

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO-PUNO

ESCUELA DE POSGRADO

PROGRAMA DE MAESTRÍA

MAESTRÍA EN GANADERÍA ANDINA



TESIS

**DETERMINACIÓN DE LA TASA DE FERTILIDAD A LA INSEMINACIÓN
ARTIFICIAL POR EFECTO DE DOS DILUTORES Y MÉRITO ECONÓMICO
EN ALPACAS HUACAYA**

PRESENTADO POR:

YANÍN MURILLO CONDORI

PARA OPTAR EL GRADO ACADÉMICO DE:

MAGISTER SCIENTIAE EN GANADERIA ANDINA

ESPECIALIDAD EN REPRODUCCIÓN ANIMAL

PUNO, PERÚ

2017

UNIVERSIDAD NACIONAL DEL ALTIPLANO-PUNO

ESCUELA DE POSGRADO

PROGRAMA DE MAESTRÍA

MAESTRÍA EN GANADERÍA ANDINA

TESIS

DETERMINACIÓN DE LA TASA DE FERTILIDAD A LA INSEMINACIÓN
ARTIFICIAL POR EFECTO DE DOS DILUTORES Y MÉRITO ECONÓMICO
EN ALPACAS HUACAYA

PRESENTADO POR:

YANÍN MURILLO CONDORI

PARA OPTAR EL GRADO ACADÉMICO DE:
MAGISTER SCIENTIAE EN GANADERÍA ANDINA
ESPECIALIDAD EN REPRODUCCIÓN ANIMAL



APROBADA POR EL SIGUIENTE JURADO:

PRESIDENTE

.....
DR. FELIPE SANTIAGO AMACHI FERNÁNDEZ

PRIMER MIEMBRO

.....
DR. FÉLIX HUGO COTACALLAPA GUTIÉRREZ

SEGUNDO MIEMBRO

.....
DR. NATALIO LUQUE MAMANI

ASESOR DE TESIS

.....
M.Sc. BILO WENCESLAO CALSIN CALSIN

CO ASESOR DE TESIS

.....
DR. TEODOSIO HUANCA MAMANI

ÁREA: Reproducción animal.

Puno, 21 de agosto del 2017

TEMA: Determinación de la tasa de fertilidad a la inseminación artificial por efecto de dos dilutores y mérito económico en alpacas Huacaya.

LÍNEA: Biotecnología reproductiva.

DEDICATORIA

A mis padres, **Mariano Murillo y María Condori** por su apoyo incondicional y por ser la razón de mi superación, por su infinito amor y por darme fortaleza en los momentos más difíciles de mi vida, mi eterna gratitud a ellos, por ser las mejores personas y que hicieron posible para lograr mis objetivos.

A mis queridos hermanos Rafael, Nelida, Joel, Jhojan y Leonel a quienes llevo en lo más profundo de mi corazón, agradezco por ser la razón de mi superación, siendo una fuente de amor, cariño y comprensión durante mis estudios.

A mis tíos, tías y primos quienes colaboraron, dándome su apoyo y cariño incondicional durante mi formación siendo las mejores personas.

A mi sobrino Amshel Jovani, el niño que roba mi corazón y a Denilson por ser talentoso y bueno.

AGRADECIMIENTOS

- Mi agradecimiento eterno a Dios por su bendición y por guiarme siempre, a mis padres a quienes amo Mariano y María, A mis queridos hermanos Rafael, Nelida, Joel, Jhojan, Leonel y al amor de mi vida Sandro.
- A la Escuela de Postgrado en especial a la maestría en Ganadería Andina de la UNA-Puno, por la oportunidad de la realización del estudio de maestría y por ser fuente de investigación, generación de ciencia y tecnología; a su plana de docentes y administrativo por haberme impartido e inculcado sus conocimientos, capacidades y destrezas.
- Mi especial reconocimiento y gratitud al M.Sc. Bilo W. Calsin Calsin, Dr. Teodosio Huanca Mamani, Dr. Felipe S. Amachi Fernández, Dr. Félix H. Cotacallapa Gutiérrez, Dr. Natalio Luque Mamani, M.V.Z. Mario Lino Gonzales, M.V.Z. Oscar Cárdenas Minaya, M.V.Z. Rómulo Zapana Valdivia y M.V.Z. Rubén Mamani Cato por su apoyo incondicional, valioso aporte intelectual, por sus consejos y orientación en la dirección de la presente tesis.
- Mi especial agradecimiento al Centro de Mejoramiento Genético de Alpacas Queracucho – Macusani, por permitirme realizar el presente trabajo de investigación en su centro alpaquero, al Sr. Washinton Lope Monrroy, Tec. Nico Pilco Onofre y a los productores alpaqueros de Queracucho por su apoyo.
- A mis amigas/os y compañeros con quienes compartimos experiencias inolvidables. M.V.Z. Maciel Ruelas Paredes, M.V.Z. Yoni Vera Flores, M.V.Z. Werner Mamani Quispe, Alfredo Rojas Quispe y a toda la promoción 2013.

ÍNDICE GENERAL

	Pág.
DEDICATORIA.....	i
AGRADECIMIENTO	ii
ÍNDICE GENERAL.....	iii
ÍNDICE DE CUADROS	vi
ÍNDICE DE ANEXOS.....	vii
RESUMEN.....	viii
ABSTRACT	ix
INTRODUCCIÓN.....	1
 CAPÍTULO I PROBLEMÁTICA 	
1.1 PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA.....	3
1.2 JUSTIFICACIÓN	6
1.3 OBJETIVOS.....	7
1.3.1 Objetivo general.....	7
1.3.2 Objetivos específicos	8
1.4 HIPÓTESIS PLANTEADA.....	8
1.4.1 Hipótesis general	8
1.4.2 Hipótesis específica.....	8

CAPÍTULO II

MARCO TEÓRICO

	Pág.
2.1 ANTECEDENTES	9
2.2 MARCO REFERENCIAL.....	12
2.2.1 Células espermáticas.....	12
2.2.2 Métodos de colección de semen en camélidos sudamericanos ...	12
2.2.3 Características del semen de alpaca.....	17
2.2.4 Características físicas.....	19
2.2.5 Diluyentes comerciales para conservación de espermatozoides..	22
2.2.6 Endocrinología del desarrollo folicular	23
2.2.7 Dinámica folicular en camélidos sudamericanos	25
2.2.8 La ovulación en camélidos.....	26
2.2.9 Inseminación artificial en camélidos.....	28
2.2.10 Costos.....	28
2.2.11 Costo de inseminación artificial	32

CAPÍTULO III

METODOLOGÍA

3.1 ÁMBITO DE ESTUDIO.....	33
3.2 MATERIAL DE ESTUDIO	33
3.2.1 Material biológico.....	33
3.2.2 Distribución de tratamientos	34
3.2.3 Materiales de laboratorio	35
3.2.4 Equipo de laboratorio.....	36
3.2.5 Materiales de campo.....	36
3.2.6 Fármacos y reactivos.....	36

	Pág.
3.3 METODOLOGÍA DEL ESTUDIO.....	37
3.3.1 Para determinar las características macroscópicas y microscópicas del semen de alpaca.....	37
3.3.2 Para determinar la tasa de fertilidad a la inseminación artificial ...	45
3.3.3 Para determinar los costos de inseminación artificial en alpacas .	47
3.4 DISEÑO EXPERIMENTAL.....	48
3.4.1 Diseño estadístico para características del semen.....	48
3.4.2 Prueba estadística para tasa de fertilidad.....	49
3.4.3 Para determinación de costo de inseminación artificial	50
 CAPÍTULO IV RESULTADOS Y DISCUSIÓN 	
4.1 CARACTERÍSTICAS MACROSCÓPICAS Y MICROSCÓPICAS DEL SEMEN DE ALPACA	51
4.2 MOTILIDAD ESPERMÁTICA SEGÚN ESTADO DE SEMEN Y DILUTOR EN ALPACAS.....	55
4.3 FERTILIDAD A LA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL CON SEMEN FRESCO Y REFRIGERADO POR EFECTO DE DOS DILUTORES EN ALPACAS....	56
4.4 COSTOS ECONÓMICO DE INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN ALPACAS	58
 CONCLUSIONES	 60
RECOMENDACIONES	61
BIBLIOGRAFÍA	62
ANEXOS	75

ÍNDICE DE CUADROS

	Pág.
1. Características macroscópicas del semen de camélidos sudamericanos	20
2. Características microscópicas del semen de camélidos sudamericanos.	21
3. Costo de la inseminación artificial	32
4. Distribución de los animales según estado de semen y dilutor	34
5. Características macroscópicas del semen de alpacas.....	51
6. Características microscópicas del semen de alpacas.....	53
7. Motilidad espermática según estado de semen y dilutor.....	55
8. Porcentaje de fertilidad en dos estados del semen, utilizando dos dilutores comerciales.....	56
9. Costos para inseminación artificial en alpacas.....	58
10. Registro de identificación y evaluación de peso, condición corporal y biometría testicular de alpacas machos.....	76
11. Estadístico descriptivo de peso, condición corporal y biometría testicular	76
12. Registro de evaluación de características macroscópicas y microscópicas de semen de alpacas machos.....	77
13. Registro de identificación y evaluación de peso y condición corporal de alpacas hembras.....	78
14. Análisis de variables peso y condición corporal de alpacas hembras....	79
15. Registro de ecografía e inducción de ovulación.....	80
16. Análisis de variable tamaño folicular	81
17. Registro de diagnóstico de preñez de alpacas.....	82
18. Costo de equipos y materiales	83

ÍNDICE DE ANEXOS

	Pág.
1. Cuadros de registro de datos.....	76
2. Cuadro de costos.....	83
3. Imágenes fotográficas.....	85



RESUMÉN

El trabajo de investigación se realizó en el centro de mejoramiento genético de alpacas Queracucho del distrito de Macusani– provincia de Carabaya– región Puno, con el objetivo de determinar las características macroscópicas y microscópicas del semen fresco y refrigerado, tasa de fertilidad a la inseminación artificial y costo económico de IA en alpacas. El semen de alpaca fue colectado de la vagina de la hembra por el método de aspiración vaginal post cópula, después de la monta natural. El semen colectado de 10 alpacas machos fue evaluado y diluido con Triladyl y Andromed, luego usado en inseminación artificial de 60 alpacas hembras que se indujeron la ovulación 28 horas antes de la IA, 30 con semen fresco y 30 con semen refrigerado por 6 horas. Los resultados de evaluación de semen fueron: volumen 3.73 ± 2.06 mL, pH 7.79 ± 0.42 , color rojo claro 90% y blanco lechoso 10%, motilidad 57%, espermatozoides vivos 75%, anormalidades 7% y concentración espermática 20.38 millones/mL. El diagnóstico de gestación por ecografía a los 21 días de inseminación determinó una tasa de preñez de 53.33% (8/15) para ambos con semen fresco, utilizando Triladyl y Andromed ($p > 0.05$) y con semen refrigerado fueron 46.67% (7/15) utilizando Triladyl y 40% (6/15) utilizando Andromed ($p > 0.05$). Se concluye que a la evaluación de motilidad según estado de semen existe diferencia significativa ($p \leq 0.01$) y según dilutor no existe diferencia significativa ($p > 0.05$), se logra mejor tasa de fertilidad con semen fresco diluido y el costo de inseminación artificial de S/. 38.90 es accesible para el productor alpaquero que trabaja con mayor énfasis el mejoramiento genético.

Palabras clave: alpaca, costo, inseminación artificial, dilutor, semen

ABSTRACT

The research work was carried out at the Alpaca Queracucho Genetic Improvement Center of the Macusani Province of Carabaya - Puno region, in order to determine the macroscopic and microscopic characteristics of fresh and refrigerated semen, fertility rate at artificial insemination And economic cost of AI in alpacas. Alpaca semen was collected from the female's vagina by the post-copula vaginal aspiration method, after natural mating. The semen collected from 10 male alpacas was evaluated and diluted with Triladyl and Andromed, then used in artificial insemination of 60 female alpacas that induced ovulation 28 hours before AI, 30 with fresh semen and 30 with semen refrigerated for 6 hours. The results of semen evaluation were: 3.73 ± 2.06 mL, pH 7.79 ± 0.42 , light red 90% and milky white 10%, motility 57%, live spermatozoa 75%, abnormalities 7% and sperm concentration 20.38 million / mL. The diagnosis of gestation by ultrasound at 21 days of insemination determined a pregnancy rate of 53.33% (8/15) for both with fresh semen, using Triladyl and Andromed ($p > 0.05$) and with refrigerated semen were 46.67% (7/15) using Triladyl and 40% (6 / 15) using Andromed ($p > 0.05$). It was concluded that a significant difference ($p \leq 0.01$) was found in the evaluation of motility according to the state of semen, and according to the diluent there was no significant difference ($p > 0.05$), a better fertility rate was achieved with diluted fresh semen and the cost of artificial insemination of S / . 38.90 is accessible to the producer alpaquero who works with greater emphasis on genetic improvement.

Keywords: alpaca, artificial insemination, cost, diluent, semen

INTRODUCCIÓN

La crianza de alpacas es una actividad de gran importancia socio-económica para el poblador altoandino; por que suministra fibra valiosa para la industria textil y carne como fuente importante de proteína animal (Fernández Baca, 1971). Sin embargo, una de las principales limitantes en el desarrollo de la ganadería alpaca es la baja eficiencia reproductiva. Por otro lado, en el Perú hace cuatro décadas se contaba con los mejores ejemplares de alpacas, hoy en día los reproductores de buena calidad son escasos, costosos y no utilizados técnicamente.

La inseminación artificial se utiliza principalmente para aumentar la producción de crías de un macho claramente superior, También puede utilizarse en casos de incapacidad física del macho o la hembra. La aplicación de la inseminación artificial en alpacas en Perú, se realizó por primera vez en 1968. Posteriormente, se ha investigado en América del Norte como en América del Sur (Fowler y Bravo, 2010)

La inseminación artificial (IA) es una técnica reproductiva ampliamente utilizada en diversas especies domésticas, donde el semen previamente procesado es depositado en el aparato reproductor de la hembra en el momento oportuno. Los trabajos de IA en alpacas son escasos, debido a que la colección de semen es laboriosa por el tipo y duración de la cópula; no obstante, en los últimos años se han dado avances importantes en el proceso de congelación de semen (Apaza *et al.*, 2001; Bravo *et al.*, 2008).

La inseminación artificial en alpacas es una técnica relativamente nueva, aunque su introducción se reportó hace más de 40 años. Actualmente, con el uso de una nueva técnica de colección de semen, la inseminación puede aplicarse en el campo donde las alpacas se crían (Alarcon *et al.*, 2012).

La inseminación artificial con semen recién diluido y semen congelado-descongelado necesitan ser probados ampliamente en condiciones de campo. Las tasas de fertilidad varían de 3 a 67%. La preservación del semen y, lo más importante, la inseminación artificial parecen ser una realidad y podrían utilizarse para mejorar la calidad genética de las alpacas y las llamas (Bravo *et al.*, 2013)

La eficiencia reproductiva y rentabilidad se maximizan cuando el intervalo entre partos promedio en alpacas está alrededor de doce meses. La fertilidad del rebaño ha sido medida estudiando distintas características reproductivas en las alpacas, lo cual ha derivado en la existencia de diferentes métodos para apreciar el estado reproductivo del ganado. Estos métodos van desde la obtención de parámetros simples como el intervalo entre partos hasta índices más complejos, desde el punto de vista de su estructura, las cuales al incluir un mayor número de parámetros o medidas, buscan entregar un reflejo más fiel de la fertilidad real y comparable entre los distintos ambientes y tipos animales. Aun así, resulta difícil que los profesionales, técnicos o investigadores, de distintas universidades y ambientes coincidan con señalar y utilizar los mismos parámetros o índices, en su definición y amplitud correcta (Hoet, 2005).

CAPÍTULO I

PROBLEMÁTICA

1.1 PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Las investigaciones realizadas en el Perú, dentro del campo de la biotecnología reproductiva son muy escasas, aunque existen algunos trabajos preliminares; sin embargo, es necesario señalar de que aún falta conocer la propia fisiología reproductiva de la alpaca, caracterizadas por un intervalo generacional muy prolongado, con periodos de gestación (11 meses) y la baja tasa reproductiva, seis crías como máximo por cada hembra a lo largo de toda su vida reproductiva (Novoa y Franco, 1999). Así mismo los bajos índices de natalidad en alpacas oscilan entre 55 - 60 % (Novoa y Florez, 1991).

En alpacas, la mejora de la eficiencia reproductiva, no es tan fácil, si se considera el largo período de gestación, corta estación de monta y los tradicionales sistemas de manejo reproductivo realizada en las comunidades alto andinas, esta limitante hace que no se aproveche en forma eficiente las alpacas de categoría superior impidiendo obtener un mayor número de crías por año y en toda su vida reproductiva, así mismo cabe mencionar que

entran a reproducción tardíamente, el macho entra a los tres años y la hembra en su mayoría entra a servicio a los dos años de edad (Novoa, 1991).

En la crianza de alpacas se presenta un factor en contra, que es el ritmo de mejora genética animal por periodo (por año o por generación) referidos a la edad en que los animales tienen su primera cría. Los estudios de reproducción en camélidos deben estar dirigidos a utilizar las nuevas tecnologías reproductivas que permitan el uso de animales a edades tempranas, lo que contribuirá a la mejora genética de esta especie, logrando crías de mayor valor genético, los cuales podrán ser utilizados como reproductores (Vivanco, 2006).

Existen diferencias fisiológicas entre los camélidos como es la alpaca y otras especies domésticas, siendo una primera diferencia el hecho que la alpaca hembra es de ovulación inducida, es decir que se requiere el estímulo de la copula para inducir ovulación (San Martín *et al.*, 1968), pero esta diferencia más que una dificultad puede ser una ventaja para la aplicación de la IA. Sin embargo, otras diferencias, como la dificultad para la colección de semen debido a las características de cópula de la hembra (posición y duración); así como el manejo del semen debido a su naturaleza viscosa; han sido los principales obstáculos para el desarrollo masivo de la IA, a los que hay que agregar la baja concentración de espermatozoides y el alto porcentaje de anormales (Fernández Baca, 1993).

En alpacas, el desarrollo y aplicación de biotecnologías reproductivas ha sido limitado por diferentes factores. La Inseminación Artificial en alpacas a nivel del país es muy limitada, por cuanto, se requiere de más investigaciones

en el tema reproductivo de la alpaca, así mismo se requiere de un laboratorio equipado con personal capacitado y la disponibilidad de animales de genética superior, que permita desarrollar un trabajo sostenido. Motivo por el que es necesario diseñar y desarrollar nuevos protocolos con dilutores comerciales para Inseminación Artificial con el fin de incrementar la tasa de fertilidad y natalidad, de esta forma pueda constituirse en una herramienta útil en la mejora genética de las alpacas.

La evaluación económica referida a costos en la aplicación de nuevas biotecnologías y dilutores debe constituir en la actualidad uno de los aspectos más esenciales dentro de la actividad gerencial de una crianza; por lo que es importante su determinación para poder recomendar a los criadores protocolos con menor costo y que logren mayor rentabilidad económica en términos de tasa de fertilidad y natalidad. Por las consideraciones descritas se planteó las siguientes interrogantes:

- ¿Cuáles son las características macroscópicas y microscópicas por efecto de dos dilutores en alpacas Huacaya?
- ¿Cuál es la tasa de fertilidad a la inseminación artificial por efecto de dos dilutores y evaluación económica en alpacas Huacaya?
- ¿Cuál es el mérito económico por efecto del uso de dilutores en alpacas Huacaya?

1.2 JUSTIFICACIÓN

La alpaca, reconocida como producto bandera de nuestro país (D.S. N°025-2005-MINCETUR), constituye un recurso natural renovable de gran importancia; crianza que se caracteriza por sus peculiaridades propias. Este camélido tiene trascendencia para el poblador alto andino desde el punto de vista social, económico, ecológico y estratégico, por constituir una de las principales fuentes de sustento alimenticio e ingreso económico; su gran capacidad de adaptación hace posible el aprovechamiento de extensas áreas de la zona alto andina, por encima de los 4000 m.s.n.m., que por las limitaciones impuestas por la altitud no son aptas para actividades agrícolas ni para la explotación económica de otras especies animales. A esto se suman otras ventajas comparativas, tales como la calidad de su carne y fibra (Solís, 1997).

La reproducción de esta especie presenta diferentes características reproductivas en comparación con otras especies domésticas, tales como la ovulación inducida, alternancia óvarica, larga duración de gestación (Bravo, 2002); y el tiempo prolongado de la cópula, la posición de la cópula, eyaculación intracervical y continua, extrema viscosidad y alta variabilidad en la libido entre machos (Sumar, 1983), por lo cual el manejo reproductivo de esta especie exige un tratamiento especial.

El macho es uno de los componentes del proceso reproductivo y es el encargado de fertilizar a un gran número de hembras, mientras mas eficiente reproductivamente sea el macho, este proceso reproductivo se verá

favorecido y se obtendría mejores tasas de fertilidad y eso implica utilizar menos machos por número de hembras del rebaño (Hafez, 2000)

En los últimos años se ha tratado de diseñar un protocolo de conservación de espermatozoides de alpaca, pero aún no hay un protocolo bien establecido. Se ha encontrado que los espermatozoides de alpacas post-conservación muestran 30% de espermatozoides móviles con acrosoma intacto. La falta de diseño de un dilutor específico para espermatozoides de alpacas podría estar afectando los resultados obtenidos hasta el momento. El presente estudio se justifica porque, utilizando dilutores comerciales para inseminación artificial, podría incrementar la tasa de fertilidad que permitiría difundir las características deseables de los machos y hembras en su descendencia, ello contribuirá a mejorar rápidamente los rebaños que están en proceso de mejora genética.

1.3 OBJETIVOS

1.3.1 Objetivo general

Determinar las características macroscópicas y microscópicas del semen fresco y refrigerado, tasa de fertilidad a la inseminación artificial y costo económico por efecto de la utilización de dos dilutores en alpacas de la raza Huacaya.

1.3.2 Objetivos específicos

- Evaluar las características macroscópicas y microscópicas por efecto de dos dilutores en alpacas de la raza Huacaya.
- Determinar la tasa de fertilidad mediante inseminación artificial por efecto de dos dilutores en alpacas de la raza Huacaya.
- Evaluar los costos y el mérito económico por efecto de la utilización de dos dilutores en alpacas de la raza Huacaya.

1.4 HIPÓTESIS PLANTEADA

1.4.1 Hipótesis general

Las características del semen fresco y refrigerado está influenciado por efecto de dilutores y por lo tanto la tasa de fertilidad a la inseminación artificial en alpacas de la raza Huacaya y cuyos costos evaluados son también diferentes.

1.4.2 Hipótesis específica

- Las características macroscópicas y microscópicas del semen fresco y refrigerado de alpaca están influenciadas por efecto de dilutores.
- La tasa de fertilidad en alpacas a la inseminación artificial está influenciada por efecto de dilutores.
- Los costos de utilización de dilutores son diferentes en alpacas de la Raza Huacaya.

CAPÍTULO II

MARCO TEÓRICO

2.1 ANTECEDENTES

En camélidos, existen reportes sobre el desarrollo de la IA y aun cuando puede ser considerada una alternativa tecnológica, aun no se han superado las limitantes existentes, como el desarrollo de protocolos de criopreservación, limitando por ahora al desarrollo de la inseminación artificial con el uso de semen fresco (Huanca y Adams, 2007) con las consiguientes dificultades para permitir una amplia difusión de reproductores genéticamente superiores.

Otra alternativa ha sido reportada por Giuliano *et al.* (2007) mediante la colección de semen con uso de electroeyaculación pero con una previa anestesia del animal, con resultados interesantes y sin contaminación del semen con orina. Los estudios sobre conservación de semen no son totalmente satisfactorios, particularidades como la alta viscosidad del semen de alpacas y llamas (Lichtenwalner *et al.*, 1996; Bravo *et al.*, 1997b) se constituyen en factores que dificultan el desarrollo de las técnicas de

conservación, dificultando la determinación de la concentración, morfología y motilidad espermática, además del alto porcentaje de espermatozoides anormales (Fernández Baca, 1993) y una motilidad oscilatoria (Garnica *et al.*, 1993). Intentos para reducir la alta viscosidad ha sido reportada, mediante el uso de enzimas como la colagenasa, hyaluronidasa y tripsina (Bravo *et al.*, 2000) o mediante una acción mecánica. Los resultados observados son variables y si bien con el uso de la enzima se observa motilidad espermática, esta característica no siempre se ha reflejado en mejoras en la tasa de preñez. Igualmente existe poca información sobre el uso de dilutores, reportándose el uso de Yema – citrato (Pacheco, 1996), solución de Suero de Albúmina Bovina (BSA) y Glucosa (Huanca y Gauly, 2001), Tris – Glucosa – Yema Huevo (Raymundo *et al.*, 2000).

Se han realizado muchos trabajos con el objeto de conservar el semen de los camélidos sudamericanos, como semen refrigerado (5° C) y congelado (- 196° C) para luego utilizarlo en la inseminación artificial, sin el éxito esperado como en otras especies. Fernández Baca y Novoa (1968), realizaron el primer ensayo de inseminación artificial entre especies utilizando semen de vicuñas y pacovicuñas en alpacas utilizando semen sin diluir de 2 vicuñas y 4 paco-vicuñas, obteniéndose una sola cría de 42 alpacas inseminadas. Igualmente se reporta una tasa de preñez del 73 % a la IA con semen fresco y depositado en los cuernos uterinos, así como un 67 % de preñez a la IA por laparoscopia (Bravo *et al.*, 1997a), similar al reporte de Pacheco (1996), además Bravo (1995) obtuvo 55 % de preñez en alpacas con semen diluido y Alarcon *et al.* (2012) lograron una tasa de preñez de 55% (55/100) con semen colectado por aspiración vaginal y de 48% (24/50) con

semen de la vagina artificial. Sin embargo, todas esas experiencias fueron realizadas en centros experimentales, a diferencia de una experiencia a nivel de criadores particulares, donde se reporta una tasa de preñez del 51 % de 207 alpacas inseminadas con semen fresco diluido con una solución de BSA + Glucosa e induciendo la ovulación con un análogo de GnRH o LH, entre 24 a 26 horas antes de la Inseminación (Apaza *et al.*, 2001).

Apaza *et al.* (1999), encontraron 28.6 % y 37.7 % con inducción de ovulación por macho vasectomizado y con hormonas respectivamente, utilizando doble pajilla por aplicación y 26 % de fertilidad con una sola pajilla por dosis; Cárdenas (2002) reporta 12 % de gestaciones, inseminando entre 24 a 30 horas post inducción de ovulación con GnRH. Los objetivos del presente trabajo fueron: determinar el porcentaje de fertilidad inseminando a las 24, 30 y 36 horas post inducción de ovulación con macho vasectomizado y determinar el porcentaje de fertilidad inseminando en la parte posterior del cérvix (cuerpo) y cuerno ipsilateral al folículo ovulatorio.

Los reportes sobre semen congelado son muy escasos; así tenemos un estudio realizado con semen obtenido por electroeyaculación y diluido con Tris – Yema huevo – Glicerol, solo se observó un 10 % de motilidad pos descongelamiento (McEvoy *et al.*, 1992); así mismo, otro estudio con semen tratado con colagenasa y posteriormente diluido con citrato de sodio – Yema huevo – Glicerol (7 %) permite obtener una motilidad entre el 30 – 40 % (Bravo *et al.*, 1997a). El uso de etilenglicol como agente crioprotector ha sido reportado, permitiendo una tasa de motilidad pos descongelamiento del 20 % (Santiani *et al.*, 2005). A pesar de estos resultados a la fecha no se ha reportado estudios que nos permitan señalar la factibilidad de congelar semen

de camélidos. Posiblemente, como sucede con otras especies, no va a ser fácil congelar semen, más aún con las dificultades de contar con un dilutor apropiado, hay que considerar los altos porcentajes de anomalías presentes en los eyaculados.

2.2 MARCO REFERENCIAL

2.2.1 Células espermáticas

Los espermatozoides se forman en los túbulos seminíferos de los testículos. Estos túbulos contienen una serie compleja de células germinales en desarrollo que finalmente constituirán los gametos masculinos. Los espermatozoides maduros son células alargadas consistentes en una cabeza aplanada portadora del núcleo y una cola que contiene el aparato necesario para la motilidad celular. El espermatozoide entero está cubierto por el plasmolema o membrana plasmática. El acrosoma, o casquete acrosómico, es una estructura de doble pared situada entre la membrana plasmática y la porción anterior de la cabeza del espermatozoide. Un cuello que une la cabeza del espermatozoide con su cola (flagelo), la cual a su vez se subdivide en los segmentos medio, principal y caudal o Terminal (Hafez, 2000).

2.2.2 Métodos de colección de semen en camélidos sudamericanos

Fundas vaginales. Mogrovejo (1952) realizó el primer ensayo de colección de semen en alpacas, utilizando una funda de látex colocada intravaginalmente antes de la cópula; después de la monta se retiraba la funda que servía de recipiente de semen; con esta técnica se logró coleccionar semen, presentaba algunos inconvenientes, ya que se interfería

con la cópula normal y alargaba el tiempo de monta más allá de los valores normales; la colocación de la funda dentro del tracto genital y su fijación ofrecía serias dificultades y con frecuencia provocaban lesiones que inhabilitaban a la hembra para su uso posterior; existieron otros intentos de coleccionar semen con fundas vaginales.

Esponjas vaginales.- Esta investigación fue realizada por San Martín (1961) el cual usa trozos de esponja que se introducen en la parte anterior de la vagina y que absorbe el semen y otros fluidos vaginales, sirviendo como contenedores; el inconveniente de este método es que logra obtener semen muy contaminado y mezclado con los fluidos del tracto genital de la hembra y esto diluye el semen y lo contamina con bacterias, dificultando así su evaluación, por lo que no se recomienda su uso para fines de inseminación artificial.

Electroeyaculación.- Fernández Baca y Calderón (1965) reportaron el uso de la electroeyaculación para la colección de semen de alpacas, utilizando un equipo de fabricación nacional, con una intensidad máxima de 40 voltios, se obtuvieron muestras de semen con la ventaja de realizar la colección sin la necesidad de tener hembras receptoras, acortar el tiempo de colección y realizarla a lo largo de todo el año; también se utilizó esta técnica para obtener semen de vicuñas y pacovicuñas (híbrido cruce de alpaca con vicuña) (Fernández Baca y Novoa, 1968). Los resultados de electroeyaculación muestran gran variabilidad entre animales y aun entre el mismo animal, además de obtenerse semen muy diluido con las secreciones de las glándulas anexas, contaminado con semen y baja concentración espermática; Cárdenas *et al.* (1987)

realizaron un estudio comparativo de colección de semen mediante las técnicas de electroeyaculación y vagina artificial, se utilizó un electroeyaculador Plectron, obteniéndose buenos resultados con 60 cargas eléctricas de 2 segundos de duración, 14 voltios, 4 amperios, 25 ciclos/seg. y 2 seg. de descanso entre cada pulsación, el semen obtenido por este método tuvo diferentes características a las muestras obtenidas mediante vagina artificial. Este método ha sido también reportada por Giuliano *et al.* (2007) mediante la colección de semen con uso de electroeyaculación pero con una previa anestesia del animal, con resultados interesantes y sin contaminación del semen con orina.

Fístula uretral.- Este método requiere realizar una fístula quirúrgica en la uretra peniana entre el ano y el escroto; el semen es colectado durante la copula natural, esta técnica se realiza utilizando anestesia epidural y anestesia local para colocar un catéter plástico en la uretra desde el pene hasta la vejiga, el cual sirve para guiar la cirugía y ayuda a identificar la uretra; la incisión se realiza en la piel, el músculo bulbocavernoso aislado y se separa la uretra del cuerpo cavernoso; este método no interfiere en la copula y las secuelas post operatorias parecen no afectar al animal.

Aspiración vaginal post cópula.- Muestras de semen pueden ser obtenidas por aspiración del fondo de la vagina después de la cópula, ya que una pequeña cantidad de semen es eyaculada al momento de llevar el pene de un cuerno al otro, este método no es invasivo ni tedioso pero la desventaja es que este semen es incompleto, contaminado y diluido con las secreciones del tracto genital femenino, se puede utilizar este semen para realizar la evaluación de espermatozoides como motilidad, vitalidad,

morfología; estas muestras frecuentemente se obtienen con residuos sanguinolentos y se ve de un color rosado ya que el endometrio se encuentra inflamado y lacerado por la cópula; la técnica es introducir un espejo por la vulva previamente desinfectada y con la ayuda de una fuente de luz se ubica la cérvix, inmediatamente se aspira con una pipeta adosada a una jeringa, la utilización de este tipo de semen para evaluar la fertilidad del macho es muy cuestionada (Bravo *et al.*, 2002; Neely y Bravo, 1995).

Vagina artificial.- Esta técnica fue desarrollada por Sumar y Leyva (1981), para lo cual construyeron un maniquí en forma de una hembra sentada en posición de cópula; la vagina artificial fue una modificación de la vagina artificial usada para vacunos y ovinos, la cual consistía en un tubo rígido de 7 cm de diámetro por 25 cm. de largo con una funda interna de látex, un cono de látex al que envolvía un alambre en espiral simulando la cérvix de la alpaca y al final un frasco de colección de semen de ovino ó un tubo de colección, el agua a 45° se coloca por una válvula-espita; los machos aceptaron el maniquí después de un corto entrenamiento; la copula se interrumpía cada 10 minutos aproximadamente para renovar el agua caliente, el semen colectado varió, dependiendo del macho, el color del eyaculado, independientemente del volumen, fue de un blanco lechoso a blanco claro, este semen no muestra motilidad masal por lo espeso de su consistencia.

La utilización de vagina artificial en combinación con una hembra receptiva es la técnica más óptima de obtener semen de buena calidad, el

que se puede utilizar para fines de inseminación artificial, teniendo en cuenta de usar una fuente de calor continuo y la característica que emite a la cérvix (Vaughan, 2004).

En un estudio llevado a cabo por Dávalos y Olazábal (2002), se encontró que utilizando hembra receptiva al lado del maniquí incrementaba la calidad del eyaculado obtenido mediante vagina artificial a comparación de solo utilizar el maniquí solo, incrementando el tiempo de cópula de 15.9 a 16.8 minutos.

En Bolivia se trató de mejorar la técnica de la vagina artificial utilizando un maniquí de grupa, el cual es un aditamento que se le coloca a la hembra sin necesidad de contar con un maniquí de cuerpo completo, la técnica es similar a la del maniquí con vagina artificial, además se evaluó otra técnica, que es la de colocar la vagina artificial por desviación del pene en el momento de la penetración, tal como se realiza en vacunos, al comparar las tres técnicas se tuvo una aceptación por parte del macho del 20 % para la técnica del maniquí completo sin hembra receptiva, 80 % para la técnica del maniquí de grupa y un 90 % para la técnica de la desviación del pene al inicio de la cópula, según el autor la última técnica es la mas recomendable pues evita la contaminación del eyaculado (Delgado *et al.*, 2003).

Desviación de los Conductos Deferentes.- Con el fin de coleccionar espermatozoides libres de la secreción de las glándulas anexas en alpacas, se desarrollaron las técnicas de la desviación de los conductos deferentes y la extirpación de la próstata; la primera técnica intenta

colectar espermatozoides directamente de su reservorio, la cola del epidídimo, sin que estos tengan contacto con las secreciones de las glándulas anexas, desviando quirúrgicamente los conductos deferentes hacia la región ventral del animal ó la cara interna del muslo, formando una fístula permanente en la piel desde donde se puedan colectar continuamente sin la necesidad de tener hembra receptiva ni someter a los espermatozoides a la acción de enzimas proteolíticas que intenten licuefactar el coágulo del eyaculado para un mejor manejo espermático (Paricahua, 2001; Quintano, 2002).

Bulbourectomía.- Esta técnica fue desarrollada con la finalidad de obtener espermatozoides sin la secreción de las glándulas bulbouretrales, las cuales, según literatura, son las encargadas de producir el material viscoso del semen entero, el cual causa gran dificultad en su manipulación; las características del semen obtenido se asemejan e incluso son superiores a las características del semen entero obtenido por vagina artificial, pero se indica una gran dificultad en la técnica quirúrgica por la ubicación de dicho órgano, lo que no permitió realizar esta técnica, optándose por realizar la prostatectomía (Paricahua, 2001).

2.2.3 Características del semen de alpaca

El volumen del semen varía según el método de colección de semen en alpacas, así con vagina artificial, el volumen varía de 0.5 a 4.5 mL de semen, por el método de electroeyaculación el volumen de semen fue de 0.5 a 2 mL promedio (Cárdenas *et al.*, 1987) en cambio por el

método de aspiración vaginal el volumen de semen fue de 3.6 mL y con vagina artificial fue 1.5 mL (Alarcon *et al.*, 2012).

El color del eyaculado varía de blanco lechoso a blanco cristalino con una motilidad estimada de pobre a regular (Sumar y Leyva, 1981) y la concentración espermática es de 1,000 hasta 285,000 espermatozoides por mm³. (Fernández Baca, 1971). Así mismo en 5 colecciones a intervalos de una semana el volumen obtenido es de 2.8 + 0.9 mL, y la concentración espermática de 192,000 + 84,000 espermatozoides por mm³ (Leyva *et al.*, 1984) y así también Alarcon *et al.* (2012) determinaron el color del eyaculado rojo claro en 80% una motilidad 73.4 %, concentración espermática 75.2 millones/mL, espermatozoides vivos 75.3 %.

Las anomalías morfológicas de los espermatozoides tienen mayor relación con la fertilidad en el ganado. El estrés por calor daña grandes cantidades de espermatozoides, y los periodos de temperatura ambiental elevada, combinados con índices altos de humedad, pueden hacer al macho estéril hasta por seis semanas (Hafez, 2000).

El primer intento de estudio de los espermatozoides de la alpaca en semen colectado mediante fundas vaginales fue hecho por (Mogrovejo, 1952), quien reporta un 41.23% de formas anormales siendo los más frecuentes: Cabeza sola, colas torcidas, micro cabezas, pieza intermedia engrosada, colas rotas, cabezas alargadas, cabezas grandes y colas solas. Las tinciones permiten diferenciar los espermatozoides vivos de los muertos, así en lo referente a colorantes la cabeza de los

espermatozoides muertos tienen la propiedad de dejar pasar los colorantes por la perturbación de la membrana cefálica mientras que en los vivos no (Holy, 1983), es así que clasificó vivos y muertos, indicando que en una motilidad buena se tiene más de 60% de espermatozoides vivos, motilidad regular cuando los espermatozoides vivos están entre 40 a 60% y motilidad baja cuando el porcentaje de espermatozoides vivos es menor a 40% (Quispe, 1987).

En un estudio de influencia de los dilutores; tris (T1), sp-talp (T2) y andromed (T3) sobre la viabilidad de espermatozoides epididimarios refrigerados de alpacas, Chahuayo y Huaman (2013) llegaron a resultados, en donde los tres tratamientos son buenos, conservando el 68 % de la viabilidad con 64 % de motilidad en promedio hasta las 4 horas; pero el T3 es superior que T1 manteniendo el 79 % de viabilidad con 71 % de motilidad hasta 4 horas; respectivamente a las 8 horas, el T1 es superior que el resto conservando el 68% de viabilidad con 66 % de motilidad de los espermatozoides, con una concentración en promedio de 77.090.000 millones/mL.

2.2.4 Características físicas

Macroscópicas.- las características macroscópicas del semen de camélidos sudamericanos, entre las cuales se consideran volumen, color, aspecto y pH. Estas características del eyaculado dependerán del tipo de colección y de la manipulación, así como de las características fisiológicas de cada animal.

Cuadro 1. Características macroscópicas del semen de camélidos sudamericanos

AUTOR	ESPECIE	METODO DE COLECCION	VOLUMEN mL	COLOR	pH
Mogrovejo, D. 1952	Alpaca	Funda V.	0.4-6.6	Blanco cristalino	7.15-8.8
Fernandez Baca y Calderon 1966	Alpaca	Funda V.	0.2-3.5	Blanco cristalino	7.5
San Martin y Col. 1968	Alpaca	Esponja	0.5-2.0	-	-
Sumar y Leyva 1981	Alpaca	V.A.	3.7-12.5	Blanco lechoso	-
Quispe, F. 1987	Alpaca	V.A.	0.4-2.7	Blanco cristalino	-
Leyva y Col.1984	Alpaca	V.A.	2.8	-	-
Achata, R.1989	Alpaca	V.A.	0.35-4.3	Blanco cristalino	-
Garnica y Col. 1993	Alpaca	V.A.	0.35-1.25	Blanco cristalino	-
Flores, E. 1993	Alpaca	V.A.	0.64-2.65	Blanco lechoso	-
Galindo, W. 1995	Alpaca	V.A.	1.64-1.80	Blanco cremoso	-
Perez, G. 1997	Alpaca	V.A.	0.4-4.5	Blanco cristalino	-
Bravo, W. 1997	Alpaca	V.A.	1.0-1.2	Blanco cristalino	-
Baca, L. 1998	Alpaca	V.A.	0.5-3.2	-	-
Rivera. E. 1998	Alpaca	V.A.	0.5-3.2	-	7.91
Verastegui, J. 2001	Alpaca	V.A.	1.51	-	-
Mendoza, C. 2000	Alpaca	V.A.	0.5-5.0	Blanco lechoso	-
Cuba, Y. 2000	Alpaca	V.A.	0.1-4.3	-	-
Paricahua, E. 2001	Alpaca	D.C.D.	0.2-1.0	Blanco cristalino	7.88
Quintano, J. 2001	Alpaca	D.C.D.	0.2-1.0	Blanco transparente	-
Huanca, W, y Gauly, 2001	Alpaca	V.A.	1.4 -2.09	-	-
Von Baer y Helleman. 1998	llama	V.A.	3.5	-	8.6

Moscoso,R y Col. 1999	llama	V.A.	0.3-3.0	Blanco cremoso	-
Aller, y Col. 2003	llama	V.A.	2.2	-	7.4
Gonzales, y col. 2003	llama	V.A.	0.55	Blanco cristalino	7.5
Fernandez, R y Col 2003	llama	V.A.	0.1-3.2	Blanco cristalino	8.26
Delgado,P y Col. 2003	llama	V.A.	0.5-3.2	-	-
Kubisceck,1974	alpaca	F. uretral	1-21	-	-

Fuente: Pacheco, 2008

Microscópicas.- Las características microscópicas mas importantes que se evalúan en el semen son concentración, motilidad, vitalidad y porcentaje de anomalías.

Cuadro 2. Características microscópicas del semen de camélidos sudamericanos

AUTOR	METODO DE COLECCION	CONCENTRACION (ESP/mm ³)	MOTILIDAD (%)	VITALIDAD	ANORMALIDADES
Mogrovejo 1952	Funda V.	63 000-107 600	-	-	41.23
Fernandez baca y Calderon 1966	Funda V.	1000-225000	-	-	-
Kuviceck 1974	F. uretral	60000-600000	-	-	-
Sumar y leyva 1981	V.A.	600000	-	-	-
Leyva y col 1984	V.A.	292 900	-	-	-
Cardenas y col 1987	V.A.	843 230	30.6	-	-
Quispe 1987	V.A.	5000 – 472500	51.57	62.4	-
Galindo 1995	V.A.	9211-107000	-	51.57	18.5
De la vega1996	V.A.	17200	62.78	-	-
Pacheco 1996	V.A.	77832	-	-	-

Perez 1997	V.A.	267700	64.91	-	-
Bravo y col 1997	V.A.	11800-72400	80.0	72.05	26.03
Rivera 1998	V.A.	163300	53.92	44.15	-
Verastegui2001	V.A.	52375	-	40.38	-
Mendoza 2000	V.A.	264700	20.18	-	19.90
Cuba 2000	V.A.	75000	-	87.84	-
Moscoso y col 1999	V.A.	131000	52.3	16.6	-
Paricahua 2001	D.C.D.	5150000	-	94.25	-
Quintano 2002	D.C.D.	2387000	64.81	62.47	-
Huanca y Gaulty 2001	V.A.	80000	-	-	-
Von Baer y helleman1998	V.A.	8470000	25.5	-	32.5
Aller y col 2003	V.A.	7520000	54.3	68.5	-
Gonzales y col 2003	V.A.	2870000	25.7	31.8	-
Fernandez y col 2003	V.A.	4650000	32.5	70.04	-

Fuente: Pacheco, 2008

2.2.5 Diluyentes comerciales para conservación de espermatozoides.

AndroMed (Minitube, Tiefenbach, Germany).

Es un diluyente comercial para semen de toros y también utilizado exitosamente con semen de especies no bovinas, su presentación es en frascos de 200 ml. Posee las siguientes características: a) es apropiado para la presentación de semen fresco a +5°C hasta +10°C, b) tiene ausencia de componentes de origen animal (tales como yema de huevo), c) previenen efectos indeseados de hormonas, bacterias y residuos de drogas, d) es medio altamente transparente que entrega imágenes de semen extremadamente claras bajo el microscopio (Minitube, 2003) (Mendoza *et al.*, 2000) (Woelders, 1997).

AndroMed está siendo utilizado con eyaculados de baja concentración y a altas tasas de dilución (bajo 10 millones de células por pajuela), contiene fosfolípidos, TRIS, ácido cítrico, azúcares, antioxidantes, tampones, glicerina, agua de altísima pureza y antibióticos (Tilosina 5,0 mg, Gentamicina 25,0 mg, Espectinomicina 30,0 mg, Lincomicina 15,0 mg, todo en 100 ml) (Minitube, 2003) (Ansari *et al.*, 2011).

Triladyl (Minitube, Tiefencach, Germany).

Fabricado en Alemania, por la Empresa Minitube; este es un concentrado para la preparación de un diluyente listo para el uso de un solo paso, que está basado en TRIS (Hidroxi-metilaminometano, un amortiguador sintético), y además contiene agua bidestilada, glicerol, ácido cítrico, fructuosa, y por cada 100 mL contiene los siguientes antibióticos: tilosina 5 mg, gentamicina 25 mg, espectinomicina 30 mg y lincomicina 15 mg. Para su preparación se adiciona tres partes de agua destilada, una parte de yema de huevo y 1 parte del concentrado comercial Triladyl (20%) (Minitube, 2003) (Fukui *et al.*, 2008).

2.2.6 Endocrinología del desarrollo folicular

La actividad de los ovarios está regulada por la interacción de mecanismos endocrinos sistémicos y factores locales paracrinós – autocrinos, (Hafez, 2000). El hipotálamo libera GnRH que de acuerdo al patrón de secreción, produce los mecanismos moleculares necesarios para la liberación de FSH y LH de la hipófisis, sin embargo el crecimiento

del folículo hasta la etapa de formación del antro no es estrictamente dependiente de la gonadotropina (Hafez, 2000; Gigli *et al.*, 2006).

Luego de ser secretada la GnRH es acumulada en el hipotálamo basal medio, y proporciona un enlace humoral entre los sistemas neuronal y endocrino, hasta que se produce la despolarización neuronal y se liberan pulsos de GnRH hacia el sistema portal hipofisiario para la liberación de FSH y LH de la hipófisis anterior (Salisbury *et al.*, 1982; Hafez, 2000; Gigli *et al.*, 2006).

La activación folicular se divide en dos etapas diferentes, la primera se denomina activación inicial y la segunda activación de folículos antrales. La inicial, abarca la diferenciación de folículos primordiales hasta folículos primarios, tanto la activación inicial como el crecimiento hasta la formación del antro es gonadotrófico independiente, es decir que no depende de las concentraciones séricas de FSH y LH (Gigli *et al.*, 2006). Aun no se ha podido determinar cuál o cuáles son los mecanismos que determinan el momento preciso en que un grupo de folículos comienzan a diferenciarse y a crecer. (Hafez, 2000; Gigli *et al.*, 2006).

Los folículos pre-antrales pueden quedar retenidos en su crecimiento por largos periodos, hasta que ocurre la segunda activación denominada activación de folículos terciarios o antrales, ésta fase requiere niveles de FSH. A fin de describir mejor la dinámica de los folículos antrales, el proceso se divide en tres sucesos diferentes: Reclutamiento (activación de un grupo de folículos terciarios), selección (Un folículo se selecciona sobre los otros) y dominancia (el folículo

seleccionado dominante, continua creciendo mientras los otros subordinados regresan y se atresian). Es posible que la LH esté involucrada en el proceso de selección, ya que los sucesos de desviación de tamaño y un aumento de LH ocurra simultáneamente, además que el folículo dominante expresa un mayor número de receptores para LH que los subordinados (Gigli *et al.*, 2006).

2.2.7 Dinámica folicular en camélidos sudamericanos.

En alpacas y llamas hembras no expuestas al macho, desarrollan ondas foliculares sucesivas, en tres fases de desarrollo, para lo cual un grupo de folículos son reclutados, de ellos es seleccionado uno e inicia su crecimiento, diferenciándose y alcanzando el tamaño ovulatorio (\geq a 7 mm de diámetro); mientras que los demás regresan (Bravo *et al.*, 1990; Fernández Baca, 1993; Brown, 2000).

Las tres fases o estadios descritos son: crecimiento, maduración y regresión (Bravo *et al.*, 1990; Novoa, 1991). En la fase de maduración el folículo dominante inhibe el desarrollo de los folículos más pequeños (Bravo *et al.*, 1990); reportándose una relación inversa entre el diámetro del folículo dominante y el número de folículos pequeños (Adams *et al.*, 1990).

Con respecto al largo de la onda folicular en camélidos sudamericanos (Bravo *et al.*, 1990) determinaron un promedio total de 13.8 días, siendo para la fase de crecimiento 4.8 ± 1.5 días; de maduración 5 ± 1.6 días y para el de regresión 4.0 ± 1.1 días; mientras que Adams *et al.*(1990) determinó un largo total de 20 a 25 días; Aba *et*

al. (2000) estableció el largo de la onda en 22.6 ± 2.5 días; siendo la fase de crecimiento (desde 3 mm a su máximo diámetro) de 9.2 ± 2.8 días; maduración (permanencia alrededor del máximo diámetro) de 5.2 ± 1.4 días y regresión (diámetros decrecientes) de 8.2 ± 2.2 días; las diferencias encontradas se deberían al estado lactacional de los animales empleados (Adams, 2001).

El intervalo entre ondas foliculares, es decir el período entre la emergencia de folículos dominantes sucesivos, en promedio en alpacas es de 15.8 ± 0.6 días (Vaughan, 2001) y en llamas de 18 ± 2.6 días (Chávez *et al.*, 2002), se sugiere que la extensión de estos intervalos varía en relación al diámetro del folículo dominante, es decir, un menor intervalo estaría asociado con el menor diámetro del folículo.

El desarrollo de la onda folicular en alpacas se da de manera alterna en ambos ovarios, esto se comprueba con la presencia del folículo dominante en ambos ovarios en un 85% (Fernández Baca, 1993); detectándose después de la ovulación el cuerpo lúteo, en llamas, en el ovario derecho en 51 % ovario izquierdo en 47 % y en ambos 2% (Bravo *et al.*, 1990; Sumar, 2000).

2.2.8 La ovulación en camélidos

Los camélidos son especies de ovulación inducida por la cópula, su estímulo proporciona el impulso nervioso necesario para desencadenar la secreción hipofisiaria de la hormona luteinizante (LH), responsable de causar la ruptura folicular y la consiguiente liberación del óvulo (Fernández Baca, 1971). Estudios en bovinos señalan que previo al

proceso de ovulación ocurre disociación y descomposición progresiva de diversas capas celulares que rodean el ápice del folículo preovulatorio como resultado de las actividades de enzimas proteolíticas producidas por las células de la granulosa, por fibroblastos circulantes o por ambos en respuesta a LH, progesterona (P4) y prostaglandina (Hafez, 1996); debido a que cuando la ovulación es inminente, se produce un incremento progresivo de las células apoptóticas, en la superficie epitelial del ovario, túnica albugínea y pared apical del folículo (Murdoch, 1995).

La ovulación puede ocurrir 26 a 30 horas después de la cópula (San Martín *et al.*, 1968; Adams *et al.*, 1990) o puede ser inducida artificialmente entre las 24 – 30 horas post inyección de Gonadotropina Coriónica humana (hCG), hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH) y/o LH (Fernández Baca, 1971; Novoa, 1991; Sumar, 1997; Leyva y García, 1999 a; Aller *et al.*, 1999; Huanca, 2001).

La cópula es relativamente larga en los camélidos sudamericanos y con períodos variables (Sumar, 1997). Existen trabajos que refieren que a mayor tiempo de duración de la cópula se obtiene mayor porcentaje de alpacas que ovulan, sin embargo se ha encontrado que en varios casos hembras con más de 20 minutos de apareamiento no llegan a ovular mientras que en otras con 5 minutos si lo hacen (Vivanco *et al.*, 1985).

Existen fallas ovulatorias post cópula, que no han sido totalmente explicadas, señalándose que podría ser atribuida a una sensibilidad disminuida de los folículos a los niveles circulantes de LH debido a las

variaciones en los estadios de maduración folicular (Fernández Baca, 1971; Novoa, 1989).

En bovinos se conoce que el balance energético negativo decrece la secreción pulsátil de LH, afectando el crecimiento folicular y la oportunidad de que se presente ovulación ya que no ocurre el pico preovulatorio de LH (Schillo, 1992).

2.2.9 Inseminación artificial en camélidos

La inseminación artificial (IA) es una técnica reproductiva, utilizada en diversas especies domésticas, por la cual el semen previamente procesado es depositado por el hombre en el aparato reproductor de la hembra en el momento oportuno. La inseminación artificial en camélidos es una técnica que comprende en el macho: la recolección, procesamiento y conservación del semen y en la hembra: la inducción de ovulación y la inseminación propiamente dicha (Perez, 1997). Además permite el uso del material genético de los machos cuyas características zootécnicas son superiores a la mayoría de los animales de su especie (Galina *et al.*, 1986). Los pasos para la inseminación propiamente dicha son: identificar a las hembras, inducción de la ovulación, determinar el tiempo óptimo para la inseminación y el procedimiento de inseminación (Bravo, 2003).

2.2.10 Costos

Es el desembolso o gasto en dinero que se hace en la adquisición de los insumos empleado para producir bienes y servicios, este gasto está directamente relacionado con la estructura de producción. Se tiene que

diferenciar entre: costo contable, costo económico. La perspectiva contable de los costos hace hincapié en los gastos erogados, los costos históricos, la depreciación y otros asientos contable. La definición que plantea el economista (quien de forma evidente, parte del concepto fundamental del costo de oportunidad) es que el costo de un factor de la producción, está determinado por la magnitud del precio necesario para mantener el recurso dentro de su uso actual. Por otra parte el costo económico de utilizar un factor es lo que se pagaría por ese factor en su siguiente mejor uso. Una forma de diferenciar entre estos dos planteamientos consiste en analizar cómo se definen los costos de diversos factores (trabajo, capital o servicio) en cada sistema (Anthony, 1998; Cotacallapa, 1999 y Nicholson, 2007).

Costo de producción pecuaria.

El cálculo de los costos pecuarios se efectúa en base a los mismos principios y elementos de los costos industriales, con la diferencia que en la ganadería se producen seres vivientes, para su mantenimiento originan gastos en forma diaria haciendo que sus costos sigan aumentando hasta el momento de su muerte o venta. Es decir, que sean retirados definitivamente de la empresa; mientras que en la industria se producen bienes que una vez terminados se almacenan y no se incrementan sus costos, salvo con los gastos de almacenamiento y ventas (Anthony, 1998; Caye, 1991 y Díaz, 1982).

En un estudio realizado por Mamani y Cotacallapa (2012) determinaron costos de producción en dos estratos estrato A conformado

por 58 alpacas y estrato B conformado por 103 alpacas, el costo de producción en estrato A fue, S/. 4502.62, costo unitario S/. 75.04, en el estrato B fue, S/. 7113.48, costo unitario S/. 65.87. El ingreso en el estrato A fue S/. 3355.32 con ingreso unitario de S/. 55.92. En estrato B el ingreso total fue S/. 5432.18 con ingreso unitario de S/. 50.30. La rentabilidad fue -25.48 y -23.64 % en el estrato A y B respectivamente. En simulaciones hasta 35 % de incremento de ingreso total, recién la rentabilidad son positivos (para A: 0.60 y B: 3.09 %), y se encuentra en punto de Equilibrio.

Costo fijo.

Los costos fijos son aquellos que no varían al variar la cantidad producida; es decir, que son constantes e independientes del nivel de producción de la empresa como ejemplo, los sueldos de gerencia, algún tipo de depreciación de máquinas (el que no depende si se usa o no cierta maquina). El alquiler de local (Andrade, 1990; Castrillon, 2007 y Quispe, 2000).

En el corto plazo algunos costos son fijos y otros son variables; sin embargo, en el largo plazo todos los costos son variables (Cotacallapa, 1999 y Nicholson, 2007).

Costo variable

Los costos variables son los que aumentan o disminuyen proporcionalmente a medida que varía la producción (Andrade, 1990).

Los costos variables son los gastos que varían con los cambios en la producción a mayor producto mayor costo. Es decir, son función del producto o cantidad producida. Solo se incurre en ellos cuando la producción se lleva a cabo (Cotacallapa, 1999). El costo variable a corto plazo es aquel que se refiere a los factores que la empresa puede variar para cambiar el nivel de su producción (Nicholson, 2007).

Costo total

El costo total es la suma de los costos fijos y costos variables, estos costos tienen interés para la empresa en la determinación de los ingresos netos de la misma forma en un periodo de producción determinado, para obtener el ingreso neto, los costos totales se substraen de los ingresos totales; sin embargo, este tipo de análisis es de poca ayuda en la toma de decisiones de la empresa y no indica la cantidad óptima de recurso que puede aplicarse a los factores fijos, son los costos unitarios los que realmente ayudan al empresario en el proceso de toma de decisiones (Guerra, 1992 y Quispe, 2000).

Costo marginal

Se define como el aumento en el costo total necesario para incrementar el producto en una unidad, podría además definirse como el aumento en el costo variable al obtener una unidad mas de producción, esto se debe a que al incrementar la producción se aumenta los costos variables y los costos totales (Bishop y Toussaint, 1994; Fontaine, 1981).

2.2.11 Costo de inseminación artificial

Con la herramienta de “inseminación artificial”, se considera como preñez promedio sin repaso un 70 %. La única inversión necesaria es el termo, que se amortiza anualmente estimándole una vida útil de 10 años. En este caso, se consume nitrógeno 1 carga completa más 2 recargas, equivalentes al 50 % de la capacidad del termo. La cantidad a utilizar de semen, es 1 dosis por vaca más un 20 % como plus.

El inseminador por toda la tarea, cobra 2 sueldos de peón general con cargas sociales. Los otros insumos se detallan en el cuadro.

Se calcula el costo por vaca en servicio y el costo por vaca preñada, este último en relación al % de preñez.

Cuadro 3. Costo de la inseminación artificial (base 100 vacas)

CANTIDAD	MATERIALES	PRECIO	TOTAL
100	Caravanas	0,30	30,00
120	Guantes descartable	0,20	24,00
120	Pipeta para pastilla	0,19	22,80
2	Jeringa de 3 mL	1,00	2,00
2	Intermediarios de goma	1,50	3,00
120	Tubos de dilución	0,13	15,60
120	Dosis de diluyente	0,35	42,00
1	Amortización del termo	270,00	270,00
1	Carga de nitrógeno	45,90	45,90
2	Recarga de nitrógeno	22,95	45,90
120	Dosis de semen	7,00	840,00
2	Mano de obra inseminador	500,00	1000,00
COSTO TOTAL			2341,20

Con la “inseminación artificial” (IA), el costo por vaca en servicio es de 23,41 \$/cab y por vaca preñada es de 33,45\$/cab. (Robson *et al.*, 2004).

CAPÍTULO III

METODOLOGÍA

3.1 ÁMBITO DE ESTUDIO

El trabajo de investigación se realizó en el centro de mejoramiento genético de alpacas Queracucho de la comunidad de Queracucho del distrito de Macusani– provincia de Carabaya– región Puno, zona agroecológica puna húmeda a una altitud de 4,660 m.s.n.m. Latitud 14° 04' 07" Sur, Longitud 70° 25' 51" Oeste. Según INEI (2014).

3.2 MATERIAL DE ESTUDIO

3.2.1 Material biológico

- Se utilizaron como donadores de semen a 10 alpacas reproductores machos entre 3 a 8 años de edad.
- Se utilizaron 10 alpacas hembras receptivas al macho, para colectar semen sin importar la calidad genética, que después del empadre se realizó la aspiración seminal post cópula.

- Se utilizaron para inseminar 60 hembras de la raza Huacaya entre 2 a 8 años de edad con buena condición corporal, peso promedio de 49 kilogramos.

3.2.2 Distribución de tratamientos

Se evaluaron dos factores, Factor 1: Estado de semen, considerando para ello semen fresco y semen refrigerado y el Factor 2: Dilutor, considerándose para ello dilutor Triladyl y dilutor AndroMed, realizando 15 inseminaciones para cada interacción en total 60, tal como se muestra en el cuadro a continuación.

Cuadro 4. Distribución de los animales según estado de semen y dilutor.

ESTADO DE SEMEN (F1)	FRESCO		REFRIGERADO	
	TRILADYL	ANDROMED	TRILADYL	ANDROMED
n= Alpacas	15	15	15	15

Donde:

Factor 1: Estado de semen

Nivel 1: Inseminación con semen fresco.

Nivel 2: Inseminación con semen refrigerado.

Factor 2: Dilutor

Nivel 1: Tratamiento con dilutor Triladyl

Nivel 2: Tratamiento con dilutor AndroMed

3.2.3 Materiales de laboratorio

Se utilizaron los siguientes materiales:

- Tubos Falcón de 15 y 50 mL
- Jeringas desechables de 1, 5, 10 mL
- Eppendorf de 2 mL
- Tips de 100 y 1000 μ L
- Pipetas pasteur
- Lámina portaobjeto
- Cubreobjeto
- Huevo de codorniz
- Alcohol 70%
- Cámara hemocitométrica de Neubauer
- Hemocitómetro
- Papel toalla
- Guantes
- Gel
- Jabón líquido
- Agua ultrapura para dilución
- Agua bidestilada
- Proctoscopio
- Fuente de luz
- Pipeta de inseminación
- Funda para pipeta de inseminación
- Gel refrigerante

3.2.4 Equipos de laboratorio

- Microscopio
- Patina térmica
- Baño María
- Refrigerador
- Ecógrafo
- Termómetro digital
- Peachímetro digital
- Pipeta automática
- Pipeta de 100 y 1000 μL
- Balanza digital de rieles

3.2.5 Materiales de campo

- Soga
- Aretes
- Pintura Spray
- Cuaderno y fichas de registro.
- Cámara fotográfica

3.2.6 Fármacos y reactivos

- Hormonas: GnRH.
- Dilutores: Triladyl y AndroMed
- Colorante Eosina 5% y Nigrosina 10%

3.3 METODOLOGÍA DEL ESTUDIO

3.3.1 Para determinar las características macroscópicas y microscópicas del semen de alpacas.

➤ Selección de alpacas reproductores machos y hembras para colección de semen.

- Se seleccionó como donadores de semen a 10 alpacas reproductores machos entre 3 a 8 años de edad, con peso promedio de 63.80 kilogramos, condición corporal de 3.8 y previa evaluación de órganos reproductivos.

- Se seleccionó 10 alpacas hembras receptoras al macho, para coleccionar semen sin importar la calidad genética, libre de enfermedades infecciosas, se realizó un día antes de la colección, y el día de colección, después del empadre se realizó la colección seminal post cópula.

➤ Preparación de diluyente.

- Se realizó el cálculo de partes para la preparación de los diluyentes, según la indicación de los dilutores comerciales.

- Preparación de dilutor Triladyl, la composición final de este diluyente fue de un 20%, es decir, tres partes de agua ultra pura, una parte de diluyente y una parte de yema de huevo. Se preparó y se mezcló el diluyente en un tubo Falcón de 50 mL, primero agregando 30 mL de agua ultra pura y 10 mL de Triladyl. Esta solución es estable y puede guardarse en refrigeración a 5°C. Antes de utilizar para la dilución, se agregó

a la solución madre 10 mL de yema de huevo, haciendo un volumen total de mezcla de 50 mL, para obtener la yema de huevo se abrió los huevos de codorniz y se separó totalmente la clara pasando repetidamente la yema de un cascaron a otro, teniendo cuidado de no romper la membrana, luego se colocó la yema en un papel filtro estéril y haciendo rodar cuidadosamente hasta despegar todos los restos de clara, posteriormente se abrió con cuidado la membrana utilizando una aguja y se absorbió la yema con una jeringa estéril y se homogenizó con la solución madre, evitando en lo posible la formación de espuma. Y luego se colocó el diluyente en baño maría a 37°C para permitir que se tempere y esté igual a la temperatura del semen.

Preparación de dilutor AndroMed, la composición final de este diluyente también fue de un 20%, es decir, cuatro partes de agua ultra pura y una parte de diluyente AndroMed. Se preparó y se mezcló el diluyente en un tubo Falcón de 50 mL, primero agregando 40 mL de agua ultra pura y luego 10mL de AndroMed, haciendo un volumen total de mezcla de 50 mL y se homogenizó. Y luego se colocó el diluyente en baño maría a 37°C para permitir que se tempere y esté igual a la temperatura del semen.

➤ **Colección de semen de alpaca.**

- Higienización y desinfección del órgano copulatorio del macho y la vulva de la alpaca hembra, utilizando agua bidestilada para lavado, Alcohol al 70% para desinfección y papel toalla para secado.
- Empadre controlado individual, supervisado durante el tiempo de cópula, inmediatamente terminado la cópula se hizo la sujeción de la alpaca hembra y se retiró al macho, evitando estrés.
- La colección de semen se realizó por el método de aspiración vaginal post cópula, la muestra de semen fue obtenida en un tubo Falcón, introduciendo un proctoscopio por la vulva previamente desinfectada, recuperándose semen con fluido vaginal a través del proctoscopio desde el fondo de la vagina e incluso podría fluir desde el útero y esto es recuperada después de la cópula en un tubo Falcón ya que solo una pequeña cantidad de semen es eyaculada al momento de llevar el pene de un cuerno al otro, la utilización de este tipo de semen para evaluar la fertilidad del macho es muy cuestionada (Bravo, *et al.*, 2002; Neely y Bravo, 1995).
- El semen colectado fue llevado de inmediato al laboratorio de semen para su respectiva evaluación.

➤ **Evaluación macroscópica y microscópica del semen de alpaca**

- El semen colectado se conservó a 37 °C en baño maría entre su colección y la evaluación. La evaluación del semen se llevó a cabo inmediatamente después de su colección.
- Se realizó la evaluación de las características macroscópicas del semen como: Volumen, pH y Color.

Volumen

El volumen del eyaculado se determinó comparando con la escala del tubo colector.

Color

El color se determinó según la clasificación, como blanco cristalino, blanco lechoso, rojizo claro y rojizo oscuro.

pH

Se determinó el pH utilizando un medidor de pH digital.

- Se realizó la evaluación de las características microscópicas del semen como: Motilidad, Vitalidad, Anormales y Concentración espermática.

Motilidad

Para la determinación de la motilidad espermática se utilizó: portaobjetos, cubreobjetos y el microscopio, de la siguiente manera:

- Portaobjetos y cubreobjetos fueron calentados en la placa térmica a una temperatura de 37°C.
- Para la evaluación de la motilidad se colocó 10 µL de semen en una lámina portaobjetos precalentada, cubriéndola con una lámina cubreobjetos.
- La muestra fue colocada en el microscopio para su evaluación a 100x, luego se observó en diez campos por muestra, extensamente espaciados para proporcionarle una estimación del porcentaje de motilidad de espermatozoides con movimiento lineal progresivo.
- Inmediatamente y fijando la vista en un sector determinado del campo de observación del microscopio, se contó 10 espermatozoides entre vivos y muertos al azar por 10 veces.
- Para la evaluación de la motilidad se utilizó la siguiente formula:

$$\text{Motilidad} = \frac{\text{Espermatozoides móviles}}{\text{Total de espermatozoides}} \times 100$$

Fuente: (Enciso, 2009).

Vitalidad

Para la determinación de espermatozoides vivos y muertos se utilizó la tinción de Eosina – Nigrosina; usando un portaobjeto temperado a 37°C, para luego llevarlo al microscopio; el proceso fue lo siguiente:

- Se mezcló una gota de semen con Eosina al 5% y Nigrosina al 10%, posteriormente se realizó el frotis y se esperó el secado.
- Luego se realizó la lectura a 40x, en diez campos por muestra, contando 100 células espermáticas entre vivos y muertos determinándose en porcentaje.
- Para diferenciar los vivos de los muertos con la coloración de la Eosina - Nigrosina, se tomaron en cuenta los resultados obtenidos por diferentes autores, los que señalan que los espermatozoides muertos a diferencia de los vivos se tiñen con la Eosina (color rojo) en especial sus cabezas (por permeabilidad celular), mientras que los vivos permanecen incoloros según se aprecia contra el fondo oscuro de Nigrosina. (Falcón, 1972; Derivaux, 1982).
- La determinación dada en porcentaje se estimó con la siguiente fórmula:

$$\%EV = \frac{N^{\circ} EV}{N^{\circ} \text{Esperm. Contados (Vivos + Muertos)}} \times 100\%$$

Anormales

Para su determinación, se utilizó los frotis hechos para el porcentaje de vitalidad, prosiguiendo de la siguiente manera:

- Se contaron los espermatozoides encontrados en los campos microscópicos del frotis; enumerando las formas anormales entre primarias y secundarias encontradas.
- La determinación dada en porcentaje, se estimó con la siguiente fórmula según (Mendoza, 2001)

$$\% \text{ ANORM} = \frac{\text{N}^\circ \text{ esp Anormal}}{\text{N}^\circ \text{ Esperm. Contados}} \times 100\%$$

Concentración espermática

La concentración espermática se determinó en la cámara de Neubauer con una dilución de 1:10; se siguió la técnica descrita por Derivaux (1982), de la siguiente manera:

- Para la concentración se realizó la dilución en un Eppendorf de 2 mL, agregando 100 uL de agua destilada fría (debido a que es capaz de matar o fijar a los espermatozoides) y inmediatamente se aspiró 10uL de semen con una micropipeta y se agregó.
- Luego se homogenizó la mezcla entre los dedos medio y pulgar por un tiempo de dos minutos aproximadamente.

- Se aspiró la mezcla con una micropipeta y se dejó caer una gota a la cámara de Neubauer para que se distribuya por capilaridad entre la cámara y el cubreobjetos.
- Se esperó cinco minutos para el recuento, considerando que la cámara está compuesta de una cuadrícula que delimita un grupo de 25 cuadrados grandes y cada uno de los cuales se encuentra dividido a su vez en otros 16 cuadrículas pequeñas, se contó las cabezas de los espermatozoides contenidos dentro de la doble rejilla superior y derecha, no se contaron las cabezas que se encontraron en la doble raya de la izquierda e inferior, es decir se contaron 5 cuadrantes (cuatro extremos y uno al centro de los 25 cuadrados grandes). Se procedió a sumar el total de espermatozoides encontrados.
- Este se multiplicó por el factor 500 obteniéndose como resultado el número de espermatozoides por mm^3 .
- Se volvió a multiplicar por 1000 y se obtuvo la concentración en cm^3 o mL.

$$C = \text{NEC5C} \times 500 \times 1000 \text{ mL}$$

Donde:

NEC5C = Número de espermatozoides contados en 5 campos

500 y 1000 = Son constantes

➤ **Preparación y dilución de suspensión de espermatozoides para inseminación artificial.**

- Para la preparación y dilución del semen recolectado en el tubo Falcón graduado, fue dividido el semen en dos partes completamente iguales para partir en las mismas condiciones, una parte se procesó con el diluyente Triladyl y a la otra parte con el diluyente AndroMed.

- La dilución del semen se realizó 1:1 (1 semen y 1dilutor) a 37°C, se utilizaron dos dilutores: Triladyl y AndroMed.

- Luego se designó y se conservó para realizar la inseminación con semen fresco y semen refrigerado por 6 horas a 5°C.

3.3.2 Para determinar la tasa de fertilidad a la inseminación artificial.

➤ **Selección de alpacas para inseminación artificial.**

- Se seleccionó animales para el experimento, tomando en cuenta su historial reproductivo, raza huacaya entre 2 a 8 años de edad con peso promedio de 49 kilogramos, condición corporal de 3.2, y libre de enfermedades infecciosas, se realizó un mes antes de la ejecución del proyecto de investigación.

➤ **Ecografía e inducción de ovulación para inseminación artificial.**

- Se procedió a sujetar la alpaca para realizar la limpieza rectal, extrayendo el contenido fecal con la mano enguantada y debidamente lubricada.

- Se realizó la ecografía a las alpacas para determinar el tamaño folicular, para la visualización de folículo preovulatorio y posterior aplicación de 100 μ g de GnRH, 28 h antes de la inseminación, ese día fue considerado como el día 1.
- Para la inducción artificial de la ovulación se aplicó 100 μ g de GnRH a las alpacas hembras que presentaban folículos preovulatorios ≥ 7 mm.
- **Inseminación artificial de alpacas.**
- Se realizó la sujeción, higienización y desinfección la vulva de las alpacas hembras a inseminar, utilizando agua bidestilada para lavado, Alcohol al 70% para desinfección y papel toalla para secado.
- Para inseminar con semen fresco, se procedió a cargar en la pipeta de inseminación el semen de alpaca diluido, que estuvo a 37 °C en baño maria, para inseminar según el tratamiento.
- Para inseminar con semen refrigerado por 6 horas a 5 °C, se procedió a temperar hasta llegar a 37 °C en baño maria y luego se cargó en la pipeta de inseminación para inseminar según el tratamiento.
- Para la inseminación propiamente dicha se procedió a introducir la pipeta de inseminación con el semen cargado, transcervicalmente hasta llegar a la parte distal del cuerno uterino ipsilateral al folículo preovulatorio y fue depositado el semen, ese día fue considerado como el día 2.

- Las alpacas inseminadas fueron manejadas en un potrero exclusivo hasta su diagnóstico de preñez.
- **Diagnóstico de preñez de las hembras.**
- Se procedió a sujetar la alpaca para realizar la limpieza rectal, extrayendo el contenido fecal con la mano enguantada y debidamente lubricada.
- El diagnóstico de preñez se realizó a los 21 post inseminación mediante ecografía, donde se observó la presencia de la vesícula embrionaria dentro del útero.

3.3.3 Para determinar los costos de inseminación artificial en alpacas.

- Para determinar los costos de la inseminación artificial se tomaron los conceptos de costos fijos y los costos variables que se ocasionaron durante el trabajo.
- Para determinar los costos se tomaron precios de mercado, a fin de que el costo refleje un costo económico, siendo la unidad monetaria el Nuevo Sol y se aplicaron las siguientes fórmulas.

Costo Total (CT)

$$CT=CF+CV$$

Donde:

CT=Costo total

CF=Costo fijo

CV=Costo variable

Costo Marginal de Servicio (CMS)

$$\text{CMS} = \frac{\text{CT}}{\text{TAI}}$$

Donde:

CMS=Costo marginal de servicio

CT=Costo total

TAI=Total alpacas inseminadas

3.4 DISEÑO EXPERIMENTAL**3.4.1 Diseño estadístico para características del semen.**

Las variables de características macroscópicas y microscópicas de semen de alpacas se muestran en el cuadro 5 y 6, donde contiene estadísticos descriptivos como medidas de tendencia central (promedio) y de dispersión (desviación estándar, valores extremos: mínimo y máximo).

Los datos de motilidad espermática se analizaron en un diseño completamente al azar con arreglo factorial de 2 x 2 con efecto de interacción, cuyo modelo aditivo lineal es el siguiente:

$$Y_{ijk} = \mu \dots + T_i + D_j + TD_{ij} + e_{ijk}$$

Donde:

Y_{ijk} = Es la variable respuesta (motilidad espermática).

$\mu \dots$ = Es la media general.

T_i = Es el efecto del factor Tipo de semen (Fresco y Refrigerado).

D_j = Es el efecto del factor Dilutor (Triladyl y Andromed)

TD_{ij} = Es el efecto de la interacción Tipo de semen con Dilutor.

e_{ijk} = Es el error experimental.

Para la comparación de medias se utilizó la prueba de Duncan con un nivel de significancia del 5%.

Los datos fueron procesados con el programa estadístico SAS versión 9.4.

3.4.2 Prueba estadística para tasa de fertilidad.

Para determinar la tasa de fertilidad con inseminación artificial en las alpacas se utilizó la siguiente fórmula.

$$TF = \frac{n}{N} \times 100$$

Donde:

TF = Tasa de fertilidad

n= Número de alpacas preñadas.

N = Número de alpacas inseminadas.

La variable de respuesta tasa de fertilidad se analizó mediante la prueba de independencia de Chi Cuadrado cuya fórmula es la siguiente:

$$X^2 = \sum \sum (o_i - e_i)^2 / e_i$$

Donde:

X^2 = Es la chi cuadrada calculada

o_i = Es la frecuencia observada en la i-ésima fila, j-ésima columna

e_i = Es la frecuencia esperada en la i-ésima fila, j-ésima columna

3.4.3 Para determinación de costo de inseminación artificial.

Para determinación de costo de inseminación artificial en las alpacas se utilizó las siguientes fórmulas:

$$CT=CF+CV$$

Donde:

CT=Costo total

CF=Costo fijo

CV=Costo variable

CT

$$CMS = \frac{CT}{TAI}$$

TAI

Donde:

CMS=Costo marginal de servicio

CT=Costo total

TAI=Total alpacas inseminadas

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 CARACTERÍSTICAS MACROSCÓPICAS Y MICROSCÓPICAS DEL SEMEN DE ALPACA.

Cuadro 5. Características macroscópicas del semen de alpacas

Variable	n	Promedio \pm DS	Valores extremos	
			Mínimo	Máximo
Volumen (mL)	10	3.73 \pm 2.06	1.00	7.60
pH	10	7.79 \pm 0.42	7.30	8.50
Color, %	10	Rojo claro	Blanco lechoso	
		90	10	

El cuadro 5, muestra los estadísticos descriptivos de la evaluación macroscópica del semen de 10 alpacas machos. El promedio del volumen del semen por el método de colecta por aspiración vaginal post-cópula fue de

3.73 ± 2.06 mL habiendo colectas mínimas de 1 mL y máximas hasta de 7.6 mL, con un pH de 7.79 ± 0.42, el color fue rojo claro en un 90 % y blanco lechoso en un 10 %.

Volumen

Los resultados obtenidos de volumen de semen: 3.73 ± 2.06 mL, son similares a lo que reportaron Alarcon *et al.* (2012) un volumen de 3.6 mL por método de aspiración vaginal. Sin embargo, el volumen de semen varía según el método de colección, con vagina artificial el volumen de semen varía de 0.5 a 4.5 mL reportado por Cárdenas *et al.* (1987) de 1.4 a 2.09 por Huanca y Gaulty (2001) y Alarcon *et al.* (2012), reportaron 1.5 mL. Así mismo, por el método de electroeyaculación el volumen de semen reportado por Cárdenas *et al.* (1987) fue de 0.5 a 2 mL.

pH

Los resultados obtenidos de pH: 7.79 ± 0.42, son similares al reporte de Paricahua (2001) que fue de 7.88, estando dentro del rango 7.2 a 8.6 según Bravo *et al.* (1997a).

Color

Particularmente el color de semen colectado fue de color rojo claro en un 90 %, similar a los resultados de 80 % del mismo color, encontrados por Alarcon *et al.* (2012), esto podría ser debido a que en el momento de copular el macho causa lesiones a nivel de los cuernos uterinos, por tanto el semen que puede fluir desde el útero tendría un color rojo sanguinolento.

Cuadro 6. Características microscópicas del semen de alpacas

Variable	n	Porcentaje, %	Desviación Estándar	Valores extremos	
				Mínimo	Máximo
Motilidad	10	57.00	11.60	40.00	70.00
Espermatozoides vivos	10	75.00	7.88	61.00	87.50
Anormalidades	10	7.00	2.27	3.50	10.50
Concentración Espe x 10 ⁶ /mL	10	20.38	8.58	11.30	37.00

El cuadro 6, muestra los estadísticos descriptivos de la evaluación microscópica del semen de 10 alpacas machos. El porcentaje de motilidad fue 57 %, espermatozoides vivos 75 % y anormalidades 7 % y el promedio de la concentración espermática fue de 20.38 millones/mL.

Motilidad

Los resultados obtenidos de motilidad: 57 %, son inferiores a lo reportado por Alarcon *et al.* (2012) que obtuvieron motilidad 73.4 y 69 %, por aspiración vaginal y con vagina artificial respectivamente. Así mismo, Chahuayo y Huaman (2013) en un estudio de espermatozoides epididimarios refrigerados de alpacas llegaron a 64 % de motilidad. Sin embargo, en estudios de congelación de semen, al pos descongelamiento obtuvieron un 10 % de motilidad (McEvoy *et al.*, 1992) y 20 % de motilidad (Santiani *et al.*, 2005).

Espermatozoides vivos

Los resultados de espermatozoides vivos: 75 % son similares a lo reportado por Alarcon *et al.* (2012) que obtuvieron 75.3 % por aspiración vaginal y 70.8 % con vagina artificial. Además Quispe (1987) menciona que en una motilidad buena se tiene más de 60 % de espermatozoides vivos, motilidad regular cuando los espermatozoides vivos están entre 40 a 60 % y motilidad baja cuando el porcentaje de espermatozoides vivos es menor a 40 %.

Anormalidades

El porcentaje de anomalías en el estudio realizado de 7 %, es bastante aceptable y diferente a los resultados encontrados en los primeros estudios de espermatozoides de alpaca hecho por Mogrovejo (1952) quien reportó un 41.23 % de formas anormales. Las anomalías morfológicas de los espermatozoides tienen mayor relación con la fertilidad en el ganado. (Hafez, 2000). Los resultados obtenidos de espermatozoides vivos y anomalías nos indican que no tendríamos problemas para fertilizar al realizar la inseminación artificial.

Concentración espermática

Los resultados obtenidos de concentración espermática: 20.38 millones/mL, son inferiores a lo reportado por Alarcon *et al.* (2012) que obtuvieron una concentración espermática de 75.2 y 80.3 millones/mL, por aspiración vaginal y con vagina artificial respectivamente, en otro estudio, Chahuayo y Huaman (2013) reportaron 77.09 millones/mL de espermatozoides epididimarios de alpacas, esto podría deberse al método de obtención de espermatozoides y a la diferencia que existe entre animales.

4.2 MOTILIDAD ESPERMÁTICA SEGÚN ESTADO DE SEMEN Y DILUTOR EN ALPACAS.

Cuadro 7. Motilidad espermática, según estado de semen y dilutor

Estadístico	Fresco ^a		Refrigerado ^b	
	Triladyl ^a	Andromed ^a	Triladyl ^a	Andromed ^a
Porcentaje, %	59.5	59	45.5	47.5
Desviación estándar, %	10.12	9.94	5.5	7.17
Coefficiente de variabilidad, %	17.02	16.85	12.09	15.09

^{a,b} Letras diferentes en la misma fila indican diferencia significativa ($p \leq 0.01$), Prueba de Duncan.

En el cuadro 7, se observa el porcentaje de motilidad espermática según estado de semen y dilutor; siendo la motilidad promedio del semen fresco utilizando Triladyl de 59.5 % y con Andromed 59 %; en tanto que la motilidad del semen refrigerado utilizando el dilutor Triladyl fue de 45.5 % y con Andromed 47.5 %. Al análisis estadístico se observa diferencia significativa por efecto estado de semen ($p \leq 0.01$) observándose la mayor motilidad en semen fresco; sin embargo el efecto dilutor no tuvo efecto significativo sobre la motilidad espermática ($p > 0.05$). Además la interacción entre el estado de semen y el dilutor no fue significativo ($p > 0.05$).

Estos resultados de motilidad espermática de semen fresco se aproximan a los reportados por Perez (1997) y Quintano (2002) que fue en promedio 64 % y mas no al reportado por Alarcon *et al.* (2012) que obtuvieron motilidad 73.4 % por aspiración vaginal y 69 % con vagina artificial, en ese estudio el semen fue diluido en Tris tamponado, las diferencias posiblemente sean por el tipo de dilutor y la diferencia que existe entre animales.

Los resultados de motilidad de semen refrigerado son inferiores a lo reportado por Chahuayo y Huaman (2013) que fue 64 % de motilidad en promedio; 71 % de motilidad con dilutor Andromed hasta 4 horas y a las 8 horas, reportan que es superior con dilutor Tris con 66 % de motilidad, ambos con espermatozoides epididimarios refrigerados de alpacas, por otra parte Santiani *et al.* (2005) reportarán 20 % de motilidad pos descongelamiento, las diferencias puede deberse a la exposición del semen a temperaturas inferiores, que afectaría disminuyendo la motilidad espermática, como también debido a otro método de obtención y la diferencia que existe entre animales.

4.3 FERTILIDAD A LA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL CON SEMEN FRESCO Y REFRIGERADO POR EFECTO DE DOS DILUTORES EN ALPACAS.

Cuadro 8. Porcentaje de fertilidad en dos estados de semen, utilizando dos dilutores comerciales

Estadístico	Fresco		Refrigerado	
	Triladyl	Andromed	Triladyl	Andromed
Proporción	8/15	8/15	7/15	6/15
Porcentaje, %	53.33 ^a	53.33 ^a	46.67 ^a	40.00 ^a

^a Letras similares en la misma fila dentro de cada estado del semen no indican diferencia estadística significativa ($p > 0.05$), prueba Chi-cuadrado para porcentaje.

El cuadro 8, muestra el porcentaje de fertilidad de las alpacas inseminadas con semen fresco y refrigerado utilizando dos dilutores comerciales, el diagnóstico de fertilidad se ha realizado a los 21 días post inseminación mediante ultrasonografía; los resultados muestran una similitud de fertilidad con semen fresco utilizando Triladyl y Andromed con 53.33 %, al análisis estadístico con la prueba de Chi-cuadrado, indica que no hay asociación estadística entre el porcentaje de fertilidad y el tipo de dilutor a utilizarse con semen fresco ($p>0.05$). Los porcentajes de fertilidad utilizando Triladyl y Andromed en semen refrigerado fueron 46.67 % y 40 %, respectivamente.

Al análisis estadístico indica que no hay una asociación estadística entre la fertilidad y el tipo de dilutor ($p>0.05$).

Fertilidad con semen fresco

Los resultados obtenidos de fertilidad: 53.33 %, con semen fresco utilizando Triladyl y Andromed son similares, superando lo reportado por Apaza *et al.* (1999) que encontraron 37.7 % y los mismos investigadores Apaza *et al.* (2001) obtuvieron una tasa de preñez del 51 % con semen fresco diluido con una solución de BSA + Glucosa e induciendo la ovulación con un análogo de GnRH, entre 24 a 26 horas antes de la Inseminación. Sin embargo, según el reporte de Bravo (1995) logró una tasa de preñez de 55 % y asimismo Alarcon *et al.* (2012) reportaron una tasa de preñez de 55% con semen colectado por aspiración vaginal y de 48 % con semen de la vagina artificial, las cuales superan ligeramente a nuestros resultados.

Fertilidad con semen refrigerado

Los resultados obtenidos de fertilidad: 46.67 % y 40 % con semen refrigerado, utilizando Triladyl y Andromed, respectivamente. Este porcentaje de menor fertilidad con semen refrigerado con ambos dilutores puede deberse al tiempo de refrigeración. Sin embargo, supera lo obtenido por Cárdenas (2002) que fue de 26 % de fertilidad, inseminando entre 24 a 30 horas post inducción de ovulación con GnRH y por otro lado Bravo *et al.* (1997a) por el método de laparoscopia reportan 67 % de preñez, similar al reporte de Pacheco (1996). Además, Bravo *et al.* (2013) indican que las tasas de fertilidad varían de 3 a 67 %, la inseminación artificial podría utilizarse para mejorar la calidad genética de las alpacas.

4.4 COSTO ECONÓMICO DE INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN ALPACAS.

Cuadro 9. Costos para inseminación artificial en alpacas

Descripción	Costo s/.
Costo fijo	700
Costo variable	1634
Costo total	2334

Costo marginal de servicio de inseminación artificial

Descripción	nº	Costo s/.
Alpacas inseminadas	60	38.90

En el cuadro 9, Los costos totales alcanzan a S/. 2334, esta es la suma del costo fijo más el costo variable, importante en la determinación de los ingresos netos en un periodo de producción determinado (Quispe 2000). Consecuentemente el costos marginal de servicio de inseminación artificial por alpaca fue S/. 38.90, inseminando con semen fresco y refrigerado, utilizando dos dilutores comerciales, la cual podría ser accesible para el productor alpaquero que trabaja con mayor énfasis el mejoramiento genético. Los costos unitarios ayudan al empresario en el proceso de toma de decisiones (Guerra, 1992 y Quispe, 2000) Sin embargo en otra especie reportaron un mayor costo de inseminación artificial (IA), por vaca de 23,41 \$/cab y por vaca preñada de 33,45 \$/cab. (Robson *et al.*, 2004).

Así mismo analizando el estudio realizado por Mamani y Cotacallapa (2012) del costo unitario de producción en estrato A con 58 alpacas determinaron, C.U. de S/. 75.04 y en el estrato B con 103 alpacas, C.U. de S/. 65.87, siendo así, los costos obtenidos de inseminación artificial serían incrementados sobre los costos de producción, por consiguiente resultaría tener un menor ingreso y una rentabilidad negativa. Pero haciendo simulaciones hasta 35 % de incremento de ingreso total, recién la rentabilidad es positivo (para A: 0.60 y B: 3.09 %), y se encuentra en punto de Equilibrio. Por tanto la inseminación artificial sería aplicable en rebaños que tienen buena calidad y cantidad de alpacas para generar utilidad.

CONCLUSIONES

- A la evaluación macroscópica y microscópica del semen de alpacas se obtuvo un volumen de 3.73, con un PH de 7.79, de color rojo claro en un 90% y blanco lechoso en un 10%, motilidad 57 %, vitalidad 75 %, anomalías 7% y concentración espermática 20.38 millones/mL. Se concluye también que a la evaluación de motilidad según estado de semen existe diferencia significativa ($p \leq 0.01$) y según dilutor no existe diferencia significativa ($p > 0.05$).
- El porcentaje de fertilidad de las alpacas inseminadas, muestran una similitud de fertilidad con semen fresco utilizando Triladyl y Andromed de 53.33% y los porcentajes de fertilidad utilizando Triladyl y Andromed en semen refrigerado fueron 46.67% y 40.00%, respectivamente. Se logra mejor tasa de fertilidad con semen fresco diluido.
- El costo marginal de servicio de inseminación artificial por alpaca fue S/. 38.90. El costo de inseminación artificial es accesible para el productor alpaquero que trabaja con mayor énfasis el mejoramiento genético.

RECOMENDACIONES

- Seleccionar según su historial reproductivo a las alpacas hembras para inseminación artificial, poniendo énfasis la sanidad reproductiva y el estado nutricional, para superar la tasa de fertilidad.
- Seleccionar por características fenotípicas deseables y por prueba de fertilidad con espermiograma, a las alpacas reproductores machos donadores de semen, para garantizar cantidad y calidad de semen.
- Realizar la implementación y equipamiento necesario para la inseminación artificial, para reducir el costo de servicio por inseminación.
- Realizar inseminación artificial en rebaños élites que trabajan con énfasis el mejoramiento genético.

BIBLIOGRAFÍA

- Aba, M., Kindahl, H., Forsberg, M., Quiroga, M., y Auza, N. (2000). Levels of progesterone and changes in prostaglandin F release during luteolysis and early pregnancy in llamas and the effect of treatment with flunixinmeoglumine. *Animal Reproduction Science*, 59, 87-97.
- Adams, G., Sumar, J., y Ginter, O. (1990). Effects of lactational and reproductive status on ovarian follicular waves in llamas (*Lama glama*). *J Reprod Fertil*, 90, 535-545.
- Adams, G. (2001). Comparative aspects of follicular dynamics in camelids. *Rev. Inv. Vet. Perú, XXIV Reunión Científica APPA Lima*, 1, 142-146.
- Alarcon, V.; García, W.; Bravo, W. (2012). Inseminación artificial de alpacas con semen colectado por aspiración vaginal y vagina artificial. *Rev. investig. vet. Perú*, 23(1).
- Aller, J., Cancino, A., Rebuffi, G., y Alberio, R. (1999). Inducción de la ovulación en llamas. *II Congreso Mundial sobre camélidos, Resúmenes Cusco*, 91.

- Andrade, S. (1990). *Formulación y evaluación de proyectos*. Lima-Perú: Editorial Lucero S.R. Ltda.
- Ansari, M., BA, R., SM, A., y S, A. (2011). *Effect of straw size and thawing time on quality of cryopreserved buffalo (*Bubalus bubalis*) semen*. Recuperado de <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/21455280>.
- Anthony, R. (1998). *Sistema de costos operativos*. Buenos Aires-Argentina: 3ª ed. Editorial El Ateneo.
- Apaza, N., Alarcón, V., Huanca, T., y Cárdenas, O. (1999). Avances sobre inseminación artificial con semen congelado en alpacas. *Resúmenes del II Congreso mundial sobre camélidos, Cusco Perú, 73*.
- Apaza, N., Sapana, R., Huanca, T., y Huanca, W. (2001). Inseminación artificial en alpacas con semen fresco en comunidades campesinas. *Rev Invest Vet, Perú, 1*, 435-438.
- Bishop, C., y Toussaint, W. (1994). *Introducción al análisis de la economía agrícola*. México: Editorial McGraw Hill.
- Bravo, W., Fowler, M., Stabenfeldt., y Lasley, B. (1990). Ovarian follicular dynamics in the llama. *Biol Reprod, 43*, 579-585.
- Bravo, W. (1995). *Physiology of Reproduction in the Female Alpaca. Camelids N° 7; Ed PosGraduate Foundation in Veterinary Science, Sydney Australia*.
- Bravo, W., Flores, U., Garnica, J., y Ordoñez, C. (1997a). Collection of semen and artificial insemination of alpacas. *Theriogenology, 47*, 619-626.

- Bravo, W., Flores, U., Garnica, J., y Ordoñez, C. (1997b). Effect of repeated collection on semen characteristics of alpacas. *Biol Reprod*, 57, 520-526.
- Bravo, W., Ccallo, M., y Garnica, J. 2000. The effect of enzymes on semen viscosity in llamas and alpacas. *Small Rumin Res*, 38, 91-95.
- Bravo, W., Moscoso, R., Alarcon, V., y Ordoñez, C. (2002). Ejaculatory process and related semen characteristics of llamas and alpacas. *ArchAndrol*, 48, 65-72.
- Bravo, W. (2002). The Reproductive Process of South American Camelid. Ed. *Framagann Graphics, Patti eddington, UT. USA.*, 100.
- Bravo, W. (2003). Inseminación Artificial de Camélidos Sudamericanos. *Libro de resúmenes del III Congreso Mundial Sobre Camélidos, Potosí-Bolivia.*
- Bravo, W., Alarcon, V., y Ordoñez, C. (2008). Experiences in artificial insemination of llamas and alpacas. *ICAR 2008 Satellite Meeting on Camelid Reproduction, Budapest Hungary*, 23-27.
- Bravo, W., Alarcon, V., Baca, L., Cuba, Y., Ordoñez, C., y Salinas, J. (2013). Semen preservation and artificial insemination in domesticated South American Camelids. *Animal Reproduction Science*, 136(3), 157 -163.
- Brown, B. (2000). A review on reproduction in South American Camelids. *Animal Reproduction Science*, 58, 169-195.

- Cárdenas, H., Vivanco, W., y Bravo, W. (1987). Comparativo de dos métodos de colección de semen en alpacas. *Resumen de la X Reunión Científica Anual de la APPA. UNA – Puno. Perú.*
- Cárdenas, N. (2002). *Inseminación artificial con espermatozoides congelados colectados de los conductos deferentes en alpacas.* (Tesis para optar el título de médico veterinario y zootecnista). FMVZ. UNA – PUNO.
- Castrillón, J. (2007). La función de producción. Universidad Autónoma de Occidente Cali-Colombia.
- Caye, L. (1991). *Técnicas de los costos.* Lima-Perú: Editorial Universo.
- Chahuayo, C., y Huamán, I. (2013). *Influencia de los dilutores tris, sp-talp y andromed sobre la viabilidad de espermatozoides epididimarios refrigerados de alpacas.* Recuperado de <http://repositorio.unh.edu.pe/handle/UNH/741>
- Chavez, M., Aba, M., Aguero, A., Egey, J., Berestin, V., y Rutter, B. (2002). Ovarian follicular wave pattern and the effect of exogenous progesteronaon follicular activity in non-mated llamas. *Animal Reproduction Science*, 69(1-2), 37-46.
- Cotacallapa, F. (1999). *Micro planificación de empresa agropecuarias.* Puno-Perú: 2ª ed. FMVZ - UNA.
- Davalos, R., y Olazabal, J. (2002). Evaluación de dos formas de colección de semen en alpacas. *Rev. Inv. Vet. Perú*, 13 (2), 98-99.

- Delgado, P., Flores, F., Fernandez, R., Gonzales, V., Maceda, E., Copa, S., y Medina, J. (2003). Técnicas de colección de semen en llamas. *III Congreso mundial de camélidos, Potosí - Bolivia*.
- Derivaux, D.F. (1982). Electrical stimulation of ejaculation in the bull. *The Australian Veterinary Journal*, 176-181.
- Díaz, J. (1982). *Costos y el plan contable*. Lima-Perú: Editorial Universo.
- Enciso, M. (2009). *Reproducción en la vicuña macho Vicugna vicugna: evaluación del método de contención química, colección de semen, análisis del eyaculado y biometría testicular*. (Tesis Ing. Zoot.). Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Lima - Peru.
- Falcón, A. (1972). *Estudio preliminar sobre las características del semen del macho cabrío* (Tesis Ing. Zoot.). Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima – Perú.
- Fernández Baca, S., y Calderón, W. (1965). Métodos de colección de semen de la alpaca. *Rev. Fac. Med.Vet., UNMSM - Lima*, 18-19-20, 13-17.
- Fernández Baca, S., y Novoa, C. (1968). Primer ensayo de inseminación artificial de alpacas (*Lama pacos*) con semen de vicuña. *Rev. Fac. Med. Vet. UNMSM - Lima*, 22, 9-18.
- Fernández Baca, S. (1971). La alpaca. Reproducción y crianza. *Boletín N° 7, IVITA, UNMSM - Lima*, 43.

- Fernandez Baca, S. (1993). Manipulation of reproductive functions in male and female New World camelids. *Animal Reproduction Science*, 33, 307-323.
- Fontaine, E. (1981). Evaluación social de proyectos. *Pontificia Universidad Católica de Chile*.
- Fowler, M., y Bravo, W. (2010). Medicine and Surgery of Camelids. *Third Edition on Chapters*, 17 y 21.
- Fukui, Y., Kohno, H., Togari, T., Hiwasa, M., y Okabe, K. (2008). *Fertility after Artificial Insemination Using a Soybean - Based semen extender in sheep*. Recuperado de <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed?term=Fertility%20after%20Artificial%20Insemination%20Using%20a%20Soybean%20Based%20semen%20extender%20in%20sheep>
- Galina, C., Saltiel, A., y Valencia, J. (1986). *Reproducción de los Animales Domésticos*. México – México: Editorial Limusa.
- Garnica, J., Achata, R., y Bravo, W. (1993). Physical and biochemical characteristics of alpaca semen. *Animal Reproduction Science*, 32, 85-89.
- Giuliano, S., Director, A., Gambarotta, M., Trasorras, V., y Miragaya, M. (2007). Collection method, season and individual variation on seminal characteristics in the llama (lama glama). *Animal Reproduction Science*, 15 (1).

- Gigli, I., Russ, A., y Agüero, A. (2006). Consideraciones sobre la dinámica ovárica en equino, bovino y camélidos sudamericanos. *Artículo de revisión. An. ISSN(on line)*, 1668-3498.
- Guerra, G. (1992). Manual de administración de empresas agropecuarias. *IICA San José de Costa Rica*.
- Hafez, E. (1996). *Reproducción e inseminación artificial en animales*. México: 6ª ed. Editorial Interamericana Mc Graw-Hill.
- Hafez, E. (2000). *Reproducción e inseminación artificial en animales*. México: 7ª ed. Editorial Interamericana Mc Graw-Hill.
- Holy, L. (1983). *Bases Biológicas de la Reproducción Bovina*. México: Editorial Diana.
- Huanca, W., y Gaully, M. (2001). Conservación de semen refrigerado de alpacas y llamas. *Rev. Inv. Vet. Perú*, 1, 460-461.
- Huanca, W. (2001). Efecto hormonal y empadre sobre intervalo a la ovulación en llamas. *Rev. Inv. Vet. Perú*, 1, 462-463.
- Huanca, W., y Adams, G. (2007). Semen Collection and Artificial Insemination in Llamas and Alpacas. *Current Therapy in Large Animal Theriogenology, Youngquist R and Threlfall W. 2° Edition Saunders. Elsevier Inc*, 869-873.
- Hoet, A. (2005). Bioseguridad para el rebaño. En C. González-Stagnaro y Soto, E. (Eds.), *Manual de ganadería doble propósito*, Astro Data, S.A. *Maracaibo-Venezuela*, 8(1), 283-290.

- Instituto Nacional de Estadística e Informática, (2014). *Población total proyectada y ubicación geográfica de la capital legal, según provincia y distrito del departamento de Puno.*
- Leyva, V., Sumar, J., y Franco, E. (1984). Estudio Preliminar de la concentración de espermatozoides de semen de Alpacas obtenido con vagina artificial. *VII Reunión Científica Anual, Lima – Perú.*
- Leyva, V., y García, W. (1999a). Efecto de la progesterone exógena sobre la function del cuerpo lúteo de alpacas. *II Congreso mundial sobre camélidos, Cusco - Perú, 87.*
- Lichtenwalner, AB., Woods, GL., y Weber, JA. (1996). Ejaculatory patterns of llama during copulation. *Theriogenology, 46, 285-291.*
- Mamani, L., y Cotacallapa, F. (2012). *Estudio económico de la producción de alpacas en las comunidades de puna seca de los distritos de condoriri y Juli.* (Tesis de maestría). Escuela de Posgrado, UNA – PUNO.
- McEvoy, TG., Kyle, CE., y Slater, D. (1992). Collection, evaluation and cryopreservation of llama semen. *J. Reprod. Fert, 9, 48.*
- Mendoza, J., Dulin, P., y Warrent, T. (2000). *The lower hydrolysis of ATP by the stress protein GroEL is a major factor responsible for the disminichedchaperonin activity at low temperature.* Recuperado de Cryobiology: <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/11222029>.

- Mendoza, O. (2001). *Determinación de la sobrevivencia de los espermatozoides de alpaca (lama pacos) colectados del conducto deferente con el uso de tres dilutores*. (Tesis para optar el título de médico veterinario y zootecnista). FMVZ. UNA – PUNO.
- Mogrovejo, D. (1952). Estudios de semen de la alpaca. (Tesis para optar el título de médico veterinario). Facultad de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional Mayor de San Marcos – Lima.
- Minitube. (2003). *Diluyente sin yema de huevo para conservación de semen bovino (en línea)*. (Minitub, Productor) Recuperado el 15 de 03 de 2012, de:
http://www.minitube.de/var/StorageMinitube/Datenblaetter/135030200_AndroMedes101109.pdf.
- Murdoch, W. (1995). Programmed cell death in preovulatory ovine follicles. *Biol reprod*, 53 (1), 8-12.
- Neely, D., y Bravo, W. (1995). Reproductive evaluation and infertility in the male llama and alpaca. *Theriogenology – Youngquist. AcademyPress*.
- Nicholson, W. (2007). Teoría macroeconómica. México: 9ª ed. Editorial Thompson.
- Novoa, C. (1989). Reproducción. *Simposio de producción de alpacas y llamas, XII reunión científica anual, APPA. Perú*, 67-72.
- Novoa, C. (1991). Fisiología de la reproducción de la hembra. En Fernandez Baca, y S, Santiago (Eds.), *Avances y perspectivas del conocimiento de los camélidos sudamericanos, cap III*, 93-103.

- Novoa, C., y Florez, A. (1991). Producción de rumiantes menores – alpacas. *Resumen, Lima - Perú.*
- Novoa, C., y Franco, E. (1999). Dosis de gonadotropinas (eCG y hCG), superovulación y obtención de embriones en alpacas. *Rev. Inv. Vet. Perú, 10(1), 48-53.*
- Pacheco, C. (1996). *Efecto de la tripsina y colagenasa sobre el acrosoma del espermatozoide y su relación con la fertilidad del semen de alpaca.* (Tesis para optar el título de médico veterinario y zootecnista). Programa de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Católica de Santa María, Arequipa - Perú.
- Pacheco, C. (2008). Métodos de colección de semen en camélidos sudamericanos. *REDVET. Revista electrónica de Veterinari, 9(5), 1695-7504.*
- Paricahua, E. (2001). *Evaluación del semen sin la secreción de las glándulas anexas en alpacas (Lama pacos).* (Tesis para optar el título de médico veterinario y zootecnista). FMVZ. UNA – PUNO.
- Perez, G. (1997). Avances en la Inseminación Artificial en Camélidos. *Seminario Internacional de Camélidos Sudamericanos Domésticos, Córdova Argentina, 97 – 107.*
- Quintano, J. (2002). Determinación de la sobrevivencia de los espermatozoides de alpacas (*Lama pacos*) colectados del conducto deferente con el uso de tres dilutores. (Tesis para optar el título de médico veterinario y zootecnista). FMVZ. UNA – PUNO.

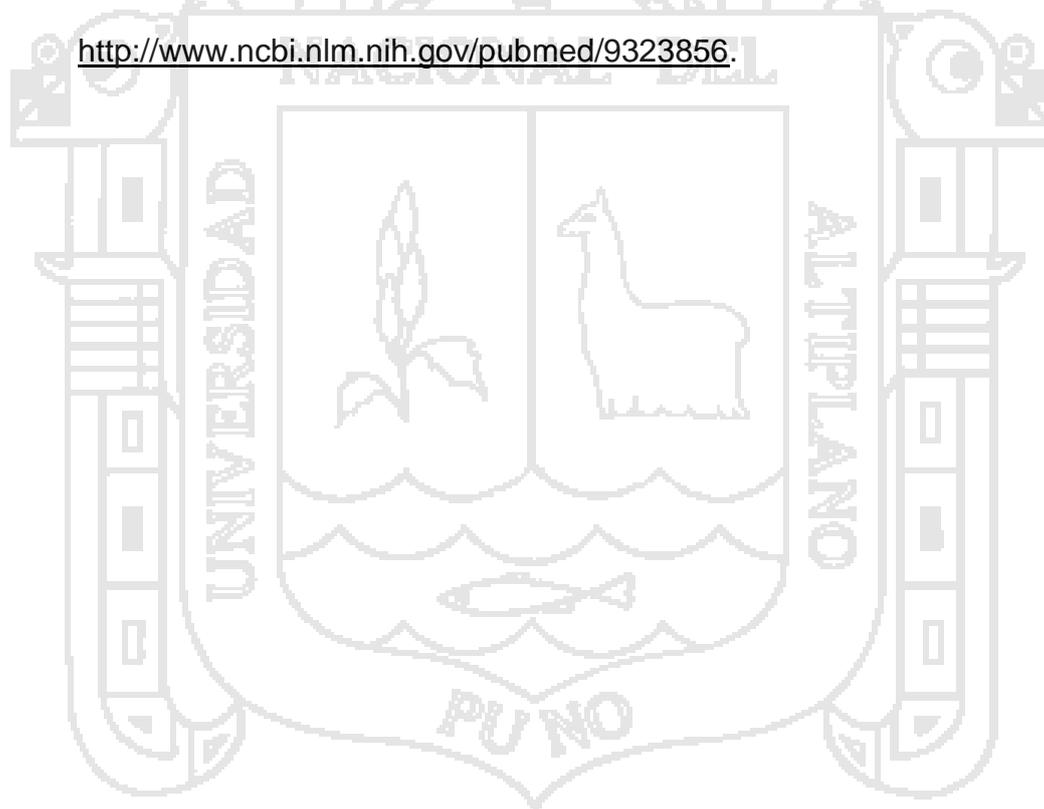
- Quispe, F. (1987). Evaluación de las características físicas del semen de la Alpaca durante la época de empadre. (Tesis para optar el título de médico veterinario y zootecnista). FMVZ. UNA – PUNO.
- Quispe, J. (2000). *Economía agraria*. Puno-Perú: 2ª ed. Editorial universitaria.
- Raymundo, F., Huanca, W., Huertas, S., y Gauly, M. (2000). Influence of diferents extenders on the motility in alpaca (*Lama paco*) semen. *Procc.2nd International Camelids Conference on Agroecconomics of Camelids Farming Almaty Kazakstan*, 79.
- Robson, C., Aguilar, D., Lopez, S., Calvi, M., Cerliser, R., Flores, F., y Gómez, M. (2004). Inseminación Artificial en Bovinos. *Proyecto Ganadero Corrientes – INTA Argentina*.
- Salisbury, G., Van Demarck, L., y Lodge, J. (1982). *Fisiología de la reproducción e inseminación artificial de los Bóvidos*. España: Editorial Acribia.
- San Martín, M. (1961). Fisiología de la reproducción de la alpaca. *Anim. Symp, sobre problemas ganaderos, Lima - Perú*, 121- 131.
- San Martín, M., Copaira, M., Zúñiga, J., Rodríguez, R., Bustinza, G., y Acosta, L. (1968). Aspects of reproducción in the alpaca. *J. Reprod Fétil*, 16, 395-399.
- Santiani, A., Huanca, W., Huanca, T., Sepulveda, N., y Sanchez, R. (2005). Effects on the quality of frozen-thawed alpaca (*lama pacos*) semen using two diferents cryoprotectants and extenders. *J. Androl*, 7, 303-309.

- Schillo, K. (1992). Effects of dietary energy on control of luteinizing hormone secretion in cattle and sheep. *Animal Reproduction Science*, 70, 1271.
- Solis, R. (1997). *Producción de Camélidos Sudamericanos*. Huancayo – Perú: Imprenta Rios S.A.
- Sumar, J., y Leyva, V. (1981). Colección de semen mediante la vagina artificial en alpaca. *Resúmenes IV Conf. Internacional en Camélidos Sudamericanos. Punta Arenas, Chile*.
- Sumar, J. (1983). *Studies on reproductive pathology in alpacas*. (Masters Thesis). Swedish University of Agriculture and Science, Suiza.
- Sumar, J. (1997). Avances y perspectivas en reproducción de camélidos. *I Symposium internacional, Avances en reproducción de rumiantes, Lima – Perú*, 30-44.
- Sumar, J. (2000). Llamas and alpacas. En E. Hafez (Eds.), *Reproduction in farm animals, Ed. 7ª edición. US*, 218-228.
- Vaughan, JL. (2001). Control of Follicularwaves in alpacas. *Rev. Inv. Vet. Peru*: 1:112 – 114.
- Vaughan, JL. (2004). Artificial Breeding in alpacas. *4th European Symposium on South American Camelids and DECAMA European Seminar, Göttingen, 7 – 9 October, 2004, Germany. Abstracts. Ed. M. Gerken, C. Renieri, M. Gaulty and A. Riek*.

Vivanco, W., Cárdenas, H., y Bindon, B. (1985). Relación entre la duración de la cópula y momento de ovulación en alpacas. *Resumen XII Reunión Científica Anual Asociación Peruana de Producción Animal*. Peru – Lima, 19.

Vivanco, W. (2006). Tecnologías reproductivas y su relación con el mejoramiento genético en camélidos sudamericanos. *I Simposium internacional de camélidos sudamericanos, Puno - Perú*.

Woelders, H. (1997). Fundamentals and recent development in cryopreservation of bull and boar semen. Recuperado de <http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pubmed/9323856>.





ANEXOS

Anexo 1. Cuadros de registro de datos

Cuadro 10. Registro de identificación y evaluación de peso, condición corporal y biometría testicular de alpacas machos

N°	N° ARETE	RAZA	COLOR	EDAD	PESO Kg.	CONDICIÓN CORPORAL	BIOMETRIA TESTICULAR			
							DERECHO		IZQUIERDO	
							LARGO	ANCHO	LARGO	ANCHO
1	8815	H	B	BLL	76	4	4.5	2.7	4	2.4
2	4021	H	B	2D	56	3	3.5	2.2	3.3	2.2
3	209	H	B	BLL	65	4	3.4	2.2	3.2	2
4	1688B	H	B	4D	54	4	3.4	2.1	3.2	2.1
5	1687	H	B	4D	65	4	3.8	2	4	2
6	3210	H	B	BLL	80	4	4.5	2.7	4.2	2.5
7	0969	H	B	4D	58	3	3.3	2.2	3.5	2.5
8	3759	H	B	BLL	58	4	3	1.8	3.3	2
9	3211	H	B	4D	72	4	3.3	2	3.5	2.1
10	1688A	H	B	4D	54	4	3.4	2.1	3.2	2.1

Cuadro 11. Estadístico descriptivo de peso, condición corporal y biometría testicular

ESTADÍSTICO	PESO Kg.	CONDICIÓN CORPORAL	BIOMETRIA TESTICULAR			
			DERECHO		IZQUIERDO	
			LARGO	ANCHO	LARGO	ANCHO
n	10	10	10	10	10	10
Promedio	63.80	3.80	3.61	2.20	3.54	2.19
D.S.	9.44	0.42	0.51	0.29	0.38	0.20
C.V., %	14.79	11.10	14.09	13.21	10.83	9.25
MIN	54.00	3.00	3.00	1.80	3.20	2.00
MAX	80.00	4.00	4.50	2.70	4.20	2.50

Cuadro 12. Registro de evaluación de características macroscópicas y microscópicas de semen de alpacas machos

N°	CARACTERÍSTICAS MACROSCÓPICAS		CONCENTRACIÓN (10 ⁶ g/mL)	CARACTERÍSTICAS MICROSCÓPICAS										MORFOLOGÍA %	
	N° DE ARETE	VOLUMEN mL		COLOR	pH	MOTILIDAD %		VITALIDAD %		ANORMALES		MORFOLOGÍA %			
						INICIAL	CON DILUTOR (FRESCO)	CON DILUTOR (REFRIGERADO)	TRILADYL	ANDROMED	TRILADYL		ANDROMED	VIVOS	MUERTOS
1	8815	2	Blanco lechoso	8.3	60	60	60	55	50	50	78	22	8		
2	4021	1	Rojo claro	7.8	50	55	50	45	40	40	67	33	7		
3	209	7.6	Rojo claro	8.1	70	75	75	50	50	50	87.5	12.5	8.5		
4	1688B	4.4	Rojo claro	8.5	70	70	70	40	60	60	76.5	23.5	4.5		
5	1687	2.3	Rojo claro	7.6	60	50	50	40	50	50	76.5	23.5	8.5		
6	3210	4	Rojo claro	8	40	45	45	40	40	40	77.5	22.5	8		
7	0969	6	Rojo claro	7.5	70	70	65	50	50	50	66.5	33.5	4		
8	3759	2	Rojo claro	7.4	40	50	50	45	40	40	61	39	7.5		
9	3211	5	Rojo claro	7.4	50	55	60	40	40	40	78	22	10.5		
10	1688A	3	Rojo claro	7.3	60	65	65	50	55	55	81.5	18.5	3.5		

Cuadro 13. Registro de identificación y evaluación de peso y condición corporal de alpacas hembras

N°	N° ARETE	RAZA	COLOR	EDAD	PESO Kg.	CONDICIÓN CORPORAL
1	0990	H	B	BLL	56	4
2	1489	H	B	4D	50	3
3	24075	H	B	BLL	55	3
4	38621	H	B	4D	51	4
5	38607	H	B	2D	46	3
6	3435	H	B	BLL	44	2
7	3442	H	B	BLL	45	3
8	22H614	H	B	BLL	62	3
9	24163	H	B	BLL	51	4
10	1638	H	B	BLL	43	2
11	1337	H	B	BLL	46	3
12	1648	H	B	BLL	50	4
13	4005	H	B	BLL	52	3
14	24169	H	B	BLL	50	3
15	4019	H	B	BLL	51	3
16	33618	H	B	BLL	49	3
17	1652	H	B	BLL	52	4
18	3436	H	B	BLL	47	3
19	3236	H	B	4D	54	4
20	3590	H	B	BLL	49	3
21	1636	H	B	BLL	42	3
22	1653	H	B	BLL	49	3
23	1694	H	B	BLL	43	3
24	3197	H	B	BLL	50	4
25	0992	H	B	2D	44	4
26	33614	H	B	BLL	47	3
27	1649	H	B	BLL	46	3
28	3213	H	B	BLL	51	4
29	06122	H	B	BLL	46	3
30	3433	H	B	BLL	52	3
31	4006	H	B	BLL	51	3
32	S/AC:10	H	B	DL	46	3
33	0986	H	B	BLL	47	3
34	3434	H	B	BLL	45	3
35	S/A	H	B	2D	42	3
36	1340	H	B	BLL	52	3
37	33615	H	B	BLL	51	3
38	2067	H	B	BLL	56	4
39	33604	H	B	BLL	54	3

40	38610	H	B	DL	44	4
41	3228	H	B	BLL	46	3
42	1461	H	B	BLL	45	3
43	3593	H	B	BLL	51	3
44	33651	H	B	BLL	45	3
45	3214	H	B	4D	46	3
46	0988	H	B	BLL	46	2
47	38611	H	B	DL	45	4
48	2065	H	B	BLL	52	3
49	4010	H	B	2D	43	2
50	1647	H	B	4D	49	4
51	0971	H	B	BLL	54	4
52	088	H	B	BLL	48	3
53	1334	H	B	BLL	53	4
54	3437	H	B	4D	48	3
55	0884	H	B	BLL	55	4
56	072	H	B	BLL	49	3
57	077	H	B	BLL	52	4
58	095	H	B	BLL	53	3
59	24138	H	B	BLL	51	3
60	33628	H	B	BLL	50	3

Cuadro 14. Análisis de variables peso y condición corporal de alpacas hembras

VARIABLE	TRATAMIENTO	DILUTOR	n	Promedio	D.S.	C.V., %
PESO Kg.	FRESCO	TRILADYL	15	50.13	5.03	10.03
		ANDROMED	15	48.07	3.49	7.27
	REFRIGERADO	TRILADYL	15	48.07	4.10	8.52
		ANDROMED	15	49.87	3.46	6.94
CONDICIÓN CORPORAL	FRESCO	TRILADYL	15	3.13	0.64	20.42
		ANDROMED	15	3.33	0.49	14.64
	REFRIGERADO	TRILADYL	15	3.13	0.35	11.23
		ANDROMED	15	3.27	0.70	21.54

Cuadro 15. Registro de ecografía e inducción de ovulación

N°	N° ARETE	DISTRIBUCIÓN PARA		ECOGRAFÍA DE OVARIO		INDUCCIÓN DE OVULACIÓN CON GnRH (mL) CONCEPTAL
		TRATAMIENTO	ESTADO DE SEMEN	UBICACIÓN	TAMAÑO DE FOLICULO mm	
1	0990	TRILADYL	FRESCO	IZQUIERDO	8	1 mL
2	1489	TRILADYL	FRESCO	DERECHO	11	1 mL
3	24075	TRILADYL	FRESCO	DERECHO	11	1 mL
4	38621	TRILADYL	FRESCO	IZQUIERDO	11	1 mL
5	38607	TRILADYL	FRESCO	IZQUIERDO	7	1 mL
6	3435	TRILADYL	FRESCO	DERECHO	8	1 mL
7	3442	TRILADYL	FRESCO	IZQUIERDO	7	1 mL
8	22H614	TRILADYL	FRESCO	DERECHO	11	1 mL
9	24163	TRILADYL	FRESCO	IZQUIERDO	9	1 mL
10	1638	TRILADYL	FRESCO	DERECHO	9	1 mL
11	1337	TRILADYL	FRESCO	IZQUIERDO	12	1 mL
12	1648	TRILADYL	FRESCO	DERECHO	11	1 mL
13	4005	TRILADYL	FRESCO	DERECHO	10	1 mL
14	24169	TRILADYL	FRESCO	DERECHO	9	1 mL
15	4019	TRILADYL	FRESCO	IZQUIERDO	11	1 mL
16	33618	ANDROMED	FRESCO	DERECHO	13	1 mL
17	1652	ANDROMED	FRESCO	DERECHO	10	1 mL
18	3436	ANDROMED	FRESCO	DERECHO	11	1 mL
19	3236	ANDROMED	FRESCO	IZQUIERDO	12	1 mL
20	3590	ANDROMED	FRESCO	DERECHO	12	1 mL
21	1636	ANDROMED	FRESCO	DERECHO	9	1 mL
22	1653	ANDROMED	FRESCO	DERECHO	11	1 mL
23	1694	ANDROMED	FRESCO	IZQUIERDO	12	1 mL
24	3197	ANDROMED	FRESCO	IZQUIERDO	14	1 mL
25	0992	ANDROMED	FRESCO	IZQUIERDO	11	1 mL
26	33614	ANDROMED	FRESCO	IZQUIERDO	12	1 mL
27	1649	ANDROMED	FRESCO	IZQUIERDO	10	1 mL
28	3213	ANDROMED	FRESCO	DERECHO	10	1 mL
29	06122	ANDROMED	FRESCO	DERECHO	8	1 mL
30	3433	ANDROMED	FRESCO	DERECHO	11	1 mL
31	4006	TRILADYL	REFRIGERADO	IZQUIERDO	10	1 mL
32	S/AC:10	TRILADYL	REFRIGERADO	IZQUIERDO	11	1 mL
33	0986	TRILADYL	REFRIGERADO	IZQUIERDO	9	1 mL
34	3434	TRILADYL	REFRIGERADO	IZQUIERDO	9	1 mL
35	S/A	TRILADYL	REFRIGERADO	IZQUIERDO	9	1 mL
36	1340	TRILADYL	REFRIGERADO	DERECHO	12	1 mL
37	33615	TRILADYL	REFRIGERADO	IZQUIERDO	10	1 mL
38	2067	TRILADYL	REFRIGERADO	IZQUIERDO	11	1 mL

39	33604	TRILADYL	REFRIGERADO	DERECHO	10	1 mL
40	38610	TRILADYL	REFRIGERADO	DERECHO	11	1 mL
41	3228	TRILADYL	REFRIGERADO	IZQUIERDO	10	1 mL
42	1461	TRILADYL	REFRIGERADO	DERECHO	12	1 mL
43	3593	TRILADYL	REFRIGERADO	DERECHO	8	1 mL
44	33651	TRILADYL	REFRIGERADO	DERECHO	10	1 mL
45	3214	TRILADYL	REFRIGERADO	DERECHO	9	1 mL
46	0988	ANDROMED	REFRIGERADO	IZQUIERDO	9	1 mL
47	38611	ANDROMED	REFRIGERADO	IZQUIERDO	13	1 mL
48	2065	ANDROMED	REFRIGERADO	DERECHO	11	1 mL
49	4010	ANDROMED	REFRIGERADO	IZQUIERDO	11	1 mL
50	1647	ANDROMED	REFRIGERADO	IZQUIERDO	12	1 mL
51	0971	ANDROMED	REFRIGERADO	IZQUIERDO	10	1 mL
52	088	ANDROMED	REFRIGERADO	IZQUIERDO	8	1 mL
53	1334	ANDROMED	REFRIGERADO	IZQUIERDO	9	1 mL
54	3437	ANDROMED	REFRIGERADO	DERECHO	11	1 mL
55	0884	ANDROMED	REFRIGERADO	IZQUIERDO	14	1 mL
56	072	ANDROMED	REFRIGERADO	DERECHO	11	1 mL
57	077	ANDROMED	REFRIGERADO	IZQUIERDO	11	1 mL
58	095	ANDROMED	REFRIGERADO	IZQUIERDO	12	1 mL
59	24138	ANDROMED	REFRIGERADO	IZQUIERDO	11	1 mL
60	33628	ANDROMED	REFRIGERADO	IZQUIERDO	9	1 mL

Cuadro 16. Análisis de variable tamaño folicular

Tratamiento	Dilutor	n	Promedio de Tamaño, mm	D. S. de Tamaño, mm
			10.37	1.71
FRESCO	TRILADYL	15	9.67	1.63
	ANDROMED	15	11.07	1.53
			10.43	1.43
REFRIGERADO	TRILADYL	15	10.07	1.16
	ANDROMED	15	10.80	1.61
Promedio general			10.40	1.56

Cuadro 17. Registro de diagnóstico de preñez de alpacas

N°	N° ARETE	DISTRIBUCIÓN		DIAGNÓSTICO DE PREÑEZ	
		TRATAMIENTO	ESTADO DE SEMEN	PRUEBA DE RECEPTIVIDAD	ECOGRAFÍA
1	990	TRILADYL	FRESCO	RECHAZA	PREÑADA
2	1489	TRILADYL	FRESCO	RECHAZA	PREÑADA
3	24075	TRILADYL	FRESCO	RECHAZA	PREÑADA
4	38621	TRILADYL	FRESCO	ACEPTA	VACIA
5	38607	TRILADYL	FRESCO	RECHAZA	PREÑADA
6	3435	TRILADYL	FRESCO	ACEPTA	VACIA
7	3442	TRILADYL	FRESCO	ACEPTA	VACIA
8	22H614	TRILADYL	FRESCO	RECHAZA	PREÑADA
9	24163	TRILADYL	FRESCO	ACEPTA	VACIA
10	1638	TRILADYL	FRESCO	ACEPTA	VACIA
11	1337	TRILADYL	FRESCO	ACEPTA	VACIA
12	1648	TRILADYL	FRESCO	ACEPTA	VACIA
13	4005	TRILADYL	FRESCO	RECHAZA	PREÑADA
14	24169	TRILADYL	FRESCO	RECHAZA	PREÑADA
15	4019	TRILADYL	FRESCO	RECHAZA	PREÑADA
16	33618	ANDROMED	FRESCO	RECHAZA	PREÑADA
17	1652	ANDROMED	FRESCO	RECHAZA	PREÑADA
18	3436	ANDROMED	FRESCO	ACEPTA	VACIA
19	3236	ANDROMED	FRESCO	ACEPTA	VACIA
20	3590	ANDROMED	FRESCO	ACEPTA	VACIA
21	1636	ANDROMED	FRESCO	ACEPTA	VACIA
22	1653	ANDROMED	FRESCO	RECHAZA	PREÑADA
23	1694	ANDROMED	FRESCO	ACEPTA	VACIA
24	3197	ANDROMED	FRESCO	RECHAZA	PREÑADA
25	992	ANDROMED	FRESCO	ACEPTA	VACIA
26	33614	ANDROMED	FRESCO	RECHAZA	PREÑADA
27	1649	ANDROMED	FRESCO	RECHAZA	PREÑADA
28	3213	ANDROMED	FRESCO	RECHAZA	PREÑADA
29	6122	ANDROMED	FRESCO	ACEPTA	VACIA
30	3433	ANDROMED	FRESCO	RECHAZA	PREÑADA
31	4006	TRILADYL	REFRIGERADO	RECHAZA	PREÑADA
32	S/AC:10	TRILADYL	REFRIGERADO	RECHAZA	PREÑADA
33	986	TRILADYL	REFRIGERADO	ACEPTA	VACIA
34	3434	TRILADYL	REFRIGERADO	ACEPTA	VACIA
35	S/A	TRILADYL	REFRIGERADO	ACEPTA	VACIA
36	1340	TRILADYL	REFRIGERADO	RECHAZA	PREÑADA
37	33615	TRILADYL	REFRIGERADO	RECHAZA	PREÑADA
38	2067	TRILADYL	REFRIGERADO	RECHAZA	PREÑADA
39	33604	TRILADYL	REFRIGERADO	RECHAZA	PREÑADA

40	38610	TRILADYL	REFRIGERADO	ACEPTA	VACIA
41	3228	TRILADYL	REFRIGERADO	ACEPTA	VACIA
42	1461	TRILADYL	REFRIGERADO	ACEPTA	VACIA
43	3593	TRILADYL	REFRIGERADO	RECHAZA	PREÑADA
44	33651	TRILADYL	REFRIGERADO	ACEPTA	VACIA
45	3214	TRILADYL	REFRIGERADO	ACEPTA	VACIA
46	988	ANDROMED	REFRIGERADO	ACEPTA	VACIA
47	38611	ANDROMED	REFRIGERADO	RECHAZA	PREÑADA
48	2065	ANDROMED	REFRIGERADO	ACEPTA	VACIA
49	4010	ANDROMED	REFRIGERADO	ACEPTA	VACIA
50	1647	ANDROMED	REFRIGERADO	ACEPTA	VACIA
51	971	ANDROMED	REFRIGERADO	RECHAZA	PREÑADA
52	88	ANDROMED	REFRIGERADO	ACEPTA	VACIA
53	1334	ANDROMED	REFRIGERADO	RECHAZA	PREÑADA
54	3437	ANDROMED	REFRIGERADO	ACEPTA	VACIA
55	884	ANDROMED	REFRIGERADO	RECHAZA	PREÑADA
56	72	ANDROMED	REFRIGERADO	ACEPTA	VACIA
57	77	ANDROMED	REFRIGERADO	ACEPTA	VACIA
58	95	ANDROMED	REFRIGERADO	RECHAZA	PREÑADA
59	24138	ANDROMED	REFRIGERADO	RECHAZA	PREÑADA
60	33628	ANDROMED	REFRIGERADO	ACEPTA	VACIA

Anexo 2. Cuadro de costos

Cuadro 18. Costo de equipos y materiales

N°	DESCRIPCIÓN	UNIDAD DE MEDIDA	CANTIDAD	PRECIO UNITARIO S/.	COSTO UNITARIO
	COSTO FIJO				
1	Microscopio/Alquiler	UNIDAD	2	100	200
2	Patina térmica/Alquiler	UNIDAD	1	50	50
3	Baño María/Alquiler	UNIDAD	1	50	50
4	Refrigerador/Alquiler	UNIDAD	1	30	30
5	Ecógrafo/Alquiler	UNIDAD	1	100	100
6	Termómetro digital/Alquiler	UNIDAD	1	30	30
7	Peachímetro digital/Alquiler	UNIDAD	1	30	30
8	Pipeta automática/Alquiler	UNIDAD	1	20	20
9	Pipeta de 100 y 100 µL/Alquiler	UNIDAD	1	20	20
10	Fuente de luz/Alquiler	UNIDAD	1	100	100
11	Cámara hemocitométrica de Neubauer/Alquiler	UNIDAD	1	20	20
12	Balanza digital de rieles/Alquiler	UNIDAD	1	50	50
	SUB TOTAL				700

	COSTO VARIABLE				
1	Tubos Falcón de 15 mL	UNIDAD	20	1	20
2	Tubos Falcón de 50 mL	UNIDAD	12	4	48
3	Jeringas desechables de 1 mL	UNIDAD	20	0.2	4
4	Jeringas desechables de 5 mL	UNIDAD	10	0.5	5
5	Eppendorf de 2 mL	UNIDAD	10	0.3	3
6	Tips de 100 µL	UNIDAD	100	0.1	10
7	Tips de 1000 µL	UNIDAD	50	0.2	10
8	Pipetas pasteur 10 mL	UNIDAD	6	2	12
9	Lámina portaobjeto	CAJA	1	10	10
10	Cubreobjeto	CAJA	1	5	5
11	Alcohol 70%	LITRO	1	13	13
12	Papel toalla	UNIDAD	3	3	9
13	Guantes	UNIDAD	6	2	12
14	Gel 500mL	FRASCO	1	12	12
15	Jabón líquido 500mL	FRASCO	1	5	5
16	Agua ultrapura para dilución	FRASCO	1	10	10
17	Agua bidestilada	FRASCO	3	6	18
18	Proctoscopio	UNIDAD	10	20	200
19	Pipeta de inseminación	UNIDAD	60	1	60
20	Funda para pistola de inseminación	CAJA	1	6	6
21	Gel refrigerante	UNIDAD	3	4	12
22	Pintura Spray	UNIDAD	2	8	16
23	Fichas de registro.	UNIDAD	20	0.1	2
24	Hormonas: GnRH.	UNIDAD	6	60	360
25	Dilutor Triladyl	FRASCO	1	180	180
26	Huevo de codorniz	UNIDAD	10	0.2	2
27	Dilutor AndroMed	FRASCO	1	200	200
28	Colorante Eosina 5% y Nigrosina 10%	FRASCO	1	30	30
29	Mano de obra calificada	UNIDAD	2	100	200
30	Mano de obra no calificada	UNIDAD	4	40	160
	SUB TOTAL				1634
	COSTO TOTAL				2334

Anexo 3. Imágenes fotográficas



Figura 1. Centro de Mejoramiento Genético, directivo y equipo de proyecto Queracucho – Macusani – Carabaya, enero 2015



Figura 2. Infraestructura de Centro de Mejoramiento Genético, directivo y equipo de proyecto Queracucho – Macusani – Carabaya, enero 2015



Figura 3. Disponibilidad de alpacas hembras de la comunidad Queracucho – Macusani – Carabaya, enero 2015



Figura 4. Disponibilidad de alpacas machos de la comunidad Queracucho – Macusani – Carabaya, enero 2015



Figura 5. Selección y evaluación de condición corporal
Queracucho – Macusani – Carabaya, enero 2015



Figura 6. Selección e identificación de animales
Queracucho – Macusani – Carabaya, enero 2015



Figura 7. Evaluación de peso vivo de alpacas reproductores machos
Queracucho – Macusani – Carabaya, enero 2015



Figura 8. Evaluación de órgano reproductivo de alpaca
Queracucho – Macusani – Carabaya, enero 2015



Figura 9. Implementación de laboratorio de semen
Queracucho – Macusani – Carabaya, enero 2015



Figura 10. Laboratorio de semen implementado para el proyecto de investigación
Queracucho – Macusani – Carabaya, enero 2015



Figura 11. Preparación de alpacas hembras de la comunidad Queracucho – Macusani – Carabaya, enero 2015



Figura 12. Preparación de alpacas machos de la comunidad Queracucho – Macusani – Carabaya, enero 2015



Figura 13. Ecografía de alpacas para determinar folículo preovulatorio
Queracucho – Macusani – Carabaya, febrero 2015



Figura 14. Identificación y medición de folículos preovulatorios
Queracucho – Macusani – Carabaya, febrero 2015



Figura 15. Materiales para inducción de ovulación de alpacas
Queracucho – Macusani – Carabaya, febrero 2015



Figura 16. Inducción de ovulación de alpacas con GnRH
Queracucho – Macusani – Carabaya, febrero 2015



Figura 17. Preparación de dilutor comercial Andromed
Queracucho – Macusani – Carabaya, febrero 2015



Figura 18. Preparación de dilutor comercial Triladyl
Queracucho – Macusani – Carabaya, febrero 2015



Figura 19. Empadre controlado individual para colección de semen post cópula
Queracucho – Macusani – Carabaya, febrero 2015



Figura 20. Colección de semen de alpaca por el método post cópula
Queracucho – Macusani – Carabaya, febrero 2015



Figura 21. Materiales para evaluación macroscópica y microscópica de semen
Queracucho – Macusani – Carabaya, febrero 2015



Figura 22. Evaluación macroscópica y microscópica de semen de alpaca
Queracucho – Macusani – Carabaya, febrero 2015



Figura 23. Dilución de semen evaluado, en una proporción 1:1
Queracucho – Macusani – Carabaya, febrero 2015



Figura 24. Homogenización de semen diluido y mantenimiento en baño maría
Queracucho – Macusani – Carabaya, febrero 2015



Figura 25. Refrigeración de semen diluido con Andromed
Queracucho – Macusani – Carabaya, febrero 2015



Figura 26. Refrigeración de semen diluido con Triladyl
Queracucho – Macusani – Carabaya, febrero 2015



Figura 27. Inseminación Artificial con semen fresco
Queracucho – Macusani – Carabaya, febrero 2015



Figura 28. Inseminación Artificial con semen refrigerado
Queracucho – Macusani – Carabaya, febrero 2015



Figura 29. Alpacas inseminadas con semen fresco
Queracucho – Macusani – Carabaya, febrero 2015



Figura 30. Alpacas inseminadas con semen refrigerado
Queracucho – Macusani – Carabaya, febrero 2015



Figura 31. Prueba de receptividad frente al macho de alpacas inseminadas
Queracucho – Macusani – Carabaya, febrero 2015



Figura 32. Alpacas no receptivas al macho, a los 15 días post inseminación
Queracucho – Macusani – Carabaya, febrero 2015



Figura 33. Materiales para diagnóstico de preñez por ecografía
Queracucho – Macusani – Carabaya, febrero – marzo 2015



Figura 34. Diagnóstico de preñez por ecografía, a los 21 días post inseminación
Queracucho – Macusani – Carabaya, febrero – marzo 2015



Figura 35. Monitoreo y manejo de alpacas inseminadas
Queracucho – Macusani – Carabaya, febrero – marzo 2015

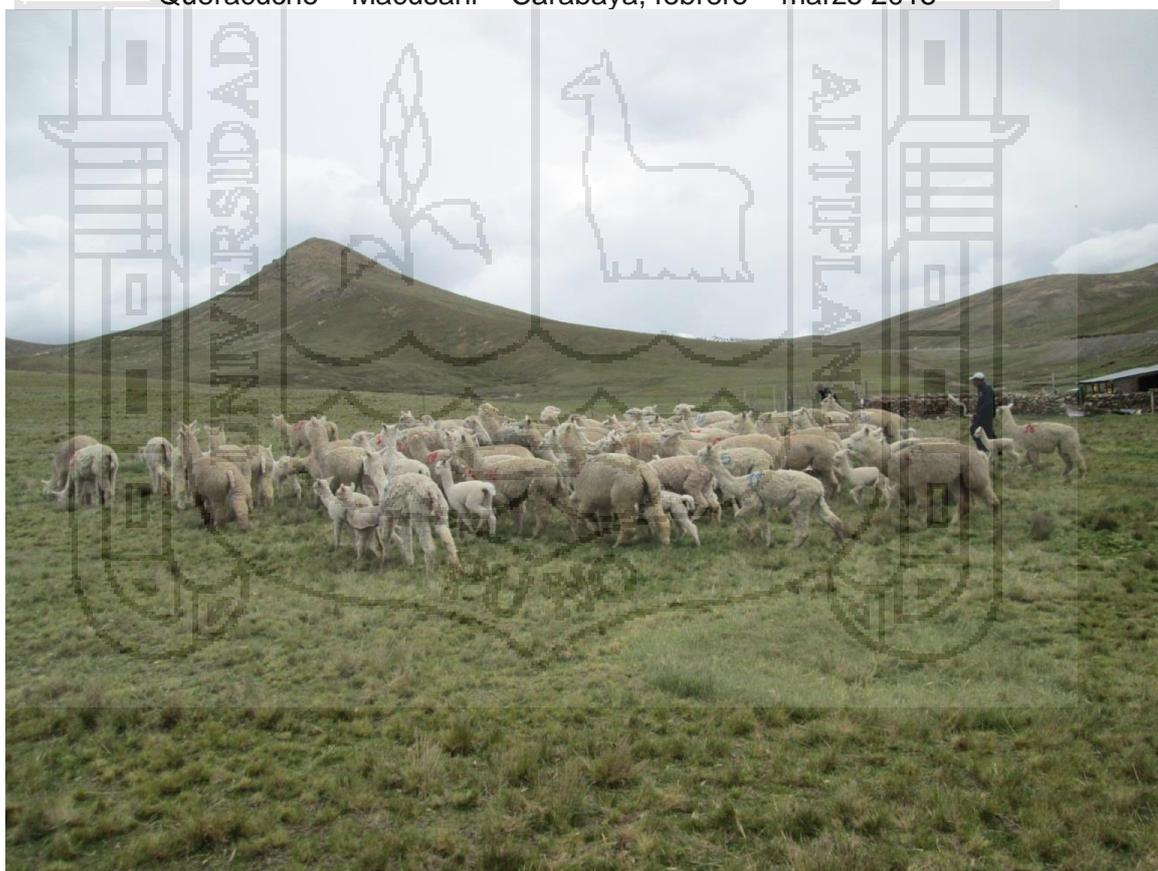


Figura 36. Pastoreo de alpacas inseminadas
Queracucho – Macusani – Carabaya, febrero – marzo 2015



Figura 37. Equipo de trabajo de investigación en Centro de Mejoramiento Genético Queracucho – Macusani – Carabaya, enero – marzo 2015



Figura 38. Equipo de trabajo de investigación en rebaño de alpacas de la comunidad Queracucho – Macusani – Carabaya, enero – marzo 2015

EXPERIMENTO COMPLEMENTARIO



Figura 39. Beneficio de la alpaca después del proceso de copula, para determinar características del semen en el tracto reproductivo de la hembra, Quimsachata INIA PUNO, marzo 2017

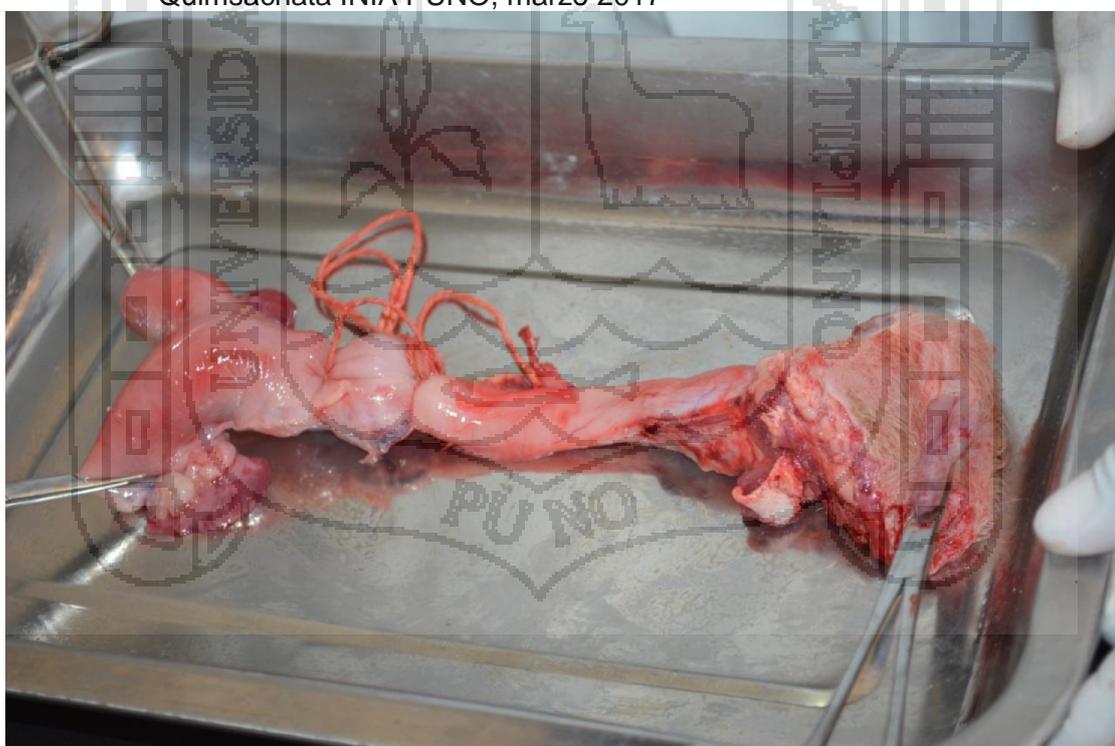


Figura 40. Verificación del tracto reproductivo de la hembra para evaluar las características del semen post cópula, Quimsachata INIA PUNO, marzo 2017



Figura 41. Verificación de lesión del tracto reproductivo de la hembra, lesión causada por el macho en el proceso de cópula, Quimsachata INIA PUNO, marzo 2017



Figura 42. Lesión de cuernos uterinos, causada en el proceso de cópula, Quimsachata INIA PUNO, marzo 2017