



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



TASA DE FERTILIDAD Y PREÑEZ EN ALPACAS APAREADAS
MEDIANTE EL EMPADRE CONTROLADO EN EL CENTRO
EXPERIMENTAL LA RAYA UNA - PUNO

TESIS

PRESENTADA POR:

PERCY MOLLISACA CALCINA

PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE:
MÉDICO VETERINARIO Y ZOOTECNISTA

PUNO – PERÚ

2022



DEDICATORIA

No tengas miedo, porque estoy contigo no mires por todos lados, porque soy tu Dios yo ciertamente te fortificare, yo ciertamente y verdaderamente te ayudare (Isa.41:10) a Dios por acompañarme y guiarme siempre por el camino correcto

Con eterna gratitud e intenso apoyo a mis padres: Timoteo Mollisaca Quispe mi adorada madre Jacinta Calcina Banegas, a mis hermanos (a): Eva, Olga, Isabel, Lucy, Oswaldo, Blanca y Fabiolita. por su inquebrantable e incondicional apoyo, sus consejos y su anhelo de verme concluido mi carrera profesional

A una persona en especial que siempre en cada momento estuvo conmigo papá Flavio Quispe Peralta

A ti Elizabeth Ramos por tu apoyo constante e incondicional

A ti Zoely Denise por llegar y darle forma estética a mi vida

A la memoria de mis abuelos: Carlos Calcina, Rosa Banegas.

A mi tío Pedro Valentín Calcina. Porque entendí que la muerte no nos roba a los seres queridos. al contrario, no las guarda y no los inmortaliza en el recuerdo.

Y a mis compañeros con los que compartí muchas experiencias durante nuestra estadía en el CE Chuquibambilla: Brayan Mamani, Juan Mamani.

A los grandes amigos que permanentemente me brindaron sus consejos su apoyo moral e incondicional: Dr. Juan José Vega Quispe, Ing. Juan Toribio Gómez Torres, Ing. Nemesio Pacifico Limachi Escobar.

Percy.



AGRADECIMIENTO

Mi sincero agradecimiento:

A la Universidad Nacional del Altiplano, en especial a la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, que mediante su personal docente formó parte de mi formación profesional.

Al Dr. Julio Málaga Apaza, director del presente trabajo de investigación, por su gran amistad y constante apoyo, sugerencias y críticas de su amplia experiencia profesional

Al Centro Experimental La Raya de la UNA-PUNO por haberme acogido y darme las facilidades para realizar el presente trabajo de investigación

Deseo expresar mi más sentido agradecimiento a los miembros del jurado: Dr. Jesús Esteban Quispe Coaquira, Dr. Marino Francisco Ávila Felipe, MSc. Wilbur Rubén Ayma Flores por sus oportunos consejos, correcciones y críticas que han ayudado a mejorar el presente trabajo

También agradezco a toda la plana docente de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia por haber sido parte de mi desarrollo profesional y personal

Agradezco a todos mis compañeros y ahora colegas de la promoción 2016 II de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, por compartir experiencias en campo durante nuestra estadía en el CE Chuquibambilla

Agradezco a todos mis amigos, compañeros de trabajo NEC POMATA III: Tomas, Marco, Rubén, Francisco, Edgar, Wilson, Wily, Magdalena, Cinthia, Karen, Marisol, Luz Mirian por su gran apoyo moral y así seguir luchando por mis metas.

Gracias a todos

Percy



ÍNDICE GENERAL

DEDICATORIA

AGRADECIMIENTO

ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE DE TABLAS

ÍNDICE DE ANEXOS

ÍNDICE DE ACRÓNIMOS

RESUMEN 10

ABSTRACT..... 11

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

1.1 OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN 13

1.1.1 Objetivo general 13

1.1.2 Objetivos específicos 13

CAPÍTULO II

REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 FISIOLOGÍA REPRODUCTIVA DE LA HEMBRA 15

2.1.1. Pubertad de la hembra 15

2.1.2. Comportamiento de la hembra 15

2.1.3. Dinámica folicular 16

2.1.4. Ovulación..... 20

2.1.5. Ciclo sexual 23

2.1.6. Estacionalidad reproductiva 25

2.1.7. Fertilidad..... 26

2.1.8. Gestación 26



2.1.9. Parto.....	27
2.1.10. Post parto	28
2.2 MÉTODOS DE DIAGNÓSTICO	28
2.2.1. Ultrasonido	29
2.2.2. Ecógrafo.....	29
2.3 FISIOLÓGÍA REPRODUCTIVA DEL MACHO	29
2.3.1. Espermatogénesis	29
2.3.2. Estacionalidad reproductiva del macho	30
2.3.3. Pubertad en el macho.....	31
2.4 ANTECEDENTES.....	31
2.4.1. Tamaño folicular.....	31
2.4.2. Fertilidad por IA con semen fresco	32

CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. LUGAR DE ESTUDIO	39
3.2 MATERIAL DE ESTUDIO	39
3.3 MATERIALES Y EQUIPOS.....	40
3.4 PROCEDIMIENTO	41
3.4.1 Instalaciones	41
3.4.2. Evaluación de las variables de estudio	42
3.5. ANÁLISIS ESTADÍSTICO	43

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 FERTILIDAD DE ALPACAS.....	44
4.2 GESTACIÓN DE ALPACAS.....	48



V. CONCLUSIONES.....	52
VI. RECOMENDACIONES	53
VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	54
ANEXOS.....	66

ÁREA: Reproducción Animal.

TEMA: Tasa de fertilidad y preñez en alpacas por empadre controlado.

FECHA DE SUSTENTACIÓN: 14 de junio del 2022.



ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1.	Tasa de natalidad en alpacas bajo empadre controlado, según tipo de empadre	35
Tabla 2.	Tasa de natalidad en alpacas bajo empadre controlado, según años y tipo de empadre.....	35
Tabla 3.	Tasa de fertilidad en alpacas bajo empadre controlado, según número de servicios y/ó apareamientos	35
Tabla 4.	Tasa de fertilidad en alpacas mediante empadre controlado, según número de servicios	37
Tabla 5.	Tasa de preñez en alpacas mediante empadre controlado, según número de servicios y estado reproductivo.....	38
Tabla 6.	Distribución de alpacas hembras para la investigación.	39
Tabla 7.	Tasa de fertilidad en alpacas bajo empadre controlado, según color de la majada.....	44
Tabla 8.	Tasa de fertilidad en alpacas bajo empadre controlado, según color de la majada y estado reproductivo.	44
Tabla 9.	Tasa de fertilidad en alpacas plantel bajo empadre controlado, según número de cópula y estado reproductivo.	45
Tabla 10.	Tasa de fertilidad en alpacas de color bajo empadre controlado, según número de cópula y estado reproductivo.	46
Tabla 11.	Tasa de preñez ó gestación en alpacas bajo empadre controlado, según color de majada.	48
Tabla 12.	Tasa de gestación en alpacas bajo empadre controlado, según color de la majada y estado reproductivo.	49



ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1.	Prueba de Ji-cuadrada para de tasa de fertilidad de alpaca de color	66
Anexo 2.	Prueba de Ji-cuadrada para de tasa de fertilidad de alpaca plantel.	66
Anexo 3.	Majada de alpacas con cría perteneciente a plantel.	67
Anexo 4.	Majada de Alpacas de color sin cría.	67
Anexo 5.	Apareamiento de alpacas de color.	68
Anexo 6.	Registro de datos del apareamiento controlado.	68
Anexo 7.	Prueba de fertilidad en hembras en presencia del macho.	69
Anexo 8.	Reproductores machos del plantel.	69



ÍNDICE DE ACRÓNIMOS

- CE : Centro Experimental La Raya.
- CS : Camélidos Sudamericanos.
- FAO : Organización de las Naciones Unidas Para la Alimentación y Agricultura.
- X^2 : Ji cuadrada
- X_c^2 : Valor de Chi-calculada
- O_i : Frecuencias observadas
- E_i : Frecuencias esperadas
- Σ : Sumatoria
- FSH : Hormona folículo estimulante
- GnRH: Hormona del hipotálamo
- LH : Hormona luteinizante
- Ug : Microgramo
- % : Porcentaje
- Gr. : Gramo
- SNC = Sistema nervioso central
- PGF2 α = Prostaglandina F2alfa
- IA : Inseminación artificial
- UNA : Universidad Nacional del Altiplano
- FMVZ: Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia
- $P < 0.05$: Existe diferencia significativa al 95%
- $P > 0.05$: No existe diferencia significativa al 95%



RESUMEN

Los objetivos fueron evaluar tasa de fertilidad y preñez en alpacas Huacaya blanca del plantel y de color según estado reproductivo y frecuencia de cópula; en el Centro Experimental La Raya -FMVZ-UNA Puno. Se utilizaron 100 alpacas de plantel y 100 de color; y dentro de cada majada 50 hembras sin cría y 50 madres con crías; a los cuales se asignaron 06 para plantel y 06 para las de color. Las hembras se aparearon mediante el empadre controlado, en el que se registró fecha de apareamiento, arete macho y hembra, tiempo de cópula; el día 14 post cópula se diagnosticó mediante comportamiento sexual de la hembra frente al macho, donde acepta ó rechaza; las que aceptan se aparearon una segunda y/ó tercera cópula; y las hembras que no aceptan se registraron como fertilizadas. Los datos se digitaron en hoja Excel y fue analizada mediante la prueba estadística de Ji – cuadrada. La tasa de fertilidad general en alpacas Huacaya plantel fue de 82.0 %, de color 87.0 % ($P>0.05$). Las fertilidades de alpacas plantel y de color sin crías mostraron 74.0 y 84.0 %, respectivamente; mientras las alpacas con cría tuvieron 90 y 88.0 % de fertilidad en el grupo plantel y de color, respectivamente. Las alpacas sin cría del grupo plantel lograron alcanzar tasas de fertilidad 48.0, 12.0 y 14.0 %; y las de con crías 46.0, 34.0 y 10.0 %, al 1er, 2do y 3er servicio, respectivamente. Mientras, las alpacas de color sin cría mostraron fertilidad de 62.0, y alpacas con cría 72.0 % al 1er servicio; sin embargo, en el segundo servicio las alpacas sin y con crías lograron fertilizar 22.0 y 16.0 %, respectivamente. La tasa de preñez en alpacas sin cría tanto del grupo plantel como del color mostraron 74.0 y 84.0 %, respectivamente; comparado a las alpacas con cría que tuvieron tasa de preñez de 84 y 84.0 %, en el plantel y de color, respectivamente. En conclusión, el empadre controlado en alpacas favorece generar registros reproductivos, productivos y genealogía entre progenitores y progenies.

PALABRAS CLAVES: Alpaca, Empadre controlado, Fertilidad, Frecuencia cópulas.



ABSTRACT

The objectives were to evaluate fertility and pregnancy rates in white Huacaya alpacas from the campus and colored according to reproductive status and copulation frequency; at the Experimental Center La Raya -FMVZ-UNA Puno. 100 alpacas from the campus and 100 colored alpacas were used; and within each flock 50 females without calves and 50 mothers with calves; to which 06 were assigned for campus and 06 for those of color. The females were mated through controlled mating, in which mating date, male and female earring, copulation time were recorded; on day 14 post copulation it was diagnosed by sexual behavior of the female in front of the male, where she accepts or rejects; those that accept mated a second and/or third copulation; and non-accepting females were recorded as fertilized. The data was entered into an Excel sheet and analyzed using the Chi-square statistical test. The general fertility rate in Huacaya campus alpacas was 82.0%, color 87.0% ($P>0.05$). The fertilities of alpacas stock and color without offspring showed 74.0 and 84.0 %, respectively; while alpacas with calves had 90 and 88.0 % fertility in the stock and color groups, respectively. The alpacas without calf of the group campus managed to reach fertility rates of 48.0, 12.0 and 14.0 %; and those with calves 46.0, 34.0 and 10.0 %, at the 1st, 2nd and 3rd service, respectively. Meanwhile, colored alpacas without calves showed fertility of 62.0, and alpacas with calves 72.0% at the 1st service; however, in the second service the alpacas without and with calves managed to fertilize 22.0 and 16.0 %, respectively. The pregnancy rate in alpacas without calves both from the stock group and from the color group showed 74.0 and 84.0 %, respectively; compared to alpacas with calves that had a pregnancy rate of 84 and 84.0 %, in stock and color, respectively. In conclusion, controlled mating in alpacas favors generating reproductive, productive and genealogy records between parents and offspring.

KEY WORDS: Alpaca, Directed breeding, Fertility, Copulation frequency.



CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

La fisiología reproductiva de las alpacas tiene un comportamiento sexual de tipo poliestrico anual, que se caracteriza por un período de gestación muy largo 342 días y un período posparto muy corto de 21 días, con una rápida involución uterina y pronta reanudación del ciclo ovárico, seguido de un período de lactación y gestación (Brown, 2000; Vaughan, 2011), esta especie debe sostener una secuencia de altas demandas de energía casi en simultáneo para los estados fisiológicos del mantenimiento, crecimiento, gestación, producción de leche y el reinicio del nuevo ciclo ovárico posparto (Van Saun, 2006). Los mismos que constituyen un conjunto de factores que desencadenan un permanente estrés metabólico y altas demandas de energía, casi en simultáneo (NRC, 2007). En las comunidades, el empadre y la parición se realiza en los meses de enero a marzo, época que coincide con la disponibilidad de pastos verdes de buen valor nutritivo; además las reproductoras se mantiene juntas por todo el año, la actividad sexual del macho es inhibida por la asociación continua entre ambos sexos, por ello la actividad sexual de las alpacas y llamas está circunscrito en un espacio de tiempo (Fernández Baca, 1971).

En camélidos, la posibilidad de mejora genética de los rebaños de productores mediante la prueba de progenie, con la formación de núcleos de reproductores, requiere años de trabajo y está limitada, entre otros factores, como es el largo intervalo generacional; esta situación, puede ser acelerado con el uso de la biotecnología reproductiva, tales como la inseminación artificial (IA). No obstante que, en camélidos el desarrollo de IA se reporta ya desde 5 décadas, estas experiencias fueron realizadas en centros experimentales en pequeños números de animales con resultados no satisfactorios



por la dificultad de la dilución del semen, que es obstáculo para el desarrollo masivo e igualmente en la hembra (Pérez, 2015).

En la actualidad, los sistemas de apareamiento no están bien implementados a nivel de pequeños criadores ni en el grupo de criadores sobresalientes para alcanzar los objetivos como es, las fertilidades de 90 %; ya que, siguen con la práctica de manejo reproductivo estacional, que es la más utilizada por la facilidad de introducir el reproductor macho en la majada de hembras, lo que no permite aumentar la población, pues se logra el 60 y 50 % de fertilidad y natalidad, respectivamente; a este problema una de las alternativas que mejora dichos índices es el empadre controlado o dirigido, ya que existe poca difusión de los resultados hacia la mayoría de los alpaqueros. Por lo cual, con este experimento se demostró que si se puede alcanzar más de 80 % de fertilidad con lo que se obtendrá la mayor cantidad de animales de reemplazo y de saca en beneficio del criador para que mejore sus ingresos económicos. Por tal virtud en el presente estudio se planteó los siguientes objetivos:

1.1 OBJETIVOS DE LA INVESTIGACIÓN

1.1.1 Objetivo general

Evaluar la tasa de fertilidad y preñez en alpacas mediante el empadre controlado en el Centro Experimental La Raya UNA – PUNO.

1.1.2 Objetivos específicos

Evaluar la tasa de fertilidad en alpacas Huacaya del plantel y alpacas de color según frecuencia de cópula y estado reproductivo.



Evaluar la tasa de preñez en alpacas Huacaya del plantel y alpacas de color según estado reproductivo



CAPÍTULO II

REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 FISIOLÓGÍA REPRODUCTIVA DE LA HEMBRA

2.1.1. Pubertad de la hembra

La pubertad se define como el inicio de la actividad sexual acompañada de ovulación (Bustinza, 2001). El inicio de la pubertad en alpacas hembras es alrededor de 12 - 13 meses de edad, mostrando una conducta similar a las alpacas hembras adultas. Un animal ha alcanzado la pubertad cuando es capaz de liberar gametos y de manifestar secuencias completas de comportamiento sexual (Hafez, 2000).

La mayoría de las alpacas muestran receptividad sexual a los 12 y 14 meses de edad, a pesar de haber comprobado que la actividad ovárica se inicia a edades más tempranas, (Novoa y col, 1972). La aparición de la pubertad está supeditada a las condiciones medio ambientales, especialmente a la situación nutricional; así, la pubertad se produce cuando el animal alcanza el 60% del peso corporal de un adulto, lo que supone unos 33 – 36 kg, (Sumar, 1985). Sin embargo, cuando las condiciones nutricionales son adecuadas es posible lograr que las hembras inicien su primera gestación a los 12 meses de edad, obteniéndose una buena tasa de fertilidad, (Fernández Baca, 1972; Novoa y Col, 1972).

2.1.2. Comportamiento de la hembra

Los camélidos domésticos, al ser especies de ovulación inducida no presentan ciclos estrales definidos, no obstante, existen periodos de receptividad sexual. Estos periodos son bastante prolongados durante la época de apareamiento y en ausencia de machos pueden durar hasta los 36 días presentando breves interrupciones que no



sobrepasan de 2 días (Novoa, 1989); una de los problemas más frecuentes se debería a ondas foliculares continuas de larga duración con presencia aparente de un folículo estrogénico y su consiguiente secreción de estrógenos, (Novoa, 1989; Fernández Baca, 1993).

La receptividad sexual no siempre está asociada con la presencia de un folículo dominante (Sumar, 1993), mientras que la no receptividad es una característica diferencial entre hembras preñadas y vacías; puesto que se considera que dentro de los 18 a 20 días posteriores a la monta, cuando la receptividad no está presente es debido a la preñez, por el efecto inhibitorio de la progesterona (Fernández Baca, 1971).

2.1.3. Dinámica folicular

El folículo es la unidad estructural y funcional de los ovarios. La foliculogénesis, se define como el proceso de formación, crecimiento y diferenciación folicular. Abarca desde el estadio de folículo primordial hasta el de folículo pre-ovulatorio (Gigle *et al.*, 2006).

Los folículos se clasifican en primordiales, primarios, secundarios y terciarios de acuerdo a las características histológicas de las células de la granulosa que rodean al ovocito y al grado de maduración del mismo. Durante la vida fetal se produce la diferenciación de los folículos primordiales. Algunos folículos comienzan a diferenciarse en primarios y secundarios debido a que la primera activación folicular es en principio gonadotrófica independiente. La activación de los folículos terciarios ocurre en forma de ondas y es gonadotrófica dependiente. Varios folículos comienzan a crecer simultáneamente hasta que uno de ellos se diferencia en dominante y otros se atresian (Gigle *et al.*, 2006).



En los camélidos, la hembra al no ser expuesta al macho desarrolla 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 (igual o mayor a 7 mm de diámetro); mientras que los demás regresionan (Bravo *et al.*, 1990; Fernández Baca, 1993; Brown, 2000). Las tres fases o estadios descritos son: crecimiento, estática y regresión (Bravo *et al.* 1990; Novoa, 1991). En el estadio estático o de maduración el folículo dominante inhibe el desarrollo de los folículos más pequeños (Bravo *et al.* 1990). Es la activación y crecimiento simultánea de un grupo de folículos terciarios que en un punto divergen continuando uno de ellos su crecimiento y diferenciación (folículo dominante) mientras que los otros (folículos subordinados) se atresian. A medida que los estudios moleculares fueron avanzando, han permitido determinar que los folículos secundarios ya expresan receptores para FSH y requieren de su estimulación para formar la cavidad antral (Gigli *et al.* 2006).

En los camélidos sudamericanos se observa el desarrollo de ondas foliculares cíclicas, relacionado con el crecimiento, maduración y atresia del folículo dominante (Bravo y Sumar, 1989). Las tres fases o estadios descritos son crecimiento, maduración y regresión (Bravo *et al.* 1990). En el periodo de maduración o estático 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).

El folículo dominante parece controlar su duración (Adams, 2001), puesto que, si no hay ovulación se atresia, reconociéndose un nuevo folículo 2 a 3 días después de la primera disminución de tamaño del folículo dominante (Bravo *et al.* 1990a).



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) en donde uno de los ovarios presenta folículos de tamaño ovulatorio mientras que en el otro van creciendo otros folículos que rápidamente adquirirán el tamaño ovulatorio cuando en el anterior se vuelven atrésicos (Bravo *et al*, 1990; Fernández-Baca, 1993; Brown, 2000), explicándose los largos periodos de aceptación de la hembra frente al macho. La receptividad se observa cuando el folículo tiene diámetros ≥ 6 mm (Bravo *et al*, 1989). El crecimiento del folículo dominante (≥ 6 mm) está relacionado con la regresión de los folículos subordinados, estando la inhibina relacionada con la inhibición de los folículos pequeños (Adams *et al*, 1990; Bravo *et al*, 1990a). En el caso de que la hembra no reciba el estímulo ovulatorio continuarán desarrollándose ondas foliculares anovulatorias en camélidos sudamericanos (Bravo *et al*, 1990a; Adams *et al*, 1990). Es decir, si no ocurre cópula el folículo dominante se atresia y el nuevo folículo dominante puede ser reconocido 2 a 3 días después que se da el descenso de tamaño del folículo dominante presente inicialmente (Bravo *et al*, 1990a).

Sin embargo, después de la cópula, de la ovulación y de la formación del cuerpo lúteo se produce la emergencia de una nueva onda folicular con presencia de un folículo dominante que no llega a ovular y posteriormente regresiona (Araínga, 2002). En el ovario de las llamas pueden encontrarse en cualquier momento más de un folículo, pero sólo uno desarrolla el mayor tamaño (> 7 mm) y se vuelve dominante (Adams *et al*. 1990; Bravo *et al*. 1990). En los camélidos las ondas foliculares tienen una duración de 10 a 12 días (Bravo *et al*. 1990). Bravo y Sumar (1989), encontraron que el crecimiento folicular toma en promedio 4 días (3–5 días) para alcanzar el tamaño ovulatorio (7-12 mm) los cuales perduran en promedio 4 días (2-8días), con folículos que subsecuentemente sufren atresia durante un periodo de 4 días (3- 5 días). El intervalo entre las ondas foliculares no



ovulatorias en alpacas es de 15.4 ± 0.5 días (Vaughan, 2001; Vaughan *et. al.* 2004) y en llamas de 18 ± 2.6 días (Chaves *et. al.* 2002) y se sugiere que la extensión de estos intervalos varía en relación con el diámetro del folículo dominante, es decir, un menor intervalo estaría asociado con el menor diámetro del folículo. En llamas, los intervalos entre los sucesivos folículos dominantes que emergen, según Adams *et. al.* (1990) son de 19.7 días para llamas vacías y 14.8 días para llamas preñadas, siendo menores en llamas lactantes; mientras que (Bravo *et. al.* 1990) reportan en llamas entre 1 a 2 meses posparto un intervalo entre ondas de 11.1 días en promedio.

Los camélidos sudamericanos son una especie animal que logran ovular mediante la copula o por la administración de hormonas como GnRH y HCG, también llamadas de ovulación inducida (Cervantes, 2007; Tibary *et al.*, 2015); por lo que no tienen un ciclo estral establecido y mantienen ondas foliculares continuas donde se observa un constante crecimiento, maduración y atresia de los folículos, donde luego de regresión, se da inicio a una nueva onda folicular sin la presencia de la ovulación. Este proceso se da de forma continua hasta que se da la copula (Riveros *et al.*, 2010; Ferrer *et al.* 2002; Gigli *et al.* 2006; Vaughan y Tibary, 2006). Los ovarios pueden desarrollar una onda folicular intercalando ambos ovarios sin que este afecte el desarrollo del folículo en el otro ovario, pudiendo mostrarse la aceptación del macho en cualquier época del año. Una vez que se presenta la ovulación, con la consecuente presentación del cuerpo lúteo, los niveles de progesterona se encontraran dominando, influenciando en el comportamiento de la hembra, lo que se demuestra como rechazo a la monta (Bravo, 2002).

El estradiol es el estrógeno (E2) primario biológicamente activo producido por el ovario. La estrona y estriol son producidos en cantidades pequeñas. Todos los E2 ováricos son sintetizados a partir de precursores androgénicos. Algunas de sus funciones fisiológicas son participar en el desarrollo de las características sexuales secundarias de la



hembra, a nivel de SNC para inducir el comportamiento estral. Ejercen el control de retroalimentación positiva y negativa en la liberación de LH y FSH en el hipotálamo. En el útero actúan potencializando los efectos de la oxitocina y PGF2 α para aumentar la amplitud y frecuencia de las contracciones (Hafez y Hafez, 2002).

La mayor concentración de estradiol se alcanza cuando el folículo adquiere su diámetro máximo, en las alpacas a los 8 días del inicio de la oleada de crecimiento (Vaughan, 2001) y en las llamas a los 10-13 días (Chaves *et al.*, 2002). Los folículos mayores a 6 mm son responsables de la continua receptividad. El comportamiento de la hembra se asocia con las concentraciones plasmáticas de estradiol 17- β (33- 700 pmol/L). Los valores permanecen elevados por 18-24 horas post empadre para caer significativamente durante el segundo día, permaneciendo bajo y estable hasta el día 10 (Bravo *et al.*, 1990b).

2.1.4. Ovulación

Las alpacas presentan ovulación inducida por la monta del macho y un factor de inducción de ovulación en el plasma seminal del macho. La ruptura folicular (ovulación), ocurre alrededor de las 26 horas después de la monta, la falla en la respuesta ovulatoria postmonta, alcanza un valor de 20% en hembras multíparas, y un 74% en hembras juveniles (35 kg de peso) y un 33% no ovulan en períodos de lactación. En ausencia del macho, las alpacas hembras pueden permanecer en estro hasta más de 30 a 40 días, con periodos ocasionales de anestro que no suelen durar más de 48 horas (Novoa, 1998). También se sabe que algunas alpacas pueden ovular sin el estímulo coital, cuando han estado inicialmente aisladas del macho y que, al ser expuestas a un macho sin permitir la intromisión del pene, se observó hasta un 5% de ovulaciones llamadas espontaneas.



Para la inducción de ovulación en alpacas también se utilizó hormonas, logrando inducir la ovulación con 1 mg de LH y también con el uso de GnRH en una dosis de 4 a 8 μg para provocar el estímulo adecuado para la ovulación (Hafez, 2002). Se menciona que con la aplicación de gonadotropina coriónica humana hCG 750 IU provoca la ovulación, así mismo el uso de GnRH en dosis de 4 a 1000 μg resultan ser tan efectivas para la ovulación como el acto de la cópula (Bravo, 2002a). Otros autores indican haber utilizado 0.006 mg o 12 pg de GnRH para inducir la ovulación (Cárdenas, 2002).

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 (Novoa, 1989).

Ratto, *et al.* (2005), al realizar la comparación de métodos de inducción de ovulación con macho y el uso de 5 mg de LH, 50 μg de GnRH en llamas, encontró 80%, 91% y 80% de ovulación en cada grupo respectivamente dicho autor indica que no existe diferencia entre los diferentes métodos de inducción de ovulación, así mismo no hubo diferencia en el diámetro máximo de los cuerpos lúteos posteriores a la inducción de ovulación.

El folículo dominante es el que contiene una mayor concentración de estrógenos que van a actuar como un indicador de maduración, provocando, mediante un efecto de retroalimentación positiva, tanto en el hipotálamo como en la hipófisis una secreción masiva de LH, conocida como “pico de LH”. La acción del pico de LH está dirigida a activar la maduración final y ovulación del folículo dominante, los restantes folículos son eliminados por atresia folicular. La secreción del pico de LH, desencadena una serie de cambios bioquímicos y morfológicos en el folículo que culminan con la maduración del



ovocito primario, ruptura de la pared folicular y la consiguiente salida al exterior del óvulo maduro (García *et al.* 1995).

En la llama en cada onda folicular, emergen un grupo de folículos, uno de los cuales (el folículo dominante) continuará su crecimiento hasta alcanzar su diámetro máximo de 9-16 mm., la acción inhibitoria del folículo dominante lleva el resto de los folículos de la misma cohorte (subordinados) a detener su crecimiento y atresarse. Entre 1 y 4 días de comenzada la regresión del folículo dominante emerge la onda (Adams *et al.* 1990; Bravo *et al.* 1990).

En el crecimiento folicular intervienen la proliferación y la diferenciación inducidas por hormonas de células de la teca y de la granulosa, lo que finalmente causa un incremento en la capacidad de los folículos de producir estradiol y de reaccionar a las gonadotropinas. La producción de estradiol determina cual folículo adquirirá los receptores de LH necesario para la ovulación y luteinización. Las perturbaciones en la respuesta de la granulosa y teca a las señales gonadotropinicas interrumpen el crecimiento folicular e inician la atresia (Hafez, 2000).

En camélidos el estímulo para la descarga de la hormona luteinizante y la subsiguiente ovulación es la introducción del pene, el estímulo de la monta sola sin la introducción del pene, resulta en una baja tasa de ovulación (Fernández-Baca *et al.* 1970). Períodos de monta por un tiempo de 5 minutos como mínimo es suficiente para la inducción de la ovulación en alpacas, esto en presencia de un folículo preovulatorio, así mismo se reporta un 5 % de ovulaciones espontáneas cuando la hembra es aislada del macho y luego la presencia ante este (Bravo, 2000; Sumar, 2000).



La ovulación en alpacas y llamas puede ser inducida por la administración de hormonas exógenos como la Gonadotropina Coriónica Humana (hCG), Hormona Liberadora de las Gonadotropina (GnRH) o Hormona Luteinizante (LH) (Huanca *et. al.* 2001). La ovulación ocurre alrededor de las 30 horas después de la aplicación de GnRH, LH o por estímulo de monta (Ratto *et. al.* 2006).

2.1.5. Ciclo sexual

En los mamíferos de ovulación inducida o refleja, tal como en los camélidos, la ovulación ocurre como respuesta a la cópula; es decir, que la ovulación en la alpaca es provocada, y los factores que estimulan las descargas de hormonas hipofisarias responsables de la ovulación parecen ser de naturaleza nerviosa y algunas veces emocional, tal como indican los estudios realizados hasta la fecha. En ausencia de macho, la hembra presenta lo que se ha venido en llamar “ondas foliculares” de una duración aproximada de 10 – 12 días, es decir crecimiento de los folículos de Graaf, maduración y regresión o atresia de los folículos (Sumar, 1997).

Al evaluar el ciclo folicular por laparoscopia, determinó que el folículo se desarrolla en tres etapas: crecimiento, mantenimiento y regresión, promediando para cada fase 4 días y durando aproximadamente 13 días para cada onda folicular en las alpacas (rango 9-17 días). La etapa de crecimiento, los folículos son de diámetro entre 3-8 mm tomando en promedio 4 días (rango: 3-6 días) para llegar al tamaño ovulatorio; este folículo permanece como folículo ovulatorio (folículo de Graf) cuando llega a un diámetro de 8-12 mm por 4 días (rango: de 6-12 días), volviéndose atrésico en un periodo de días, hasta llegar a un diámetro de 3 mm (Bravo y Sumar, 1989).



El ovario de la alpaca desarrolla folículos en forma de ondas las cuales se repiten con un intervalo de 10,8 días en promedio, estas fueron determinadas a través de la ecografía, sin alterar el funcionamiento normal de los ovarios, así también por análisis de sulfato de estrona en orina, ahora, en presencia de un folículo de más de 8mm la descarga pre ovulatoria de la hormona luteinizante es evidente después de la primera copula. Una segunda cópula con un intervalo de 24 horas no aumenta la secreción de LH, para su mejor explicación, el desarrollo folicular permaneció como maduro (folículos de 8 a 12 mm) por 4,8 días. El periodo de regresión fue de 4,7 días dando como promedio a lo ya mencionado. (Bravo, 1990).

En los camélidos sudamericanos se observa el desarrollo de ondas foliculares cíclicas, relacionado con el crecimiento, maduración y atresia del folículo dominante (Bravo y Sumar, 1989). Las tres fases descritas son crecimiento, maduración y regresión; en la fase de maduración o estático el folículo dominante inhibe el desarrollo de los folículos más pequeños (Bravo *et al.* 1990b), reportándose una relación inversa entre el diámetro del folículo dominante y el número de folículos pequeños (Adams *et al.* 1990). El folículo dominante parece controlar su duración (Adams, 2001), puesto que, si no hay ovulación se atresia, reconociéndose un nuevo folículo 2 a 3 días después de la primera disminución de tamaño del folículo dominante.

Las ondas foliculares tienen una duración en alpacas de 12 a 14 días (Bravo, 2002), en llamas de entre 20 a 25 días (Adams *et al.*, 1990), 22.6 ± 2.5 (Chaves *et al.*, 2002) y en vicuñas 7.25 ± 0.46 días en promedio (Miragaya *et al.* 2004).

El cuerpo lúteo se desarrolla 3 a 4 días después de la inducción de la ovulación por la monta del macho, este cuerpo lúteo comienza secretar progesterona; si no ocurre la



concepción, las prostaglandinas son liberadas del útero e induce la regresión del cuerpo lúteo 10 a 12 días después de la monta (Adams *et al.* 1989; Pérez, 1994).

2.1.6. Estacionalidad reproductiva

Las alpacas y llamas se reproducen todo el año, por lo tanto, su comportamiento sexual es de tipo poliestrico anual; cuando las hembras permanecen aisladas y son expuestas al macho muestran actividad sexual. En las pequeñas y grandes explotaciones, el empadre y la parición se programan de preferencia para los meses de enero a marzo, época que coincide con la disponibilidad de pastos verdes de buen valor nutritivo; en cambio en las comunidades en las cuales los machos y hembras se mantiene juntas por todo el año, la actividad sexual del macho es inhibida por la asociación continua entre ambos sexos, por ello la actividad sexual de la alpacas y llamas está circunscrito en un espacio de tiempo (Fernández Baca, 1971).

La actividad ovárica y la fertilidad post parto fue estudiada por Bravo *et al.*, (1994) quienes observaron que 30 días después del parto, las hembras presentaron un folículo mayor que a los 10 y 20 días (9,1; 7,9 y 8,8 mm, respectivamente), y que la tasa de gestación con un apareamiento a los 10 días post parto (21%) fue menor que la obtenida en hembras servidas entre 20 y 30 días post parto (61%). Un tamaño ovulatorio (7 mm) estuvo presente 7,4 días post parto (4 a 14 días) y el tamaño fue menor en la primera onda folicular (7,4 mm) que la segunda y tercera onda (9 a 10 mm) (Bravo *et al.*, 1995).

El efecto de la estación del año sobre la actividad reproductiva fue estudiado en llamas en el altiplano argentino (Cancino *et al.* 1999) utilizando un implante de Norgestomet (SyncroMate) y estos autores observaron que tanto la actividad ovárica como la sincronía en el crecimiento folicular tiende a estar deprimida en la época invernal.



2.1.7. Fertilidad

Producida la ovulación, se da inicio a la organización estructural y funcional del cuerpo lúteo (CL) por acción de la LH; las células tecales se luteinizan para dar lugar a las células luteales pequeñas, además se produce la hipertrofia y luteinización de las células de la granulosa dando lugar a las células luteales grandes; ambas células luteales son responsables de secretar progesterona (P4) (Hafez, 1996).

Un apareamiento fértil propicia la formación de cuerpo lúteo que permanece funcional durante la gestación, pero hay disminución de cuerpo lúteo y disminución de progesterona en la plasma en los días 8-10 (Hafez, 2000). En alpacas y llamas no preñadas, un incremento de la secreción de PGF₂ se observó desde el día 9 al 12 post cópula alcanzando picos de valor alto; en animales preñados el incremento fue lento, pero el día 24 alcanzó valores considerablemente altos comparados con los registrados en el día 4 (Aba y col., 2000).

2.1.8. Gestación

Es el periodo comprendido entre la implantación del blastocisto, la expulsión o extracción del feto y las membranas fetales (Hafez, 2000); el periodo de gestación en alpacas Huacaya y Suri es de 343 y 346 días respectivamente (Novoa, 1996); la mayor parte de las gestaciones se presentan en el cuerno uterino izquierdo (Fernández-Baca y col., 1973). Siendo el cuerpo lúteo necesario para la conservación de la preñez durante todo el período de gestación en alpacas, existiendo una relación entre el diámetro del cuerpo lúteo y la concentración de progesterona en plasma (Sumar, 2002).



2.1.9. Parto

Los camélidos sudamericanos muestran celo post parto. 48 horas post parto las hembras son sumisas al macho, adoptando la posición de cópula y ser servidas. Sin embargo, estos servicios no tienen éxito debido a que:

El cuerpo lúteo está en plena regresión.

La involución del útero está en progreso.

La formación del desarrollo folicular pre ovulatorio es pobre (Sumar, 1983).

Tradicionalmente en las explotaciones alpaqueras, los machos y hembras permanecen mezclados; en tales circunstancias el empadre ocurre casi inmediatamente después del post parto, si al final queremos tener un buen porcentaje de hembras preñadas, es conveniente que las paridoras tengan el tiempo suficiente de descanso para la recuperación del tracto genital y poder recibir la nueva concepción y garantizar su desarrollo hasta el final de la gestación (P.N.I.C - INIA, 2001).

La fertilidad de la hembra está también relacionada al periodo de descanso post-parto antes del empadre. Las hembras en lactación empadradas a los 10 días después del parto tuvieron bajas tasas de ovulación, concepción y preñez frente a aquellas que tuvieron un descanso de 20 ó 30 días, y como consecuencia de esto, el porcentaje de hembras vacías es muy alto a los diez días que después de más de veinte días. Por consiguiente, la hembra debe descansar 20 o más días después del parto para su recuperación fisiológica y anatómica (Sumar, 1997).



2.1.10. Post parto

La actividad sexual del macho durante los diez primeros días del empadre es intensa pero luego va disminuyendo paulatinamente hasta menos de la mitad de las cópulas que hacía en el inicio. La fertilidad del macho, dentro de este periodo corto, no varía cuando se les expone a varias cópulas, pero varía moderadamente por día. En un experimento, al empadrear 16 machos repartidos en cuatro grupos que copulan 1, 2, 3 o 4 veces al día, se encontró que no había diferencias en la fertilidad de los machos por grupos con diferente número de cópulas por día porque en primer lugar la tasa de ovulación en los cuatro grupos fue similar, con un promedio de 78,9%; en segundo lugar, el porcentaje de hembras preñadas también fue similar con un promedio similar con 40,5% de promedio general (Sumar, 1997).

2.2 MÉTODOS DE DIAGNÓSTICO

La introducción de tecnologías modernas en reproducción animal, como la ultrasonografía, ha permitido mejorar sustancialmente los índices de eficiencia reproductiva en diversas especies domésticas. Los principales avances introducidos por la ultrasonografía, que han tenido impacto sobre la eficiencia reproductiva, son: reconocimiento de la calidad estructural y funcional de las gónadas y tracto reproductivo en muchas especies domésticas con la ultrasonografía transrectal se ha estudiado en camélidos sudamericanos eventos reproductivos tales como el desarrollo de los folículos ováricos, la ovulación, el desarrollo y regresión del CL, la preñez temprana y mortalidad embrionaria, entre otros (Bourke, *et al.* 1992).



2.2.1. Ultrasonido

En alpacas el método del ultrasonido revela una seguridad del 89% a partir de los 70 días de gestación hasta los 110 días (Alarcón, y *col.* 1989) y de 92% a los 80 días (Ampuero, y *Col.* 1989); por el método de la ecografía con un transductor de 5 MHz se puede encontrar la vesícula embrionaria desde el día 17 y la presencia del embrión desde el día 30 (Cárdenas y *Col.*, 2003).

2.2.2. Ecógrafo

La ecografía es el más fiable de los métodos de diagnóstico de la preñez. El diagnóstico precoz y exacto de la gestación es importante para un manejo efectivo de la reproducción. Una ecografía devuelve una "imagen" de los órganos internos y cualquier feto que pueda estar presente. La ecografía transrectal se puede realizar desde 15 a 20 días después del servicio; sin embargo, los operadores muy calificados pueden ser capaces de detectar gestaciones desde los 7-9 días utilizando esta técnica. La ecografía transabdominal puede detectar la preñez desde los 40 días pos servicio (Bustinza, 2001).

2.3 FISIOLÓGÍA REPRODUCTIVA DEL MACHO

2.3.1. Espermatogénesis

Es el proceso por el cual se forman los espermatozoides en los túbulos seminíferos del testículo (Sorensen, 1982). Estudiando cortes histológicos en alpacas machos prepúberes, señalan que, en promedio, los primeros espermatozoides se observan a los 18 meses edad. Así mismo indican que la espermatogénesis en los adultos no muestra variaciones marcadas (Fernández-Baca, 1991).



La espermatogénesis comprende tres fases: la Espermatocitogénesis, fase en la cual las células germinales primordiales se convierten en espermátides, la espermiogénesis, fase en la cual las espermátides redondas se transforman en espermatozoides y la espermiación, es la liberación de las células germinales al interior de los túbulos seminíferos (Sorensen, 1982; Hafez, 1989). La duración de la espermatogénesis; un ciclo completo de espermatogénesis es determinado por el tiempo de los estadios llamados “ciclos del epitelio seminífero”, el tiempo necesario para completar un ciclo del epitelio seminífero varía según las diferentes especies domesticas: cerca de 9 días en el verraco, 10 días en el carnero, 12 días en el garañón y 14 días en el toro. Según la especie, se requieren de cuatro a cinco ciclos del epitelio seminífero antes de la espermatogonia tipo A del primer ciclo haya completado la metamorfosis de la espermiogénesis, aunque hay diferencias de velocidad de espermatogénesis el proceso es uniforme en cada caso el proceso es uniforme en cada especie (Galina *et. al.* 1995; Hafez, 1989). La duración de la espermatogénesis se ha estimado en 54 a 63 días en los toros, 64 a 74 días en el hombre, 40 a 49 días en los carneros y 38 a 44 días en el ratón (Salisbury *et. al.* 1982).

2.3.2. Estacionalidad reproductiva del macho

En algunas especies domésticas, como el carnero, se observa variaciones estacionales en la calidad y cantidad de semen; así como, en los niveles de testosterona, tales cambios están asociados a la función gonadal del carnero. La conducta sexual en las alpacas los machos, muestran un incremento de la libido a medida que se acerca la estación sexual (enero a abril), para luego disminuir notablemente en la época de secas, mayo a noviembre (García *et al.* 2005).



2.3.3. Pubertad en el macho

La pubertad se define como la edad en la cual se inicia la espermatogénesis o mejor aún, cuando espermatozoides fértiles se encuentran en el semen eyaculado. Al momento de nacer, la alpaca pesa, en promedio 7,50 kg y el pene se encuentra completamente adherido al prepucio por el tejido embrionario, lo que previene la protrusión del prepucio. Estas adherencias desaparecen gradualmente, a medida que el animal crece y se inicia la producción de la testosterona en el testículo. A la edad de un año y con un peso promedio de 33 kg algunos machos muestran interés sexual por las hembras. Pero, a esa edad, sólo alrededor del 8% de los machos jóvenes (tuis) se encuentran libres de las adherencias pene - prepuciales; mientras que a los dos años y con un peso promedio de 48 kg, el 70% de los machos ya no tiene estas adherencias; y a los 3 años de edad, el 100 % ya no las tiene. La testosterona sérica en alpacas machos de 9 a 12 meses de edad revela que el inicio de la pubertad ocurre a partir del décimo 11er mes, edad en la que la producción media de la testosterona no sólo se hace mayor, sino que se encuadra en el rango de los valores normales para animales adultos (Novoa, 1985).

2.4 ANTECEDENTES

2.4.1. Tamaño folicular

En alpacas, el diámetro folicular máximo en promedio es de 9mm con intervalo de 8-12mm (Aba, 2014). Otros estudios indican que el diámetro máximo del folículo dominante en alpacas en promedio es de 8.8 ± 0.3 mm (Vaughan *et al.* 2004). En estudios recientes indican que el diámetro del folículo dominante en alpacas es de 10.3 ± 1.6 mm, que fueron alimentados con pastos naturales y suplementados con heno de avena y alfalfa durante 60 días (Hanco, 2014).



Se realizaron evaluaciones ecográficas para determinar el tamaño máximo del folículo dominante, la tasa de ovulación, el tamaño del cuerpo lúteo y la tasa de concepción al día 26 post cópula. Los resultados encontrados fueron: 7.3 ± 0.67 y 7.1 ± 0.4 mm; 96.3 y 93.3 %; 10.8 ± 3.2 y 9.1 ± 2.6 mm y 51.9 % y 70.0 %; para tamaño máximo del folículo dominante, tasa de ovulación, tamaño del cuerpo lúteo y tasa de concepción al día 26 post copula, para los tratamientos 1, con suplementación y T2 (sin suplementación), respectivamente, sin diferencias significativas entre los tratamientos (Machaca, 2015).

Estudios realizados en alpacas con suplementación energética tuvieron un mayor tamaño folicular ($P=0.0123$) que las alpacas sin suplementación de 9.14 ± 1.95 vs. 8.14 ± 1.59 mm de diámetro respectivamente (Llacsá, 2012). En un estudio en vicuñas, quienes indican que el diámetro del folículo dominante es de 8.4 ± 0.3 mm en promedio, que fueron alimentados con heno de avena y alfalfa (Miragaya *et. al.* 2004). La presencia de folículos ovulatorios fue de 61.65% y 51.88% en los ovarios derechos e izquierdo respectivamente siendo similares (De la Vega y Pérez, 1996).

Estudios realizados en alpacas con suplementación energética presentaron de 1.52 ± 0.43 vs. 1.31 ± 0.29 folículos dominantes para alpacas con y sin suplemento energético ($P=0.021$) (Llacsá, 2012).

2.4.2. Fertilidad por IA con semen fresco

En un trabajo de investigación se evaluó la inseminación artificial con semen diluido (PBS + Suero fetal de alpaca) a tres diferentes concentraciones de 4, 8 y 12 millones de espermatozoides, para lo cual utilizaron 133 alpacas hembras donde previamente se determinó el folículo pre-ovulatorio por palpación rectal y se indujo la ovulación con macho vasectomizado, la inseminación artificial se realizó a las 18, 24 y 30 horas después de la inducción de ovulación determinándose el diagnóstico de gestación por ecografía y



palpación rectal, el total de hembras gestantes al finalizar el trabajo fue 54 alpacas que representa el 40.60% de gestaciones (De La Vega y Pérez, 1996).

Se evaluó la capacidad fecundante de los espermatozoides colectados de los conductos deferentes realizando la inseminación artificial en 11 alpacas con espermatozoides frescos diluidos y realizando el diagnóstico de gestación 30 días post inseminación obteniendo 36.36% de gestación en alpacas (Pérez *et. al.* 2008).

En un estudio de inseminación artificial en alpacas en el CIP La Raya, se utilizaron 51 alpacas donde se indujo la ovulación con macho vasectomizado, la inseminación fue realizada con espermatozoides diluidos en el dilutor tris yema, donde se reportó el 47.05% de gestación acumulada de tres repeticiones diagnosticados por ecografía 30 días post inseminación (Caparó, 2009).

Se realizó inseminación artificial por un periodo de tres años con semen fresco obtenido por vagina artificial y diluido con una solución de PBS más glucosa, se inseminaron 399 alpacas hembras de raza Huacaya, en comunidades campesinas de Lampa, donde se reporta tasas de preñez a los 20 días por ecografía del 36%, 58.65% y 58.36% y un porcentaje de natalidad de 32.00%, 46.15% y 46.15% para los años 2005, 2006 y 2007, respectivamente (Quina, 2008).

En otro estudio sobre inseminación artificial realizado a campo en la EE. Illpa INIA – Puno, anexo Quimsachata y comunidades de la Cuenca del Huenque, donde la ovulación se indujo con un análogo sintético de GnRH y LH e inseminadas con una dosis de 0.8cc de semen diluido por animal, cuyo semen se colectó por vagina artificial entre las 28 a 32 horas post inducción de ovulación, siendo el porcentaje de preñez por la presencia del macho de 50.73% a los 45 días (Apaza *et al.*, 2001).



En otro trabajo de inseminación artificial en alpacas realizado por Cárdenas (2002); donde las hembras fueron inducidas a ovular con GnRH en dosis de 0.006mg de buseralina, se encontró un porcentaje de gestación del 20%, (5/25).

Al utilizar 38 llamas hembras tratadas con análogo de GnRH para inducir la ovulación, e inseminadas artificialmente a las 24 horas después, con semen fresco diluido en yema de huevo citrato glucosa glicerol DMSO con una dosis de semen por pajilla de 25 millones de espermatozoides aproximadamente, el diagnóstico de gestación se realizó por palpación transrectal a los 60 días post inseminación artificial, encontrando 21.70% de gestación (Aller y col., 2003).

En otro estudio realizado con suplementos nutritivos el porcentaje de preñez para grupo hembras con Preñatec empadradas con machos Preñatec fue 90%, el grupo de hembras con Catosal empadradas con machos Catosal fue 50% y hembras control empadradas con machos control fue 76%. Las alpacas fueron mantenidas en pastura natural y la suplementación nutritiva fue sistémica vía intramuscular, 4 ml cada semana por 6 semana, antes del empadre (Bravo y Alarcón, 2015).

Empadre alternado, conocido también como empadre rotativo, consiste en agrupar puntas de hembras en forma similar que el empadre masivo, la modificación está en utilizar dos grupos de machos para el empadre. Estos grupos formados por un 3% cada uno intercalan en la monta; existen diversas variaciones: a) Empadre alternado 7 x 7, se intercalan 7 días de trabajo y 7 días de descanso durante 2 meses. b) Empadre alternado 15 x 15 en ésta modalidad de intercalan 15 días de trabajo y 15 días de descanso durante 2 meses, se obtienen como resultados en 200 animales 76% de natalidad. c) Empadre alternado 25 x 10, en este tipo de empadre se intercalan 25 días de trabajo y 10 días de descanso durante 60 días, no se tienen resultados de natalidad en este sistema. d) Empadre alternado en comunidades,

consiste en que para el período de descanso los machos son atados o maniatados de uno de los miembros anteriores de modo que no pueda realizar el servicio (Huanca, 1992).

Tabla 1. Tasa de natalidad en alpacas bajo empadre controlado, según tipo de empadre

Autores y año	Tipo de empadre	Clase reproductiva	% de natalidad
Novoa y col, 1973	Alternado 7 x 7	Adultas con cría	90.0
Novoa y col, 1973	Alternado 7 x 7	Adultas vacías	73.0
Novoa y col, 1973	Alternado 7 x 7	Primerizas	77.0
Condorena y col, 1979	Primerizas	85.0
Pinto 1990	Alternado 7 x 7	Adultas	63.0
Pinto 1990	Alternado 15x15	Adultas	76.0
Huanca, 1992	Controlado	Adultas	76.0
Pari y otros 1992	Primerizas	52.0

Quispe, T. (1996)

Tabla 2. Tasa de natalidad en alpacas bajo empadre controlado, según años y tipo de empadre

Tipo empadre				
Años	Alternado	Amarrado	Continuo	Estacional
1989	76.7 ± 1.57	84.0 ± 5.00	73.6 ± 2.60	64.1 ± 1.40
1990	75.5 ± 1.94	69.9 ± 0.30	69.5 ± 1.97	72.0
1991	77.5 ± 2.38	73.4 ± 3.51	73.3 ± 3.44	78.6
Promedio	76.5 ± 1.31	69.1 ± 2.92	72.1 ± 2.65	72.1 ± 3.8

(Huanca, 1992)

Tabla 3. Tasa de fertilidad en alpacas bajo empadre controlado, según número de servicios y/ó apareamientos

N° de servicios	Hembras	Hembras	Hembras
	Primerizas	sin cría	con cría
	40	100	180
Primer	14 (35%)	38 (38%)	112 (62.2%)
Segundo	9 (22.5%)	24 (24%)	45 (25%)
Tercer	10 (25%)	15 (15%)	12 (6.7%)



Cuarto	2 (5%)	8 (8%)	0 (0%)
Preñez acumulada	35(87.5%)	85(85%)	169(93.9%)

Huanca, T. (2019)

Al evaluar el número de fertilidad, según la identificación de las alpacas (Tabla 3), se pudo observarse que el mayor número de preñez fue registrado, para todas las identificaciones, con el primer apareamiento, siendo que las alpacas hembras con crías registraron un alto porcentaje de preñez (62.20 %), seguidas de las alpacas sin crías y primerizas con 38 y 35 %, respectivamente. Estos valores aumentaron conforme se incrementó el número de apareamientos, destacándose las alpacas madres con cría, quienes alcanzaron una fertilidad acumulada de 93.9 % de preñez, seguida por las primerizas que entran por primera vez al empadre con 87.5 % y finalmente las alpacas madres sin cría con 85 %

Pacheco, *et. al.* (2020), encontró la fertilidad de alpacas primerizas, multíparas y la fertilidad general, así como el número de servicios, el porcentaje de hembras que no preñaron (NP), y la fertilidad acumulada (FERT ACUM). El tiempo promedio de cópula general fue de 25.03 minutos y la tasa de servicios/concepción fue de 1.13. Existe diferencia estadística ($p \leq 0.05$) entre hembras primerizas y multíparas, así como entre diferente número de empadre.

Tabla 4. Tasa de fertilidad en alpacas mediante empadre controlado, según número de servicios

N° de servicios	Hembras Primerizas	Hembras Múltiparas	Total hembras
Primer	43.3 %	54.8 %	51.7 %
Segundo	17.7 %	18.3 %	18.2 %
Tercer	14.3 %	13.5 %	12.5 %
Cuarto	6.7 %	3.3 %	5.1 %
Quinto	1.2 %	0.4 %	0.53 %
No fertilizadas	13.84 %	9.7 %	12.0 %
Preñez acumulada	86.2 %	90.4 %	87.9 %

Pacheco, J. (2020)

El porcentaje de fertilidad en hembras primerizas fue de 86.17 %, lo cual es inferior al reporte de Olarte *et al.*, (2009), quienes indican 93.18 % en alpacas suris primerizas, debido a que dicho estudio se realizó a 3900 m.s.n.m. de altura, con características alimenticias y medioambientales evidentemente superiores, incrementando notablemente el porcentaje de fertilidad; sin embargo es similar al reporte de Apaza *et al.*, (1998), quienes indican 87.5 % pero superior al reporte de Sapana *et al.*, (2012) quienes indican 70.92% en puna seca; indicando una respuesta variable en cuanto a la raza y medioambiente de dichos animales. El porcentaje de fertilidad en alpacas múltiparas fue de 90.35 %, lo cual es ligeramente inferior al reporte de Apaza *et al.*, (1998) quienes indican 93.9 % pero superior al reporte de Sapana *et al.* (2012) quienes indican 74.18 % en puna seca. La fertilidad general fue de 87.96 %, siendo similar al 88.8 % de Apaza *et al.*, (1998) pero superior al 73.38 % (Sapana *et al.*, 2012) y 77.10 % de Ali, (2009). Al primer empadre, la fertilidad fue mayor en todos los casos, disminuyendo gradualmente hasta el quinto empadre, en donde la fertilidad fue mínima (0.53 %), esto podría indicar que, debido al requerimiento de personal y tiempo para este tipo de

empadre, no debería recomendarse realizar el quinto empadre por la bajísima fertilidad obtenida, este resultado es similar a los reportes anteriores (Olarte *et al.*, 2009; Apaza *et al.*, 1998; Sapana *et al.*, 2012). El tiempo de copula de 25.03 minutos se encuentra dentro del rango descrito para esta especie (Sumar y Adams, 2007), mientras que el número de servicios/concepción es de 1.13, indicando alta eficiencia de este método de empadre en alpacas.

Tabla 5. Tasa de preñez en alpacas mediante empadre controlado, según número de servicios y estado reproductivo.

N° de servicios	Hembras Nulíparas 196	Hembras Primerizas 129	Hembras Multíparas 306	Total hembras 631
Primer	90(45.9 %)	67(51.9 %)	163(53.3 %)	320(50.7 %)
Segundo	38(19.4 %)	26(20.2 %)	52(17.0 %)	116(18.4 %)
Tercer	5(2.6 %)	3(2.3 %)	8(2.6%)	16(2.5 %)
Cuarto	6(3.1 %)	1(0.8 %)	4(1.3 %)	11(1.7 %)
Preñez acumulada	139(70.9 %)	97(75.2 %)	227(74.2 %)	463(73.4 %)

(Sapana, *et. al.* 2012)



CAPÍTULO III

MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. LUGAR DE ESTUDIO

El trabajo de investigación fue realizado durante los meses de enero a marzo y octubre 2020 en el Centro Experimental La Raya que se encuentra en el Nudo de Vilcanota del distrito de Santa Rosa – Melgar - Puno; que está entre 4,136 a 5,470 msnm de altitud; con coordenadas geográficas de 10° 13' 33" latitud sur y a 70°57'12" longitud oeste; y temperaturas de 14.88°C como máximo en los meses de octubre y noviembre, y una mínima de -14.88°C en los meses de junio y julio; con temperatura media es de 6.52°C y precipitación pluvial de 625 mm³ anuales (SENAMHI, 2018).

3.2 MATERIAL DE ESTUDIO

Se ha utilizado 100 alpacas hembras de plantel constituido de 50 madres sin cría y 50 madres con cría, que están en edad reproductiva de 3 a 7 años; y de similar forma se identificaron alpacas de color en número de 100 animales agrupados de 50 madres sin cría y 50 madres con cría. Para el apareamiento se utilizaron 06 machos de buena finura en la majada de plantel y 06 machos de diferentes colores para la majada de alpacas Huacaya de color.

Tabla 6. Distribución de alpacas hembras para la investigación.

Estado reproductivo	Alpacas de color		Alpacas de plantel		Total
	Vacías	Con cría	Vacías	Con cría	
N° de hembras	50	50	50	50	
Total	100		100		200



3.3 MATERIALES Y EQUIPOS

a) De campo

- Mallas de alambre ó paneles metálicos
- Aretes
- Aretador
- Pintura
- Marcadores de color
- Libreta de campo
- Soga
- Lapiceros
- Mameluco
- Botas
- Barbijos
- Cronómetros
- Tableros de plástico
- Cuaderno de campo para recolectar datos
- Formatos para el llenado de datos del empadre
- Corrales de aparto

b) Equipos

- Cámara fotográfica.
- Impresora
- Laptop
- USB



3.4 PROCEDIMIENTO

3.4.1 Instalaciones

El Centro Experimental “La Raya” cuenta con corrales implementados y paneles metálicos, para el manejo reproductivo de camélidos.

a) Machos reproductores

Posterior a la identificación de cada animal fueron colocados a nivel cuello la numeración respectiva (1 a 6) que permite tomar datos fácilmente en el momento de apareamiento. Los reproductores del plantel han sido pastoreados en pastos cultivados con rotación de potreros con mallas de alambre; mientras los de colores han sido en manejados en potreros de praderas naturales. Cada mañana se trasladaron del potrero de pastoreo a la majada donde se encuentra las hembras receptivas.

b) Hembras reproductoras

b.1. Luego de formar la majada de hembras plantel previa selección por fenotipo del vellón en la campaña de esquila. En el mes diciembre se estableció la majada de parición e inicia los partos aproximadamente el 20 de diciembre, a estos animales paridas se le hace seguimiento de puerperio de 20 día post parto para someter a la verificación del comportamiento sexual.

b.2. El periodo de apareamiento controlado se inició con hembras vacías ó primerizas, las que fueron verificadas mediante el comportamiento sexual frente al macho; aquellas que muestran la posición decúbito ventral, se ha ubicado a un potrero construido para tal fin, y luego se ha introducido el macho seleccionado para la monta respectiva.



b.3. Se realizó el apareamiento controlado con los reproductores, que en ese momento se registraron fecha de monta, los aretes y tiempo del inicio y final de la cópula, y finalmente a la hembra servida se ha pintado a nivel de la oreja ó otras zonas zootécnicas del animal con la finalidad de hacer el seguimiento la frecuencia de monta.

b.4. Los descritos en los puntos b.2 y b.3, se consideró para el proceso reproductivo de hembras paridas con descanso de tiempo mínimo de 20 días.

b.5. Y finalmente de toda esta actividad se generó el registro de monta dirigida.

3.4.2. Evaluación de las variables de estudio

La medición de fertilidad fue realizada cada 14 días post cópula mediante el comportamiento sexual de la hembra frente al macho, con lo cual se ha registrado las hembras fertilizadas con el primer, segundo y tercio servicio ó monta.

Variable dependiente: Tasa de fertilidad y tasa de preñez

Variable independiente: Frecuencia de monta y estado reproductivo

$$Tasa\ de\ fertilidad\ (\%) = \frac{\text{Número de alpacas fértiles a los 14 días}}{\text{Total de alpacas apareadas}} \times 100$$

La tasa de preñez en alpacas fue evaluada a los 9 meses post apareamiento mediante el baloteo durante la campaña de esquila.

$$Tasa\ de\ Preñez\ (\%) = \frac{\text{Número de alpacas preñadas a los 270 días}}{\text{Total de alpacas apareadas}} \times 100$$



3.5. ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Los datos sobre el número de alpacas fértiles y/o preñadas, fueron analizados mediante la prueba estadística de Ji – cuadrada, con la formula siguiente:

$$\chi^2 = \sum_{i=1}^k \frac{(O_i - E_i)^2}{E_i}$$

Donde:

χ^2 = Chi-cuadrado

O_i = Frecuencias observadas

E_i = Frecuencias esperadas

\sum = Sumatoria

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 FERTILIDAD DE ALPACAS

Tabla 7. Tasa de fertilidad en alpacas bajo empadre controlado, según color de la majada.

Alpacas hembras	N° de empadradas	N° de fertilizadas	% de fertilidad
Huacaya blanco plantel	100	82	82.00
Huacaya color	100	87	87.00

(P>0.05)

En la tabla 7, se observa la proporción de alpacas fertilizadas con el método de empadre controlado; el grupo de alpacas Huacaya plantel mostró una fertilidad de 82.0 %, y el grupo de Huacaya color alcanzó una tasa de fertilidad de 87.0 % (P>0.05). La mínima diferencia aritmética de este índice se debería a que la majada de color posee un adecuado manejo referente a la alimentación, que es a base de pastos naturales reservados y de amplia extensión, frente a los del plantel que se encuentran pastando en potreros con sobrepastoreo a base de pastos cultivados como Rye Grass y Trébol blanco.

Tabla 8. Tasa de fertilidad en alpacas bajo empadre controlado, según color de la majada y estado reproductivo.

Alpacas hembras	Estado reproductivo	N° de empadradas	N° de fertilizadas	% de fertilidad
Huacaya blanco plantel	Sin cría	50	37	74.00
	Con cría	50	45	90.00
Huacaya color	Sin cría	50	42	84.00
	Con cría	50	44	88.00

(P>0.5)

En la tabla 8, se evidencia la proporción de alpacas fertilizadas con el método de empadre controlado; las alpacas sin cría tanto del grupo Huacaya plantel como del grupo

color lograron alcanzar menores porcentajes como 74.0 y 84.0 %, respectivamente; comparado a las alpacas con cría que tuvieron fertilidades de 90 y 88.0 %, en el grupo plantel y de color, respectivamente. Esta diferencia por efecto estado reproductivo, se debería a que, las hembras primerizas inician y las vacías reinician la actividad reproductiva en ambas majadas; mientras las alpacas con crías se encuentran en continuo ciclo reproductivo.

Tabla 9. Tasa de fertilidad en alpacas plantel bajo empadre controlado, según número de cópula y estado reproductivo.

Alpacas hembras	Estado reproductivo	N° de empadradas	N° de fertilizadas	% de fertilidad
1° Cópula	Sin cría	50	24	48.00
	Con cría	50	23	46.00
2° Cópula	Sin cría	50(26)	06	12.00
	Con cría	50(27)	17	34.00
3° Cópula	Sin cría	50(20)	07	14.00
	Con cría	50(10)	05	10.00

En la tabla 9, se evidencia proporción de alpacas fertilizadas con el método de empadre controlado; las alpacas sin cría del grupo plantel lograron alcanzar tasas de fertilidad 48.0, 12.0 y 14.0 %, al 1er, 2do y 3er servicio, respectivamente; y las alpacas con crías 46.0, 34.0 y 10.0 %, al 1er, 2do y 3er servicio, respectivamente.

Valores encontrados en el presente estudio se asemejan al reporte de Huanca, T. (2019), quien registra al primer servicio 35, 38 y 62.2 % de fertilidad en alpacas primerizas, adultas sin cría y hembras con cría, respectivamente; al segundo servicio 22.5, 24 y 45 % de fertilidad en alpacas primerizas, adultas sin cría y hembras con cría, respectivamente; al tercer servicio 10, 15 y 12 % de fertilidad en alpacas primerizas, adultas sin cría y hembras con cría, respectivamente; y al cuarto servicio 5, 8 y 0 % de

fertilidad en alpacas primerizas, adultas sin cría y hembras con cría, respectivamente. Variaciones de fertilidad que expresan según el estado de la respuesta de fisiología reproductiva de las hembras. Asimismo, Pacheco (2020) logra obtener al primer servicio 43,3 y 54,8 % de fertilidad en alpacas primerizas, adultas multíparas, respectivamente; en el segundo servicio 17,7, 18,3% de fertilidad en alpacas primerizas, adultas multíparas, respectivamente; y al tercer servicio 10,3 y 13,5 % de fertilidad en alpacas primerizas, adultas multíparas, respectivamente; en alpacas del Centro Experimental La Raya UNSAAC Cusco.

Huanca, T. (2019), evaluó tasa de fertilidad en alpacas según número de apareamientos; donde con el primer apareamiento, as alpacas hembras con crías registraron un alto porcentaje de preñez (62.20 %), seguidas de las alpacas sin crías y primerizas con 38 y 35 %, respectivamente. Estos valores aumentaron conforme se incrementó el número de apareamientos, destacándose las alpacas madres con cría, quienes alcanzaron una fertilidad acumulada de 93.9 % de preñez, seguida por las primerizas que entran por primera vez al empadre con 87.5 % y finalmente las alpacas madres sin cría con 85 %.

Tabla 10. Tasa de fertilidad en alpacas de color bajo empadre controlado, según número de cópula y estado reproductivo.

Alpacas hembras	Estado reproductivo	N° de empadradas	N° de fertilizadas	% de fertilidad
1° Cópula	Sin cría	50	31	62.00
	Con cría	50	36	72.00
2° Cópula	Sin cría	50(19)	11	22.00
	Con cría	50(14)	08	16.00

En la tabla 10, se evidencia proporción de alpacas fertilizadas con el método de empadre controlado; en el cual, las alpacas de color sin cría mostraron tasas de fertilidad de 62.0, y alpacas con 72.0 %, al 1er servicio; no obstante que, en el segundo servicio las alpacas sin y con crías lograron fertilizar 22.0 y 16.0 %, respectivamente.



En estudios realizados con suplementos nutritivos el porcentaje de fertilidad para grupo hembras con Preñatec empadradas con machos Preñatec fue 90%, el grupo de hembras con Catosal empadradas con machos Catosal fue 50% y hembras control empadradas con machos control fue 76%. Las alpacas fueron mantenidas en pastura natural y la suplementación nutritiva fue sistémica vía intramuscular de 4 ml cada semana por 6 semana, antes del empadre (Bravo y Alarcón, 2015).

Los valores de la tasa de fertilidad en alpacas inseminadas bajo 4 tratamientos en el CIP La Raya; donde los grupos de reproductores machos y hembras suplementadas y los reproductores machos y hembras alimentadas en pastos naturales mostraron semejanza con 35.71 % de fertilidad; mientras el grupo de machos en pasto natural y hembras suplementadas reflejaron 36.0 %, y los machos suplementadas y hembras en pastos naturales mostraron 40.74 % ($P \geq 0.05$).

Los valores obtenidos en el presente estudio son similares a reporte (De La Vega et. al., 1996), quién en un trabajo de investigación evaluó la inseminación artificial con semen diluido (PBS + Suero fetal de alpaca) a tres diferentes concentraciones de 4, 8 y 12 millones de espermatozoides, para lo cual utilizaron 133 alpacas hembras donde previamente se determinaron la presencia del folículo pre-ovulatorio por palpación rectal y se indujo la ovulación con macho vasectomizado, y la inseminación artificial se realizó a las 18, 24 y 30 horas después de la inducción de ovulación, se realizó el diagnóstico de fertilidad por ecografía y palpación rectal; del total de hembras gestantes al finalizar el trabajo fue 54 alpacas que representa el 40.60% de fertilidad. Mientras, (Pérez y col., 2008) encontró 36.36 % de gestación en 11 alpacas inseminadas con capacidad fecundante de los espermatozoides colectados de los conductos deferentes con espermatozoides frescos diluidos y el diagnóstico de gestación a los 30 días post inseminación.



No obstante que, (Caparó, 2009), en un estudio de inseminación artificial en alpacas del CIP La Raya, indujeron la ovulación a 51 alpacas con macho vasectomizado, y fueron inseminados con espermatozoides diluidos con el dilutor tris yema, del cual reportó el 47.05% de gestación acumulada de tres repeticiones diagnosticados por ecografía a los 30 días post inseminación. Y (Quina, 2008) realizó inseminación artificial por un periodo de tres años con semen fresco obtenido por vagina artificial y diluido con una solución de PBS más glucosa, inseminó a 399 alpacas hembras de raza Huacaya, en comunidades campesinas de Lampa, del cual registra tasas de fertilidad a los 20 días post inseminación mediante ecografía el 36%, 58.65% y 58.36%, con un porcentaje de natalidad de 32.00%, 46.15% y 46.15% para los años 2005, 2006 y 2007, respectivamente ($P>0.05$).

Porcentajes de preñez inferior al presente estudio encontró (Aller y *col.*, 2003) a las 38 llamas hembras tratadas con análogo de GnRH para inducir la ovulación, e inseminadas artificialmente a las 24 horas después con semen fresco diluido en yema de huevo citrato glucosa glicerol DMSO con una dosis de semen por pajilla de 25 millones de espermatozoides aproximadamente, luego del diagnóstico de gestación mediante palpación transrectal a los 60 días post inseminación artificial, encontró 21.70% de gestación.

4.2 GESTACIÓN DE ALPACAS

Tabla 11. Tasa de preñez ó gestación en alpacas bajo empadre controlado, según color de majada.

Alpacas hembras	N° de empadradas	N° de fertilizadas	N° de preñadas	% de preñez
Huacaya blanco plantel	100	82	77	77.00
Huacaya color	100	87	84	84.00

($P>0.05$)



En la tabla 11, se observa tasa de alpacas preñadas con el método de empadre controlado; los animales del grupo Huacaya plantel mostraron una tasa de preñez de 77.0 %, a comparación del grupo Huacaya color que alcanzaron tasa de preñez de 84.0 % ($P>0.05$). La diferencia que probablemente, se debería a diversos factores medio ambientales como, la variación de temperatura ambiental extremas en la época de invierno, y finalmente los pastos secos desde el mes de julio hasta octubre que influyen en mantener la gestación.

Tabla 12. Tasa de gestación en alpacas bajo empadre controlado, según color de la majada y estado reproductivo.

Alpacas hembras	Estado reproductivo	N° de empadradas	N° de fertilizadas	N° de preñadas	% de preñadas
Huacaya blanco plantel	Sin cría	50	37	35	70.00
	Con cría	50	45	42	84.00
Huacaya color	Sin cría	50	42	42	84.00
	Con cría	50	44	42	84.00

En la tabla 12, se observa tasa de alpacas preñadas con el método de empadre controlado; y previo diagnóstico por el método de balotaje, las alpacas sin cría tanto del grupo Huacaya plantel como del grupo color lograron alcanzar tasa de preñez como 74.0 y 84.0 %, respectivamente; comparado a las alpacas con cría que tuvieron tasa de preñez de 84 y 84.0 %, en el grupo plantel y de color, respectivamente. Estos valores logrados posiblemente, refiere a la actividad reproductiva que expresa cada grupo de alpacas sin cría que descansaron la campaña anterior; y las alpacas con cría están asegurados por su estado reproductivo permanente para mantener el estado de preñez, y dicho que también están afectado por factores medio ambientales adversos como son la variación de



temperatura ambiental extremas en la época de invierno, y finalmente los pastos secos en la época de estiaje.

Los valores encontrados se asemejan a del Sapaná, *et. al.* (2012) quien registra al primer servicio 45.9, 51.9 y 53.3 % de preñez en alpacas nulíparas, primerizas y multíparas, respectivamente; al segundo servicio 19.4, 20.2 y 17.0 % de preñez en alpacas nulíparas, primerizas y multíparas, respectivamente; en el tercer servicio 2.6, 2.3 y 2.6 % de preñez en alpacas nulíparas, primerizas y multíparas, respectivamente; y en el cuarto servicio 3.1, 0.8 y 1.3 % de preñez en alpacas nulíparas, primerizas y multíparas, respectivamente. Finalmente, tasa de preñez acumulada al primer, segundo, tercer y cuarto servicio fueron 50.7, 18.4, 2.5 y 1.7 %, respectivamente. No obstante que, tasa de preñez según el estado reproductivo fueron 70.9, 75.2 y 74.2 % en alpacas nulíparas, primerizas y multíparas, respectivamente.

En otro trabajo de inseminación artificial en alpacas realizado por Cárdenas (2002); donde las hembras fueron inducidas a ovular con GnRH en dosis de 0.006mg de buseralina, se encontró un porcentaje de gestación del 20%, (5/25).

Al utilizar 38 llamas hembras tratadas con análogo de GnRH para inducir la ovulación, e inseminadas artificialmente a las 24 horas después, con semen fresco diluido en yema de huevo citrato glucosa glicerol DMSO con una dosis de semen por pajilla de 25 millones de espermatozoides aproximadamente, el diagnóstico de gestación se realizó por palpación transrectal a los 60 días post inseminación artificial, encontrando 21.70% de gestación (Aller y *col.*, 2003).

En otro estudio realizado con suplementos nutritivos el porcentaje de preñez para grupo hembras con preñatec empadradas con machos preñatec fue 90%, el grupo de hembras con catosal empadradas con machos catosal fue 50% y hembras control empadradas con



machos control fue 76%. Las alpacas fueron mantenidas en pastura natural y la suplementación nutritiva fue sistémica vía intramuscular, 4 ml cada semana por 6 semana, antes del empadre (Bravo y Alarcón, 2015).



V. CONCLUSIONES

Las tasas de fertilidad general fueron de 82.0 y 87.0 % en alpacas del plantel y de color, respectivamente ($P>0.05$). Las alpacas del plantel sin cría mostraron tasa de fertilidad 74 %, y de color 84.0 %; las alpacas con cría tuvieron fertilidades de 90 y 88.0 %, en el grupo plantel y de color, respectivamente. Las alpacas sin cría del grupo plantel lograron alcanzar tasas de fertilidad 48.0, 12.0 y 14.0 %, al 1er, 2do y 3er servicio, respectivamente; y las alpacas con crías 46.0, 34.0 y 10.0 %, al 1er, 2do y 3er servicio, respectivamente.

Las alpacas plantel mostraron una tasa de preñez de 77.0 %, y de color 84.0 % ($P>0.05$). alpacas sin cría tanto del grupo plantel como de color lograron alcanzar tasa de preñez de 74.0 y 84.0 %, respectivamente; comparado a las alpacas con cría que tuvieron tasa de preñez de 84.0 %, tanto del plantel y de color.



VI. RECOMENDACIONES

Seleccionar reproductores de color entero para alcanzar genes que segregan de generación en generación.

Lograr mayor de 65 % de alpacas fertilizadas con un solo servicio a fin de reducir costos de producción.

La implementación de más cercas (box) para un mejor manejo de las majadas y buen desarrollo del empadre.

Dotación de material de escritorio a los pastores como cuadernos lapiceros y otros, previa capacitación para llevar un correcto registro de las actividades que se realiza como el empadre, esquila y parición etc.



VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aba, M.A. (2014). Anatomy and Physiology of Reproduction in the Female Llama and Alpaca Llama and alpaca care. Part: 3 Reproductions. Edition1. Copyright©2014 by Saunders, an imprint of Elsevier Inc. Philadelphia, PA, USA.140-146.
- Alarcón 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).
- Alarcon, V., A. Plasencia, J. Sumar. (1989). Diagnóstico de Gestación por ultrasonido en la Alpaca. (Lama pacos) y la Llama (Lama glama). Resúmenes de Investigación 1980-1989. Dirección de Investigación. FMVZ-UNA Puno Perú.
- Aller, J., A. Cancino, G. Rebuffi, Y R. Alberio. (2003). Influencia de la criopreservación sobre la motilidad, vitalidad y fertilidad de espermatozoides de llama (lama glama). Revista de Argentina de producción animal.
- Ampuero, E.; V. Alarcon, Y J. Alpaca. (1989). Evaluación de diferentes métodos de diagnóstico de gestación en alpacas. Bol. Div. N°02 cer-UNSAAC. Cusco-Perú.
- Apaza N, Sapana R, Huanca T y Huanca W. (2001). Inseminación Artificial en alpacas con semen fresco en comunidades campesinas. Rev. Invest. Vet. Perú. Suppl. 1: 435 - 438.
- Assan, N. (2014). Micro-livestock farming and food security in sub Saharan Africa. J. Anim. Prod. Adv., 4: 374-387.
- Bravo, W., Flores, U., Garnica, J., y Ordoñez, C. (1997a). Collection of semen and artificial insemination of alpacas. Theriogenology, 47, 619-626.
- Bravo, P., Flores, U., Garnica, J. and Ordoñez, C. (1997b). Collection of semen. and artificial insemination of alpacas. Theriogenology 47: 619-626.
- Bravo, P.W., Fowler, M.E., Stabenfeldt, G.H., Lasley, B.L. (1990). Ovarian follicular dynamics in the llama. Biol Reprod. 43:579-585.



- Bravo, P.W., Stabenfeldt, G.H., Fowler, M.E., Lasley, B.L. (1993). Ovarian and endocrine patterns associated with reproductive abnormalities in llamas and alpacas. *JAVMA*. 202:268-272.
- Bravo, P.W. (1996). Actividad folicular de los ovarios de llamas jóvenes. *Allpak'a*. 5:47-49.
- Bravo, P.W. (1992). La fase folicular del ciclo ovárico y respuesta de la glándula pituitaria a la cópula repetida en la alpaca. *Allpak'a* 2; 1-11
- Bravo, P.W, Fowler, M.E., Stabenfeldt, G.H., Lasley, B.L. (1990). Ovarian follicular dynamics in the llama. *Biol Reprod*. 43:579-585.
- Bravo, P. W. Fowler, G.H. stabenfeldt and B.L. Lasley. (1990). Ovarian follicular dynamics in the llama. *Biol. Reprod*. 43, 579-585.
- Bravo, P.W. Bravo, P.W., Stabenfeldt, G.H., Fowler, M.E., Lasley, B.L., (1991). Urinary steroids in the periparturient and postpartum periods through early pregnancy in llamas. *Theriogenology* 36, 267–278.
- Bravo, P., Fowler, M. and Lasley, B. (1994). The pospartum llama: fertility after parturition. *Biol. Reprod*. 51: 1084-108
- Bravo P.W. (2002a). The reproductive process of south american camelids. Salt lake city, ut: seagull printing.
- Bravo, W., Stabenfeld, H., Fowler, E., Lasley, B. (1990). Ovarian follicular dynamics in the llama. *Biology of reproduction*, 43:579-585.
- Bravo, W., Moscoso, R., Alarcon, V. Y Ordoñez, E. (2003). Eyaculator process and related semen characteristics. *J. Of androl*.
- Bravo W, Alarcon V, Ordoñez C. (2008). Experiences in artificial insemination of llamas and alpacas. *Icar 2008 satellite meeting on camelid reproduction*. Budapest, hungary: icar. P 23-27.



- Bravo W. (2012). Últimos avances en la inseminación artificial de llamas y alpacas. 17th. Icar. Canadá. Simposio de reproducción de camélidos 15-18.
- Bravo, W. M, Y J. Sumar.1989. Laparoscopic examination of the ovarian activity in alpacas. Animal reproduction science.
- Bravo W. Y V. alarcón. (2015). La influencia de suplementos nutritivos en la calidad de semen y fertilidad de la alpaca. VII Congreso Mundial en Camélidos Sudamericanos, Puno-Perú pag. 623.
- Brown, B. (2000). A review on reproduction in south american camelids. Animal reproduction science, 58:169-195.
- Bustinza, V. (2001). La alpaca. Conocimiento del gran potencial andino. Libro 1. Instituto de investigación y promoción de camélidos sudamericanos. Fmvz, u.n.a. puno – peru.
- Butler, W. R. (2005). Inhibition of ovulation in the postpartum cow and the lactating sow. Livest. Prod. Sci. 98:5-12.
- Caparó, Y. (2009). Inseminación artificial en alpacas con semen diluido. Tesis FMVZ – UNA – Puno.
- Cárdenas, N. (2002). Inseminación artificial con espermatozoides colectados de los conductos deferentes de alpacas. Tesis FMVZ – UNA – Puno.
- Cárdenas, O., Ratto, M., Cordero, A., Huanca, W., (2003). Evaluación de pérdida fetal temprana en llamas mediante ultrasonografía. Libro de resúmenes del III Congreso Mundial sobre Camélidos. Potosí Bolivia.
- Celik O., S. Aydinb, N. Celikc. M. Yilmaz. (2015). Peptides: basic determinants of reproductive functions. Peptides (2015).
[Http://dx.doi.org/10.1016/j.peptides.2015.05.016](http://dx.doi.org/10.1016/j.peptides.2015.05.016)



- Cuba, Y., 2000. Evaluación de características macro y microscópicas del semen de alpaca (lama pacos) antes y después del proceso de congelado, tesis FAZ UNSAAC Cusco, Perú.
- De La Vega, D., G. Pérez. (1996). Efecto de la concentración espermática y la hora de inseminación artificial con semen fresco sobre el porcentaje de gestación en alpacas. I Simposium Congreso Mundial de Camélidos sudamericanos, 6 al 10 de octubre, Cajamarca – Perú.
- Derivaux J. (1982). Reproducción de los animales domésticos. 2^{da} edición española. Editorial acribia. Zaragoza - España. Deza H. 2004. Conservación de espermatozoides obtenidos a través del conducto deferente de alpacas (*lama pacos*) y llamas (*lama glama*) y su posterior viabilidad. Tesis FMVZ. Una. Puno - Perú.
- Deza H. (2004). Conservación de espermatozoides obtenidos a través del conducto deferente de alpacas (*Lama pacos*) y llamas (*Lama glama*) y su posterior viabilidad. Tesis-FMVZ. Una - Puno - Perú.
- Elrod C.C. and W.R. Butler. (1993). Reduction of fertility and alteration of uterine pH in heifers fed excess ruminally degradable protein. J anim sci 1993;71:694–70.
- Fernández-Baca S. y Calderón W. (1965). Métodos de colección de semen de la alpaca. Rev. IVITA – Facultad de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional Mayor de San Marcos.
- Fernandez-Baca y Novoa C. (1968). Primer ensayo de inseminación artificial de alpacas (lama pacos) con semen de vicuña. Rev. Fac. Med. Vet. UNMSM, vol. 22: 9-18. Lima – Perú.
- Fernández, Baca, S. (1970b). “estudio sobre la reproducción de la alpaca (lama pacos)”. Editorial min agricultura; ivita unmsm, 4to boletín extraordinario, Lima - Perú.



- Fernández, Baca, S. (1971). “La alpaca reproducción y crianza”. Volumen nº 7, Ivita UNMSM, Lima - Perú.
- Fernández, Baca, S. (1972). “comportamiento sexual de las alpacas machos frente a la renovación de las hembras”. Rev. Inv. Pecuario. Ivita, UNMSM, Lima – Perú
- Fernández Baca, S. (1993). Manipulation of reproductive functions in male and female new world camelids. *Animal reproduction science*. 33:307-323.
- Fernández, R. Copa, S. Y Guzman, J. (2003). Efecto y periodicidad de coleccion sobre las características macro y microscopicas del semen en llama (Lama Glama), III Congreso Mundial sobre Camelidos Sudamericanos, Potosi-BOLIVIA.
- Galina C, Saltiel A, Valencia J, Becerril J, Bustamante G, Calderon A, Duchateau A, Fermin S, Oler A, Acina R y Zarco L. (1995). Reproducción de los animales domésticos. Editorial luminosa. México.
- Gauly M and Leindinger H. (1995). Semen quality characteristics, volume distribution and hypo-osmotic sensitivity of spermatozoa of Lama glama and Lama guanicoe. In Gerken M, Renieri C. Eds: *Procc. 2nd European Symposium on South American Camelids*. Universita Degli Studi Di Camerino. Pp 235-244.
- Gigle, I., A. Russo Y. A. (2006). Consideraciones sobre la dinámica ovárica en equino, bovino y camélidos sudamericanos. Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad de Buenos Aires. *Chorroarin* 280. 1427. Ciudad Autónoma de Buenos Aires, Argentina.
- Godber, O. F., and R. Wall. (2014). Livestock and food security: vulnerability to population growth and climate change. *Glob. Chan. Biol.*, 20: 3092-3102.
- Gonzales, V., Copa, R. Y Ochoa, R., (2003). Efecto de labulvoretrectomia y periodicidad de colección en las características macro y microscopicas del eyaculado en llamas (Lama



- glama) de tres edades, III Congreso Mundial sobre Camelidos Sudamericanos, Potosí-Bolivia.
- Hafez E. (1989). Reproducción e inseminación artificial en animales. 5ta edición editora Interamericana mc graw hill. México.
- Hafez, E. S. (2000). Reproducción e inseminación artificial en animales. 7ª edición. Nueva editorial Interamericana, s.a. de c.v. de mc graw-hill companies atlampa. México d.f
- Hafez, E. (2002). Reproducción e inseminación artificial en animales. 7º edic. Editorial Interamericana. México.
- Hanco, E. (2014). Ondas foliculares en alpacas por ultrasonografía en relación a la secreción de estrógenos. Tesis FMVZ-UNA, Puno-Perú.
- Heinrichs, A. J., B. P. Lammers, and D. R. Buckmaster. (1999). Processing, mixing, and particle size reduction of forages for dairy cattle. *J. Anim. Sci.* 77: 180-186.
- Herrera, E. (1986). Evaluación de dilutores para la conservación de semen en ovinos. Tesis de Bachiller. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Univ. Nacional del Altiplano. Puno. 72 p.
- Huanca, T. (2019). Manual del alpaquero. Proyecto PI. 074 comportamiento de la eficiencia reproductiva de alpacas machos utilizados para mejorar la calidad de fibra bajo condiciones actuales de cambio climático. Instituto Nacional de Innovación Agraria. Programa Nacional de investigación en camélidos. Puno Perú.
- Huanca, T. (1992). Efecto de los criterios técnicos de selección sobre los sistemas tradicionales del empadre en alpacas. Informe Técnico Nro 7-91. Proyecto Alpacas. INIAA - COTESU11C. Puno, Perú.
- Huanca, T. (2002). Efecto de la administración de gonadotropinas exógenas (FSH y eCG en la respuesta ovárica y la producción de embriones en alpacas (vicugna pacos). Tesis doctoral. Universidad de Santiago de Compostela, España.



- Huanca, W. y Gaulty, M., (2001). Conservación de semen fresco en alpacas, XXI Reunión científica anual, APPA, Lima Perú.
- INEI (Instituto Nacional de Estadística e Informática) 2012. Censo Agrario, población de alpacas. WWW.inei.gob.pe/estadistica/censos/.
- Leroy, J. L. M. R., T. Vanholder, J. R. Delanghe, G. Opsomer, A. Van Soom, P. E. J. Bols, J. Dewulf, and A. De Kruif. (2004). Metabolic changes in follicular fluid of the dominant follicle in high-yielding dairy cows early postpartum. *Theriogenology*. 62:1131-1143.
- Leyva, V., J. Franco, Y J. Sumar. (1977). Inseminación artificial en camélidos sudamericanos. Primera reunión científica de asociación peruana de producción animal, lima – Perú.
- Llacsá, J., (2012). Efecto de la suplementación energética sobre eficiencia reproductiva en alpacas Huacayas (*Vicugna pacos*) con empadre controlado. Tesis Maestría Scientiea. Escuela de post grado. UNA. Puno, Perú.
- Lubos H. (1983). Bases de la reproducción bovina, primera edición. Editorial diana. Mexico.
- Machaca, M., J. Asencio, C. Mamani, T. Huanca, G. Arroyo, O. Cárdenas y W. Huanca. (2015). Efecto de una suplementación alimenticia sobre la actividad ovárica y tasa de concepción en alpacas (*vicugna pacos*). VII Congreso Mundial en Camélidos Sudamericanos, Puno, Perú, Vol. 7, pág. 48.
- Mendoza, C. (2000). Evaluación de cuatro dilutores para la conservación de semen en alpacas, Tesis de la FMVZ-UNA, Puno-Perú.
- Miragaya M., M. A. Aba, E.F. Capdevielle, M. S. Ferrer, M.G. Chaves, B. Rutter AND A. Agüero. (2004). Actividad folicular y el perfil de secreción hormonal de la vicuña (*Vicugna vicugna*). *Theriogenology*.61(2004)663-67.



- Mogrovejo, D. 1952. Estudio del semen de la alpaca. Tesis de bach. Fac. Med. Veterinaria. Univ. Nac. Mayor de san marcos. Lima Perú.
- Neely M. y Bravo W. 1998. Clinical semen assessment of semen of llamas and alpacas. In: theriogenology of domestic animals. 2nd. Edition.
- Novoa, C. (1991). Fisiología de la reproducción de la hembra. En: Avances y perspectivas del conocimiento de los Camélidos Sudamericanos. Fernández-Baca (Ed). FAO, Santiago, Chile, pp 91-109.
- Novoa, C. y Flórez, A. (1991) Producción de rumiantes menores – alpacas. Resumen. Lima Perú.
- Novoa, C. (1991). Fisiología de la reproducción de la hembra. En: Fernández-Baca, (eds.). Avances y perspectivas del comportamiento de los camélidos sudamericanos, FAO, oficina regional de la FAO para américa latina y el caribe, Santiago-Chile.
- Novoa, C. (1998). Evaluación reproductiva de camélidos sudamericanos. En: Ruiz, m.; Rivera, b.; Ruiz, a. (eds.), reproducción animal: métodos de estudio en sistemas. Red de investigación en sistemas sostenibles pecuarias de américa latina – rispall, San José, Costa Rica.
- Pacheco, J; Zea, O. A; Pezo, S. D; Franco, F. y Vélez, V. (2020). Fertilidad mediante empadre controlado en Alpacas de la Estación Experimental IVITA Maranganí. Facultad de Medicina Veterinaria. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima Perú.
- Paricahua, E. (2001). Evaluación del eyaculado sin la secreción de las glándulas anexas en alpaca. Tesis FMVZ-UNA. Puno - Perú.



- Pérez, G. (1997). Avances de las Inseminación Artificial en Camélidos. La técnica completa. I Seminario Internacional de Camélidos Sudamericanos Domésticos. Córdoba Argentina.
- Pérez, G., T. Quispe, L. Olivera, U. Perez. (2008). Gestación en alpacas inseminadas artificialmente con espermatozoides frescos o congelados-descongelados procedentes del conducto deferente. Symposium internacional en camélidos sudamericanos, Cusco – Perú.
- Picha, Y., A. Tibary, M. Memon, R. Kasimanickam, and J. Sumar. (2013). Chronology of early embryonic development and embryo uterine migration in alpacas. *Theriogenology*, 79(4):702-708.
- Pryce J.E., M. D. Royal, P. C. Garnsworthy, and I. L. Mao. (2004). Fertility in the high producing dairy cow. *Livestock production science* 86, 125–135.
- Quina, E. (2008). Experiencia de inseminación artificial en alpacas en un contexto de crianza campesina. Symposium internacional de estrategias de mejoramiento genético en camélidos sudamericanos domésticos. Arequipa-Perú.
- Quintanilla R., (2009). Efecto del empajillado y método de congelación sobre la sobrevivencia de los espermatozoides del conducto deferente de alpacas. Tesis FMVZ- UNA, Puno-Perú.
- Quintano J. (2002). Determinación de la sobrevivencia de los espermatozoides de alpaca (*Lama pacos*) colectados del conducto deferente con el uso de tres dilutores. Tesis FMVZ-UNA. Puno - Perú.
- Quispe, T. L. (1996). *Rev. Argentina de Producción Animal*, 16(4):357-361. Maestría en Ganadería Andina, Facultad de Med. Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional del Altiplano. Casilla 896, Puno, Perú. www.produccion-animal.com.a



- Quispe, F. (1987). Evaluación de las características físicas del semen de la alpaca durante la época de empadre. Tesis FMVZ. UNA-Puno.
- Ratto, M., W. Huanca, J. Singh, y G. Adams. (2005). Comparison of the effect natural mating, lh, and gnrh on interval to ovulation and luteal function in llamas. *Animal reproduction science*. 91.
- Robinson, T. F., B. L. Roeder, G. B. Schaalje, J. D. Hammer, S. Burton, and M. Christensen. (2005). Nitrogen balance and blood metabolites of alpaca (lama pacos) fed three forages of different protein content. *Small ruminant research*. 58:123-133.
- San Martin, M., M. Copaira, J. Zúñiga, R. Rodreguez, G. Bustinza and L. Acosta. (1968). Aspects of reproduction in the alpaca. *J. reprod. Fert.* 16, 395- 399.
- Salisbury G, Van Dernark L. y Lodge J. (1982). Fisiología de la reproducción e inseminación artificial de los bóvidos. 2da. Edición. Editorial acribia, Zaragoza – España.
- Sapana, R.; Huanca, T.; Cárdenas, O.; Mamani, R. H.; Gonzáles, M. L.; y Apaza, N. (2012). Empadre controlado de alpacas Huacaya del CIP QUIMSACHATA del INIA – PUNO.
- Simons J.A., D.L. Waldron, and D.P. Hennessy. (1993). Clinical biochemical reference ranges for female alpacas (lama pacos). *Comp biochem physiol* 1993;105b:603–8.
- Skidmore, J. A. (2011). Reproductive physiology in female old world camelids. *Anim. Reprod. Sci.* 124(3-4):148-154.
- Smith T. M. (1985). Reproduction in south american camelids. *Iowa state univ. Vet.*
- Sorensen J. (1982). Reproducción animal principios y prácticas. Editorial interamericana mc graw hill. México.



- Sumar, J. y Leyva, V. (1981). Colección de semen mediante vagina artificial en la alpaca. Memoria del IV Convención Internacional sobre Camélidos Sudamericanos. Punta Arenas Chile.
- Sumar, J. (1983). Studies on reproductive pathology in alpacas. Msc thesis, department of obstetric and gynecology, veterinary medicine faculty, swedish university of agrarian sciences, uppsala, sweden. 90p.
- Sumar, J. (1985). “fisiología reproductiva de la alpaca”. Boletín científico de La Raya nº 1 IVITA-UNMSM, Lima Perú.
- Sumar J. (2007). demographics and herd management practices in south america. In: youngquist r, threlfallw, editors. Current therapy in large animal theriogenology. 2nd ed., st. Louis, mo: saunders/ elsevier; 2007. P. 845–51.
- Thornton, P. K. (2010). Livestock production: recent trends, future prospects. Phil. Trans. R. Soc. B, 365: 2853-2867.
- Van hoeck, V., J. L. Leroy, M. Arias Alvarez, D. Rizo, A. Gutierrez-Adan, K. Schnorbusch, P. E. Bols, H. J. Leese, and R. G. Sturmey. (2013). Oocyte developmental failure in response to elevated nonesterified fatty acid concentrations: mechanistic insights. Reproduction. 145(1):33-44.
- Van Saun R. J. (2006). Nutrient requirements of south american camelids: a factorial approach. Small rumin res 2006;61:165–86.
- Vaughan, J., (2011). Ovarian function in South American camelids (alpacas, llamas, vicunas, guanacos). Anim. Reprod. Sci. 124(3-4):237-243.
- Vaughan, J., M. Mihm, and T. Wittek. (2013). Factors influencing embryo transfer success in alpacas: a retrospective study. Anim. Reprod. Sci. 136(3):194-204.
- Vaughan J. L., KL. Macmillan and MJ. D’ochhio. (2004). Ovarian Follicular Wave characteristics in alpacas. Anim. Reprod Sci. 80(3-4):353-361.



Verastegui, J. (2001). Estimación de la concentración espermática mediante el color de semen en la alpaca. Tesis de la FMVZ-UNA, Puno- Perú.

You, R., L. Lv, Z. Cheng, J.He, G. W. Smith, and C. Dong. (2013). Application of ultrasonography for early pregnancy diagnosis in alpacas (Lama pacos). Journal of Animal and VeterinaryAdvances. 12(4): 539-543



ANEXOS

Anexo 1. Prueba de Ji-cuadrada para de tasa de fertilidad de alpaca de color

	Alpacas de color				
	S/crías	Esper	C/ crías	Esperado	TOTAL
Ferti	43	43.5	44	43.5	87
No Ferti	7	6.5	6	6.5	13
Total	50	50	50		100

Ji-cuadrada = 0.884 (P>0.05)

Anexo 2. Prueba de Ji-cuadrada para de tasa de fertilidad de alpaca plantel.

	Alpacas plantel				
	S/crías	Esper	C/ crías	Esperado	TOTAL
Ferti	37	41	45	41	82
No Ferti	13	9	5	9	18
Total	50	50	50		100

Ji-cuadrada = 4.34 (P<0.05)

Anexo 3. Majada de alpacas con cría perteneciente a plantel.



Anexo 4. Majada de Alpacas de color sin cría.



Anexo 5. Apareamiento de alpacas de color.



Anexo 6. Registro de datos del apareamiento controlado.



Anexo 7. Prueba de fertilidad en hembras en presencia del macho.



Anexo 8. Reproductores machos del plantel.

