

UNIVERSIDAD PERUANA CAYETANO HEREDIA
FACULTAD DE VETERINARIA Y ZOOTECNIA



**“Niveles intrafoliculares de Testosterona antes y después de la
monta en alpacas *Vicugna pacos*”**

**Tesis para optar el Título Profesional de
MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA**

Claudia Katherine Parrales Valencia
Bachiller en Medicina Veterinaria y Zootecnia

Lima – Perú

2019

Este trabajo se lo dedico a mis padres y
hermanos, por su apoyo incondicional.

AGRADECIMIENTOS

- A la Dra. Luisa Echevarría, mi Directora de Tesis, por su dedicación, tiempo, paciencia y el apoyo para la realización de este trabajo.
- A la Dra. Galy Mendoza y el Dr. Pablo Silva, mis Asesores de Tesis por su tiempo brindado.
- A mis amigos, que me apoyaron de una u otra forma para que sea posible la presentación de este trabajo.

RESUMEN

El presente trabajo fue realizado con el objetivo de obtener información de las concentraciones de Testosterona intrafolicular en alpacas antes y después de la monta en diversas fases de la onda folicular (dominancia y atresia). Para ello se utilizaron 40 alpacas hembras de 3 años de edad, que se evaluaron mediante ecografía para determinar la etapa de la onda folicular y la colección de muestras de líquido folicular. Los animales se clasificaron en dos grupos ambos de 20 alpacas cada una, el primer grupo: hembras que no se sometieron a monta y el segundo grupo: hembras que se sometieron a monta natural. Las muestras obtenidas de líquido folicular fueron procesadas mediante Radioinmunoanálisis (RIA). Los resultados obtenidos en el presente estudio para testosterona (ng/ml) intrafolicular antes de la monta tiene un incremento significativo ($P < 0,05$) en la fase de atresia en comparación con la fase de dominancia. Los resultados obtenidos sugieren que medir la concentración de testosterona folicular podría indicar el estado de madurez del ovocito.

Palabras claves: alpaca, testosterona, monta, radioinmunoensayo.

SUMMARY

The aim of the present job was to obtain information about the concentrations of intrafollicular testosterone in alpacas before and after the mating in various phases of the follicular wave (dominance and atresia). 40 alpacas of 3 years of age were used, which were evaluated by ultrasound to determine the stage of the follicular wave and carry out the collection of follicular fluid samples. The animals were classified into two groups of 20 alpacas each one, Group 1: No mated female, Group 2: Natural mated female. Follicular fluid samples were processed by radioimmunoassay (RIA). The results in the present study for intrafollicular testosterone (ng / ml) before the mating is significant ($p < 0,05$), in conclusion, it decrease in the dominance phase of the follicular wave and increase in the atresia phase. The result of the testosterone concentration could indicate the state of maturity of the oocyte.

Keywords: alpaca, testosterone, mating, radioimmunoassay.

ANTECEDENTES

La crianza de Camélidos Sudamericanos (CSA) tiene un rol económico importante en nuestro país (**Fernández Baca, 1991; Novoa y Flores, 1991**). Se estima que existen más de cinco millones de CSA en Perú, de los cuales el 87% (3,8 millones) son alpacas (**MINAGRI, 2017**). Una de las particularidades de la alpaca es su alta capacidad de adaptarse a las condiciones medioambientales del ecosistema alto-andino de Perú (4000msnm), donde es el principal sustento económico de la población (**Chipana, 1997; Huanca et al., 2007**). Los CSA producen carne de alto contenido proteico para los pobladores y fibra que es utilizada como producto textil, así como los subproductos como pieles y cueros que tienen múltiples usos (industriales y artesanales) (**FAO 2015**). Por esta razón los camélidos se convierten en el medio de subsistencia de las comunidades campesinas ya que no es posible la agricultura y la crianza de otras especies (**Pinto et al., 2010**).

Las principales limitantes en las explotaciones alpaqueras dentro de las comunidades campesinas del Perú es la baja eficiencia reproductiva: baja tasa de natalidad, inicio de actividad reproductiva tardía (**Fernández-Baca et al., 1970; Novoa, 1991; Novoa, 1999; Raymundo et al.2006**). Las alpacas, por ejemplo, tienen una baja tasa de natalidad por efecto de la alta mortalidad embrionaria (**Huanca et al., 2007**), y normalmente, se espera hasta los 2 años de edad por el retraso en el crecimiento causado por una inadecuada alimentación a pesar de que la alpaca hembra es capaz de reproducirse desde un año de edad (**Fernández Baca, 1993**).

En relación a la Fisiología reproductiva en camélidos de acuerdo a la clasificación planteada por **Conaway (1971)** cataloga a los camélidos sudamericanos como especies de ovulación inducida, ya que necesitan la cópula para que se produzca la ovulación (**Bravo, 2002; Costa et al., 2004; Gigli et al., 2006; Aba et al., 2008; Acha, 2008**) la respuesta ovulatoria se presenta después de la primera cópula (**Evangelista et al., 2009; García, 2009**). En múltiples estudios se ha determinado que el plasma seminal contiene un factor el cual estimula la liberación de LH induciendo la ovulación. (**Bravo, 2002; Gigli et al., 2006; Tibary et al., 2015**). La ovulación ocurre 26 - 30 horas post monta (**Adams et al., 1990; Novoa, 1970; Fernández Baca, 1971; Novoa, 1991; Gigli et al., 2006**) o por inyección de hCG o GnRH (**Sumar, 1997; Leyva y García, 1999; Aller et al 1999; Huanca et al., 2001**). Pero un porcentaje mínimo de alpacas pueden llegar a ovular sin estímulo externo (**Sumar, 1999; García, 2009; Ferrer et al., 2002**), se ha registrado las ovulaciones espontáneas en un 3.5 - 5% de las hembras evaluadas (**Bravo y Sumar, 1989; Vaughan et al., 2004**). Se han reportado casos de ovulación espontánea (**Fernández Baca et al., 1970; Sumar, 1993**) sin previo estímulo coital por lo que se atribuye la ovulación a estímulos visuales, olfatorios y sensitivos (**Bravo, 2002**).

La duración media de la cópula suele ser de 20 - 30 minutos, aunque el rango es muy amplio variando entre 5 - 65 min (**England et al., 1971; Sumar, 1985; Fernández Baca, 1993; Sumar, 1993**). Sin embargo, las hembras son separadas de los machos y se permite la cópula una sola vez al mes, ambos sexos son sexualmente activos durante todo el año (**San Martín, 1961; Novoa, 1970; García, 2009**), con período de receptividad sexual al macho hasta 36 días (**San Martín et al., 1968; Fowler y Bravo, 1998**).

Durante cada onda folicular se observan fases de emergencia, selección, estática y regresión (**Adams et al., 1991; Cancino et al., 2011**). Las ondas foliculares tienen folículos de 3mm de diámetro; si esta onda continua, hay un grupo de folículos que entran en atresia y uno que se convierte en folículo dominante (**Vaughan et al., 2004**) el proceso de selección termina cuando el folículo dominante es seleccionado (**Evans et al., 2004**). En cada onda folicular solo un folículo se hace dominante, crece para madurar y alcanzar el tamaño ovulatorio (≥ 7 mm de diámetro); los demás regresionarán (**Bravo et al., 1990; Fernández Baca, 1993; Brown, 2000**).

El período de una onda folicular en CSA es un tema discutido porque varía de acuerdo a la observación de diversos autores por ejemplo en los estudios de Bravo *et al.*, 2002 observaron el intervalo de 12 días, en los estudios de **Gigli et al., 2006** describe un intervalo de 13 días (7 - 19 días), además describieron el tiempo de cada fase: fase de crecimiento de 4 - 5 días, fase de dominancia de 4 - 5 días y fase de regresión de 3 - 4 días. En otra investigación hecha por **García, (2009)** menciona que en caso de que la alpaca ovule, el cuerpo lúteo se mantiene hasta por 10 – 12 días.

En alpacas con folículos pequeños de < 7 mm de diámetro la liberación de LH es menor, y al momento de la cópula no ocurrirá la ovulación (**Sumar, 1985; Bravo et al., 1991**). En aquellos animales que presentan folículos de 7 - 12 mm, los niveles de LH serán elevados y al momento de la cópula se inducirá la ovulación; esto estaría relacionado con la adquisición de receptores de LH en el folículo (**Bravo et al., 1991; Adams et al., 1990; Adams et al., 1991; Aba, 2008**), como lo reporta **Gigli et al., 2006**, aumentando el número a medida que el folículo también lo hace y se relacionaría a la ovulación cuando la alpaca es servida y su ovario tiene folículos mayores a 7 mm (**Bravo, 2002; Vaughan et al., 2004**).

La función de la LH es reiniciar la meiosis en el folículo preovulatorio, se une a los receptores de membrana en células de la granulosa y células de la teca del folículo (**García, 2009**). Pero dentro de los folículos preovulatorios se producen cambios morfológicos y bioquímicos que desencadenan la ovulación. La ovulación se produce en un promedio de 25 horas (**Gigli et al., 2006**) a 30 horas post monta.

Luego de la cópula, las concentraciones de LH se incrementan de 1 – 2 ng/ml a 5 – 7 ng/ml (**Aba et al., 1995**). Los picos de LH se alcanzan entre las 2 a 3 horas post ovulación (**Bravo et al., 1991**) y las concentraciones se mantienen por 5 horas (**Aba, 1998; Bravo et al., 1990**)

Existen diversos estudios realizados en bovinos que evaluaron las concentraciones de estradiol y testosterona en fluido folicular y se pudo determinar que pueden servir como un parámetro para predecir el estado de madurez del ovocito (**Kaneko et al., 1995, Gigli et al., 2006**).

Los andrógenos son importantes para el crecimiento de los folículos, la testosterona intrafolicular puede disminuir en estado de emergencia y aumenta en estado de crecimiento como folículos de 1 a 3 mm de diámetro (**Mossa et al., 2010**); mostrando niveles elevados en las fases de atresia y regresión (**Gigli et al., 2006**).

La onda folicular en alpacas sigue el patrón básico en relación a la actividad de las hormonas FSH (Hormona Folículo Estimulante) y LH (Hormona Luteinizante) (**De Gier et al., 2006**). La actividad ovárica está regulada por factores internos y externos. El hipotálamo libera GnRH el cual actúa sobre la glándula pituitaria para la liberación de FSH (hormona folículo estimulante) estímulo para la expresión de receptores para LH (hormona luteinizante) la cual permite la liberación del ovocito (**Channing et al, 1980; Duijkers et al., 1997; Mc Meen, 2002; Donadeu y Ginther, 2002;**

Gigli et al., 2006). Cuando el folículo va diferenciándose las concentraciones de FSH disminuyen y el folículo se convierte en FD (Folículo Dominante) (**Donadeu y Ginther, 2002).**

La oleada ovulatoria de GnRH ayuda a la fase de reclutamiento de la onda folicular. De acuerdo al desarrollo folicular las células tecales del folículo tienen la capacidad de secretar hormonas sexuales esteroideas además la capa externa que es una cápsula de tejido conectivo se va a convertir en la cápsula del folículo en desarrollo (**Fahiminiya, 2010).** Por otro lado, las células de la granulosa secretarán líquido folicular con una gran concentración de estrógeno. De esta manera el fluido folicular es el microambiente en el cual el complejo cumulus - ovocito madura y las células somáticas proliferan y se diferencian. (**Pacheco y Coila, 2010).**

La FSH junto con el Estradiol (E2) estimula la formación de la cavidad antral, el fluido folicular es resultado de la actividad secretoria de la granulosa y de la teca y la expresión de receptores para LH en las células de la granulosa del folículo preovulatorio y desencadena la ovulación (**Gigli et al., 2006, Revelli et al., 2009).**

Las células de la granulosa favorecen la conversión de andrógeno en estrógeno por acción de la enzima P450 aromatasa. Cuando se selecciona el folículo dominante, las células de la teca de este folículo reciben el estímulo de la LH, esta estimula el movimiento de colesterol hacia la mitocondria de la célula donde se transforma en andrógeno, mediado por citocromo P450. La esteroidogénesis se inicia en las mitocondrias, tras la rotura de enlaces entre colesterol y ácidos grasos por acción de la enzima Acetil CoA, el colesterol puede convertirse en progesterona o testosterona. El colesterol se convierte en pregnenolona influenciada por enzimas que va a dar la formación de testosterona. Luego de esto, se difunde hacia las células de la granulosa, donde será transformado a estradiol por

aromatización (**Sumar, 2002; Botana, 2002**). Conjuntamente con el estradiol, se produce inhibina en células de la granulosa del folículo antral, la cual bloquea la FSH haciendo que se produzca andrógenos en mayor cantidad, ya que indirectamente bloquea la regulación de aromatasa y esto lleva a atresia (**Adams *et al.*, 1990; Bravo *et al.*, 1991, Guilbault *et al.*, 1993**). Esta inhibina también activa la LH, haciendo que se movilice más colesterol para producir más andrógenos, los cuales estimulan la producción de inhibina.

El Factor de Crecimiento Insulínico tipo I (IGFI), producido por las células de la granulosa y teca influye en la calidad del ovocito y desarrollo folicular (**Gigli *et al.*, 2006; Lenz *et al.*, 2007**). La IGF-I está encargada del incremento de la proliferación de las células de granulosa y la producción de estradiol (**Beg y Ginther, 2006; Gigli *et al.*, 2006**). Además, aumenta la sensibilidad de las células de granulosa hacia FSH incrementando la secreción de inhibina - A, activina - A por parte de las células de granulosa y aumentando la estimulación de LH produciendo síntesis de andrógenos por parte de las células de la teca (**Beg y Ginther, 2006**).

Por este motivo el siguiente trabajo tiene como objetivo cuantificar los niveles de testosterona (ng/ml) en fluido folicular de folículos ováricos en las fases de dominancia y atresia sin y con monta natural, que permitirá conocer las variaciones que se dan en forma fisiológica en estas estructuras en el proceso reproductivo de la alpaca.

MATERIALES Y METODOS

1. Lugar de Estudio

El estudio fue realizado en la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Peruana Cayetano Heredia (FAVEZ - UPCH), la evaluación ecográfica de los animales se realizó en la Estación de Lurín de la FAVEZ-UPCH, mientras que la toma de muestras, cirugías y el procesamiento de los dosajes hormonales se realizaron en el Laboratorio de Reproducción Animal de la FAVEZ - UPCH.

2. Selección de Animales

Se utilizaron alpacas procedentes de Huancavelica y Cerro de Pasco fueron mantenidos en la estación experimental de Lurín de la FAVEZ – UPCH. La edad promedio de las alpacas fue de 3 años de edad. Se seleccionaron alpacas hembras vacías, sin cría al pie, con antecedentes de parto previo para asegurar su capacidad reproductiva, y con una condición corporal de 2 a 3.

3. Grupos Experimentales

Se trabajó con un total de 43 muestras de líquido intrafolicular, las cuales se clasificaron según el diámetro del folículo y si fueron sometidas o no a monta natural, fueron distribuidas de la siguiente manera:

25 muestras de líquido intrafolicular de alpacas en fase de dominancia y fase de atresia, que no fueron sometidas a monta natural.

Grupo A: Sin monta natural

Sub Grupo A1 Dominancia, Ovarios con folículos entre 7 - 8 mm (n=8)

Sub Grupo A2 Dominancia, Ovarios con folículos entre 9 - 10mm (n=5)

Sub grupo A3 Dominancia, Ovarios con foliculos > 10 mm (n = 6)

Sub grupo A4 Atresia, Ovarios con foliculos en atresia (n=6)

18 muestras de líquido intrafolicular de alpacas en fase de dominancia y fase de atresia, que fueron sometidas a monta natural.

3.1. Grupo B: Con monta natural

Sub Grupo B1 Dominancia, con folículos entre 7-8 mm (n = 4)

Sub Grupo B2 Dominancia, con folículos entre 9-10mm (n = 5)

Sub grupo B3 Dominancia, con foliculos > 10 mm (n = 5)

Sub grupo B4 Atresia, con foliculos en atresia (n = 4)

4. Protocolo Experimental

El monitoreo de los ovarios de los animales fue de manera interdiaria mediante ecografía, con el fin de determinar la fase de onda folicular en el que se encontraban, para luego distribuirlos en los grupos experimentales. Después de la ecografía ovárica que permitió clasificar al animal en los diferentes subgrupos experimentales, las alpacas del Grupo A se sometieron a Ovariectomía para la obtención del ovario indicado y las alpacas del Grupo B de Monta natural fueron sometidas a la misma

en ambos grupos duró aproximadamente en promedio 15 minutos. En el Grupo B, la ovariectomía se realizó 20 horas después de la monta. Para la determinación de los animales que se encontraban en el grupo de Atresia se usaron las mediciones de diámetros foliculares decrecientes obtenidos previamente en evaluaciones sucesivas por ecografía. Para la determinación de testosterona del fluido folicular, este fue extraído posterior a la ovariectomía y fue analizado mediante Radioinmunoanálisis

5. Evaluación Ecográfica

La evaluación ecográfica de los animales fue realizada con un ecógrafo marca ALOKA SSD – 500 de HITTEC MEDICAL con un transductor transrectal de 6 a 8 MHz en un cuarto oscuro. Esta actividad se realizó en la estación experimental de Lurín de FAVEZ – UPCH.

6. Colección de muestras

Los ovarios fueron extraídos a través de Laparatomía Paramedial. El ovario se recepcionó en una placa petri estéril, luego fue lavado con suero isotónico estéril y se llevó a la Sala de Bioseguridad del Laboratorio de Reproducción de FAVEZ, donde se extrajo el líquido folicular mediante aspiración con una jeringa de 1 ml y aguja de 21 x 1". Este líquido obtenido fue transportado a un microvial estéril para ser centrifugado por 10 minutos a 2,500 rpm, luego del cual el sobrenadante obtenido fue colocado en otro microvial estéril, que fue rotulado y congelado a -20°C para su posterior análisis.

El líquido folicular se analizó para determinar los niveles de Testosterona para cada fase folicular en cada Grupo Experimental.

7. Dosaje Hormonal

Se determinaron los niveles de testosterona en líquido folicular mediante la técnica de radioinmunoensayo con el siguiente kit comercial:

- TESTO-RIA-CT Kit marca DIAsource ImmunoAssays S.A - Rue du Bosquet, 2 - B-1348 Louvain-la-Neuve – Belgium. Con seis (6) valores estándar: 0.00 ng/ml, 0.09 ng/ml, 0.62 ng/ml, 1.78 ng/ml, 6.49 ng/ml, y 16.1 ng/ml, de Testosterona.

Los datos obtenidos fueron procesados mediante el programa RIA PC® para obtener los resultados reales de las concentraciones de testosterona.

8. Análisis de resultados

Los resultados que se obtuvieron de los niveles de testosterona (ng/ml) intrafolicular se resumieron utilizando estadística descriptiva (media, desvío estándar y valores extremos). Estos datos se clasificaron de acuerdo a los grupos establecidos (A, B) y se sometieron a corrección logarítmica. Análisis de varianza multifactorial., considerando: Factores de variación 1: Monta natural y Factor 2: Tipo de folículo.

RESULTADOS

Los resultados obtenidos de 43 muestras de ovarios de alpaca vía laparotomía medial, se muestran en el Cuadro 1 y la Figura 1.

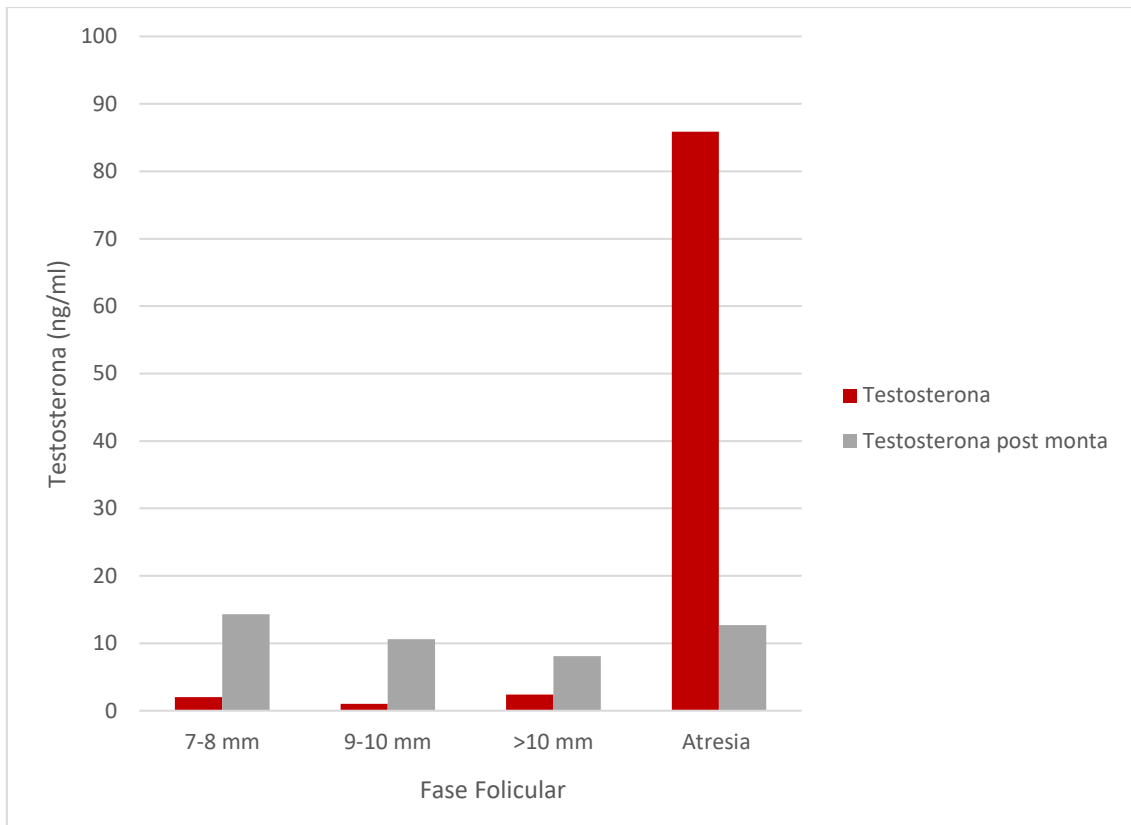
Los resultados mostrados (Cuadro 1 y Figura 1) indican que las concentraciones (ng/ml) de Testosterona intrafolicular se mantiene casi constante durante la Fase de Dominancia (7 – 10 mm) y tiene un incremento significativo ($P < 0.05$) en la Fase de Atresia. En el caso de animales que fueron sometidos a monta se observó que las concentraciones (ng/ml) de Testosterona intrafolicular se mantuvieron constante en folículos dominantes y atrésicos,

Cuadro 1: Niveles de Testosterona (ng/ml) intrafolicular en folículos en Dominancia y Atresia en animales sin monta y sometidos a monta.

Fase de Onda Folicular	Diámetro Folicular	N	Testosterona (ng/ml)	N	Testosterona con monta (ng/ml)
Fase de Dominancia	7 – 8 mm	8	2.0 + 3.21 ^a	4	14.3 + 7.5 ^a
	9 – 10 mm	5	1.0 + 1.2 ^a	5	10.6 + 1.6 ^a
	>10 mm	6	2.4 + 2.1 ^a	5	8.1 + 9.9 ^a
Atresia	---	6	85.9 + 172.7 ^b	4	12.7 + 11.9 ^b

- Valores con letras diferentes son estadísticamente diferentes ($P < 0.05$)

Figura 1: Variación de Concentración de Niveles de Testosterona Intrafolicular sin monta



Los resultados obtenidos de concentraciones (ng/ml) de Testosterona intrafolicular de animales sin monta y con monta respectivamente se muestran en el Cuadro 2.

En relación con los resultados obtenidos de animales que han sido sometidos a monta se observó que las concentraciones (ng/ml) de Testosterona intrafolicular se han mantenido constante en folículos dominantes y atrésicos.

Cuadro 2: Comparación de los niveles de Testosterona (ng/ml) intrafolicular en folículos con y sin monta.

Fase de Onda Folicular	Diámetro Folicular	Testosterona (ng/ml)	
		Sin monta	Con monta
Fase de Dominancia	7 – 8 mm	2.03 ± 3.21 ^a	14.31±7.58
	9 – 10 mm	1.02 ±1.19 ^a	10.62±1.61
	>10 mm	2.38 ± 2.14 ^a	8.17±9.99
Atresia	---	85.94 ±172.67 ^b	12.73±11.98

- Valores con letras diferentes son estadísticamente diferentes (P<0.05)

DISCUSION

La alpaca exhibe un modelo de onda folicular con características como el reclutamiento, selección, dominancia y atresia durante el desarrollo folicular (**Adams, 2001**). Asimismo, como en otras especies, la FSH y LH juegan roles importantes en el reclutamiento y dominancia, respectivamente.

La FSH se une a sus receptores en la granulosa induciendo la transcripción para la producción de la aromatasa P450, la cual media la conversión a estrógenos de la testosterona proveniente de las células de la teca (**Palma, 2008**). La LH estimula el movimiento de colesterol hacia la mitocondria para que haya formación de andrógenos.

Cuando hay selección del folículo dominante las células de la teca del folículo reciben estímulo de LH y favorece la unión de LHR en células de la teca; esta LH estimula la formación de andrógeno. (**Rahman y Vao, 2009**).

En folículos en estadio normal se vio que hay asociación positiva entre el contenido folicular de andrógenos y la expresión de receptores de FSH esto sugiere que el efecto colectivo de los andrógenos que actúan a través de los receptores de andrógenos puede ser la promoción de la respuesta gonadotrófica de los folículos (**Nielsen et al., 2011**)

Los niveles de Testosterona en el líquido folicular se muestran casi constantes durante la Fase de Dominancia (7 – 10 mm) y tiene un ascenso significativo ($P < 0.05$) en la Fase de Atresia en el

presente estudio. En la etapa de dominancia se produce una salida intermitente de GnRH la cual estimula la adenohipófisis para que libere intermitente LH y FSH. Cuando las células de la granulosa se luteinizan hay mayor producción de Inhibina que tiene efecto de retroalimentación negativa con FSH (**Kaneko, 1995**) esta es encargada de estimular la expresión de aromatasa.

Esta diferencia en las concentraciones de testosterona en los folículos atrésicos se puede deber a que la LH estimula la producción de testosterona en la teca interna. Las concentraciones de testosterona intrafolicular aumentan de acuerdo con la disminución de la FSH. La inhibina en las células de la granulosa actúa bloqueando la FSH haciendo que se concentre mayor cantidad de andrógenos, por la disminución de la aromatización dentro de los folículos atrésicos (**Moor et al., 1978**), lo que también fue demostrado en ovinos por **Carson et al., 1980**.

La actividad reducida de la aromatasa en las poblaciones de folículos antrales podría deberse a la pérdida de la actividad de aromatasa existente más que a la falta de adquisición de esta actividad. Por lo tanto, una disminución en la actividad de la aromatasa folicular podría representar un evento temprano en la degeneración atrésica de los folículos antrales (**Carson et al., 1980**)

Los niveles de Testosterona intrafolicular de las alpacas que fueron sometidas a la monta natural muestran concentraciones que no difieren estadísticamente en la fase de atresia en comparación con la fase de dominancia.

Como se sabe en la alpaca, especie con ovulación inducida (**San Martín et al., 1968**), el rol principal de la secreción preovulatoria de LH es inducir la ovulación, luego de la cual las células del folículo ovulatorio se luteinizan y empieza la secreción de progesterona, la cual tiene un efecto de retroalimentación negativa en el hipotálamo, al prevenir la secreción de GnRH y desensibilizar a los

gonadotrofos a la acción de la GnRH (Stevenson, 1997). Resultados de Harris *et al.*, (1999) demostraron que la progesterona es capaz de inhibir el efecto positivo del estradiol sobre el hipotálamo.

Los folículos dominantes de las alpacas que fueron sometidas a monta aumentan las concentraciones de testosterona intrafolicular, posiblemente porque poco después de la secreción preovulatoria de LH, el tejido folicular disminuye su capacidad de secretar estradiol, puesto que la conversión de testosterona a estradiol declina, como lo reporta en estudios *in vitro* de (Komar *et al.*, 2001).

CONCLUSIONES

- Las concentraciones de Testosterona intrafolicular varían, teniendo mayor concentración la Fase de Atresia en relación a Fase de Dominancia.
- Los folículos dominantes y atrésicos de la alpaca después de la monta presentan concentraciones intrafoliculares de testosterona (ng/ml) detectables y no difieren entre sí.

LITERATURA CITADA

1. Aba M., Sumar J., Kindahl H., Forsberg M., Edqvist L. 1998. Plasma concentrations of 15-ketodihydro-PGF (2-alpha), progesterone, estrone sulfate, estradiol -17-beta and cortisol during late-gestation, parturition and the early postpartum period in llamas and alpacas. *Animal Reproduction Science*. 50: 111-121
2. Aba, M.A. 2008. Endocrinología Reproductiva en Camélidos Sudamericanos. In: Primeras Jornadas Internacionales del Instituto de Investigación y Tecnología en Reproducción Animal -INITRA. Facultad de Ciencias Veterinarias. UBA 24, 25 y 26 de septiembre.
3. Adams GP, Sumar J, Ginther OJ. 1990. Effects of lactational and reproductive status on ovarian follicular waves in llama. *J Reprod Fertil* 90:535–545.
4. Adams, G.P., J. Sumar, y O.J. Ginther. 1991. Form and function of the corpus luteum in llamas. 1991. *Anim. Reprod. Sci.* 24(1): 127 – 138.
5. Adams, G. 2001. Comparative aspects of follicular dynamics in camelids. *Rev. Inv. Vet. (Perú)*. Suplemento 1: 142-147
6. Beg M, and Ginther O. 2006. Follicle selection in cattle and horses: role of intrafollicular factors. *Soc. Reprod. Fertil. Suppl.* 132: 365 – 377.
7. Botana, L.2002. *Farmacología y Terapéutica Veterinaria*. Madrid: Mc Graw Hill- Interamericana de España. p 1-734.

8. Bravo W., Fowler ME., Stabenfeldt GH., Lasley B. 1990. Ovarian follicular dynamics in the llama. *Biology Reproduction*. 43: 579-585.
9. Bravo PW, Stabenfeldt GH, Lasley B, Fowler ME. 1991. The Effect of Ovarian Follicle Size on Pituitary and Ovarian Responses to Copulation in Domesticated South American Camelids. *Biol. Reprod.* 45:553-559.
10. Bravo, P.W., Stanbenfeldt, G.H., Fowler, M.E. y Lasley, B.L. 1992. Pituitary response to repeated copulation and/or gonadotrophin-releasing hormone administration in llamas and alpacas. *Biol. Reprod.* 47: 884-888.
11. Bravo PW. 2002. Female Reproduction. In: Bravo W (ed). *The Reproductive Process of South American Camelids*. Salt Lake City, USA: Seagull Printing. p 1-31.
12. Brown, B. 2000. A review on reproduction in south American camelids. *Anim. Reprod. Sci.* 58 (3-4): 169-195.
13. Carson RS, Findlay JK, Clarke IJ, Burger HG. 1980. Estradiol, Testosterone and Androstenedione in Ovine Follicular Fluid During Growth and Atresia of Ovarian Follicles. *Bio Reprod.* 24:105-113.
14. Cervantes M., Huanca W, Huanca T. 2007. Efecto del estadio del desarrollo folicular al momento de la monta sobre la ovulación y supervivencia embrionaria en alpacas. *Rev. Invest. Vet, Perú* 18(2): 122-128.
15. Channing C., Schaerf, F., Anderson, L., Tsafiriri. 1980. Ovarian follicular and luteal physiology. In: *Int. Rev. Physiol.* 7-201.

16. Costa LOB, Mendes MC, Ferriani RA, Moura MD, Reis RM, Silva MF. 2004. Estradiol and testosterone concentrations in follicular fluid as criteria to discriminate between mature and immature oocytes. *Braz J Med Biol. Res.* 37:1747–1755.
17. Conaway CH. 1971. Ecological adaptation and mammalian reproduction. *Biol Reprod* 4(3): 239-247.
18. Chipana, Q.O. 1997. Colección de semen y evaluación de dilutores sobre la viabilidad espermática de alpacas. Tesis de Bachiller. Facultad de Zootecnia, Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima. 78 p.
19. Duijkers, I., Willimsen, W., Hollanders, H., Hamilton, C., Thomas, C., Vemer, H. 1997. Follicular fluid hormone concentrations after ovarian stimulation using gonadotropin preparations with different FSH/LH ratios. I comparasion of an FSH – Dominant and a purified FSH reparation. *Int J Fertil Womens Med* 42(5) p 306-310
20. England B G, Foote W C, Cardozo A G, Matthews D H, y Rera S. 197. Oestrus and mating behaviour in the llama (*Lama glama*). *Anim. Behav.* 19, 722-726.
21. Evangelista, S., A. Cordero, A. Santiani, M. Vásquez, O. Cárdenas, y W. Huanca. 2009. Estimulación con gonadotropina coriónica equine (ECG) durante las fases luteal y no luteal sobre la respuesta ovárica y calidad embrionaria en llamas. In: *Revista de Investigaciones Pecuarias* 20(1): 33 – 40.
22. Evans, A.C.O., J.L. Ireland, M. Winn, P. Lonergan, G. Smith, P. Cossens, y J. J. Ireland. 2004. Identification of genes involved in apoptosis and dominant follicle development during follicular waves in cattle. *Biol Reprod*: 1475 – 1484.
23. Donadeu F and Ginther O. 2002. Changes in Concentratios of Follicular Fluid Factors During Follicle Selection In Mares. *Biol Reprod* 66: 1111 – 1118.

24. Fahiminiya S, Reynaud K, Labas V, Batard S, Chastant-Maillard N. 2010. Steroid hormone content proteomic analysis of canine follicular fluid during the preovulatory period. *Reprod Biol Endocrinol* 8:132–145.
25. Fernández-Baca, S.; C. Novoa. 1968. Conducta sexual de la alpaca en empadre a campo. *Asociacion Latinoamericana de Produccion Animal*. 3: 7-20.
26. Fernández Baca S, Hansel E, Novoa C. 1970. Embryonic Mortality in the Alpaca. *Biol Reprod*. 3:243-251.
27. Fernández Baca, S; C. Novoa and J. Sumar 1971. Seasonal variations in the reproduction of the alpaca. (In Spanish). III Reun. Lat-Am. Prod. Anim. Bogotá, 110. Abstracted: *Anim. Breed. Abstr.* 40,336 (1972).
28. Fernández-Baca S. 1991. Avances y perspectivas del conocimiento de los camélidos sudamericanos. Chile: FAO. 429 p.
29. Fernández Baca, S. 1993. Manipulation of reproductive functions in male and female new world camelids. *Anim. Reprod. Sci.* 33: 307-323.
30. Ferrer, M., A. Agüero, M. Chaves, A. Russo y B. Rutter. 2002. Identification of genes involved in apoptosis and dominant follicle development during follicular waves in cattle. *Investigaciones Veterinarias*. 4(1): 7-11.
31. García W. 2009. Reproducción en Camélidos Sudamericanos. Curso Técnicas de Crianza de Camélidos Sudamericanos. Estación Experimental IVITA – Marangani – La Raya. p 26–40.

32. Gigli I, Russo A, Agüero A. 2006. Consideraciones sobre la dinámica ovárica en equino, bovino y camélidos sudamericanos. *Investigaciones Veterinarias* 8(1):183–204.
33. Guilbault, L., Roullier, P., Matton, P., Glencross, R., Beard, A. and Kinight P.1993. Relationships between the Level of Atresia and Inhibin Contents (Subunit and α -pDimer) in Morphologically Dominant Follicles during Their Growing and Regressing Phases of Development in Cattle. In: *Biol of Reprod* 48, 268-276.
34. Huanca, T., N. Apaza, y M. Gonzales. 2007. Experiencia del INIA en el Fortalecimiento del Banco de Germoplasma de Camélidos Domésticos. *Archivos Latinoamericanos de Producción Animal* 15(1):186–194.
35. Leyva, V.; W. García. 1999. Efecto de la progesterona exógena sobre la función del cuerpo lúteo de alpacas. II Congreso Mundial sobre Camélidos Cuzco, Perú. p 87.
36. Kaneko H., Kishi H, Watanabe G, Taya K, Sasamoto S, Hasegawa Y. 1995. Changes in Plasma Concentrations of Immunoreactive Inhibin, Estradiol and FSH Associated with Follicular Waves during the Estrous Cycle of the Cow. *J Reprod Dev* 41(4):311–320
37. Ministerio de Agricultura y Riego, 2017. Censo Nacional Agropecuario.
38. Novoa, C. 1970. Reproduction in the Camelidae: A Review. *J Reprod. Fert.* 22:3–20.
39. Pacheco J, Coila P. 2010. Composición del fluido folicular de alpaca (*Vicugna pacos*) en diferentes estadios de desarrollo. J.L. Pacheco y P. Coila. *Archivos de Zootecnia* 59(227):451–454.
40. Pinto, C., C. Martin y M. Cid. 2010. Camélidos Sudamericanos: Clasificación, Origen y Características. In: *Revista Complutense de Ciencias Veterinarias* 4(1): 23-36.

41. Revelli, A., L. Delle Piane, S. Casano, E. Molinari, M. Massobrio, y P. Rinaud. 2009. Follicular fluid content and oocyte quality: from single biochemical markers to metabolomics. In: *Reprod Biol Endocrinol* 7: 40 – 52.
42. San Martín, F. 1996 Nutrición de Camélidos Sudamericanos y su relación con la Reproducción. In: *Revista Argentina de Producción Animal* 16(4): 305 – 312.
43. Sumar J. 1993. Efectos de los Estímulos de Inducción en IA ovulación de Alpacas y Llamas. *Investigaciones Peruanas*. Vol. 6 N° 1 01 – 07.
44. Sumar, J. 1997. Avances y perspectivas en reproducción de camélidos. En memorias del I Symposium internacional. Avances en reproducción de rumiantes. Lima 30-44.
45. Sumar J. 1999. Reproduction in females South American Domestic Camelids. *J Reprod Fertil. Suppl.* 54:169-178.
46. Sumar J. 2002. Llamas y alpacas. En: Hafez ESE, Hafez B, ed. *Reproducción e inseminación artificial en animales*. 7ª ed. México: McGraw Hill. p 224-242.
47. Tibary A, Pearson L, Campbell A. 2015. Embryo transfer in camelids. *Spermova*: 234-252
48. Vaughan JL, Macmillan KL, D’Occhio MJ. 2004. Ovarian follicular wave characteristics in alpacas. *Anim Reprod Sci* 80:353-361.