

Toxoplasmosis en ganado bovino destinado al consumo humano en Lima, Perú

Toxoplasmosis in cattle for human consumption in Lima, Peru

Enrique Serrano-Martínez¹, Marco Quispe¹

RESUMEN

El estudio tuvo como objetivo evaluar la presencia de anticuerpos frente a *Toxoplasma gondii* en bovinos de engorde destinados al consumo humano. Las variables de clasificación consideradas en el estudio fueron: grupo etario (de 2 a 3 años, más de 3 a 4 años y más de 4 años), sexo (hembra y macho), raza (Holstein, Brown Swiss y Mestizo/Criollo) y ubicación del matadero (Norte, Sur, Oeste y Este de Lima). Para ello se extrajo muestras de sangre de 385 bovinos en cuatro mataderos oficiales de Lima, Perú. Los sueros obtenidos fueron analizados mediante la técnica de Inmunofluorescencia Indirecta (IFAT), considerando como positivos a animales con título de anticuerpos igual o mayor a la dilución 1:100. Los resultados demostraron que el $32,2 \pm 4,7\%$ (124/385) de bovinos presentaron anticuerpos contra *T. gondii*, no encontrándose asociación entre las categorías de las variables de clasificación y la frecuencia de seroreactores. La titulación de anticuerpos entre bovinos positivos evidenció animales con reacción positiva máxima a la dilución de 1/100 (63,7%, 79/124), 1/200 (17,7%, 22/124), 1/400 (10,5%, 13/124), 1:800 (4,8%, 6/124), 1:1600 (2,4%, 3/124) y 1:3200 (0,8%, 1/124) mediante IFAT. El estudio evidenció la presencia de seroreactores al parásito *T. gondii* en bovinos de engorde destinados al consumo humano, el mismo que se transmite a través del consumo de carne cruda o poco cocida, sea esta procedente de bovinos u otra especie. El estudio aporta evidencia que permite justificar la necesidad de elaborar medidas sanitarias dirigidas a asegurar la inocuidad de los productos alimenticios y/o minimizar los posibles riesgos que pueda significar el consumo de estos productos cárnicos.

PALABRAS CLAVE: Parásitos, *Toxoplasma gondii*, salud pública, inocuidad alimentaria, producto cárnico.

SUMMARY

The objective of the study was to evaluate the presence of infection antibodies against *Toxoplasma gondii* in bovines intended for human consumption, taking into consideration the variables as factors associated with Toxoplasmosis: age group (2 to 3 years, more than 3 to 4 years and over 4 years), sex (female and male), breed (Holstein, Brown Swiss and Mestizo/Criollo) and origin (slaughterhouses located in the North, South, West and East of Lima). For this, blood was extracted from 385 bovines destined for human consumption, which were in 4 official slaughterhouses in Lima, Peru, the blood samples were analyzed using the Indirect Immunofluorescence technique (IFAT), considering animals with antibody titers as positive. equal to or greater than said 1:100 dilution. In addition, the 1:100 antibody titer was made in the positive sera. The results showed that $32.2 \pm 4.7\%$ (124/385) of cattle had a positive reaction to the presence of antibodies against *T. gondii*, no significant statistical difference was found between the variables. The titration of bovine antibodies showed animals with a positive reaction in the dilution of 1/100 (79/124), 1/200 (22/124), 1/400 (13/124), 1:800 (6/124), 1:1600 (3/124) and 1:3200 (1/124) by IFAT. The present study evidences the presence of bovines intended for human consumption, seroreactors for *T. gondii*, a parasite whose form of transmission is the consumption of raw or undercooked meat, whether it comes from bovines or another species. Therefore, it is necessary to highlight the importance of the finding made, in order to develop sanitary measures aimed at ensuring the safety of food products and/or minimizing the possible risks that the consumption of these meat products may mean.

KEYWORDS: Parasites, *Toxoplasma gondii*, public health, food safety, meat product.

¹ Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Peruana Cayetano Heredia. Lima, Perú.

INTRODUCCIÓN

Toxoplasma gondii es un parásito protozoario perteneciente al Phylum Apicomplexa, cuyo ciclo de vida es indirecto e infecta a todas las especies de animales de sangre caliente, incluidos los seres humanos, mamíferos marinos y aves (Food and Agriculture Organization of the United Nations/World Health Organization (FAO/WHO), 2014). El *T. gondii* causa la enfermedad denominada Toxoplasmosis, la que es prevalente en varias partes del mundo, causando aborto y enfermedad congénita en los hospederos intermediarios, principalmente en rumiantes menores como ovinos y caprinos (Tenter et al., 2000, Dubey et al., 2020).

T. gondii es un parásito intracelular obligado que tiene un ciclo asexual en animales de sangre caliente y uno sexual en los félidos (Howe y Sibley, 1995). En el ciclo asexual, se desarrollan los estadios taquizoíta y bradizoíta. Cuando el hospedador desarrolla inmunidad, el parásito mantiene su tamaño y forma original pero se transforma en el estadio de bradizoíta (quiste tisular), hasta establecer una infección persistente presente con mayor frecuencia en el cerebro y en el músculo esquelético (Dubey et al., 2020). En el ciclo sexual, el estadio infectivo es el ooquiste, el cual es eliminado con las heces de los félidos (Lindsay et al., 2004). El bradizoíta es la forma larvaria de importancia en la transmisión del parásito a través de los alimentos ya que al encontrarse en tejido infectados de los hospederos intermediarios, puede ser consumido por las personas u otros animales (Guy et al., 2012). Algunos estudios europeos sugieren que el consumo de carne de bovino puede ser un importante contribuyente a la infección humana (Cook et al., 2000; Opsteegh et al., 2011).

La Toxoplasmosis ha sido considerada por la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO) y por la Organización Mundial de la Salud (OMS) como una de las 10 principales enfermedades parasitarias transmitidas por los alimentos (EPTA) y que causan mayor preocupación en el mundo, ubicándose en la cuarta posición después de *Taenia solium*, *Echinococcus granulosus* y *Echinococcus multilocularis* (FAO/WHO, 2014). En el humano, la enfermedad clínica de la Toxoplasmosis puede ser desarrollada principalmente por mujeres embarazadas, representando una seria amenaza para el feto si la madre resulta infectada por primera vez durante la gestación, y los individuos en estado de inmunosupresión, tales como los pacientes

con trasplantes de tejidos, pacientes con el Síndrome de Inmunodeficiencia Adquirida, pacientes con ciertos tipos de cáncer y los que reciben ciertas formas de terapia contra el cáncer (World Organization for Animal Health (OIE), 2008).

En ovejas, cabras, cerdos, caballos y hombre, los quistes de tejidos pueden permanecer durante el resto de la vida del individuo (Dubey et al., 2020). En vacunos habitualmente no produce enfermedad clínica sin embargo la exposición al *T. gondii* en esta especie ha sido estudiada mediante la técnica de ELISA (García et al., 1999; Meireles et al., 2003) y la presencia del parásito mediante técnicas moleculares (Lora et al., 2007; Campo-Portacio et al., 2014).

El *T. gondii* tiene como hospederos intermediarios a todas las especies de animales de sangre caliente, incluidos bovinos, mamíferos y aves (FAO/OMS, 2014) por ello, es importante determinar la presencia de este parásito en animales destinados a la elaboración de productos cárnicos, los cuales serán destinados al consumo humano, como es el caso de la especie bovina, en donde los estudios son limitados debido a que el *T. gondii* no es causal de abortos debido a que estos animales desarrollan una respuesta inmune más efectiva ante a infección frente a este parásito (Esteban-Redondo e Innes, 1997); sin embargo, su participación como hospedero intermediario aunada a la cultura culinaria de los habitantes de nuestro país de consumir productos cárnicos poco cocidos, lo posicionan como una especie cuyo estatus sanitario y procesamiento deben ser controlados sanitariamente para minimizar impactos negativos sobre la salud del consumidor final. En este contexto, el objetivo del estudio fue determinar la prevalencia de *T. gondii* en bovinos de engorde destinados al consumo humano a fin de valorar la necesidad de establecer programas sanitarios específicos frente a esta enfermedad en el país.

MATERIAL Y MÉTODOS

El estudio se llevó a cabo en 4 mataderos municipales localizados en la zona Norte, Sur, Oeste y Este de Lima, entre los meses de febrero a agosto del 2015. Asimismo, los análisis parasitológicos fueron realizados en el Laboratorio de Parasitología Animal de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia de la Universidad Peruana Cayetano Heredia (FAVEZ-UPCH) Lima - Perú.

El tamaño de muestra se determinó mediante la fórmula de comprobación de una proporción en poblaciones desconocidas (Daniel, 2005), empleando

un nivel de confianza de 95% y error máximo de 5%. Al no existir estudios previos similares se consideró como proporción referencial el 50%. El tamaño de muestra calculado fue de 385 bovinos los cuales fueron seleccionados entre los bovinos alojados temporalmente en mataderos oficiales de Lima cumpliendo el periodo de descanso *ante mortem*.

Las variables relacionadas a los animales consideradas en el estudio fueron: grupo etario (de 2 a 3 años, más de 3 a 4 años y más de 4 años), sexo (hembra y macho), raza (Holstein, Brown Swiss y Mestizo/Criollo) y matadero de procedencia (mataderos ubicados en el Norte, Sur, Oeste y Este de Lima).

La recolección de muestras se realizó entre los meses de febrero y agosto. La forma de selección de la muestra correspondió a un muestreo sistemático, tomando una muestra cada 3 animales al ingreso a los corrales de descanso en el matadero. Se extrajeron las muestras de sangre, mediante punción de la vena yugular, las que fueron identificadas y a las que se adjuntó una ficha con información del grupo etario del animal, sexo, raza y matadero de procedencia. Posteriormente, las muestras fueron trasladadas en caja conservadoras y refrigerantes (5 °C) al laboratorio de Parasitología Animal de la FAVEZ-UPCH en donde fueron centrifugadas (500 G por 10 minutos) para extraer el suero los que fueron almacenados en microtubos (1,5 ml) a temperatura de congelación (-20°C) hasta el momento de su procesamiento.

Las muestras fueron analizadas mediante la técnica de Inmunofluorescencia Indirecta (IFAT) utilizada por Trees et al. (1993) y modificada en el Laboratorio de Parasitología Animal de la UPCH, para detectar anticuerpos frente a *T. gondii*, con una dilución de suero de 1:100 (Sudan et al., 2015) utilizando taquizoítos formolizados (ME-49) como antígeno y un conjugado comercial anti Ig G de bovino, control positivo y control negativo (Lab. VMRD). Se consideraron como positivos a animales con título de anticuerpos igual o mayor a dicha dilución y con una fluorescencia total. Además, se hizo la titulación de anticuerpos 1:100 en los sueros positivos, según Sunanta et al. (2009).

Los resultados se presentaron como valores de prevalencia con un intervalo de confianza del 95%. La asociación entre las diferentes categorías de las variables de clasificación y los resultados a la prueba diagnóstica se evaluó mediante la prueba de Chi cuadrado con un nivel de significancia del 95%.

RESULTADOS

El estudio detectó 124 animales positivos de un total de 385 animales evaluados lo que correspondió a una prevalencia de $32,2 \pm 4,7\%$ de animales seroreactivos a *T. gondii*. No se encontró asociación entre las variables de clasificación (grupo etario, sexo, raza y matadero de procedencia) y la frecuencia a *T. gondii*, el detalle de la distribución de los resultados según las variables de estudio se presenta en la tabla 1.

Tabla 1.

Prevalencia de anticuerpos frente a *Toxoplasma gondii* en ganado bovino destinado al consumo humano en mataderos municipales de Lima, según variables de estudio. Lima – Perú, 2015.

Variable y categorías	Muestras (n)	Nº de Positivos	Prevalencia (%) \pm IC (95%)
Edad (años)			
2 a 3	81	23	28,4 \pm 9,8
Más de 3 a 4	168	55	32,7 \pm 7,1
Más de 4	136	46	33,8 \pm 7,9
Sexo			
Hembra	91	32	35,2 \pm 9,8
Macho	294	92	31,3 \pm 5,3
Raza			
Holstein	110	49	44,5 \pm 9,3
Brown Swiss	133	41	30,8 \pm 7,8
Mestizo/Criollo	142	34	23,9 \pm 7,0

Ubicación del matadero			
Norte	100	34	34,0 ± 9,3
Sur	100	29	29,0 ± 8,9
Oeste	100	33	33,0 ± 9,2
Este	85	28	32,9 ± 9,9
Total	385	124*	32,2 ± 4,7

La titulación de anticuerpos de bovinos positivos a *T. gondii* evidenció animales con mayor reacción positiva en la dilución de 1/100 (79/124), 1/200 (22/124) y 1/400 (13/124) y menor en 1:800 (6/124), 1:1600 (3/124) y 1:3200 (1/124) mediante IFAT.

El detalle de la distribución de estos resultados se presenta en la tabla 2; asimismo, en la figura 1 se presenta una imagen de Taquizoítos de *T. gondii* (ME-49) frente al suero de ganado bovino positivo mediante Inmunofluorescencia indirecta, observado a 40 X.

Tabla 2.

Distribución proporcional de los casos positivos a *Toxoplasma gondii* según títulos de anticuerpos obtenidos a la técnica de Inmunofluorescencia Indirecta (IFAT) (n=124). Lima – Perú, 2015.

Positivos	1/100	1/200	1/400	1/800	1/1600*	1/3200
n	79	22	13	6	3	1
%	63,7	17,7	10,5	0,05	0,02	0,01

*Título de anticuerpos a *Toxoplasma gondii*: ≤ 1:1600 es sugestiva de Infección latente.

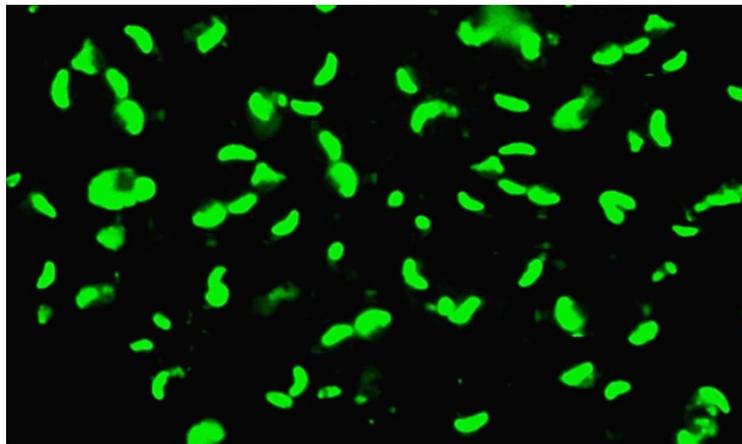


Figura 1. Taquizoítos de *Toxoplasma gondii* (ME-49) frente al suero de ganado bovino positivo mediante Inmunofluorescencia indirecta (IFAT), observado a 40 X.

DISCUSIÓN

El resultado de seroprevalencia de *T. gondii* (32,2%) corrobora la amplia distribución de la infección por toxoplasmosis en bovinos, fenómeno similar encontrado en diferentes especies de animales de sangre caliente. Además, estos resultados confirman

a la Toxoplasmosis como una de las enfermedades parasitarias con alto riesgo de ser transmitida por alimento y entre las de mayor importancia a nivel mundial. En ese sentido, las autoridades sanitarias tienen la responsabilidad de realizar estudios que permitan conocer el estado de esta enfermedad en la población animal y humana, con fines de vigilancia

epidemiológica y para establecer medidas sanitarias que permitan controlar los factores de riesgos sanitarios que favorecen su presentación.

El resultado encontrado en el estudio demuestra que los bovinos presentaban reacción positiva a la presencia de anticuerpos frente a la infección de *T. gondii*, con prevalencia menor a la reportada por Moré et al. (2008) quienes reportaron una prevalencia de 91% en 90 vacunos de carne de Argentina, considerando títulos $\geq 1:25$ mediante la técnica de IFAT. Estas diferencias pueden estar asociadas a que en Argentina la mayoría de bovinos que llegan a los mataderos provienen de una crianza intensiva o con mayor densidad poblacional, hecho que aumenta el riesgo de infección por Toxoplasmosis. Sin embargo, el presente estudio muestra un resultado mayor a la presencia de anticuerpos frente al *T. gondii* cuando se compara con los resultados obtenidos por Córdova-Izquierdo et al. (2005) quienes reportaron 16,6% (6/36) de vacunos lecheros con anticuerpos frente a este parásito mediante la técnica de Hemoaglutinación indirecta (HAI). Por otro lado Zhou et al. (2012) detectaron mediante la misma técnica que el 5,7% (20/350) de vacas lecheras presentaban anticuerpos frente al *T. gondii*. Al respecto, la técnica de IFAT actualmente muestra mayor sensibilidad y especificidad que la técnica de HIA frente a la detección de anticuerpos frente a *T. gondii*, lo que puede explicar en parte las diferencias halladas, sumándose a las condiciones particulares que pudiera favorecer la persistencia del *T. gondii* en los lugares de estudio.

Por otro lado, al evaluar las variables grupo etario, sexo y matadero de procedencia de la muestra, no se observó diferencia estadística entre las proporciones de resultados positivos. Ello puede ser explicado por la condición cosmopolita del parásito, por lo que afecta a animales de diferentes características de crianza. El observar una frecuencia mayor en animales de raza Holstein podría ser relacionado con el propósito de crianza de estos animales (producción de leche) y consecuentemente un mayor tiempo de vida y mayor probabilidad de exposición al *T. gondii*.

El estudio encuentra que la titulación de anticuerpos de bovinos positivos a *T. gondii* evidencio animales con mayor reacción positiva a la prueba de IFAT en la dilución de 1/100 y 1/200; a su vez una menor positividad en diluciones de 1:800 y 1:1600. Esto sugiere que la mayoría de bovinos evaluados habrían tenido una infección latente. Al respecto, Durlach y Martino (2009) reportan que la prevalencia de

anticuerpos anti-*T. gondii* Ig G son específicos en suero y se establecen con un título mínimo positivo de 1:32, sin embargo la Ig G no permite distinguir la infección activa de la crónica (6-10 meses post-infección) por lo que sugiere realizar control seriado con intervalo de 2 a 3 semanas y en caso se eleve hasta 4 veces el título, se trataría de una infección activa. Por lo contrario, en caso el título de anticuerpos descienda a nivel basal, la infección debería de ser considerada crónica. De la misma forma, Martins et al. (2011) reportó en Río de Janeiro 7,64% (31/406) de anti-*Toxoplasma gondii* en suero de cerdos siendo los títulos positivos obtenidos por IFAT el de 1:64, sugiriendo que la infección crónica de estos animales estaría asociado al factor de riesgo prolongado tales como carencia de sanidad, hábitos alimenticios, contaminación ambiental y falla en las tecnificación de los animales.

El estudio evidencia la presencia de seroreactores al *T. gondii* en bovinos destinados al consumo humano como carne. Este parásito protozoo es de importancia en salud pública ya que dentro de su ciclo biológico se considera la transmisión a través del consumo de carne cruda o poco cocida, sea esta procedente de animales bovinos, porcinos, y ovinos entre otros. En el Perú se han realizado estudios para determinar la seroprevalencia frente al *T. gondii* en felinos (Cerro et al., 2009), ovinos (Bernal et al., 2015), porcinos (Bustamante y Suárez, 2000), alpacas (Gómez et al., 2003; Poma et al., 2008), llamas (Gómez et al., 2003), vicuñas (Zuzunaga et al., 2006), entre otros animales y en el humano (Cantella et al., 1974; Morales et al., 1979; Nunura et al., 2010; Reátegui y Vela, 2011); estudios que ratifican la presencia y amplia diseminación de este parásito en el país, y del riesgo que puede significar el consumo de animales de abasto positivos a *T. gondii*. Por ello, es necesario resaltar la importancia del hallazgo, con la finalidad de asegurar la inocuidad de los productos alimenticios y/o minimizar los posibles riesgos que pueda significar el consumo de estos productos cárnicos, como es el caso del consumo de carne bovina poco cocida, y mejorar las prácticas de higiene durante la manipulación y procesamiento de estos productos cárnicos.

CONCLUSIONES

El estudio encontró una prevalencia de $32,2 \pm 4,7\%$ de bovinos seroreactores a *Toxoplasma gondii* utilizando la técnica de Inmunofluorescencia Indirecta (IFAT). La titulación de anticuerpos demostró que la mayor cantidad de bovinos evidencio una infección latente frente al parásito. Debido a la presencia

de bovinos seroreactores a *T. gondii* destinados al consumo humano se recomienda la vigilancia de esta enfermedad a nivel de toda la cadena alimenticia a través de la implementación de medidas sanitarias durante la estabulación, selección, manipulación y elaboración de alimentos a base de productos de carne bovina, con la finalidad de asegurar la inocuidad de los productos cárnicos y minimizar los riesgos para la salud del consumidor.

Agradecimientos: Los autores agradecen al Programa Iberoamericano de Ciencia y Tecnología para el Desarrollo (CYTED) por el apoyo financiero brindado a la Red Temática 113RT0469 PROTOZOOVAC: “DIAGNÓSTICO Y CONTROL DE LAS PROTOZOOSIS REPRODUCTIVAS DEL GANADO BOVINO” que permitió la capacitación técnica de nuestros investigadores para la ejecución del estudio. Del mismo modo, al Dr. Luis Miguel Ortega-Mora y al Grupo SALUVET de la Universidad Complutense de Madrid - España, por la donación de antígeno de *Toxoplasma* (ME-49) empleado durante el desarrollo de nuestro estudio.

Correspondencia

Marcos Enrique Serrano Martínez

Correo electrónico: enrique.serrano@upch.pe

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

- Bernal, D., Suárez, F., Huanca, W., & Chávez, A. (2015). Prevalencia de toxoplasmosis ovina en dos localidades de Puno, Perú. *Rev investig vet Perú*, 26(2), 291-295.
- Bustamante, J., & Suárez, F. (2000). Estudio comparativo de frecuencias de toxoplasmosis en porcinos procedentes de crianza tecnificada y no tecnificada. *Rev Inv Vet Perú*, 11(1), 32-39.
- Campo-Portacio, D. M., Discuviche-Rebolledo, M. A., Blanco-Tuirán, P. J., Montero-Pérez, Y. M., Orozco-Méndez, K. E., & Assia-Mercado, Y. M. (2014). Detección de *Toxoplasma gondii* por amplificación del gen B1 en carnes de consumo humano. *Infectio*, 18(3), 93-99.
- Cantella, R. (1974). Toxoplasmosis in Peru. Geographic prevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies in Peru studied by indirect fluorescent antibody technique. *Tropical and Geographical Medicine*, 26(2), 204-9.
- Cerro, L., Chávez, A., Casas, E., Suárez, F., & Rubio, A. (2009). Frecuencia de *Toxoplasma gondii* en gatos de Lima Metropolitana y concordancia entre las técnicas de inmunofluorescencia indirecta y hemaglutinación indirecta. *Rev Inv Vet Perú*, 20(2), 285-290.
- Cook, A.J. ., Gilbert, R. E., Buffolano, W., Zufferey, J., Petersen, E., Jenum, P., Foulon, W. Semporini, A. & Dunn, D.T. (2000). Sources of toxoplasma infection in pregnant women: European multicentre case-control study. European Research Network on Congenital Toxoplasmosis. *BMJ*. 321(7254):142-7. <https://doi.org/10.1136/bmj.321.7254.142>
- Izquierdo, C., Martínez-García, G., & Mejía-Pantaleón, G. (2005). Presencia de anticuerpos contra *Toxoplasma gondii* en vacas lecheras, humanos y cánidos. *REDVET*, 6(8), 1-5.
- Daniel, W. (2005). *Bioestadística: base para el análisis de las ciencias de la salud*. Editorial Limusa Grupo Noriega.
- Dubey, J. P., Cerqueira-Cézar, C. K., Murata, F. H. A., Kwok, O. C. H., Yang, Y. R., & Su, C. (2020). All about toxoplasmosis in cats: the last decade. *Veterinary Parasitology*, 283, 109145.
- Durlach, R., & Martino, P. (2009). *Toxoplasma gondii: Infección en perros y gatos. Temas de zoonosis*. Editorial de la Asociación Argentina de Zoonosis.
- Esteban-Redondo, I., & Innes, E. A. (1997). *Toxoplasma gondii* infection in sheep and cattle. *Comp Immunol Microbiol Infect Dis*, 20(2):191-6. [https://doi.org/10.1016/s0147-9571\(96\)00039-2](https://doi.org/10.1016/s0147-9571(96)00039-2)
- Food and Agriculture Organization of the United Nations/World Health Organization. (2014). *Multicriteria-based ranking for risk management of food-borne parasites: report of a Joint FAO/WHO expert meeting, 3-7 September 2012, FAO Headquarters, Rome, Italy*. Food and Agriculture Organization of the United Nations/World Health Organization https://apps.who.int/iris/bitstream/handle/10665/112672/9789241564700_eng.pdf?sequence=1&isAllowed=y
- García, J. L., Navarro, I. T., Ogawa, L., & Oliveira, R. C. D. (1999). Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* in swine, bovine, ovine and equine, and their correlation with human, felines and canines, from farms in North Region of Paraná State, Brazil. *Ciência Rural*, 29(1), 91-97.
- Gómez, F., Chávez, A., Casas, E., Serrano, E., & Cárdenas, Ó. (2003). Determinación de la seroprevalencia de toxoplasmosis en alpacas y llamas en la estación experimental INIA-Puno. *Rev investig vet Perú*, 14(1), 49-53.
- Guy, E., Dubey, J. P., & Hill, D. E. (2012). *Toxoplasma gondii*. In: H. Smith & L. Robertson (Editor). *Foodborne Protozoan Parasites*. Nova Biomedical.
- Howe, D. K., & Sibley, L. D. (1995). *Toxoplasma gondii* comprises three clonal lineages: correlation of parasite genotype with human disease. *J Infect Dis*, 172(6):1561-6. <https://doi.org/10.1093/infdis/172.6.1561>
- Lindsay, D. S., Collins, M. V., Mitchell, S. M., Wetch, C. N., Rosypal, A. C., Flick, G. J., ... & Dubey, J.

- P. (2004). Survival of *Toxoplasma gondii* oocysts in Eastern oysters (*Crassostrea virginica*). *Journal of Parasitology*, 90(5), 1054-1057.
18. Lora, F., Aricapa, H. J., Pérez, J. E., Arias, L. E., Idarraga, S. E., Mier, D., & Gómez, J. E. (2007). Detección de *Toxoplasma gondii* en carnes de consumo humano por la técnica de reacción en cadena de la polimerasa en tres ciudades del eje cafetero. *Infectio*, 11(3), 117-123.
19. Martins, D., Caldas, R., Ferreira, L., Nicolau, J., Batista, L., Martins, R., Araji, M., Reis, M. (2011). Occurrence of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in cattle and pigs slaughtered, State of Rio de Janeiro. *Rev Bras Parasitol Vet*, 20(4):351-3. <https://doi.org/10.1590/s1984-29612011000400018>
20. Meireles, L. R., Galisteo Jr, A. J., & Andrade Jr, H. F. D. (2003). Serological survey of antibodies to *Toxoplasma gondii* in food animals from São Paulo state, Brazil. *Brazilian Journal of Veterinary Research and Animal Science*, 40, 267-271.
21. Morales, F., Gil, A., Villanueva, V., Gómez, F. (1979). Prevalencia de infección por *Toxoplasma* en escolares. *Bol of Sanit Panam*, 86(4): 306-310.
22. Moré, G., Basso, W., Bacigalupe, D., Venturini, M. C., & Venturini, L. (2008). Diagnosis of *Sarcocystis cruzi*, *Neospora caninum*, and *Toxoplasma gondii* infections in cattle. *Parasitology Research*, 102(4), 671-675.
23. Nunura, J., Vásquez, T., Endo, S., Salazar, D., Rodríguez, A., Pereyra, S., & Solis, H. (2010). Disseminated toxoplasmosis in an immunocompetent patient from Peruvian Amazon. *Rev Inst Med Trop Sao Paulo*, 52(2):107-10. <https://doi.org/10.1590/s0036-46652010000200008>
24. World Organization for Animal Health. (2008). *Toxoplasmosis*. World Organization for Animal Health http://www.oie.int/fileadmin/Home/eng/Health_standards/tahm/2.09.10_TOXO.pdf
25. Opsteegh, M., Prickaerts, S., Frankena, K., & Evers, E. G. (2011). A quantitative microbial risk assessment for meatborne *Toxoplasma gondii* in
26. fection in The Netherlands. *Int J Food Microbiol*, 150(2-3):103-14. <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2011.07.022>
27. Poma, E., Chávez, V., Casas, A., Falcón, P., & Zárate, R. (2008). Seroprevalencia de *Toxoplasma gondii* en alpacas (*Lama pacos*) en una unidad de producción de la sierra central del Perú. *Rev Inv Vet Perú*, 19(1), 43-48.
28. Reátegui, C., & Vela, L. (2011). Factores socioeconómicos-epidemiológicos y su relación con la seroprevalencia de toxoplasmosis en gestantes atendidas en los hospitales “Felipe Arriola” y “Cesar Garayar”, Iquitos, Perú, 2009. *Neotropical Helminthology*, 5(1), 31-40.
29. Sudan, V., Tewari, A. K., & Singh, H. (2015). Serodiagnosis of *Toxoplasma gondii* infection in bovines from Kerala, India using a recombinant surface antigen I ELISA. *Biologicals*, 43(4), 250-255.
30. Sunanta, C., Inpankaew, T., Pinyopanuwat, N., Chimnoi, W., Kengradomkij, C., Arunwipas, P., ... & Jittapalapong, S. (2009). Comparison of Diagnostic Technique for Detection of *Toxoplasma gondii* Infection in Dairy Cows in Thailand. *Agriculture and Natural Resources*, 43(5), 48-52.
31. Tenter, A. M., Heckeroth, A. R., & Weiss, L. M. (2000). *Toxoplasma gondii*: from animals to humans. *Int J Parasitol*, 30(12-13):1217-58. [https://doi.org/10.1016/s0020-7519\(00\)00124-7](https://doi.org/10.1016/s0020-7519(00)00124-7)
32. Trees, A. J., Guy, F., Tennant, B. J., Balfour, A. H., & Dubey, J. P. (1993). Prevalence of antibodies to *Neospora caninum* in a population of urban dogs in England. *The Veterinary Record*, 132(6), 125-126.
33. Zhou, D. H., Zhao, F. R., Lu, P., Xia, H. Y., Xu, M. J., Yuan, L. G., ... & Zhu, X. Q. (2012). Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* infection in dairy cattle in southern China. *Parasites & vectors*, 5(1), 1-4.
34. Zuzunaga, M., Chávez, A., Li, O., & Evaristo, R. (2006). *Toxoplasma gondii* en vicuñas de la Reserva Nacional de Pampa Galeras. *Rev Inv Vet Perú*, 17(2), 173-177.

Fecha de recepción: 18 de enero del 2022

Fecha de aceptación: 14 de abril del 2022