

Frecuencia y Riesgo de Infección de Leptospirosis Bovina en Dos Establos Lecheros de la Costa y Sierra Peruana

FREQUENCY AND RISK OF INFECTION OF BOVINE LEPTOSPIROSIS IN TWO DAIRY FARMS OF THE COAST AND HIGHLANDS OF PERU

Luis Llanco A.¹, Francisco Suárez A.^{1,4}, Wilfredo Huanca L.², Hermelinda Rivera G.³

RESUMEN

El estudio tuvo por objetivo determinar la frecuencia y riesgo de infección de leptospirosis bovina en establos lecheros de la costa y sierra peruana. Se obtuvieron 88 muestras de sangre en un establo de la zona de Lima (costa) y 163 muestras en un establo de la zona de Huancayo (sierra). Las muestras fueron analizadas mediante la prueba de microaglutinación para detectar anticuerpos frente a los serovares *canicola*, *pomona*, *icterohaemorrhagiae* y *hardjo*. Se encontraron seroprevalencias de 14.8 y 12.3% en los establos de Lima y Huancayo, respectivamente, siendo el serovar *icterohaemorrhagiae* el único detectado en Lima y los serovares *icterohaemorrhagiae* y *hardjo* en Huancayo.

Palabras clave: bovino; leptospirosis; seroprevalencia; riesgo de infección

ABSTRACT

The study aimed to determine the seroprevalence and risk of infection of bovine leptospirosis in dairy farms of the Peruvian coast and highlands. A total of 88 blood samples were obtained in a farm in the area of Lima (coast) and 163 samples in a farm in the area of Huancayo (highlands), both belonging to the National University of San Marcos. The samples were analyzed by the microagglutination test to detect antibodies to serovars *canicola*, *pomona*, *icterohaemorrhagiae* and *hardjo*. Seroprevalences of 14.8 and 12.3% were found in Lima and Huancayo farms respectively, where the serovar *icterohaemorrhagiae* was the only detected in Lima and serovars *icterohaemorrhagiae* and *hardjo* in Huancayo farms.

Key words: bovine; leptospirosis; seroprevalence; risk of infection

¹ Laboratorio de Epidemiología y Economía Veterinaria, ² Laboratorio de Reproducción Animal, ³ Laboratorio de Microbiología y Parasitología Veterinaria, Facultad de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Lima, Perú

⁴ E-mail: francisco_suarez2001@hotmail.com

Recibido: 12 de abril de 2016

Aceptado para publicación: 14 de abril de 2017

INTRODUCCIÓN

Las cepas patógenas de *Leptospira interrogans* poseen capacidad de infectar a un amplio número de hospederos que incluyen al hombre y animales, causando enfermedad que cursa con cuadro clínico agudo, algunas veces fatal, en los hospederos accidentales, o crónico asintomático en los hospederos que actúan como reservorios naturales (Zuerner, 2015). La progresión del cuadro clínico depende principalmente del serovar infectante y de la especie hospedera (Radostits *et al.*, 2002).

En la actualidad, la leptospirosis es considerada una importante zoonosis y reemergente debido al aumento del número de casos en todo el mundo (Guerra, 2013). Su presentación en el hombre se relaciona a cambios climáticos, aumento en la precipitación pluvial, características del suelo que favorecen la supervivencia del agente, desplazamientos poblacionales y algunas actividades de riesgo que permiten el contacto directo con ambientes contaminados, principalmente con la orina de los animales reservorios (Acha y Szifres, 2001).

La leptospirosis tiene distribución mundial, siendo más común en los países tropicales y subtropicales de alta humedad, donde se dan las facilidades para su transmisión (Acha y Szifres, 2001; Artiushin *et al.*, 2004), especialmente durante la temporada de lluvias, donde se incrementa el número de infecciones (Subharat *et al.*, 2012). Otros factores de riesgo reportados en los sistemas de producción lecheros incluyen la elevada densidad animal, aún durante cortos periodos de tiempo, y defectos en la integridad de las instalaciones que facilitan la acumulación de excretas, contribuyendo en la diseminación y mantenimiento de la infección, tornando ineficientes la vacunación y uso de antibióticos (Martins *et al.*, 2012).

Estudios de seroprevalencia señalan entre 34 y 65% en EEUU y Canadá (30 y 45% positivos a *L. hardjo*, respectivamente) y entre 25 y 65% en Europa, Australia, Nueva Zelanda y América del Sur (también a *L. hardjo*) (Fang *et al.*, 2014; Peregrine *et al.*, 2006; Subharat *et al.*, 2012). *Hardjo-bovis*, es la serovariedad más común en Reino Unido, Australia, Nueva Zelanda y EEUU; asimismo, *hardjo-bovis* resultó ser la más común en ganado de carne y *pomona* en el ganado lechero en Canadá (Grooms., 2006; Radostits, 2002). *L. hardjo* ha sido identificado como el principal responsable, individual o asociado a otros patógenos como *Neospora caninum* o *Brucella abortus*, de causar aborto bovino en México (Escamilla *et al.*, 2007). Por otra parte, en algunos países latinoamericanos como Venezuela, México, Colombia y Brasil se han reportado seroprevalencias de 42, 10, 61 y 45%, respectivamente (Godoy *et al.*, 1997, León *et al.*, 2008; Ochoa *et al.*, 2000; Nilson, 2003; Martins *et al.*, 2012). En el Perú, estudios llevados a cabo por Arias *et al* (2011) en bovinos de la sierra sur, reportaron una seroprevalencia de 2.6 % frente a *Leptospira icterohaemorrhagiae*.

La repercusión económica más importante en la explotación bovina son los problemas reproductivos que se manifiestan principalmente con la presentación de abortos, nacimiento de animales débiles y disminución de la eficiencia reproductiva (Radostits, 2002). Por esta razón, es importante realizar exámenes serológicos que permitan identificar o descartar la leptospirosis como causa de fallas reproductivas en la lechería bovina del país.

En el presente estudio se determinó la frecuencia de leptospirosis bovina en dos localidades del país y se estableció el riesgo de infección asociado a la localidad utilizando la técnica de microaglutinación (MAT).

MATERIALES Y MÉTODOS

Localidad y Muestreo

Se trabajó con 163 bovinos del establo de la Estación Experimental del Centro de Investigación IVITA – El Mantaro, el cual forma parte de la Facultad de Medicina Veterinaria (FMV) de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos (UNMSM). La estación experimental está ubicada en el valle del Mantaro, Huancayo, departamento de Junín, a una altitud de 3249 msnm, representando la sierra central del Perú. El sistema de crianza era semiintensivo, con suministro de concentrado al momento de ordeño y pastoreo sobre pastos mejorados el resto del día.

Asimismo, se trabajó con 88 bovinos lecheros del establo de la FMV-UNMSM, localizado en el distrito de San Borja, departamento de Lima, a una altitud de 170 m, representando la zona de costa central del país. El sistema de producción era de tipo estabulado, con alimentación a base de maíz chala como forraje verde picado y uso de concentrados.

Los animales muestreados correspondieron al total de la población de hembras entre 3 meses y 7 años de edad. Se tomaron muestras de sangre por punción de la vena caudal. Los sueros se obtuvieron por centrifugación (900 g por 10 min) y fueron almacenados a -20 °C en los laboratorios de la FMV-UNMSM, Lima, hasta el momento de su análisis.

Prueba de Microaglutinación (MAT)

La prueba de MAT fue realizada en el laboratorio de microbiología de la FMV-UNMSM, siendo las normas recomendadas por WHO (2004). Para esto, se incluyeron los serovares *icterohaemorrhagiae*, *pomona*, *hardjo* y *canicola*, que son los más prevalentes e importantes en el ganado bovino. Los serovares empleados fueron proporcionados por el Laboratorio de Microbiolo-

gía de la FMV-UNMSM, donde se usan rutinariamente en el diagnóstico de leptospirosis.

Suspensiones con cada uno de los cuatro serovares de leptospiras vivas fueron colocadas en una placa de 96 pocillos que contenían diluciones en serie (1/100, 1/200, 1/400, 1/800, 1/1600) de los sueros problema. Se incubaron durante 2 h a 28 °C. El título obtenido fue calculado como el recíproco de la dilución más alta del suero que aglutinó por lo menos el 50% de las bacterias para cada serovar al ser observado con el microscopio de campo oscuro. Como control negativo se utilizaron pocillos que contenían el antígeno diluido solamente con suero fisiológico y como control positivo se emplearon sueros con resultados positivos ya titulados con anterioridad.

Análisis de Datos

La prevalencia de leptospirosis fue determinada teniendo en consideración la seropositividad de los sueros a la MAT, siendo expresada en forma porcentual (Gordis, 2014), en tanto que para evaluar la localidad como factor de riesgo se calculó el Odds ratio (Daniel, 2004), teniendo en consideración la positividad de los sueros y la procedencia de los animales.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los dos establos resultaron seropositivos a leptospirosis al contar con al menos un animal positivo a la prueba de MAT (Cuadro 1). Así, en el establo de la costa se detectó una prevalencia de 14.8%, correspondiendo exclusivamente al serovar *icterohaemorrhagiae*, en tanto que la prevalencia en el establo de la sierra fue de 12.3%, detectándose los serovares *icterohaemorrhagiae* y *hardjo* (Cuadro 1). Ningún animal mostró positividad a más de un serovar. Asimismo, no hubo reacción positiva a los serovares *pomona* o *canicola* (Cuadro 1).

Cuadro 1. Distribución de bovinos según lugar y reacción a la prueba de microaglutinación (MAT) para la detección de anticuerpos anti-*Leptospira* (2005)

Serovar	Lima (n=88)		Huancayo (n=163)	
<i>icterohaemorrhagiae</i>	13	14.77	16	9.82
<i>hardjo</i>	0	0	4	2.45
<i>pomona</i>	0	0	0	0
<i>canicola</i>	0	0	0	0
Total	13	14.77	20	12.27

Cuadro 2. Distribución de bovinos reactivos a leptospirosis, según procedencia y título de anticuerpos, detectados mediante la prueba de microaglutinación - MAT (2005)

Localidad / Serovar	Muestras positivas (n)	Título de anticuerpos a <i>Leptospira</i>		
		1/100	1/200	1/400
Lima				
<i>icterohaemorrhagiae</i>	13	10	2	1
<i>hardjo</i>	0	0	0	0
<i>pomona</i>	0	0	0	0
<i>canicola</i>	0	0	0	0
Sub-total (%)	100.0	76.9	15.4	7.8
Huancayo				
<i>icterohaemorrhagiae</i>	16	16	0	0
<i>hardjo</i>	4	2	2	0
<i>pomona</i>	0	0	0	0
<i>canicola</i>	0	0	0	0
Sub-total (%)	100.0	90.0	10.0	0

Se considera que la infección por un serovar no adaptado al hospedero definitivo ocurre en áreas donde el intermediario actúa como reservorio, interactuando con el primero, donde las infecciones cruzadas entre ambos mantienen el patógeno en el ambiente (Bahari *et al.*, 2011). Esto explicaría la ma-

yor prevalencia detectada frente al serovar *icterohaemorrhagiae*, que tiene a los roedores como hospederos definitivos. Estos animales son ubicuos, difíciles de eliminar sin las medidas sanitarias adecuadas, tienen una tasa de reproducción elevada y están siempre en contacto con los alimentos y agua ofe-

cidos al ganado, que pueden contaminarse fácilmente con las leptospiras que las ratas eliminan intermitentemente con la orina.

En relación a los títulos de anticuerpos alcanzados en las muestras de Lima y Huancayo, la mayoría de muestras positivas de ambos establos presentaron títulos bajos (1/100), donde solo una muestra en el establo costero alcanzó un título de 1/400 (Cuadro 2).

Los títulos bajos observados en ambas localidades podrían corresponder a infecciones recientes cuyos títulos están en aumento o que están disminuyendo. El hallazgo de un animal con un título de 1/400 al serovar *icterohaemorrhagiae* podría sugerir una infección más reciente, pues en la prueba de MAT se logra un máximo de aglutinación a las 2-3 semanas de la infección (Mullan y Panwala, 2016).

Al realizar la prueba del Odds ratio para determinar el riesgo de infección, los datos indican que por cada animal de Huancayo que se infecta 1.2 animales de Lima se infecta. El riesgo de infección animal está asociado a diversos factores ambientales como precipitación pluvial y clima, factores del manejo y sistema de explotación como la crianza conjunta con otras especies productivas como porcinos o por la presencia de animales domésticos (perro) y silvestres (roedores).

En el presente estudio, se podría sugerir que el mayor riesgo de infección hallado en Lima se debería a que las condiciones ambientales de la costa (clima templado) son favorables para la sobrevivencia de la leptospira; además, la crianza estabulada otorga menos espacio por animal en Lima favoreciendo un mayor contacto entre los animales haciendo más probable la infección (Licerias de Hidalgo *et al.*, 1989; Radostits *et al.*, 2002). Por otro lado, en el establo de la sierra central, los animales solo se concentran durante el ordeño y en las noches, ya que el resto del día se encuentran pastando en terrenos amplios. En el mismo sentido,

Arias *et al.* (2011) sugieren que la seroprevalencia puede ser influenciada por la estación del año, siendo menor durante la época seca.

Debido a la mayor precipitación pluvial que ocurre en Huancayo, se esperaba hallar una mayor prevalencia y riesgo de infección. La explicación a los resultados obtenidos estaría en que, si bien caen más lluvias en la sierra, favoreciendo la supervivencia de *Leptospira* en el suelo, las lluvias son solo estacionales. Además, existe información que indica que la tasa de aislamiento de esta bacteria se relaciona más con la temperatura que con un elevado nivel de precipitación (Radostits *et al.*, 2002). Así, el clima templado de Lima, con temperatura que difícilmente desciende de 12 °C durante el invierno, sería más favorable a la sobrevivencia de este patógeno.

CONCLUSIONES

- Se halló el 14.8 y 12.3% de prevalencia de *Leptospira* spp en los establos de la costa y sierra central del Perú mediante la prueba de microaglutinación (MAT).
- En total, 33 de los 37 animales positivos correspondieron serovar *icterohaemorrhagiae* y 4 al serovar *hardjo*.

LITERATURA CITADA

1. **Acha PN, Szyfres B. 2001.** Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. Vol 1. Bacteriosis y micosis. 3ª ed. Publicación científica N°. 580. Washington, USA: OPS-OMS. 420 p.
2. **Arias F, Suárez F, Huanca W, Rivera H, Camacho J, Huanca T. 2011.** Prevalencia de leptospirosis bovina en dos localidades de Puno en época de seca y determinación de factores de riesgo. Rev Inv Vet Perú 22: 167-170. doi: 10.15381/rivep.v22i2.293

3. **Artiushin S, Timoney J, Nally J, Verma A. 2004.** Host-inducible immunogenic sphingomyelinase-like protein, Lk73.5, of *Leptospira interrogans*. *Infect Immun* 72: 742-749. doi: 10.1128/IAI.72.2.742-749.2004
4. **Bahari A, Abdollahpour G, Sadeghi-Nasab A, Sattari Tabrizi S, Yavari M, Dadmehr B. 2011.** A serological survey on leptospirosis in aborted dairy cattle in industrial farms of Hamedan suburb, Iran. *Iranian J Vet Res* 12: 337-339.
5. **Daniel WW. 2004.** Bioestadística. Base para el análisis de las ciencias de la salud. 4ª ed. México: Limusa. 915 p.
6. **Escamilla P, Martínez M, Medina M, S. Morales M. 2007.** Frequency and causes of infectious abortion in a dairy herd in Queretaro, Mexico. *Canadian J Vet Res* 71: 314-317.
7. **Fang F, Collins-Emerson JM, Cullum A, Heuer C, Wilson PR, Benschop J. 2014.** Shedding and seroprevalence of pathogenic *Leptospira* spp in sheep and cattle at a New Zealand abattoir. *Zoonoses Public Health* 62: 258-268. doi: 10.1111/zph.12146
8. **Godoy S, Mosquera O, Sánchez C. 1997.** Prevalencia de leptospirosis por época en bovinos doble propósito en el Municipio Torres, parroquia Las Mercedes, Estado de Lara. *Arch Latinoam Prod Anim* 5 (Supl 1): 589-561.
9. **Gordis L. 2014.** Epidemiología. Barcelona, España: Elsevier Saunders. 391 p.
10. **Grooms D. 2006.** Reproductive losses caused by bovine viral diarrhea virus and leptospirosis. *Theriogenology* 66: 624-628. doi:10.1016/j.theriogenology.2006.04.016
11. **Guerra MA. 2013.** Leptospirosis: public health perspectives. *Biologicals* 41: 295-297. doi: 10.1016/j.biologicals.2013.06.010
12. **[INEI] Instituto Nacional de Estadística e Informática. 1994.** Censo Nacional Agropecuario 1994. Cuadros estadísticos. [Internet]. Disponible en: <http://censos.inei.gob.pe/cenagro/1994/mapas/>
13. **Liceras de Hidalgo J, Valdivia S, Higuchi E. 1989.** Leptospirosis en el Perú. En: *Anales Seminario Nacional Zoonosis y Enfermedad de Transmisión Alimentaria*. Lima: Ministerio de Salud/OPS/Concytec.
14. **León L, García R, Díaz C, Valdez R, Carmona G, Velázquez B. 2008.** Prevalence of leptospirosis in dairy cattle from small rural production units in Toluca valley, State of Mexico. *Ann NY Acad Sci* 1149: 292-295. doi: 0.1196/annals.1428.002
15. **Martins G, Penna B, Lilenbaum W. 2012.** Differences between seroreactivity to leptospirosis in dairy and beef cattle from the same herd in Rio de Janeiro, Brazil. *Trop Anim Health Prod* 44: 377-378. doi: 10.1007/s11250-011-9918-x
16. **Mullan S, Panwala TH. 2016.** Polymerase chain reaction: an important tool for early diagnosis of leptospirosis cases. *J Clin Diagn Res* 10: DC08-DC11. doi: 10.7860/JCDR/2016/22462.9010
17. **Nilson G. 2003.** Avaliação da infecção por *Leptospira* em fêmeas bovinas enviadas ao abate no norte de Paraná, a través de diferentes técnicas diagnósticas. Tesis de Doctorado. Universidade de São Paulo, Brasil. 75 p.
18. **Peregrine A, Martin W, Hopwood D, Duffield T, McEwen B, Hobson J, Hietala S. 2006.** *Neospora caninum* and *Leptospira* serovar serostatus in dairy cattle in Ontario. *Can Vet J* 47: 467-470.
19. **Radostits OM, Gay C, Blood D, Hinchliff K. 2002.** Medicina veterinaria. 9ª ed. Vol I. Madrid, España: McGraw Hill Interamericana. 1206 p.
20. **Subharat S, Wilson PR, Heuer C, Collins-Emerson JM. 2012.** Longitudinal serological survey and herd-level risk factors for *Leptospira* spp serovars *hardjo-bovis* and *pomona* on deer farms with sheep and/or beef cattle. *N Z Vet J* 60: 215-222. doi: 10.1080/00480169.2012.663323

21. [OIE] *Oficina Internacional de Epizootias*. 2004. Manual de las pruebas de diagnóstico y de las vacunas para los animales terrestres. Vol I. 5^a ed. Francia: Comisión de Estándares Biológicos de la OIE. 634 p.
22. **Zuerner R.** 2015. Host response to leptospira infection. *Curr Top Microbiol Immunol* 387: 223-250. doi: 10.1007/978-3-662-45059-8_9