

Estudio seroepidemiológico de *Toxoplasma gondii* en caprinos del Perú y su asociación a factores de riesgo

Seroepidemiological study of *Toxoplasma gondii* in Peruvian goats and its association with risk factors

Amanda Chávez V.^{1,5}, Rosa Pinedo V.¹, Francisco Suárez A.², Eglinton Villacaqui A.³, Ibelice Pérez C.⁴

RESUMEN

El objetivo del estudio fue determinar la seroprevalencia y su asociación con los factores de riesgo en la infección por *Toxoplasma gondii* en caprinos del Perú. Se trabajó con un grupo de 1119 sueros de caprinos colectados entre 2017-2018 de 23 de los 24 departamentos del país por el Servicio Nacional de Sanidad Animal (SENASA) para un monitoreo de *Brucella melitensis*. El número de muestras fue proporcional a la población de cabras de cada departamento. Se consideraron las variables edad (<1, 1-3, >3 años), sexo, procedencia (Zona Costa Norte, Zona Costa Centro-Sur, Zona Sierra-oriente, altitud (0-500, >500-2500, >2500 msnm) y tipo de crianza (intensiva, extensiva). Los sueros fueron analizados con un kit comercial de ELISA indirecta multi-especie y los factores de riesgo se determinaron mediante regresión logística. La prevalencia general

¹ Laboratorio de Microbiología y Parasitología Veterinaria, Facultad de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Lima, Perú

² Laboratorio de Epidemiología y Economía Veterinaria, Facultad de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Lima, Perú

³ Laboratorio de Epidemiología Veterinaria y Salud Pública, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Científica del Sur, Lima, Perú

⁴ Servicio Nacional de Sanidad Agraria del Perú – SENASA, Lima, Perú

⁵ E-mail: achavezv@unmsm.edu.pe

Recibido: 5 de abril de 2020

Aceptado para publicación: 24 de noviembre de 2021

Publicado: 22 de diciembre de 2021

©Los autores. Este artículo es publicado por la Rev Inv Vet Perú de la Facultad de Medicina Veterinaria, Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Este es un artículo de acceso abierto, distribuido bajo los términos de la licencia Creative Commons Atribución 4.0 Internacional (CC BY 4.0) [<https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/deed.es>] que permite el uso, distribución y reproducción en cualquier medio, siempre que la obra original sea debidamente citada de su fuente original

encontrada de *T. gondii* fue de 28.15% (IC 95%: 25.5-30.9). La mayor prevalencia se encontró en la Sierra-oriente y Costa Centro-Sur), a una altitud <2500 msnm y bajo crianza intensiva.

Palabras clave: cabra, ELISA, toxoplasmosis, crianza intensiva, zoonosis parasitaria

ABSTRACT

The aim of this study was to determine the seroprevalence of *Toxoplasma gondii* and its association with risk factors in Peruvian goats. A total of 1119 goat sera collected between 2017-2018 from 23 of the 24 departments of the country by the National Animal Health Service (SENASA) to monitor *Brucella melitensis* were evaluated. The number of samples was proportional to the goat population of each department. The variables age (<1, 1-3, >3 years), sex, origin (North Coast Zone, Central-South Coast Zone, Sierra-East Zone, altitude (0-500, >500-2500, >2500 m) and type of rearing (intensive, extensive) were considered. The sera were analysed with a commercial multi-species indirect ELISA kit and the risk factors were determined by logistic regression. The overall prevalence of *T. gondii* was 28.15% (95% CI: 25.5-30.9). The highest prevalences were found in the Sierra-East and Central-South Coast), at an altitude <2500 m and under intensive rearing.

Key words: goat, ELISA, toxoplasmosis, intensive rearing, parasitic zoonosis

INTRODUCCIÓN

La toxoplasmosis, causada por *Toxoplasma gondii*, constituye una de las enfermedades zoonóticas más generalizada a nivel mundial (Tenter *et al.*, 2000). Presenta como hospedero definitivo a los felinos domésticos y silvestres y como hospederos intermediarios lo constituyen una amplia gama de animales de sangre caliente (Dubey y Jones, 2008). Se estima que aproximadamente el 22% de la infección humana por *Toxoplasma* se debe al consumo de carne insuficientemente cocida (FAO-WHO, 2015).

El ciclo de vida de *T. gondii* presenta tres formas infectivas: el ooquiste que alberga esporozoitos, el cual es eliminado al medio ambiente junto con las heces de los felinos; los quistes tisulares conteniendo bradizoitos, formas de multiplicación lenta que se encuentran en músculo, órganos y el sistema nervioso central (Dubey y Jones, 2008). Además los taquizoitos son formas de multiplicación

rápida, que intervienen en la transmisión congénita, la cual ocurre en el hombre, oveja y cabra (Dubey y Jones, 2008). El hombre y animales de sangre caliente se pueden infectar por primera vez al consumir alimentos y agua contaminados con ooquistes infectivos o al ingerir carne poco cocida conteniendo quistes tisulares.

La toxoplasmosis en humanos puede causar enfermedades graves como encefalitis toxoplasmática en pacientes inmunodeprimidos y abortos o causar defectos congénitos en fetos (Montoya y Liesenfeld, 2004). La ingestión de carne de cordero infectado poco cocido es un factor de riesgo importante para la infección por *T. gondii* en mujeres embarazadas, personas inmunodeprimidas y seronegativas a este parásito (Cook *et al.*, 2000). Se estima que el 50% de casos registrados ocurre por esta vía (Scallan *et al.*, 2011). Un estudio reciente reveló una distribución desigual de *T. gondii* en la musculatura en cabras y que incluso pequeñas porciones de carne (5-10 g) tienen el potencial

de transmitir *T. gondii* si se consumen crudas o poco cocidas (Rani *et al.*, 2020).

Del punto de vista de sanidad animal, *T. gondii*, constituye una de las principales causas de problemas reproductivos en pequeños rumiantes a nivel mundial, especialmente en cabras (Dubey *et al.*, 2020). Provoca reabsorción fetal, abortos, mortinatos y mortalidad neonatal que resultan en grandes pérdidas económicas (Freyre *et al.*, 1999; Dubey *et al.*, 2020).

Existen numerosos estudios de la seroprevalencia de *T. gondii* en rumiantes menores. Así, se reportan prevalencias altas en ovejas y cabras en las islas caribeñas de Dominica (67 y 58%), Granada (48 y 57%), Montserrat (89 y 80%) y St. Kitts y Nevis (57 y 42%), respectivamente (Hamilton *et al.*, 2014), en tanto que seroprevalencias bajas (15.8 y 3.8%) en cabras y ovejas de Pernambuco y Paraíba al noreste de Brasil, respectivamente (da Silva *et al.*, 2015). La prevalencia de toxoplasmosis varía con la ubicación geográfica, sistema de crianza y con la edad del animal (De Moura *et al.*, 2016, Rêgo *et al.*, 2016; Tegegne *et al.* 2016). Por otro lado, estudios sobre prevalencia de *T. gondii* en pequeños rumiantes en Perú son escasos; así Bernal *et al.* (2015) y Caldas *et al.* (2007) hallaron prevalencias de 44 y 65.7% en ovinos de Puno y Junín.

La crianza de cabras en el país es una actividad secundaria, pero representa un medio de subsistencia importante para la población rural (Arroyo, 2007). La crianza de caprinos se lleva a cabo principalmente en la costa y sierra del país, encontrándose en mínima cantidad en la zona de selva (Gómez-Urviola *et al.*, 2016). En la costa, los departamentos con mayor producción son Piura, Lima e Ica y en la sierra Ayacucho y Huancavelica (MINAGRI, 2015). Su crianza está mayormente orientada a la producción de carne de cabrito y leche para la producción de queso (Minagri, 2015). Por lo tanto, el objetivo del estudio fue determinar la

seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* y su asociación con los factores de riesgo en la infección de caprinos en el país.

MATERIALES Y MÉTODOS

Animales y Lugar de Estudio

La población caprina considerada en el estudio provino de 23 de los 24 departamentos que conforman el país. La población caprina de Ancash no fue considerada debido a problemas climatológicos (fenómeno del niño costero) que imposibilitaron la toma de muestras. El grupo racial predominante es el criollo, la crianza es mayormente de tipo extensiva y la alimentación se basa principalmente en pastos naturales y subproductos y rastrojos de la agricultura. Como criterio de inclusión; se consideró animales aparentemente saludables mayores de seis meses, excluyéndose a los animales con menos de 30 días en las zonas de muestreo.

La zona costa norte y centro-sur presenta altitudes entre 0 y 2000 m, temperatura ambiental de 18-27 °C y precipitación anual promedio de 0 y 500 mm, respectivamente. La zona de la sierra presenta altitudes entre 2000 y 6750 m, pero las cabras se encuentran por debajo de los 4000 m, donde la temperatura oscila entre 10 y 15 °C y la precipitación pluvial entre 500 y 700 mm/año. La zona de selva (oriente) presenta altitudes bajas (80-500 msnm) y altas (500-2000 msnm), temperaturas de 22-26 °C y precipitación entre 500 a 5000 mm/año (Clima del Perú, s.f.)

Muestras

Las muestras de sangre fueron colectadas en forma aleatoria simple de cabras por el Servicio Nacional de Sanidad Animal (SENASA) durante los años 2017 y 2018 para el monitoreo sanitario de *Brucella melitensis*. Las muestras de suero sanguíneo (n=6625) fueron conservadas en conge-

lación (-20 °C), que luego de ser trabajadas para su propósito original, fueron donadas a la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos para el estudio de otras enfermedades de importancia sanitaria.

Los sueros de los animales fueron agrupados en tres zonas de procedencia de acuerdo con los departamentos con mayor producción caprina (Sarría *et al.*, 2014), pero en la zona de Sierra se incorporó a 15 animales procedentes de tres departamentos de la selva.

- Zona Costa Norte: Tumbes, Piura, Lambayeque
- Zona Costa Centro-Sur: La Libertad, Lima, Ica, Arequipa, Moquegua, Tacna
- Zona Sierra-Oriente: Cajamarca, Amazonas, Huánuco, San Martín, Pasco, Junín, Huancavelica, Ayacucho, Apurímac, Cusco, Puno por parte de los departamentos de la sierra, incluyendo además los departamentos de la zona oriental como Loreto, Ucayali y Madre de Dios

Las muestras se clasificaron según la edad de las cabras (<1, 1-3, >3 años), sexo, procedencia (Zona Costa Norte, Zona Costa Centro-Sur, Zona Sierra-oriente, altitud (0-500, >500-2500, >2500 msnm) y tipo de crianza (intensiva, extensiva). El estudio no afectó a los animales pues se hizo a partir de muestras de un Banco de Sueros.

Tamaño de Muestra

Se tomó de referencia la población caprina del IV Censo Nacional Agropecuario 2012 (INEI, 2012), sin incluir los animales de Ancash, la prevalencia (23.7%) reportada por Dong *et al.* (2018) en un estudio similar, un nivel de confianza del 95% y un error máximo admisible del 5%. Se aplicó la fórmula de tamaño mínimo de muestra para proporciones en poblaciones finitas (Daniel, 2002). El tamaño mínimo muestral resultante fue de 278 animales; sin embargo, debido a la existencia

de las muestras de suero, se cuadruplicó el tamaño muestral de cada departamento, trabajándose finalmente con 1119 individuos.

Análisis de Laboratorio

Se determinó la presencia de anticuerpos contra *Toxoplasma gondii* como variable dependiente. Se utilizó un kit comercial de ELISA indirecta (ID Screen Toxoplasmosis Indirect Multi species, ID.Vet, Francia). Se siguió el protocolo del fabricante. Se determinó la densidad óptica (DO) de las muestras y de los controles negativo y positivo. Se utilizó la fórmula $S/P\% = (DO \text{ media de la muestra} - DO \text{ media del control negativo}) / (DO \text{ media del control positivo} - DO \text{ media del control negativo}) * 100$. Los resultados se consideraron como negativo ($S/P\% \leq 40\%$), dudoso ($>40\% - <50\%$) y positivo ($\geq 50\%$). La lectura de la absorbancia se realizó en el lector de ELISA Kayto-RT-2100C con filtro de 450 nm.

Análisis de la Información

La prevalencia de anticuerpos contra *T. gondii* se expresa en forma porcentual con sus respectivos intervalos de confianza al 95%. En el análisis bivariado se utilizaron las pruebas de Chi cuadrado y regresión logística para determinar el grado de asociación entre la presencia de anticuerpos contra el parásito con las variables en estudio. En el análisis multivariado se utilizó la regresión logística múltiple para obtener los valores del Odds ratio (OR) a fin de estimar los factores de riesgo ($p < 0.05$).

RESULTADOS

La prevalencia general de *T. gondii* en caprinos distribuida por los 23 departamentos evaluados fue de 28.15% (315/1119) (Cuadro 1). Cinco muestras mostraron resultados dudosos, por lo que no se incluyeron en las demás evaluaciones del estudio.

Cuadro 1. Prevalencia general (%) de *Toxoplasma gondii* en caprinos de 23 departamentos del Perú (2017-2018)

Departamento	n	Muestras		
		Positivas (%)	Negativas (%)	Dudosas (%)
Amazonas	11	36.36	63.64	0
Apurímac	42	16.67	83.33	0
Arequipa	47	17.02	82.98	0
Ayacucho	120	27.50	71.67	0.83
Cajamarca	77	19.48	79.22	1.30
Cusco	53	18.87	81.13	0
Huancavelica	74	36.49	63.51	0
Huánuco	47	21.28	78.72	0
Ica	78	48.72	51.28	0
Junín	27	14.81	85.19	0
La libertad	63	42.86	55.56	1.59
Lambayeque	54	38.89	61.11	0
Lima	51	25.49	74.51	0
Loreto	5	100	0	0
Madre de Dios	5	40	60	0
Moquegua	13	30.77	69.23	0
Pasco	9	0	100	0
Piura	242	27.27	71.90	0.83
Puno	5	0	100	0
San Martín	3	100	0	0
Tacna	21	14.29	85.71	0
Tumbes	67	17.91	82.09	0
Ucayali	5	60.00	40	0
Total (%)		28.15	71.40	0.45
Total (animales)	1,119	315	799	5

No hubo asociación significativa ($p>0.05$) entre la prevalencia de *T. gondii* con la edad ni con el sexo de los animales (Cuadro 2). Por otra parte, Se encontró una asociación significativa ($p<0.05$) entre la prevalencia de *Toxoplasma gondii* con las variables localización ($p=0.038$) siendo mayor en la zona costa centro sur (34.19%), altitud ($p=0.001$) siendo mayor zonas entre 0 y 500

msnm (32.68%), con el tipo de crianza ($p=0.026$), siendo mayor en crianza de tipo intensiva (34.42%) (Cuadro 2).

El análisis de regresión logística múltiple, ajustado mediante Stepwise, indicó asociación significativa ($p<0.05$) con las variables localización, altitud y sistema de crianza (Cuadro 3).

Cuadro 2. Análisis univariado de los factores asociados al diagnóstico serológico de *Toxoplasma gondii* en caprinos del Perú (2017-2018)

Variables	Diagnóstico serológico de toxoplasmosis caprina		p*
	Positivos (n=315) n (%)	Negativos (n=799) n (%)	
Edad (años)			0.433
<1	20 (24.69)	61 (75.31)	
1-3	254 (28.00)	653 (72.00)	
>3	41 (32.54)	85 (67.46)	
Sexo			0.697
Hembra	308 (28.36)	778 (71.64)	
Macho	7 (25)	21(75)	
Localización			0.038
Zona Costa Norte	99 (27.42)	262 (72.58)	
Zona Costa Centro-Sur	93 (34.19)	179 (65.81)	
Zona Sierra-Oriente	123 (25.57)	358 (74.43)	
Altitud (msnm)			0.001
0-500	149 (32.68)	307 (67.32)	
>500-2500	63 (31.66)	136 (68.34)	
>2500	103 (22.44)	356 (77.56)	
Tipo de crianza			0.026
Extensivo	241 (26.81)	658 (73.19)	
Intensivo	74 (34.42)	141 (65.58)	

Los caprinos de la Zona Sierra-Oriente y de la Zona Costa Centro-Sur presentaron un riesgo (OR) de 1.62 y 1.67 veces más de presentar anticuerpos contra *T. gondii*, respectivamente que aquellos de la Zona Costa Norte, considerando que la altitud y el sistema de crianza permanecen constantes. Los caprinos muestreados a altitudes de 0-500 y >500-2500 msnm presentaron 2.59 y 2.02 veces más de riesgo (OR) de presentar anticuerpos contra el parásito que aquellos ubicados a una altitud >2500 msnm, considerando que la localización y el sistema de crianza permanecen constantes. Asimismo, aque-

llos criados bajo un sistema intensivo presentaron un mayor riesgo (OR=1.58) que aquellos criados en sistema extensivo (Cuadro 3).

DISCUSIÓN

La prevalencia de *Toxoplasma gondii* en caprinos mediante la técnica de ELISA indirecta fue del 28.15%. Los resultados, además, indicaron que en 21 de los 23 departamentos en estudio se encontró animales serorreectores a *T. gondii*, con prevalencias entre 14.29 hasta 100%. Solo los departa-

Cuadro 3. Análisis multivariado de factores asociados al diagnóstico serológico de *Toxoplasma gondii* en caprinos mediante regresión logística múltiple

VARIABLES	Odds Ratio	Intervalo de confianza al 95%		Valor p
Localización				
Sierra-Oriente	1.62	1.00	2.61	0.049
Costa centro-sur	1.67	1.12	2.48	0.011
Costa norte	1			
Altitud				
0-500 msnm	2.59	1.67	4.02	< 0.001
>500-2500 msnm	2.02	1.34	3.05	0.001
>2500 msnm	1			
Sistema de crianza				
Intensivo	1.58	1.11	2.27	0.012
Extensivo	1			

mentos de Pasco y Punto estuvieron libres de caprinos seropositivos a *T. gondii*, pero es posible que se haya debido al reducido número de muestras en dichas localidades.

El 28.15% de prevalencia fue inferior al 35.6% reportado por Rivera *et al.* (1988) en seis departamentos del Perú mediante la técnica de HAI. Sin embargo, Dubey *et al.* (1995), señala que esta prueba presenta baja sensibilidad (29.4%) y especificidad (98.3%), en tanto que la prueba de ELISA empleada en el presente estudio tiene una sensibilidad del 98.1% y una especificidad del 99.8% según el laboratorio fabricante del kit (Mangili *et al.*, 2009). Por otro lado, no es dable comparar la seroprevalencia promedio del estudio (28.15%) con los valores hallados entre 0 y 100% de otras ciudades o regiones, ya que este valor promedio representa el efecto de varias variables, los cuales deben ser agrupadas según los factores de riesgo reportado en la literatura, para llegar a conclusiones generales y comparables (Stelzer *et al.*, 2019). De otra parte, los resultados dudosos encon-

trados (n=5) con la técnica de ELISA podrían indicar que aquellos animales se hallarían con una infección aguda por *T. gondii*, donde la IgM se encontraría más elevada que la IgG, único anticuerpo que es detectado por la prueba de ELISA utilizada (Lopes *et al.*, 2013).

La prueba de Chi cuadrado indicó que solo las variables localización, altitud y tipo de crianza; presentaron asociación significativa con la presencia de anticuerpos contra *T. gondii*, a pesar de otros estudios que evidencian una seropositividad proporcional a la edad del animal (Anderlini *et al.*, 2011; Garcia *et al.*, 2012; Xu *et al.*, 2015; Rêgo *et al.*, 2016). Este resultado podría deberse que solo 7.24% de los animales pertenecían al grupo menor de un año y probablemente estos eran más cercanos al año de edad, dado que los ganaderos evitan tomar muestras en cabritos de corta edad. Esto indicaría que los animales de menor edad del estudio habrían tenido tiempo suficiente para estar expuestos a los ooquistes presentes en el medio ambiente.

La variable sexo no constituyó factor de riesgo, mientras que otros autores hallaron un mayor riesgo de infección en hembras (Ahmad *et al.*, 2015; de Moura *et al.*, 2016; Rêgo *et al.*, 2016), debido a una mayor susceptibilidad a la infección por parásitos protozoarios en las hembras en comparación con los machos (Alexander y Stinson, 1988), además que otros factores como preñez, nutrición y lactación (Martin, 2000; Kelly *et al.*, 2001).

El análisis multivariado evidenció que las variables localización, altitud y sistema de crianza constituyeron factores de riesgo para la presentación de la infección por *T. gondii*. Respecto a la «localización», si bien los animales criados en la zona sierra-oriente mostraron un OR=1.62, es posible que el resultado haya estado influenciado por la inclusión de 15 animales criados en la zona oriente que mostraron prevalencias entre 40 y 100%. Por otro lado, la mayor prevalencia de los caprinos de la Zona Costa Centro-Sur (34.19%) no solo se deba a la zona geográfica sino a otras no contempladas en el estudio, como fuentes de agua, cercanía a zonas urbanas, presencia de gatos, etc., que estarían afectando la presencia del parásito. Otros estudios también han encontrado diferencias significativas entre zonas geográficas (Tzanidakis *et al.*, 2012; Alvarado-Esquivel *et al.*, 2013; de Moura *et al.*, 2016; Zou *et al.*, 2015), aunque Xu *et al.* (2015) y Tilahun *et al.* (2018) no encontraron tales diferencias.

En el presente estudio se evidenció un mayor riesgo (OR) de presentar anticuerpos contra *T. gondii* en caprinos criados entre 0 y 2500 msnm en comparación con caprinos criados en altitudes mayores a 2500 msnm, a diferencia de otros reportes que indican un mayor riesgo en crianzas en zonas montañosas (Alvarado-Esquivel *et al.*, 2013; De Moura *et al.*, 2016; Tegegne *et al.*, 2016). Estas diferencias con las del presente estudio podrían deberse a otros factores no considerados como la cercanía a zonas urbanas donde la presencia de gatos es más evidente

(García *et al.*, 2012; Ahmad *et al.* 2015; de Moura *et al.*, 2016), y la presencia de fuentes de agua.

Mientras que los caprinos criados bajo un sistema intensivo, el riesgo (OR) de presentar anticuerpos contra *T. gondii* fue de 1.58 veces el de los caprinos criados en un sistema extensivo, siempre y cuando la localización y la altura fueran similares. Todos estos resultados evidenciarían falta de conocimiento sobre las medidas de un manejo técnico y de asesoramiento de algunos productores en este tipo de crianza.

Los sistemas de producción están relacionados con acciones específicas bajo las cuales los animales son criados y alimentados. Estas acciones, podrían influir en la probabilidad de infección con ooquistes de *T. gondii*, presentes en el agua o en alimentos contaminados. Se espera que la crianza intensiva bien llevada disminuye el riesgo de infección con *T. gondii* (Xu *et al.*, 2015; Rêgo *et al.*, 2016) al evitar la presencia de hospederos definitivos del parásito y otras medidas sanitarias y de bioseguridad (Luyo *et al.*, 2017); sin embargo, el concentrado utilizado para alimentar a las cabras, especialmente en las ganaderías lecheras favorecería la presencia de roedores, estando los productores propensos a tener gatos como medida «protectiva», favoreciendo de esta manera la presencia continua de ooquistes de *T. gondii* en el ambiente (Gebremedhin *et al.*, 2013).

CONCLUSIONES

- Se confirma que *T. gondii* es una infección endémica en caprinos criados en casi la totalidad de departamentos del país.
- La prevalencia en las diversas regiones estaría influenciada por factores de riesgo relacionados con la localización (sierra-oriente y costa centro-sur), altitud (<2500 msnm) y tipo de crianza (intensiva).

LITERATURA CITADA

1. **Ahmad N, Iqbal Z, Mukhtar M, Mushtaq M, Khan KM, Qayyum M. 2015.** Seroprevalence and associated risk factors of toxoplasmosis in sheep and goats in Pothwar Region, Northern Punjab, Pakistan. *Pakistan J Zool* 47: 161-167.
2. **Alexander J, Stinson WH. 1988.** Sex hormones and the course of parasitic infection. *Parasitol Today* 4: 189-193. doi: 10.1016/0169-4758(88)90077-4
3. **Alvarado-Esquivel C, Silva-Aguilar D, Villena I, Dubey JP. 2013.** Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* infection in dairy goats in Michoacan State, Mexico. *J Parasitol* 99: 540-542. doi: 10.1645/12-103.1
4. **Anderlini GA, Mota RA, Faria EB, Cavalcanti EFTSF, Valença RMB, Pinheiro Júnior JW, de Albuquerque PPF, Neto OLS. 2011.** Occurrence and risk factors associated with infection by *Toxoplasma gondii* in goats in the state of Alagoas, Brazil. *Rev Soc Bras Med Trop* 44: 157-162. doi: 10.1590/s0037-86822011005000017
5. **Arroyo O. 2007.** Situación actual y proyecciones de la crianza de caprinos en el Perú. *Arch Latinoam Prod Anim* 15(Supl. 1): 163-168.
6. **Bernal D, Suárez F, Huanca W, Chávez A. 2015.** Prevalencia de toxoplasmosis ovina en dos localidades de Puno, Perú. *Rev Inv Vet Perú* 26: 291-295. doi: 10.15381/rivep.v26i2.11002
7. **Caldas JP, Chávez VA, Casas AE. 2006.** Seroprevalencia del *Toxoplasma gondii* en borregos de una empresa ganadera de la Sierra Central. *Rev Inv Vet Perú* 17: 14-19.
8. **Clima del Perú. s.f.** En: Wikipedia. [Internet]. Disponible en: https://es.wikipedia.org/wiki/Clima_del_Per%C3%BA#Referencias
9. **Cook AJC, Gilbert RE, Buffolano W, Zufferey J, Eskild P, Jennum PA, Foulon W, et al. 2000.** Sources of *Toxoplasma* infection in pregnant women: European multicentre case-control study. *BMJ Clin Res* 321(7254): 142-147. doi: 10.1136/bmj.321.7254.142
10. **da Silva JG, Alves, BHLS, Melo RPB, Kim PCP, Neto OLS, Bezerra MJG, et al. 2015.** Occurrence of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies and parasite DNA in raw milk of sheep and goats of local breeds reared in Northeastern Brazil. *Acta Trop* 142: 145-148. doi: 10.1016/j.actatropica.2014.11.011
11. **Daniel W. 2002.** Bioestadística. Base para el análisis de las ciencias de la salud. México: México: Limusa. 755 p.
12. **De Moura AB, Ribeiro A, De Souza AP, Da Silva MI, Machado G, Klauck V, Pazinato R. Da Silva AS. 2016.** Seroprevalence and risk factors for *Toxoplasma gondii* infection in goats in southern Brazil. *Acta Scie Vet* 44: 1367.
13. **Dubey JP, Thulliez P, Weigel RM, Andrews CD, Lind P, Powell EC. 1995.** Sensitivity and specificity of various serologic tests for detection of *Toxoplasma gondii* infection in naturally infected sows. *Am J Vet Res* 56: 1030-1036.
14. **Dubey JP, Jones JL. 2008.** *Toxoplasma gondii* infection in humans and animals in the United States. *Int J Parasitol*. 38: 1257-1278. doi: 10.1016/j.ijpara.2008.03.007
15. **Dubey JP, Murata FHA, Cerqueira-Cézar CK, Kwok OCH. 2020.** Public health and economic importance of *Toxoplasma gondii* infections in goats: the last decade. *Res Vet Sci*. 132: 292-307. doi: 10.1016/j.rvsc.2020.06.014
16. **Dong H, Su R, Lu Y, Wang M, Liu J, Jian F, Yang Y. 2018.** Prevalence, risk factors, and genotypes of *Toxoplasma gondii* in food animals and humans (2000-2017) from China. *Front Microbiol* 9. doi: 10.3389/fmicb.2018.02108
17. **Freyre A, Bonino J, Falcon J, Castells D, Correa O, Casaretto A. 1997.** The incidence and economic significance of ovine toxoplasmosis in Uruguay. *Vet Parasitol* 73: 13-15. doi: 10.1016/s0304-4017(97)00069-1

18. **FAO-WHO. 2015.** Joint FAO/WHO food standards pro-gram codex committee on food hygiene. Forty-seventh session. Boston, Massachusetts, USA.
19. **Garcia G, Sotomaior C, do Nascimento AJ, Navarro IT, Soccol VT. 2012.** *Toxoplasma gondii* in goats from Curitiba, Paraná, Brazil: risks factors and epidemiology. *Rev Bras Parasitol Vet* 21: 42-47. doi: /10.1590/S198429612012-000100009
20. **Gebremedhin EZ, Agonafir A, Tessema TS, Tilahun G, Medhin G, Vitale M, DiMarco V, et al. 2013.** Seroepidemiological study of ovine toxoplasmosis in East and West Shewa Zones of Oromia Regional State, Central Ethiopia. *BMC Vet Res* 9: 117. doi: 10.1186/1746-6148-9-117
21. **Gómez-Urviola NC, Gómez-Urviola JW, Celi-Mariátegui IDR, Milán-Sendra MJ, Jordana-Vidal J. 2016.** La cabra criolla peruana, situación actual y perspectivas conservacionistas. En: Vargas JE, Zaragoza LM, Delgado JV, Rodríguez GG (eds). Biodiversidad caprina iberoamericana. Bogotá, Colombia: Univ. Cooperativa de Colombia. p 163-168.
22. **Hamilton CM, Katzer F, Innes EA, Kelly PJ. 2014.** Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in small ruminants from four Caribbean islands. *Parasit Vectors* 7: 449. doi: 10.1186/1756-3305-7-449
23. **[INEI] Instituto Nacional de Estadística e Informática. 2012.** IV Censo Nacional Agropecuario 2012. [Internet] Disponible en: <http://censos.inei.gob.pe/cenagro/tabulados/?id=Censos Nacionales>
24. **Kelly A, Messingham N, Elizabeth AH Kovacs J. 2001.** Estrogen restores cellular immunity in injured male mice via suppression of interleukin-6 production. *J Leuk Biol* 70: 887-895.
25. **Lopes AP, Dubey JP, Neto F, Rodrigues A, Martins T, Rodrigues M, Cardoso L. 2013.** Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* infection in cattle, sheep, goats and pigs from the north of Portugal for human consumption. *Vet Parasitol* 193: 266-269. doi: 10.1016/j.vetpar.2012.12.001
26. **Luyo C, Pinedo R, Chávez A, Casas E. 2017.** Factores asociados a la seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en cerdos de granjas tecnificadas y no tecnificadas de Lima, Perú. *Rev Inv Vet Perú* 28: 141-149. doi: 10.15381/rivep.v28i1.12930
27. **Martin JT. 2000.** Sexual dimorphism in immune function: the role of prenatal exposure to androgens and estrogens. *Eur J Pharmacol* 405: 251-261. doi: 10.1016/S0014-2999(00)00557-4
28. **Mangili PM, Vesco G, Feliziani F, Paoloni A, Menichelli M, Cagiola M, Marini C, et al. 2009.** Development and evaluation of the performance of an in-house ELISA to be used for the indirect diagnosis of toxoplasmosis in sheep. In: Meeting of the Società Italiana di Diagnostica di Laboratorio Veterinaria - SIDILV. Parma, Italy.
29. **[MINAGRI] Ministerio de Agricultura y Riego. 2015.** Situación de las actividades de crianza y producción de caprinos. [Internet]. Disponible en: <http://minagri.gob.pe/portal/40-sector-agrario/situacion-de-las-actividades-de-crianza-y-produccion/299-caprinos?limitstart=0>
30. **Montoya JG, Liesenfeld O. 2004.** Toxoplasmosis. *Lancet* 363: 1965-1976. doi: 10.1016/S0140-6736(04)16412-X
31. **Rani S, Cerqueira-Cézar CK, Murata FHA, Kwok OCH, Dubey JP, Pradhan A. 2020.** Distribution of *Toxoplasma gondii* tissue cysts in shoulder muscles of naturally infected goats and lambs. *J Food Prot* 83: 1396-1401. doi: 10.4315/JFP-20-024
32. **Rêgo WMF, Paula NRO, Vitor RWA, Silva RAB, Diniz BLM, Sousa MM, Coelho WAC, et al. 2016.** Risk factors for *Toxoplasma gondii* infection in goats and sheep raised in the State of Piauí in northeast Brazil. *Small Ruminant Res* 141: 17-23. doi: 10.1016/j.smallrumres.2016.04.010

33. **Rivera H, Ameghino E, Samamé H, Lévano J. 1988.** Estudio de la toxoplasmosis en caprinos. En: XI Reunión Científica Anual de la Asociación Peruana de Producción Animal. Piura, Perú.
34. **Sarría J, Ruiz F, Mena Y, Castel J. 2014.** Caracterización y propuestas de mejora de los sistemas de producción caprina de la costa central del Perú. *Rev Mex Cienc Pec* 5: 409-427.
35. **Scallan E, Hoekstra RM, Angulo FJ, Tauxe RV, Widdowson M, Roy SL, et al. 2011.** Foodborne illness acquired in the United States - major pathogens. *Emerg Infect Dis* 17: 7-15. doi: 10.3201/eid1701.P11101
36. **Stelzer S, Basso W, Benavides Silván J, Ortega-Mora LM, Maksimov P, Gethmann J, Conraths FJ, Schares G. 2019.** *Toxoplasma gondii* infection and toxoplasmosis in farm animals: risk factors and economic impact. *Food Waterborne Parasitol* 15: e00037. doi: 10.1016/j.fawpar.2019.e00037
37. **Tenter AM, Heckeroth AR, Weiss LM. 2000.** *Toxoplasma gondii*: from animals to humans. *Int J Parasitol* 30: 1217-1258.
38. **Tegegne D, Kelifa A, Abdurahaman M, Yohannes M. 2016.** Seroepidemiology and associated risk factors of *Toxoplasma gondii* in sheep and goats in Southwestern Ethiopia. *BMC Vet Res* 12: 280. doi: 10.1186/s12917-016-0906-2
39. **Tilahun B, Tolossa YH, Tilahun G, Ashenafi H, Shimelis S. 2018.** Seroprevalence and risk factors of *Toxoplasma gondii* infection among domestic ruminants in East Hararghe zone of Oromia region, Ethiopia. *Vet Med Int* 2018: ID 4263470. doi: 10.1155/2018/4263470
40. **Tzanidakis N, Maksimov P, Conraths FJ, Kiossis E, Brozos C, Sotiraki S, Schares G. 2012.** *Toxoplasma gondii* in sheep and goats: seroprevalence and potential risk factors under dairy husbandry practices. *Vet Parasitol* 190: 340-348. doi: 10.1016/j.vetpar.2012.07.020
41. **Xu P, Li X, Tang F, Liu YH, Kou X, Zhao ML, Li B, et al. 2015.** Seroprevalence and risk factors for *Toxoplasma gondii* in sheep and goats in Jinzhou, Northeastern China. *Trop Biomed* 32: 563-567.
42. **Zou F, Yu X, Yang Y, Hu S, Chang H, Yang J, Duan G. 2015.** Seroprevalence and risk factors of *Toxoplasma gondii* infection in buffaloes, sheep and goats in Yunnan Province, Southwestern China. *Iran J Parasitol* 10: 648-651.