia corina quispe chambilla	309	15-122 GLENLOE	X		boca llena	3	X		X



GOBIERNO REGIONAL PUNO  
PROGRAMA DE APOYO AL DESARROLLO RURAL ANDINO  
PRADERA

PIP: "Mejoramiento de la Capacidad Productiva de Carne, Lana y Leche en el Ganado Ovino de la Zona Sur Región Puno"

**REGISTRO DE INSEMINACION**

**Distrito:** Vilque  
**Asociación:** San Gerónimo, Machacamarca, Huancasaya  
**Fecha:** 05/05/2017 - 04/05/2017 - 18/05/2017





Asociación	N°	Nombre del Criador	MADRE (oveja inseminada )						ECOGRAFIA		NACIMIENTO	
			N° de arete de la madre	Clave Del Carnero	Multipara	primipara	edad	con.corporal	Preño	No preño	Pario	No Pario
San Juan	1	Nancy Ramos Flores	370	15-81 GLENLOE		X	2 dientes	3	X		X	
	2	Nancy Ramos Flores	371	15-81 GLENLOE		X	2 dientes	3		X		X
	3	Nancy Ramos Flores	372	15-81 GLENLOE		X	12 meses	3		X		X
	4	Lucio Marco Ramos Flores	373	15-81 GLENLOE		X	12 meses	3	X		X	
	5	Lucio Marco Ramos Flores	374	15-81 GLENLOE	X		boca llena	3	X		X	
	6	Lucio Marco Ramos Flores	375	15-81 GLENLOE		X	12 meses	3	X		X	
	7	Lucio Marco Ramos Flores	376	15-81 GLENLOE		X	12 meses	3		X		X
	8	Pilar Felicia Ramos Rodriguez	377	15-81 GLENLOE		X	2 dientes	3	X		X	
	9	Pilar Felicia Ramos Rodriguez	378	15-81 GLENLOE	X		2 dientes	3	X		X	
	10	Pilar Felicia Ramos Rodriguez	379	15-81 GLENLOE	X		4 dientes	3		X		X
	11	Pilar Felicia Ramos Rodriguez	380	15-81 GLENLOE		X	2 dientes	3		X		X
	12	Alejandro Ramos Rodriguez	381	15-81 GLENLOE		X	2 dientes	3	X		X	
	13	Alejandro Ramos Rodriguez	382	15-81 GLENLOE		X	12 meses	3	X		X	
	14	Alejandro Ramos Rodriguez	383	15-81 GLENLOE	X		4 dientes	3		X		X
	15	Alejandro Ramos Rodriguez	384	15-81 GLENLOE		X	12 meses	3	X		X	
Soquesani	16	Felicia Vilca Rodriguez	385	15-81 GLENLOE		X	2 dientes	3	X		X	
	17	Felicia Vilca Rodriguez	386	15-81 GLENLOE		X	2 dientes	3		X		X
	18	Felicia Vilca Rodriguez	387	15-81 GLENLOE		X	2 dientes	3	X		X	
	19	Felicia Vilca Rodriguez	388	15-81 GLENLOE		X	2 dientes	3	X		X	
	20	Jose Ramos Rodriguez	389	15-81 GLENLOE		X	2 dientes	3		X		X
	21	Jose Ramos Rodriguez	390	15-81 GLENLOE	X		4 dientes	2	X		X	
	22	Jose Ramos Rodriguez	391	15-81 GLENLOE	X		boca llena	2	X		X	
	23	Jose Ramos Rodriguez	392	15-81 GLENLOE		X	2 dientes	2		X		X
	24	Jose Ramos Rodriguez	393	15-81 GLENLOE		X	12 meses	2	X		X	
	25	Jose Ramos Rodriguez	394	15-81 GLENLOE	X		4 dientes	2	X		X	
	26	Matilde Manzano Flores	395	15-191 GLENLOE		X	12 meses	2		X		X
	27	Matilde Manzano Flores	396	15-191 GLENLOE	X		4 dientes	3	X		X	
	28	Matilde Manzano Flores	397	15-191 GLENLOE	X		boca llena	3	X		X	
	29	Matilde Manzano Flores	398	15-191 GLENLOE		X	2 dientes	3	X		X	
	30	Matilde Manzano Flores	399	15-191 GLENLOE	X		boca llena	3	X		X	



**GOBIERNO REGIONAL PUNO**  
**PROGRAMA DE APOYO AL DESARROLLO RURAL ANDINO**  
**PRADERA**

PIP: "Mejoramiento de la Capacidad Productiva de Carne, Lana y Leche en el Ganado Ovino de la Zona Sur Región Puno"

**REGISTRO DE INSEMINACION**

**Distrito:** Pichacani - Laraqueri  
**Asociación:** San Juan - Soquesani  
**Fecha:** 11/05/2017 - 12/05/2017



