



FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS Y BIOLÓGICAS

CARRERA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

**“PREVALENCIA DE ANTICUERPOS CONTRA *CHLAMYDOPHILIA ABORTUS*
EN BOVINOS DE CRIANZA EXTENSIVA DE LOS DISTRITOS DE
CORACORA, CHUMPI, Y PULLO DE LA PROVINCIA DE PARINACOCHAS,
AYACUCHO – 2018”**

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE: MÉDICO VETERINARIO
ZOOTECNISTA
NOMBRE DEL TÍTULO A OBTENER**

**PRESENTADO POR: JEAN PIERRE LOLI PIN
ASESOR:
ASESOR: SIEVER MIGUEL MORALES-CAUTI¹**

**LIMA – PERÚ
2020**

ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

Lima, 06 de junio de 2020.

Los integrantes del Jurado de tesis:

Presidente: Mg. SHIRLEY SUJEY EVANGELISTA VARGAS
Miembro: M.V. EGLINTON RUBEN VILLACAQUI AYLLON
Miembro: M.V. MILENA PAOLA MONTENEGRO VEGA

Se reúnen para evaluar la tesis titulada:

“PREVALENCIA DE ANTICUERPOS CONTRA *Chlamydophilia abortus* EN BOVINOS DE CRIANZA EXTENSIVA DE LOS DISTRITOS DE CORACORA, CHUMPI, Y PULLO DE LA PROVINCIA DE PARINACOCNAS, AYACUCHO - 2018”

Presentada por el bachiller:

- **JEAN PIERRE LOLI PIN**

Para optar el Título Profesional de **Médico Veterinario y Zootecnista**

Asesorado por: **Mg. SIEVER MIGUEL MORALES CAUTI**


Luego de haber evaluado el informe final de tesis y evaluado el desempeño del tesista de la carrera de **Medicina Veterinaria y Zootecnia** en la sustentación, concluyen de manera unánime (X) por mayoría simple (---) calificar a:

Tesista: JEAN PIERRE LOLI PIN			Nota (en letras): diecisiete
Aprobado ()	Aprobado - Muy buena (X)	Aprobado - Sobresaliente ()	Desaprobado ()

Los miembros del jurado firman en señal de conformidad.


**Mg. SHIRLEY SUJEY
EVANGELISTA VARGAS**
Presidente


**Mg. SIEVER MIGUEL
MORALES CAUTI**
Asesor


**M.V. EGLINTON RUBEN VILLACAQUI
AYLLON**
Miembro 1


**M.V. MILENA PAOLA
MONTENEGRO VEGA**
Miembro 2

Prevalencia de anticuerpos contra *Chlamydophilia abortus* en bovinos de crianza extensiva de los distritos de Coracora, Chumpi, y Pullo de la provincia de Parinacochas, Ayacucho - 2018

Jean Pierre Loli Pin¹; Eglinton Villacaqui A¹; Siever Morales-Cauti^{1,2}

¹Carrera de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Científica del Sur, Lima, Perú.

²Email: sieverm@hotmail.com

RESUMEN

El objetivo del presente estudio fue determinar la prevalencia de anticuerpos contra *Chlamydophilia abortus* en el ganado bovino de los distritos de Coracora, Chumpi y Pullo de la provincia de Parinacochas, departamento de Ayacucho durante el 2018 donde los bovinos son criados de forma extensiva y con reproducción por monta natural. Se obtuvo aleatoriamente 460 muestras de suero sanguíneo en bovinos mayores de 4 meses de edad sin considerar sexo. Para la detección de anticuerpos contra *Chlamydophilia abortus* se usó el ensayo por inmunoabsorción ligado a enzimas (ELISA) indirecto de uso comercial. Se obtuvo una prevalencia corregida de $40.34\% \pm 7.06\%$ (74/184) en bovinos que presentaron anticuerpos contra *Chlamydophilia abortus*; donde la menor prevalencia corregida fue en el distrito de Coracora con $40.29\% \pm 8.89\%$ (47/117) y la mayor prevalencia corregida en el distrito de Pullo con $56.05\% \pm 7.15\%$ (19/34). La alta prevalencia encontrada confirma la diseminación del patógeno en la población bovina de los distritos evaluados. Los resultados serológicos obtenidos, recomiendan considerarse a *C. abortus* como uno de los posibles agentes causales de aborto en bovinos en la región.

Palabras clave: *Chlamydia*, anticuerpos, bovino, ganado, crianza extensiva (Fuente: MeSH)

ABSTRACT

The objective from this study is to determinate the prevalence of antibodies against *Chlamydophilia abortus* in cattle in the districts of Coracora, Chumpi and Pullo of the Parinacochas province of the department of Ayacucho during 2018 where the cattle are raised extensively and with reproduction by natural mount. The 460 samples of bovine blood serum older than 4 months of age were randomly obtained without considering sex. For the detection of antibodies against *Chlamydophilia abortus*, the indirect *Enzyme-Linked Immunosorbent Assay* (ELISA) for commercial use was used. The corrected prevalence was $40.34\% \pm 7.06\%$ (74/184) in bovines presented against to *Chlamydophilia abortus* antibodies; the minimum corrected prevalence in the Coracora district was estimated with $40.29\% \pm 8.89\%$ (47/117) and the highest corrected prevalence in the Pullo district with $56.05\% \pm 7.15\%$ (19/34). The high corrected prevalence of antibodies confirm the bacterial spread in the bovine populations of the evaluated districts. The obtained serological results recommend considering *C. abortus* as one of the possible causative agents of abortion in cattle in the region.

Key word: *Chlamydia*, antibodies, bovine, cattle, breeding extensive (Source: MeSH)

INTRODUCCIÓN

La crianza bovina en el Perú es principalmente de doble propósito (carne/leche), teniendo una distribución del 78% en la sierra, el 11% en la costa y el 10% en la selva. La provincia de Parinacochas, se caracteriza por una crianza extensiva de ganado bovino, con una población de 49,275 cabezas de ganado (Aronés y Castillo, 2003; INEI, 2012; Rosemberg, 2012).

La ganadería bovina como fuente de producción de carne y leche es una de las principales

actividades económicas en toda la región, siendo afectada por las enfermedades reproductivas que producen importantes pérdidas económicas. Se estima que las enfermedades infecciosas de tipo reproductivas reducen en alrededor del 10% la tasa anual de destete por abortos esporádicos que pueden afectar a un 20% de las vacas preñadas perjudicando la producción láctea (Kemmerling *et al.*, 2009; Rojas *et al.*, 2018). Siendo, *Chlamydophilia abortus* (*C. abortus*) uno de los patógenos principalmente relacionados a pérdidas reproductivas, y cuya vía de diseminación del patógeno está relacionada a descargas uterinas, placenta, y secreciones reproductivas relacionadas al ternero abortado, contaminando durante meses las áreas de crianza (Entrican *et al.*, 2001; Caro *et al.*, 2009).

La *C. abortus*, es una bacteria gramnegativa intracelular obligada eucariota, y cuyo órgano diana es la placenta (Everett *et al.*, 2000; Longbottom y Coulter, 2003; Pospischil *et al.*, 2010; Cheong *et al.*, 2019). Se desarrolla en un medio ambiente extremo, presentando un ciclo con dos formas: un cuerpo elemental (CE) infeccioso, metabólicamente inerte y un cuerpo reticulado (CR), metabólicamente activo que sólo se encuentra dentro de las células (Caro *et al.*, 2009; Orellano, 2016). Este patógeno pertenece al orden de los Clamidiales, familia *Chlamidiaceae*, y presentan 02 géneros, *Chlamydia* y *Chlamidophila*, los cuales tienen nueve especies en total (Longbottom y Coutler, 2003; Quinn *et al.*, 2005).

C. abortus es un patógeno con amplia distribución mundial; además, es la mayor causa de abortos en vacas, ovejas, cabras, y agente zoonótico para el humano (Orellano, 2016; Cheong *et al.*, 2019). Las presentaciones de la mayoría de los casos ocurren en sistemas de crianza intensivos donde el hacinamiento toma importancia sobre todo en periodos de parto, causando principalmente trastornos reproductivos e infertilidad (Karlsson *et al.*, 2010; Bhandi *et al.*, 2019).

La transmisión generalmente es a través de la ruta horizontal por ingestión o inhalación; además, se reporta la transmisión venérea dependiendo potencialmente de la carga bacteriana presente en el semen (Cheong *et al.*, 2019).

C. abortus normalmente ingresa a las tonsilas, permitiendo la primera replicación posterior a la ingestión de las formas infectivas, luego se disemina por la sangre y linfa; en el caso de animales no gestantes la *C. abortus* permanece latente en los tejidos linfoides (Da Silva *et al.*, 2006). Posteriormente, se puede generar una infección a nivel de la placenta (Pospischil *et al.*, 2010), desarrollándose la infección en células del epitelio coriónico, causando grandes inclusiones citoplasmáticas. La infección, produce en una pérdida de células epiteliales coriónicas involucrando a los cotiledones y tejido adyacente, con necrosis focal; desencadenando posteriormente el aborto o parto prematuro (Orellano, 2016). La respuesta inmune en bovinos, es efectiva para eliminar el patógeno y proporciona protección a la reinfección por la misma cepa, pero tiende a disminuir de cuatro a seis meses post-infección (Pospischil *et al.*, 2010).

Los abortos se presentan de forma inesperada en los bovinos, relacionadas al último tercio de gestación (Albarracin, 2010). Los signos clínicos y lesiones más resaltantes en vacas gestantes son: vasculitis con compromiso necrótico, corion placentario con focos necróticos, e inclusiones citoplasmáticas; las descargas vulvares y fiebre se presentan hasta en 48 horas antes del aborto; flujo nasal, sialorrea, lagrimeo, tos, inapetencia (Buxton *et al.*, 2002; Diaz *et al.*, 2005; Dirksen *et al.*, 2005; Diabs *et al.*, 2011).

En América del sur, existen diferentes reportes sobre la enfermedad, en Argentina se encontró 4,78%, en Brasil con 1,42% de prevalencia en bovinos; y en Perú se reporta un 21,54% (202/938) de ovinos seropositivos en el centro de producción de la Sais Túpac Amaru del departamento de Junín (Silva *et al.*, 2009; Sánchez *et al.*, 2014; Rojas *et al.*, 2018).

Para un óptimo diagnóstico, se debe tomar una buena muestra (sangre, tejidos fetales y membranas placentarias), y complementarlo con la historia clínica de los casos presentados (Stuen y Longbottom, 2011). La Organización Mundial de Sanidad Animal (OIE), plantea como prueba de diagnóstico estándar a la técnica de fijación de complemento, la cual ha sido tradicionalmente el

procedimiento más utilizado para detectar *C. abortus*; sin embargo, existe la reactividad antigénica cruzada entre *C. abortus* y *C. pecorum*, careciendo su especificidad por el antígeno (Vretou *et al.*, 2007; Sachse *et al.*, 2009); por ello, para una mejor detección chlamydial, se considera a la prueba de ELISA como la más específica y de mayor eficacia diagnóstica para *C. abortus* (Longbottom y Coulter, 2003).

Por todo ello, el estudio busca evaluar la presencia de anticuerpos de *C. abortus* en el ganado bovino de crianza extensiva, debido a su carácter zoonótico y la importancia en el aspecto reproductivo del ganado bovino (Wittenbrink *et al.*, 2002).

II. MATERIALES Y MÉTODOS

Lugar de Estudio y Animales

La investigación se realizó en los distritos Chumpi (latitud sur 15° 5' 41" , longitud oeste 73° 44' 53" con altitud de 3.207 msnm), Coracora (14°41'38"Sur 74°07'27" Oeste con altitud de 3178 msnm) y Pullo (14°41'38"Sur 74°07'27" Oeste con altitud de 2 996 msnm) de la provincia de Parinacochas, ubicada al sur de Ayacucho; presentando una altitud desde los 2800 hasta los 3500 msnm (Aronés y Castillo, 2003), con un sistema de crianza es extensivo.

Tamaño Muestral

El cálculo del tamaño de muestra se realizó según la fórmula de tamaño de muestra para poblaciones finitas (Wayne, 2012). La población total evaluada fue de 49,275 bovinos, distribuidos en 27,063 bovinos en el distrito de Parinacochas, 13,988 bovinos en el distrito de Coracora, 7,736 Pullo y 5,339 de Chumpi; considerando estudios previos con una prevalencia del 4.78% de bovinos en Argentina (Rojas *et al.*, 2018), un nivel de confianza de 95% y un error de 5%, donde se obtuvo un tamaño de muestra de 62 bovinos.

Dónde:

N: Tamaño de población (27063 bovinos) (INEI, 2012)

n: Tamaño mínimo de muestra

p: Proporción del atributo de interés de la población (4.78%) (Rojas *et al.*, 2018)

Z: Coeficiente de confianza (95% = 1.96)

E: Error absoluto o error máximo admisible (5% = 0.05)

$$n = \frac{Z^2 p (1 - p) N}{(N - 1) e^2 + Z^2 p (1 - p)}$$

Resultando n = 62 bovinos como tamaño de muestra, luego de estratificar las muestras requeridas para cada distrito según su población referencial, para Chumpi (12.2=12), para Coracora (32.1=32), y para Pullo (17.7=18) animales a muestrear, el cual se incrementó a 184 bovinos debido a efectos de minimizar el error de muestreo y por disponibilidad de materiales.

Colección de Muestras

La selección de muestras fue aleatoria. Se escogieron animales de cada establecimiento considerando mayores a 4 meses de edad, sin considerar el sexo. La toma fue por punción en la vena yugular con el uso de agujas Nº 18 y tubos al vacío de 10mL. Luego, los tubos fueron rotulados y transportados al laboratorio del Centro de Salud de la ciudad de Coracora, centrifugadas a 1600 g en 5 minutos, y se obtuvo el suero sanguíneo para ser congelado a -20 °C hasta el momento de su procesamiento.

Técnicas de laboratorio

Las muestras fueron procesadas en el laboratorio de Microbiología y Microscopía veterinaria de la Universidad Científica del Sur, Lima, para confirmar la presencia de anticuerpos de *C. abortus* mediante la técnica de ELISA indirecto, utilizando para ello el Kit IDEXX Chlamydiosis Total Ab.

Análisis de datos

La seroprevalencia se expresó en porcentajes y la seroprevalencia corregida mediante la fórmula de Thrusfield (1990) tomando en cuenta la sensibilidad (99.7%) y especificidad (100%) de la prueba técnica de diagnóstico de ELISA IDEXX Chlamydiosis Total Ab, con sus respectivos intervalos de confianza (IC) al 95%. Además, se evaluó la asociación entre la presencia de anticuerpos contra *C. abortus* frente a la edad, sexo y procedencia de los bovinos mediante la prueba de Chi cuadrado (X^2) (Thrusfield, 1990; Martínez, 2009).

RESULTADOS

Se observó que un $40.34 \pm 7.06\%$ (74/184) resultaron positivos a anticuerpos contra *C. abortus* (cuadro 1). A nivel de los distritos, Pullo presenta la mayor cantidad de animales positivos $56.05 \pm 7.15\%$ (19/34). En categoría zootécnica las Vacas son las de mayor número de animales positivos $39.70 \pm 7.05\%$ (57/144) de anticuerpos contra *C. abortus*, sólo se muestreo un ternero menor a 6 meses de edad que resultó positivo.

Respecto al sexo de los bovinos evaluados, la presencia de anticuerpos contra la *C. abortus* presentó $35.11 \pm 6.87\%$ (7/20) de las muestras positivas de machos, y un $40.97 \pm 7.08\%$ (67/164) de las muestras positivas en hembras (cuadro 1). Se determinó que no hay asociación estadística significativa ($p > 0.05$) entre el sexo y el resultado positivo a la presencia de anticuerpos contra *C. abortus*, analizado mediante la prueba de Chi cuadrado (X^2).

Cuadro 1. Seroprevalencia de *C. abortus* (n= 184) en bovinos de crianza extensiva de los distritos de Coracora, Chumpi, y Pullo de la provincia de Parinacochas - 2018, Ayacucho

Variable	Positivos (n)	Nº bovinos muestreados	Prevalencia (%) \pm IC	Prevalencia corregida (%) \pm IC
Sexo				
*				
Macho	7	20	35.00 ± 6.87	35.11 ± 6.87
Hembra	67	164	40.85 ± 4.47	40.97 ± 7.08

Categorías

Zootécnica*					
	Ternero	1	1	100.00 ± 4.32	100.30 ± 4.33
	Vaquilla	7	13	53.85 ± 7.18	54.01 ± 7.18
	Torete	3	13	23.08 ± 6.07	23.15 ± 6.07
	Vaca	57	144	39.58 ± 7.04	39.70 ± 7.05
	Toro	3	6	50.00 ± 7.20	50.15 ± 7.20
	Vaquillona	3	7	42.87 ± 7.13	42.99 ± 7.13
Raza *					
	Criollo	42	103	40.78 ± 7.08	40.90 ± 7.08
	Holstein	2	4	50.00 ± 7.20	50.15 ± 7.20
	Brown Swiss	22	44	50.00 ± 7.20	50.15 ± 7.20
	Simmental	8	33	24.24 ± 6.17	24.31 ± 6.18
Procedencia**					
	Chumpi	8	33	24.24 ± 6.17	24.31 ± 6.18
	Coracora	47	117	40.17 ± 7.06	40.29 ± 7.06
	Pullo	19	34	55.88 ± 7.15	56.05 ± 7.15
Estado Reproductivo*					
	Vacía	54	140	38.57 ± 7.01	38.69 ± 7.01
	Preñada	3	4	75.00 ± 6.24	75.23 ± 6.22
	Sub total	57	144	39.58 ± 7.04	39.70 ± 7.05
	Total	74	184	40.22 ± 7.06	40.34 ± 7.06

*La variable sexo, categoría zootécnica, raza y estado reproductivo, frente a anticuerpos de *C. abortus* no presentan asociación estadísticamente significativa ($p > 0.05$).

** La variable procedencia, frente a anticuerpos de *C. abortus* presentan asociación estadísticamente significativa ($p < 0.05$).

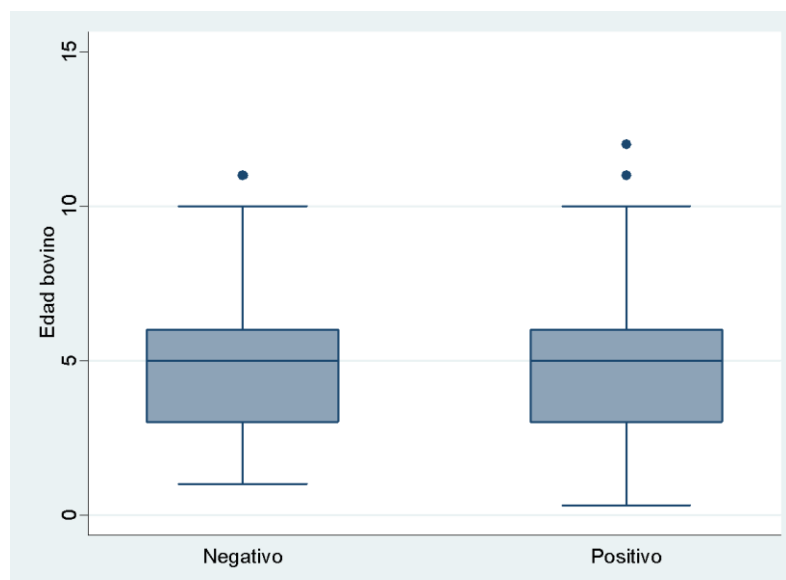


Figura 1. Diagrama de caja de bigotes de la edad de bovinos evaluados según resultado a la prueba diagnóstica de *Chlamydia abortus*.

El diagrama de caja y bigotes muestra la dispersión de los valores de las edades de los bovinos evaluados en el estudio. La mediana fue de 5 años tanto para los bovinos positivos y negativos, y se puede determinar una simetría similar de edades para ambos resultados. Mediante la prueba de Kolmogorov –Smirnov no se determinó diferencia estadística significativa ($p > 0.05$) para la edad del bovino y los resultados a la prueba diagnóstica utilizada (Figura 1).

En los positivos se observa dos puntos atípicos de edades muestreadas. El rango de las edades de animales negativos a la prueba osciló entre 4 meses a 11 años, siendo negativos en su mayoría las edades que comprenden de 3 a 6 años y teniendo como mediana 5 años. Por otra parte, las edades de animales positivos *C. abortus* oscilan entre 4 meses a 12 años, siendo positivos en su mayoría los animales de 3 a 10 años y teniendo como mediana 5 años.

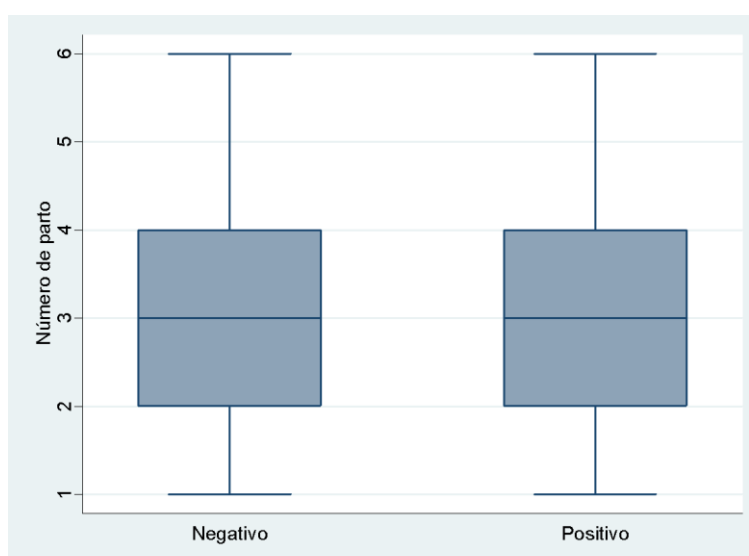


Figura 2. Diagrama de caja de bigotes de la cantidad de bovinos positivos y negativos a la prueba diagnóstica a *C. abortus* de acuerdo al número de partos.

La dispersión en número de partos y los resultados a la prueba diagnóstica es simétrica para las vacas evaluadas. El rango de animales negativos a la prueba oscila entre 1 a 6 partos, siendo el 50% de las vacas evaluadas entre 2 a 4 partos y teniendo como mediana 3 partos. Por otra parte, los animales positivos a *C. abortus* oscilan entre 1 a 6 partos, siendo positivos en su mayoría los animales que tuvieron de 2 a 4 partos. A nivel del número de partos frente a la infección por *C. abortus*, no se encontró diferencia significativa ($p > 0.05$).

DISCUSIÓN

La prevalencia corregida de anticuerpos contra *C. abortus* en el presente estudio (Cuadro 1) fue $40.34\% \pm 7.06\%$ (74/184). Existen diversos reportes a nivel mundial con índices de prevalencia reportada entre 4.78% hasta 71% de seropositividad, mostrando que la enfermedad tiene un comportamiento muy variable, potencialmente influenciado por diversos factores como: El hacinamiento, en sistemas de manejo donde los animales se congregan estrechamente durante el período de parto, el contacto, con otros rumiantes domésticos o salvajes; la infección se da por ingestión del patógeno en alimentos contaminados, o por lamer animales contaminados con líquidos o tejidos placentarios, también inhalando aerosoles creados en los ambientes contaminados (Nietfeld, 2001; Wang *et al.*, 2001; Ndengu *et al.* 2018; Rojas *et al.*, 2018; Bhandi *et al.*, 2019).

Estas prevalencias tan variables han sido reportadas en bovinos en Taiwan (Wang *et al.*, 2001), en Brasil (Igayara-Souza *et al.*, 2004), en Polonia (Niemczuk, 2005), en Alemania (Biensenkamp-Uhe *et al.*, 2007), en Suecia (Godin *et al.*, 2008), en la Pampa Argentina (Rojas *et al.*, 2018), en Zimbabwe (Ndengu *et al.*, 2018). Así mismo, en el Reino Unido y en Norte América, *C. abortus* es reconocida como el patógeno más común causante de abortos infecciosos y de pérdidas reproductivas en el ganado bovino, ovino y caprino (Longbottom y Coulter, 2003; Edmondson *et al.*, 2012; Sánchez *et al.*, 2014). En Zimbabwe un estudio puso en evidencia la seropositividad de

C. abortus y la proximidad de contagio de cabras en vida silvestre con animales domésticas. En Namibia, las granjas presentan prevalencias de 25% y 86%, como también de manera individual en cabras la seroprevalencia en un rango de 2.4% a 54%. Además, los autores del estudio sugieren un probable ciclo independiente de infección por clamidias en búfalos (Solomon Bhandi *et al.*, 2019). Así mismo otro estudio en Zimbabwe, presentaron seroprevalencias asociadas entre bovinos y vida silvestre, detectando anticuerpos contra *C. abortus* en búfalos (47.7%) e impalas (43.8%) (Ndengu *et al.*, 2018). La seroprevalencia corregida encontrada en el presente estudio podría explicarse, por diferentes factores que influyen en la transmisión y diseminación del patógeno (Karlsson *et al.*, 2010; Bhandi *et al.*, 2019); aunque algunos autores, que identifican al hacinamiento como uno de los factores principales para la transmisión de la enfermedad, en las condiciones de crianza extensiva de la región en estudio, el hacinamiento no es frecuente, por lo que el contagio podría deberse a pastos contaminantes, aerosoles de otros animales (inhalación de aire contaminado), lamer fómites donde hubieron animales infectados o muertos (Kauffold *et al.*, 2014).

Con relación a las variables evaluadas, procedencia si reporta asociación significativa ($p < 0.05$) con el diagnóstico positivo. La localidad de Pullo es la más afectada, con una prevalencia corregida de $56.05\% \pm 7.15\%$ (19/34), mientras la localidad de Coracora fue la menos afectada con una prevalencia corregida de $40.29\% \pm 7.06\%$ (47/117) de animales positivos a *C. abortus* (Cuadro 1). Esta asociación puede deberse a una mayor densidad animal por ganadero y a condiciones medio ambientales más adversas encontradas en el distrito de Pullo; garantizando un mayor contacto debido por la mayor densidad animal, y otras características como las áreas de pastoreo, libres y sin límites determinados y sin mayor supervisión del criador o de la entidad que se encarga de monitorear (Longbottom y Coulter, 2003). Esto podría deberse al mayor número de animales en algunas localidades, ya que existe evidencia de una marcada asociación significativa ($p < 0.05$) entre el número de ganado y la positividad a la infección (Al-Qudah *et al.*, 2004).

En relación a la variable sexo, esta no presentó asociación significativa ($p > 0.05$). Las hembras es la categoría que presenta mayor prevalencia corregida de $40.97\% \pm 7.08\%$ (67/164), mientras la categoría Macho presenta una prevalencia corregida de $35.11\% \pm 6.87\%$ (7/20). A diferencia de este hallazgo, existen reportes que reconocen como principal fuente de infección a los tejidos abortados, descargas vaginales y/o neonatos contaminados (Edmondson *et al.*, 2012); por lo tanto, las hembras son consideradas fuente de transmisión del patógeno, y representan un factor de riesgo potencial en la epidemiología de la enfermedad. Además, existen hembras que generan inmunidad incompleta, ya que estas continúan eliminando el patógeno posterior al parto y/o celos post infección (Longbottom y Coulter, 2003). Por otro lado, el rol del macho es reconocido como menor en la epidemiología de la enfermedad por *C. abortus*; porque la vía de transmisión con más reportada para la *C. abortus* es por la vía del contacto oro-nasal con tejidos y secreciones reproductivas. Sin embargo, existe evidencia limitada de que los machos transmiten el agente mediante la cópula; a pesar que, si hay evidencia de la propagación en los testículos, pues es posible la detección en el semen, y no se considera al macho como factor de riesgo (Edmondson *et al.*, 2012; Sánchez *et al.*, 2014). Todo ello explica, las prevalencias similares encontradas en machos y hembras de este estudio, y dicha diferencia numérica puede ser solo circunstancial, influenciada potencialmente por la liberación intermitente de la bacteria por los hospedadores (Yin *et al.*, 2014), el momento del muestreo, y otros factores que dificultan un diagnóstico preciso.

La variable categoría zootécnica tampoco mostró una asociación significativa ($p > 0.05$), con el diagnóstico positivo; siendo la categoría Vaca, la más afectada con una prevalencia corregida de $39.70\% \pm 7.05\%$ (57/144). Además en la evaluación de estado reproductivo tampoco mostró asociación estadísticas significativa ($p > 0.05$); mientras la categoría de torete fue la menos afectada con una prevalencia corregida de $23.15\% \pm 6.07\%$ (3/13). Sin embargo existen reportes, que evidencian prevalencias altas de *C. abortus* en vacas aparentemente sanas que abortan (51%) y vacas con historial de aborto (71%) (Wang *et al.*, 2001); lo que demuestra que la vía de transmisión es múltiple, y aun siendo baja la transmisión venérea también es posible (Karlsson *et al.*, 2010). Nuestros resultados dan una distribución sin diferencias significativas en las diferentes categorías

zootécnicas, y esto debido a que el patógeno es capaz de infectar a los bovinos de cualquier categoría zootécnica (Longbottom y Coulter, 2003), lo cual ha sido confirmado por un estudio en cabras (Al-Qudah *et al.*, 2004).

Por otro lado, la variable de raza, no mostró una asociación significativa ($p > 0.05$). La raza Brown swiss fue las más afectadas con la infección por *C. abortus* (50%), mientras la raza menos afectada fue la criolla (40.90%). La raza Brown Swiss es la más afectada en la localidad de Coracora, siendo esta diferencia solo numérica circunstancial en la región y momento del estudio. Sin embargo, esta diferencia numérica no es significativa, y no se ha encontrado evidencia bibliográfica alguna; a pesar de la necesidad de adaptación tanto al clima, altitud y resistencia a enfermedades de algunas razas (FAO, 2010).

Por último, el presente estudio representa la primera investigación epidemiológica de aborto bovino por *C. abortus* en el Perú. Los resultados serológicos obtenidos, recomiendan considerarse a la *C. abortus* como uno de los posibles agentes causales de aborto en bovinos del Perú.

CONCLUSIONES

- La prevalencia corregida de anticuerpos contra *C. abortus* en el presente estudio fue de $40.34\% \pm 7.06\%$ (74/184) en la región de estudio
- La variable de procedencia, si reporta asociación significativa ($p < 0.05$) con la positividad a la infección, donde la localidad de Pullo es la más afectada.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS:

1. **Albarracín Carmona F.** 2010. Clamidiosis bovina. Tesis doctoral, para obtención del título de Médico Veterinario Zootecnista. Ecuador: Universidad de Cuenca. 116 p.
2. **Al-Qudah K, Sharif L, Raouf R, Hailat N.** 2004. Seroprevalencia en anticuerpos de *Chlamydomphila abortus* en cabras locales Awassi goats en Jordan, Vet. Med. Czech (49)12: 460-466.
3. **Aronés M, Castillo L.** 2003. Un breve perfil de Parinacochas. En Ludwing Huber, editor. Ayacucho centralismo y descentralización (pp. 291-292). Perú: Instituto de Estudios Peruanos. Disponible en: http://www.repositorio.iep.org.pe/bitstream/IEP/584/2/huber_ayacuchocentralismoydescentralizacion.pdf
4. **Biensenkamp C, Li Y, Hehnen H, Sachse K, Kaltenboeck B.** 2007. La vacunación terapéutica contra *Chlamydomphila abortus* y *C. pecorum* reduce transitoriamente la mastitis bovina asociada con la infección e inmunidad por *Chlamydomphila*, American Society for Microbiology. 75 (2): 870-8777. doi:10.1128/IAI.00691-06
5. **Bhandi Solomon, Davies Pfukenyl, Matope Gift.** 2019. Seroprevalencia de brucella y chlamydiosis en ganado caprino en Zimbawe. Journal of veterinary research 1-9

6. **Buxton D, Anderson I.E, Longbottom D.** 2002. Aborto por clamidia ovina: corrección de la respuesta inmune inflamatoria en los tejidos placentarios. *J. Comp. Path.* 127(2-3): 133-141. doi:10.1053/jcpa.2002.0573
7. **Caro M, Buendía A, Del Rio L.** 2009. Infección por *Chlamydophila abortus* en el ratón: un modelo útil de la enfermedad ovina. *Veterinary Microbiology* 135(1-2): 103-111. doi:10.1016/j.vetmic.2008.09.029
8. **Cheong H, Lee C, Cheok Y, Tan G.** 2019. *Chlamydiaceae*: enfermedades en huéspedes primarios y zoonosis. 7 (5): 146. doi: 10.3390 / microorganisms7050146
9. **Diabs S, Uzal F.** 2011. Diagnóstico de las causas más comunes de aborto infeccioso en ovinos y caprinos. Disponible en: http://www.santaelena.com.uy/HNoticia_1256.html
10. **Da Silva F, De Freitas J, Muller E.** 2006. *Chlamydophila abortus* en animales de producción. *Ciencia Rural.* 36(1):342-348. doi:10.1590/s013-84782006000100057
11. **Diaz E, Aguilar F, Vasquez J.** 2005. Manual para el diagnóstico de enfermedades en ovinos y caprinos en Mexico. Disponible en: <http://fmvzenlinea.fmvz.unam.mx/file.php/86/CONASA.PDF>
12. **Dirksen G, Grunder H, Stober M.** 2005. Medicina Interna y Cirugía del bovino, 4ta Edición, Editorial Intermédica. p 292.
13. **Edmondson M, Roberts J, Baird A.** 2012. Teriogenología de ovinos y caprinos. En: Pugh, D. Baird, A. *Sheep and Goat Medicine.* 2 ed. Missouri: Elsevier. p 150-230.
14. **Entrican G, Buxton D, Longbottom D.** 2001. Infección por clamidia en ovejas: control inmunitario versus patología fetal. *J. R. Soc. Med.* 94(6): 273-277. doi: 10.1177/014107680109400605
15. **Everett K.** 2000. Chlamydia y Chlamydiales: más de lo que parece. *Veterinary Microbiology*, US. 75(2): 109-126. doi:10.1016/s0378-1135(00)00213-3
16. **[FAO].** Organización para la Alimentación y la Agricultura. 2010. Manejo Sanitario Eficiente del Ganado Bovino: Principales Enfermedades. Guatemala: FAO. Asistencia técnica. 48 p.
17. **Godin A, Bjorkman S, Johansson K.** 2008. Investigación de *Chlamydophilia spp.* En vacas lecheras con trastornos reproductivos *Acta Veterinaria Scandinavica.* 50(1): 39. doi :10.1186/1751-0147-50-39
18. **Igayara- Souza, Genovez M, Ferreira F.** 2004. Ocurrencia de anticuerpos anti-*Chlamydophilia abortus* en bovinos en Sau Paulo Brasil. *Rev. Bras. Reprod. Anm.* 28(1).28-33.
19. **INEI.** Instituto Nacional de Estadística e Informática. 2012. IV Censo Nacional Agropecuario: Existencia de ganado, aves, otros animales y colmenas. Lima. Disponible en: <http://censos.inei.gob.pe/Cenagro/redatam/>
20. **Longbottom D, Coulter L.** 2003. Clamidiosis animal e implicaciones zoonóticas. *J. Comp. Path.* 128(4):217-244. doi:10.1053/jcpa.2002.0629

21. **Karlsson A, Alenius S, Bjorkman C.** 2010. Investigación de Chlamydiaceae en semen y cauda epididymidis y seroprevalencia de *Chlamydophila abortus* en toros reproductores. Acta Veterinaria Scandinavica 52(1): 2. doi: 10.1186/1751-0147-52-2
22. **Kauffold J, Wenhrend A, Sigmarsson H.** 2014. Clamidia y clamidofilia en la reproducción bovina. Alemania. Clinical Theriogenology 6(3)
23. **Kemmerling K, Muller U, Mielenz M.** 2009. Especies de *Chlamydophila* en granjas lecheras: prevalencia de reacción en cadena de la polimerasa, asociación de enfermedades y factores de riesgo identificados en un estudio transversal en el oeste de Alemania. J Dairy Sci. 92(9): 4347–4354. doi: 10.3168/jds.2009-2051
24. **Martinez M.** Bioestadística Amigable. 2009. 2º Edición. Ediciones Díaz de Santos. España.
25. **Ndengu M., Matope G., Tivapasi M., Scacchi M., Bonfini B., Pfukenyi DM.,** 2018. Sero-prevalencia de clamidiosis en bovinos y especies de vida silvestre seleccionadas en un área de interfaz fauna / ganado de Zimbabwe. Tropical Animal Health and Production. 50(5):1107-1117. doi: 10.1007/s11250-018-1536-4.
26. **Nietfeld J.C.,** 2001. infección clamidial en rumiantes menores. Práctica animal de allimentos. 17(2): 301-314. doi: 10.1016/s0749-0720(15)30030-x
27. **Niemczuk K.,** 2005. Prevalencia de anticuerpos contra *Chlamydophila psittaci* y *Chlamydophila abortus* en bovinos de Polonia. Un informe preliminar. Bull Vet Inst Pulawy 49: 293-297.
28. **Orellano R.,** 2016. Agentes infecciosos causales de aborto de presentación frecuente en bovinos. Tesis de Médico Veterinario Zootecnista. Tandil. Univ. Nac. del Centro de la Provincia de Buenos Aires. 108 p.
29. **Pospischil A, Borel N, Andersen A.** 2010. Patogenia de las infecciones bacterianas en animales. EE.UU. p. 575-587.
30. **Quinn P, Markey B, Carter M.** 2005. Microbiología y Enfermedades Infecciosas Veterinarias, Editorial Acribia. p 241-247.
31. **Rojas M, Fort M, Bettermann S.** 2018. Detección de *Chlamydia abortus* en pérdidas reproductivas de bovinos en la provincia de La Pampa, Argentina. Rev Argent Microbiol. 50(3):269-174. <https://doi.org/10.1016/j.ram.2017.10.002>
32. **Rosemberg M.** 2012. Retos y perspectivas de la ganadería bovina en el Perú. Lima. Disponible en: <http://www.veterinariadigital.com/articulos/la-ganaderia-bovina-en-peru>
33. **Sachse K, Vretou E, Livingstone M.** 2009. Desarrollos recientes en el diagnóstico de laboratorio de infecciones por clamidias. Vet, Microbiol. 135(1-2):2-21. doi:10.1016/j.vetmic.2008.09.040

34. **Sánchez L, Pantoja C, Villacaqui E.** 2014. Seroprevalencia de anticuerpos contra *Chlamydophila abortus* en ovinos de SAIS TÚPAC AMARU del departamento de Junín, Perú. Redvet. 6: 19. <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n060618/061823.pdf>
35. **Silva Z, Spohr A, Lima B, Dias A, Muller E, Neto J, Turilli C.** 2009. Prevalencia de anti-*Chlamydophila* spp. en propiedades rurales con antecedentes de aborto bovino en el estado de Paraná. Vet. Bras. 3: 29. <http://dx.doi.org/10.1590/S0100-736X2009000300005>
36. **Stuen S, Longbottom D.** 2011. Tratamiento y control de infecciones por clamidias y rickettsias en ovejas y cabras. Vet Clin North Am Food Anim Pract. 271):213-233. doi:10.1016/j.cvfa.2010.10.017
37. **Thrusfield M.** 1990. Epidemiología veterinaria. España: Ed Acribia. 42 p.
38. **Vretou E, Radouani F, Psarrou E.** 2007. Evaluación de dos ensayos comerciales para la detección de anticuerpos contra *Chlamydophila abortus*. Vet. Microbiol. 123 (1-3): 153-161. doi:10.1016/j.vetmic.2007.02.023
39. **Wang F, Shieh H, Liao Y.** 2001. Prevalencia de *Chlamydophila abortus* en rumiantes domesticados en Taiwan. J. Vet. Med. Sci.63(11): 1215-1220. doi:10.1292/jvms.63.1215
40. **Wayne D.** 2012. Bioestadística Base para el análisis de las ciencias de la salud. 4ª ed. México D.F.: LIMUSA.
41. **Wittenbrink MM.** 2002. Clamidia en bovinos y porcinos y su potencial zoonótico. Dtsch Tierarztl Wochenschr. 109: 452-453.
42. **Yin L, Schautteet K, Kalmar L.** 2014. Prevalencia de *Chlamydia abortus* en rumiantes belgas. Vlaams Diergeneeskundig Tijdschrift. 83 (4): 164-170.