



**FACULTAD DE CIENCIAS VETERINARIAS Y  
BIOLÓGICAS**  
**CARRERA PROFESIONAL DE MEDICINA VETERINARIA  
Y ZOOTECNIA**

**“Determinación de la frecuencia de anticuerpos anti-  
*Toxoplasma gondii* en cuyes (*Cavia porcellus*) de un centro de  
crianza intensiva en la provincia de Lima, Perú - 2018”**

Tesis para optar el título profesional de:  
MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

Presentado por:  
Fabricio Gian Pierre Lupuche Sotil (0000-0002-8812-4280)

Asesor:  
Siever Miguel Morales Cauti (0000-0002-5396-8889)

Lima – Perú

2021

### ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS

Lima, 19 de enero del 2022.

Los integrantes del Jurado de tesis:

Presidente: <b>Mg. ZARELA MARIE ESTHER CABALLERO FLORES</b>
Miembro: <b>Mg. DANTE ALFREDO MEZA RUIZ</b>
Miembro: <b>M.V.Z. CARLOS ALBERTO CHUQUIZUTA RAMOS</b>

Se reúnen para evaluar la tesis titulada:

**“DETERMINACIÓN DE LA FRECUENCIA DE ANTICUERPOS ANTI – *Toxoplasma gondii* EN CUYES (*Cavia porcellus*) DE UN CENTRO DE CRIANZA INTENSIVA EN LA PROVINCIA DE LIMA, PERÚ - 2018”**

Presentada por el bachiller:

**FABRICIO GIAN PIERRE LUPUCHE SOTIL**

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

Asesorada por el: **Mg. SIEVER MIGUEL MORALES CAUTI**

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

Tesis: <b>FABRICIO GIAN PIERRE LUPUCHE SOTIL</b>			Nota: Dieciocho
Aprobado ( )	Aprobado - Muy buena (x)	Aprobado - Sobresaliente ( )	Desaprobado ( )

Los miembros del jurado firman en señal de conformidad.



**Mg. ZARELA MARIE ESTHER CABALLERO  
FLORES**  
*Presidente*



**Mg. SIEVER MIGUEL MORALES CAUTI**  
*Asesor*



**Mg. DANTE ALFREDO MEZA RUIZ**  
*Miembro 1*



**M.V.Z. CARLOS ALBERTO CHUQUIZUTA  
RAMOS**  
*Miembro 2*

## DETERMINACIÓN DE LA FRECUENCIA DE ANTICUERPOS ANTI - *Toxoplasma gondii* EN CUYES (*CAVIA PORCELLUS*) DE UN CENTRO DE CRIANZA INTENSIVA EN LA PROVINCIA DE LIMA, PERÚ - 2018

Fabricio Lupuche Sotil<sup>1</sup>, Siever Morales-Cauti<sup>1,2</sup>, Luis Cerro Temoche<sup>2</sup>, Eglinton Villacaqui Ayllon<sup>3</sup>.

<sup>1</sup>Facultad de Ciencias Veterinarias y Biológicas, Universidad Científica del Sur, Lima, Perú.

### RESUMEN

**Objetivo.** Determinar la frecuencia de anticuerpos anti-*Toxoplasma gondii* en cuyes mejorados de un centro de crianza intensiva en la provincia de Lima, Perú. **Materiales y métodos.** Se procesaron 408 muestras de sueros sanguíneos de cuyes (*Cavia porcellus*) mayores a 21 días de edad (recría y reproductores), sin discriminar el sexo, los cuales fueron sometidos a la Prueba de Hemaglutinación Indirecta (HIA) para finalmente determinar la frecuencia de anticuerpos anti-*Toxoplasma gondii*. **Resultados.** Se determinó una frecuencia de anticuerpos anti-*Toxoplasma gondii* de 30.39% (124/408) con un IC<sub>95%</sub>: 25.96% - 35.11%; Obteniéndose según el estrato etario una frecuencia de positivos de 23.30% en recría y 45.74% en reproductores; hallándose una asociación estadística significativa entre los cuyes diagnosticados como seropositivos y el estrato etario de animales reproductores. Mientras que, según el sexo, la frecuencia de positivos fue de 28.53% en hembras y 32.14% en machos, sin mostrar asociación estadística evidente. **Conclusión.** Se determinó una frecuencia alta de anticuerpos anti-*Toxoplasma gondii* en los cuyes (*Cavia porcellus*) de un centro de crianza intensiva en la provincia de Lima.

**Palabras claves:** *Toxoplasma gondii*, Toxoplasmosis, anticuerpos, Inmunoglobulina G, hemaglutinación, *Cavia porcellus* (fuente: MeSH).

### ABSTRACT

**Objective.** To determine the frequency of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies in guinea pigs from an intensive breeding center in the province of Lima, Peru. **Materials and methods.** 408 blood serum samples from guinea pigs (*Cavia porcellus*) older than 21 days of age (rearing and breeding) were processed, without discriminating sex, which were subjected to the Indirect Hemagglutination Test (HIA) to finally determine the frequency of antibodies. anti-*Toxoplasma gondii*.

**Results.** A frequency of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies of 30.39% (124/408) was determined with a 95% CI: 25.96% - 35.11%; Obtaining, according to the age stratum, a frequency of positives of 23.30% in rearing and 45.74% in reproducers; finding a significant statistical association between guinea pigs diagnosed as seropositive and the age group of reproductive animals. While, according to sex, the frequency of positives was 28.53% in females and 32.14% in males, without showing evident statistical association. **Conclusion.** A moderate frequency of anti-*Toxoplasma gondii* antibodies was determined in guinea pigs (*Cavia porcellus*) from an intensive breeding center in the province of Lima.

**Key words:** *Toxoplasma gondii*, Toxoplasmosis, antibodies, Immunoglobulin G, hemagglutination, *Cavia porcellus* (Source: MeSH)

## INTRODUCCIÓN

En la actualidad, la crianza de esta especie animal es considerada como una actividad económica muy importante, ya que en nuestro país representa la principal fuente de ingresos para muchas organizaciones familiares de diferentes regiones; además de contribuir notablemente a la seguridad alimentaria de muchas familias habitantes de zonas rurales alto andinas (Morales, 2013; Reynaga, 2020).

La crianza del cuy en el Perú continúa creciendo exponencialmente durante los últimos años, logrando importantes avances en el campo de la crianza y la selección genética de estos animales (MINAGRI, 2015). Sin embargo, el correcto control sanitario en los diferentes sistemas de crianza continúa siendo deficiente, por lo que, a pesar de la gran rusticidad de esta especie, existen factores que pueden predisponerlos a diferentes enfermedades, tales como las variaciones de temperatura, humedad, corrientes de aire, alta densidad poblacional, crianza junto a otras especies domésticas, incorrecto control de plagas, entre otras (Luyo *et al.*, 2017; Morales, 2018).

En el marco de la salud animal, la toxoplasmosis es considerada una enfermedad zoonótica parasitaria de gran relevancia a nivel mundial, ya que es capaz de infectar a diversas especies animales como aves, mamíferos acuáticos, terrestres, silvestres y domésticos incluyendo al cuy (*Cavia porcellus*), pasando totalmente desapercibida al no presentar signos clínicos aparentes de enfermedad en estos animales (Acha y Szyfres, 1992; Tenter *et al.*, 2000; OIE, 2018).

El agente etiológico de esta enfermedad es el protozoario oportunista *Toxoplasma gondii*, coccidio intracelular estricto, de amplia distribución mundial perteneciente al Phylum Apicomplexa. El cual se caracteriza por tener un ciclo biológico que se divide en dos partes: Un ciclo asexual compuesto a su vez de dos fases, las cuales se desarrollan en los tejidos extraintestinales de los hospedadores intermediarios como las aves, mamíferos de sangre caliente e incluso roedores como el cuy y un ciclo sexual que se desarrolla por gametogonia en las células del epitelio intestinal delgado del hospedero definitivo como son los felinos domésticos y/o silvestres (Howe y Sibley, 1995; Dubey, 1998; Acha y Szyfres, 2003; Khan *et al.*, 2006).

La infección por el *Toxoplasma gondii* puede producirse a través de la inhalación o ingestión oral voluntaria o accidental de ooquistes maduros; a través del consumo del estadio de bradizoito en carnes crudas o mal cocidas de animales infectados, como también a través de la vía transplacentaria de taquizoitos. El periodo de prepatencia en los felinos domésticos y/o silvestres dependerá de la fase infectante en la que se encuentre el coccidio al ser ingerido, siendo aproximadamente de 3 a 10 días posteriores al consumo de bradizoitos en quistes tisulares y más de 18 días en casos de ingesta de taquizoitos u ooquistes (Acha y Szyfres, 1992; Dubey, 1996; Lindsay *et al.*, 1997). Los ooquistes, son excretados en las heces de felinos infectados durante un periodo de 3 a 21 días, los cuales al esporular se hacen infectivos y altamente resistentes a diferentes condiciones medioambientales (Dubey, 1988; Lindsay *et al.*, 1997; Dubey, 2010).

Se ha logrado determinar que los ooquistes del *Toxoplasma gondii* pueden mantenerse viables tanto en ambientes húmedos como en cálidos, es decir aquellos lugares que posean temperaturas alrededor de los 25 °C. y oxígeno suficiente para permitir de esta manera que los ooquistes alcancen su estadio infectante en un lapso de tiempo de uno a cinco días (Dubey *et al.*, 1970). Además, el gato y su instinto natural de enterrar o esconder sus heces, favorece la supervivencia de estos al brindarle un ambiente protector (Dubey, 1994).

No obstante, se ha determinado a la Toxoplasmosis como una enfermedad muy frecuente en otras especies animales ya que la infección no ocurre de manera única a través del consumo de carne de animales infectados o debido al contacto directo con ooquistes maduros de diferentes partes del suelo, asimismo puede ocurrir a consecuencia de la ingesta de insectos vectores como moscas coprófilas, cucarachas, lombrices de tierra, pulgas, piojos, etc., los cuales son considerados como hospederos de transporte, al ser los responsables la diseminación mecánica de los ooquistes excretados en las heces de los felinos infectados en el medio ambiente (Acha y Szyfres, 1992; Dubey y Lappin, 2000; Muñoz *et al.*, 2005; Chávez *et al.*, 2005).

Se considera que este parasito es capaz de infectar de manera crónica a la tercera parte de la población total de seres humanos y la prevalencia de infección oscila aproximadamente entre 10% - 90%, reportándose una alta incidencia en aquellas zonas tropicales que posean condiciones medioambientales y hábitos culturales que favorezcan la supervivencia de este parasito y faciliten su transmisión (Pittman y Knoll, 2015; Dzib-Paredes *et al.*, 2016) debido a esto su gran importancia en la salud pública.

Sin embargo, el estado actual de las zoonosis de tipo parasitarias como la toxoplasmosis es desconocido en esta especie en el Perú, debido a que la infección por *Toxoplasma gondii* en los cuyes (*Cavia porcellus*) suele tener una presentación subclínica y, por lo tanto, a menudo provoca que estos animales no sean diagnosticados (Baker, 2007; Percy y Barthold, 2007).

Por lo tanto, el presente estudio busca identificar la frecuencia de anticuerpos anti – *Toxoplasma gondii* de un centro de crianza intensiva de cuyes en la provincia de Lima, Perú; para que de esta forma podamos contribuir en el diagnóstico de la enfermedad y con ello establecer las correctas medidas de prevención y control, disminuyendo por consiguiente las pérdidas económicas para los productores y beneficiando a la salud pública al reducir un importante vector epidemiológico de la infección humana (Haumont, 2000; Morales, 2018).

## MATERIALES Y MÉTODOS

### Población y Procedencia de la Muestra

La población de estudio comprendió sueros sanguíneos de cuyes mejorados pertenecientes a un centro de crianza de tipo intensiva ubicado en la provincia de Lima – Perú, los cuales fueron colectados a través de la vena yugular con aguja hipodérmica 21G X 1" en el mes de agosto y almacenados en crioviales a una temperatura de - 4 centígrados en el banco de sueros sanguíneos del Laboratorio de Microbiología Veterinaria de la Universidad Científica del Sur hasta su procesamiento en el año 2018.

Para la estimación de muestra poblacional, la cual tuvo como característica ser una población de la cual no conocemos el total, se empleó la fórmula sugerida por Murray y Larry (2005); para poblaciones no finitas o desconocidas, considerándose como frecuencia referencial 18.7% según Figueroa, *et al* (2006), determinada en un estudio realizado en un centro de crianza semi-intensiva de conejos en México, al ser esta una especie de producción que presenta condiciones de crianza y hábitos alimenticios similares a la del cuy. Obteniéndose finalmente un tamaño de muestra de 234 animales; sin embargo, por disponibilidad de muestras, y accesibilidad de la prueba, se evaluaron 408 sueros sanguíneos de cuyes, distribuidos en 279 de animales de recría y 129 de reproductores.

### Toma de Muestra

Los criterios de inclusión para la toma de muestra de sangre de cuyes mejorados fueron animales clínicamente sanos mayores de 21 días de edad (destetados), sin discriminar el sexo; considerándose como pertenecientes al estrato etario “recría” (entre 21 a 83 días) y como “reproductores” a los animales mayores de 84 días de edad y empadrados.

### Procesamiento de las Muestras

Se determinó la presencia de anticuerpos contra *Toxoplasma gondii* en estos sueros mediante la prueba de Hemaglutinación Indirecta (HAI), empleando el kit comercial de uso humano Toxotest - HAI que detecta anticuerpos (IgG) y tiene una sensibilidad del 91,0%, una especificidad del 96,4% en sueros humanos, el cual además se viene empleando en diferentes clínicas y hospitales veterinarios para el diagnóstico serológico de la toxoplasmosis (Wiener Lab, 2000; Diaz *et al.*, 2001; Suárez *et al.*, 2002; Dabanch, 2003).

El fundamento de esta técnica se basa en la propiedad de producir aglutinación que tienen los anticuerpos anti-*Toxoplasma gondii* al tener contacto con glóbulos rojos de carnero previamente sensibilizados con antígenos citoplasmáticos y de membrana del coccidio. Finalmente, para el análisis de resultados, se interpretaron como resultados negativos aquellos en los que se observó la presencia de un sedimento en forma de botón o anillo de bordes regulares en el fondo de cada pocillo. Por otro lado, fueron considerados como positivos aquellos sueros de los animales en los que se evidenció la formación de una película o manto que cubrió el 50% o más del fondo de los pocillos de las diluciones 1/16 (punto de corte), según las instrucciones e indicaciones establecidas por el fabricante (Wiener Lab, 2000).

### Análisis de datos

Los resultados obtenidos se expresaron porcentualmente, y se determinó la asociación significativa ( $p < 0.05$ ) entre las variables dependientes (presencia de anticuerpos) frente a las variables independientes (estrato etario y sexo del animal), mediante la prueba de Chi cuadrado.

## RESULTADOS

El 30.39% (124/408) con un  $IC_{95\%}$ : 25.96% - 35.11% de los sueros sanguíneos de cuyes analizados fueron positivos a la Prueba de Hemaglutinación Indirecta (HAI). Determinándose la asociación estadística significativa entre ( $p < 0.05$ ) los cuyes seropositivos a la prueba y el estrato etario de reproductores del centro de crianza intensiva evaluado. En contraste, no se determinó asociación estadística significativa ( $p > 0.05$ ) entre los animales seropositivos y el sexo de los cuyes evaluados (Cuadro 1).

Cuadro 1: Frecuencia de anticuerpos anti-*Toxoplasma gondii* en cuyes (*Cavia porcellus*) de un centro de crianza intensiva mediante la Prueba de Hemaglutinación Indirecta (HAI) según estrato etario y sexo (Lima, 2018).

Variable	Muestrados		Frecuencia de Anticuerpos (%)	p
	Subtotal (n)	Positivos (n)		
Sexo				
Hembra	184	52	28.26%	0.396
Macho	224	72	32.14%	
Estrato etario				
Recría	279	65	23.30%	0.000
Reproductor	129	59	45.74%	
<b>TOTAL</b>	<b>408</b>	<b>124</b>	<b>30.39%</b>	

## DISCUSIÓN

El presente estudio reportó una frecuencia de anticuerpos contra *T. gondii* de 30.39% (IC95%: 25.96% - 35.11%), lo cual evidencia que los cuyes evaluados tuvieron exposición previa a este parásito; es decir, que se tratarían de infecciones crónicas al presentarse titulaciones de 1/16 de IgG, lo cual no es indicativo de que los animales se encontraban desarrollando la fase aguda en el momento de la toma de muestras (Cerro *et al.*, 2009), pero si denota que estos animales tuvieron contacto previo con este coccidio a lo largo de su vida, considerándose de esta manera altamente frecuente en este establecimiento (Wiener Lab, 2000).

La frecuencia de anticuerpos determinada en el presente estudio es la única que ha sido reportada en el Perú para esta especie; la cual fue considerada como alta en comparación con frecuencias que oscilan entre 6.74% y 18.7% reportadas respectivamente en conejos mascotas de Lima y conejos de un centro de crianza intensiva en México (Figueroa *et al.*, 2006; Barrera, 2019).

La exposición previa al *Toxoplasma gondii* puede ocurrir tanto en la etapa pre-natal, a través de la vía trasplacentaria (Haumont, 2000) o en la post-natal, por contaminación alimentaria, hacinamiento, convivencia con felinos domésticos, exposición a felinos silvestres, presencia de insectos vectores, incorrecto control sanitario de la granja, entre otros (Acha y Szyfres, 1992; Dubey y Lappin, 2000; Muñoz *et al.*, 2005; Chávez *et al.*, 2005).



Existe muy poca información acerca de las manifestaciones clínicas, lesiones histopatológicas o técnicas de diagnóstico en casos de infección por *Toxoplasma gondii* en los cobayos, sin embargo, la mayoría de estos suelen tener presentación subclínica, por lo cual, con frecuencia no son diagnosticados (Baker, 2007; Percy y Barthold, 2007).

Sin embargo, en muchas otras especies, el diagnóstico del *Toxoplasma gondii* es comúnmente realizado y puede ejecutarse a través de las diferentes técnicas diagnósticas existentes: biológicas, serológicas, histológicas y moleculares, las cuales poseen diferentes niveles de sensibilidad y especificidad al poseer diferente blanco antigénico (Dubey *et al.*, 1995; Lindsay *et al.*, 1997). En el presente estudio se utilizó la Prueba de Hemaglutinación Indirecta (HAI), con un punto de corte de 1/16, la cual es considerada como una de las pruebas más accesible en el país para el diagnóstico de este parásito. La cual se basa en la propiedad de producir aglutinación que tienen los anticuerpos anti-*Toxoplasma gondii* al tener contacto con glóbulos rojos de carnero previamente sensibilizados con antígenos citoplasmáticos y de membrana de este protozoario. (Wiener Lab, 2000). Sin embargo, se requiere considerar las posibles reacciones cruzadas con otros miembros del phylum Apicomplexa como son: Neospora, Sarcocystis, los cuales también son formadores de quistes tisulares en diferentes especies y de igual manera integran la familia Sarcocystidae y, en consecuencia, podrían ocasionar falsos positivos, a pesar de ser esta una prueba específica (Nishikawa *et al.*, 2002).

En el presente estudio no fue posible observar algún signo de enfermedad relacionado a la infección por este protozoario, debido a que se tomó como principal criterio de inclusión aquellos sueros sanguíneos pertenecientes a cuyes clínicamente sanos mayores de 21 días de edad; Sin embargo, un estudio donde la infección fue de tipo experimental han descrito la presentación de algunos signos clínicos en esta especie animal como: estado de salud crítico, relacionado a la pérdida del 20% de peso corporal, signos nerviosos centrales graves que incluyen ataxia, somnolencia, estupor, algesia grave, aborto y muerte (Grochow *et al.*, 2021).

Del mismo modo, en otro estudio experimental, se han diagnosticado a través de histopatología cuadros de hepatitis, neumonía, encefalitis e infección uterina en cuyes infectados experimentalmente, al igual que la formación de quistes en el miocardio y en el sistema nervioso central (Fox *et al.*, 2002; Baker, 2007; Percy y Barthold, 2007). Mientras que en aquellos animales infectados de manera espontánea se han presentado cuadros de encefalitis, congestión de los vasos sanguíneos de las meninges y una reacción leucocitaria mononuclear.

En relación a la reproducción animal, *Toxoplasma gondii* es considerado como el principal agente causante de infertilidad, expresada en indicadores como: muerte embrionaria temprana, muerte perinatal, reabsorción, abortos y muerte neonatal en las cabras, ovejas, marranas, conejas y cuyes recientemente, lo cual se traduce en grandes pérdidas económicas para los productores de diferentes especies animales y además es considerado como un riesgo para la salud pública, debido a que una de las principales fuentes de infección de este parásito es a través del consumo de carne mal cocida (Flori *et al.*, 2002; Figueroa *et al.*, 2006; Grochow *et al.*, 2021).

Debido a esto se ha realizado una extensa investigación acerca de la transmisión placentaria del *Toxoplasma gondii* a través de inoculaciones de diferentes cepas de este coccidio en diferentes periodos previos a la gestación de cuyes hembras, de los cuales el grupo de animales en los que se realizaba la inoculación durante 14 a 42 días previos al inicio de la gestación, fue el que demostró ser el más propenso a producir abortos del 17-26% entre 8 a 12 días post inoculación de la madre. Mientras que en las inoculaciones que se realizaron al término de la gestación de otro grupo de hembras, se logró determinar un 70% de afección en los fetos que poseían placentas granulomatosas (Bérard *et al.*, 1968).

Asimismo, los resultados de otro estudio realizado recientemente indican que la probabilidad de supervivencia de las cobayas infectadas experimentalmente con ooquistes de *T. gondii* depende mayoritariamente de la dosis y el día de gestación en el que ocurre la infección. Determinándose de esta manera que las dosis de infección más altas, dan como resultado una pérdida más temprana y una tasa de supervivencia más baja de las madres que las dosis de infección más bajas (Grochow *et al.*, 2021).

Donde, además concluyeron que el porcentaje de supervivencia más alto para la descendencia de las madres infectadas fue el día 30 de gestación. Mientras que aquellas hembras infectadas durante el primer trimestre (día 15 de gestación), terminó letalmente para el 100% de las camadas y la mayoría de las crías se reabsorbieron durante la gestación. De igual manera para las hembras infectadas en el tercer trimestre, (día 48 de gestación), terminó de forma letal para la mayoría de las camadas con una proporción muy alta de mortinatos o aborto, como también la muerte de las madres (Grochow *et al.*, 2021).

Por lo que ambos estudios coinciden con que las etapas más propensas a producir abortos o muerte de las madres son aquellas infecciones que se dan en el primer y último tercio de la gestación. Por otro lado, Grochow *et al.* (2021), confirma que existe la posibilidad de infección en felinos por el consumo de cerebro, músculo, hígado y bazo de cobayas infectadas crónicamente (Dubey, 2016)

Por otro lado, en relación al sexo, se determinó que no existen diferencias estadísticas significativas en la frecuencia de anticuerpos anti-*Toxoplasma gondii* entre cuyes machos y hembras, lo cual asevera que esta no fue una variable predisponente para la seroconversión en el presente y en otros estudios realizados anteriormente (Ovalle et al., 2000). Mientras que según Miller *et al.* (2002) aquellos animales mamíferos machos de vida libre, tienen una alta probabilidad de sufrir infecciones de este tipo debido al gran desplazamiento que deben recorrer para el establecer un territorio. Mientras que, en conejos mascota este riesgo no es considerado, debido a que en este caso el macho se encuentra reducido a un territorio demarcando, restringiéndose de esta manera su desplazamiento (Varga, 2013). En base esta información al ser la especie *Oryctolagus cuniculus* muy semejante al cuy (*Cavia porcellus*) en diferentes aspectos, podemos extrapolar que los cobayos al ser criados en territorios demarcados como son las pozas, no asumen este riesgo de infección. No obstante, en diferentes especies, así como en el humano; muchos autores no consideran al sexo como un factor de riesgo para contraer toxoplasmosis.

Mientras que en relación a la edad, si se determinó asociación significativa entre los cuyes seropositivos a la prueba HAI y el estrato etario de animales reproductores; lo cual denota de forma indirecta que la mayoría de infecciones por este parasito se producen en la etapa post-natal de los cuyes, es decir, a causa de las deficientes condiciones sanitarias, incorrecto control de plagas, malas prácticas de manejo en los centros de crianza intensiva, ocasionando que la exposición y probabilidad de infección por *Toxoplasma gondii* permanezca relativamente constante durante toda la vida de los cuyes (Miller, 2002; Dubey y Jones, 2008; Richomme *et al.*, 2010).

De igual manera, en otras investigaciones de diferentes especies animales se ha determinado que la prevalencia del *T. gondii* aumenta con la edad del animal, ya que como fue mencionado anteriormente, a medida que la edad de estos aumente, mayor será el riesgo de exposición al parasito y con esto a su vez tendrán mayores niveles de anticuerpos contra este coccidio (García *et al.*, 1990; Acha y Szyfres, 2003).

No obstante, un estudio realizado menciona que los conejos (*Oryctolagus cuniculus*) jóvenes seroconvierten a partir de las 8 - 10 semanas de edad frente a una infección natural (Lyngset, 1980); Extrapolando estos resultados al ser el conejo una especie de producción con similares hábitos alimenticios y de crianza a los cuyes, indicaría que los animales de la fase de recría que en su mayoría fueron negativos, denotan ausencia de seroconversión por la relativa inmadurez del sistema inmune de esta especie animal (Varga, 2014).

Sin embargo, los cuyes muestreados en el presente estudio y que se encontraban en el estrato etario de reproductores, superando las 12 semanas de edad y evidenciando un sistema inmune maduro fueron los que mostraron una frecuencia de anticuerpos superior

frente a *Toxoplasma gondii* que aquellos animales pertenecientes al estrato etario de recría. Lo cual solo determinaría la exposición previa al parásito, más no confirmaría el desarrollo de la enfermedad en los cuyes.

Por otra parte, en un estudio recientemente publicado, en el cual se realizó la infección de tipo experimental en diferentes grupos de cuyes gestantes (reproductoras), exponiéndolas a diferentes cantidades de ooquistes del coccidio *Toxoplasma gondii*, donde se determinaron que durante los primeros 10 días de infección, la probabilidad de seroconversión es <25%, aumentando hasta el 50% el día 20 de la infección y llegando al 90% el día 29 de la infección, la cual fue confirmada a través de qPCR, lo cual reafirmaría que mientras mayor sea el tiempo de exposición de los animales al coccidio, mayor será la titulación de anticuerpos contra este parásito.

Además de lo mencionado anteriormente, las condiciones ambientales existentes en el centro de crianza debido a su ubicación en Lima, como son la humedad medianamente alta, una temperatura oscilante entre los 14 y 25 °C y la baja altitud sobre el nivel del mar de Lima, proporcionan las condiciones adecuadas y necesarias para el desarrollo y supervivencia de los ooquistes del *Toxoplasma gondii*, incrementándose de esta manera el riesgo de infección y con ello facilitando la rápida diseminación del parásito dentro del centro de producción (Acha y Szyfres, 2003).

## CONCLUSIÓN

La frecuencia de anticuerpos anti - *Toxoplasma gondii* en los cuyes (*Cavia porcellus*) de un centro de crianza intensiva en la provincia de Lima es de 30.39% (124/408) con un IC<sub>95%</sub>: 25.96% - 35.11% mediante la prueba de Chi cuadrado ( $p < 0.05$ ), determinándose una asociación estadística significativa entre los cuyes seropositivos a la prueba HAI y el estrato etario de animales reproductores.

## LITERATURA CITADA

- 1) Acha P, Szyfres B. 1992. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. 3a ed. Washington, EEUU. OPS. p 646-657.
- 2) Acha P, Szyfres B. 2003. Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales. 3ª ed. Vol 3. Washington, EEUU. OPS. p 413.
- 3) Barrera J. 2019. Frecuencia de anticuerpos contra *Toxoplasma gondii* en conejos mascotas. Tesis de Médico Veterinario. Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Facultad de Medicina Veterinaria, Escuela Profesional de Medicina Veterinaria. Disponible en: [https://cybertesis.unmsm.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12672/10811/Barrera\\_rj.pdf?sequence=1&isAllowed=y](https://cybertesis.unmsm.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12672/10811/Barrera_rj.pdf?sequence=1&isAllowed=y)

- 4) Baker D. 2007. Flynn's Parasites of Laboratory Animals. Blackwell Publishing, Ames. Parasites of Guinea Pig. Cap 14. ISBN: 978-0-813-81202-1
- 5) Bérard M, Laugier M, Louchet E, Payan H. 1968. Le placenta dans la toxoplasmose congénitale aiguë expérimentale du cobaye. Pathologie et Biologie, 16: 829-835.
- 6) 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.
- 7) Chávez-Velásquez A, Alvarez-García G, Gómez-Bautista M, Casas-Astos E, Serrano-Martinez E, Ortega-Mora L. 2005. *Toxoplasma gondii* in adult llamas (*Lama glama*) and vicunas (*Vicugna vicugna*) in the Peruvian Andean region. Vet. Parasitol. 130: 93-97. DOI: 10.1016/j.vetpar.2005.03.023
- 8) Dabanch J. 2003. Zoonosis. Rev Chil. Infectol 20: 47-51.
- 9) Diaz O, Parra A, Araujo M. 2001. Seroepidemiología de la toxoplasmosis en una comunidad marginal del municipio Maracaibo, estado Zulia. Invest Clín 42: 107-121.
- 10) Dubey J. 1970. J. Parasit. 56: 447-56
- 11) Dubey J. 1988. Toxoplasmosis of animals and man. CRC Press, Boca Raton, Fla.
- 12) Dubey J. 1994. Toxoplasmosis. J Am Vet Med Assoc 205: 1593-1598.
- 13) Dubey P. 1995. Duration of immunity to shedding of *Toxoplasma gondii* oocysts by cats. J Parasitol 81: 410-415. doi:10.2307/3283823
- 14) Dubey J. 1996. Infectivity and pathogenicity of *Toxoplasma gondii* oocysts for cats. J. Parasitol. 82: 957-961
- 15) Dubey J. 1998. *Toxoplasma gondii* oocyst survival under defined temperatures. J Parasitol; 84(4): 862-865. DOI: <http://dx.doi.org/10.2307/3284606>. PMID:9714227
- 16) Dubey J, Lappin M. 2000. Toxoplasmosis y Neosporosis. Enfermedades infecciosas en Perros y Gatos. 2da Ed. Green C.C. (ed). México. Mc Graw Hill Interamericana. DOI: 10.1016/j.cvsm.2009.08.001
- 17) Dubey J, Jones J. 2008. *Toxoplasma gondii* infection in humans and animals in the United States. Int J Parasitol 38: 1257-1278. doi: 10.1016/j.ijpara.2008.03.00
- 18) Dubey J. 2016. Toxoplasmosis of animals and humans. 2nd ed. Boca Raton: CRC Press.
- 19) Dzib-Paredes G, Rosado J, Acosta Y, Ortega A, Hernández I, Guzman E, Jiménez M. 2016. Seroprevalence and parasite load of *Toxoplasma gondii* in Mexican hairless pig (*Sus scrofa*) tissues from the Southeast of Mexico. Veterinary Parasitology. 229: 45-49

- 20) Figueroa J, Duarte V, Juárez M, Luna H, Correa D. 2006. Prevalence of *Toxoplasma gondii* Antibodies in Rabbits (*Oryctolagus cuniculus*) From Mexico. *Journal of Parasitology*, 92(2): 394–395. doi:10.1645/ge-663r.1
- 21) Flori P, Hafid J, Bourlet T, Raberin H, Genin C, Tran Manh Sung R. 2002. Experimental model of congenital toxoplasmosis in guinea pigs: use of quantitative and qualitative PCR for the study of maternofetal transmission. *J Med Microbiol*, 51: 871-878. <https://doi.org/10.1099/0022-1317-51-10-871>
- 22) Fox J, Anderson L, Loew F, Quimby F. 2002. *Laboratory animal medicine*. 2<sup>nd</sup> edition. New York, USA: Academic Press. 900.
- 23) García Z, Cruz R, Rosario R. 1990. Prevalence of antibodies against *Toxoplasma gondii* in sheep and goats in three states of México. *Prev. Vet Med.* 10: 25-29.
- 24) Grochow T, BeckmB, Rentería Z, Schares G, Maksimov P, Strube C, Seeger J, Raqué L, Ulrich L, Dauschies A, Fietz S. 2021. Establishment and validation of a guinea pig model for human congenital toxoplasmosis. *Parasites Vectors* 14: 389. <https://doi.org/10.1186/s13071-021-04890-4>
- 25) Haumont M, Delhay L, Garcia L, Jurado M, Mazzu P, Daminet V, Verlant V, Bollen A, Biemans R, Jacquet A. 2000. Protective Immunity against Congenital Toxoplasmosis with Recombinant SAG1 Protein in a Guinea Pig Model. *Infect Immun*, 68(9): 4948–4953. doi:10.1128/iai.68.9.4948-4953.2000
- 26) Howe D, Sibley L. 1995. *Toxoplasma gondii* is comprised of three clonal lineages: correlation of parasite genotype with human disease. *J Infect Dis* 172: 1561–156
- 27) Khan A, Jordan C, Muccioli C, Vallochi A, Rizzo L, Belfort R, et al. 2006. Genetic divergence of *Toxoplasma gondii* strains associated with ocular toxoplasmosis Brazil. *Emerg. Infect. Dis*, 12(6): 942–949 DOI: 10.3201/eid1206.060025
- 28) Lindsay D, Blagburn B, Dubey J. 1997. Feline toxoplasmosis and the importance of the *Toxoplasma gondii* oocyst. *Parasitol* 19: 448-461.
- 29) Luyo A, Pinedo R, Chavéz 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(1): 141–149. <https://doi.org/10.15381/rivep.v28i1.12930>
- 30) Lyngset A. 1980. A survey of serum antibodies to *Encephalitozoon cuniculi* in breeding rabbits and their young (Abstract). *Lab. Anim. Sci.* 30: 558–561.
- 31) Manual Terrestre de la OIE. 2018. Capítulo 3.9.9. Disponible en: [https://www.oie.int/fileadmin/Home/esp/Health\\_standards/tahm/3.09.09\\_Toxoplasmosis.pdf](https://www.oie.int/fileadmin/Home/esp/Health_standards/tahm/3.09.09_Toxoplasmosis.pdf)
- 32) Miller M, Gardner I, Kreuder C, Paradies D, Worcester K, Jessup D. 2002. Coastal freshwater runoff is a risk factor for *Toxoplasma gondii* infection of southern sea otters

- (*Enhydra lutris nereis*). *Int J Parasitol*, 32 (8): 997–1006. DOI: 10.1016/s0020-7519(02)00069-3
- 33) Miller M, Miller W, Conrad P, James E, Melli A, Leutenegger C. 2008. Type X *Toxoplasma gondii* in a wild mussel and terrestrial carnivores from coastal California: new linkages between terrestrial mammals, run off and toxoplasmosis of sea otters. *Int J Parasitol*, 38(11): 1319–1328. doi: 10.1016/j.ijpara.2008.02.005.
- 34) [MINAGRI] Ministerio de agricultura y Riego. 2015. Situación de las actividades de crianza y producción de cuyes. MINAGRI: Ministerio de Agricultura y Riego. Perú. Disponible en: <http://minagri.gob.pe/portal/objetivos/40-sector-agrario/situacion-de-lasactividades-de-crianza-y-produccion/300-cuyes?start=1>
- 35) Morales S. 2013. «*La sanidad en Sistemas de Crianza Comercial de Cuyes*». En: XXXVI Reunión Científica Anual. Lima: Asociación de Producción Animal. Disponible en: <http://bit.ly/31CuqOh>
- 36) Morales S. 2018. Enfermedades emergentes en la producción de cuyes en el Perú. En: Lima. XLI Reunión Científica Anual. Asociación de Producción Animal.
- 37) Muñoz E, Chavéz A, Casas E, Suárez F, Gavidia C, Muñoz K, Gutierrez F. 2005. Frecuencia de anticuerpos contra *Toxoplasma gondii* en monos *cebus apella* criados en cautiverio. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 16 (2): p 163-168 Disponible en: [www.scielo.org.pe/pdf/rivep/v16n2/a09v16n2.pdf](http://www.scielo.org.pe/pdf/rivep/v16n2/a09v16n2.pdf)
- 38) Nishikawa Y, Claveria F, Fujisake K, nagasawa H. 2002. Studies on serological cross-reaction of *Neospora caninum* with *Toxoplasma gondii* and *Hammondia heydorni*. *J Vet Med Sci* 64 (2): 161-164. DOI: 10.1292/jvms.64.161
- 39) Ovalle F, García A, Thibauth A. 2000. Frecuencia de anticuerpos anti- *Toxoplasma gondii* en gatos de la ciudad de Valdivia, Chile. *Bol chil Parasitol* 55(3-4): 94-99. DOI: <http://dx.doi.org/10.4067/S0365-94022000000300012>
- 40) Percy D, Barthold S. 2007. *Pathology of Laboratory Rodents and Rabbits*. Blackwell Publishing, Ames. p. 384. ISBN: 978-1-118-92404-4
- 41) Pittman K, Knoll L. 2015. Long-Term Relationships: The Complicated Interplay between the Host and the Developmental Stages of *Toxoplasma gondii* during Acute and Chronic Infections. *Microbiol Mol Biol Rev.*; 79(4): 387-401. DOI: 10.1128/MMBR.00027-15.
- 42) Reynaga R, Vergara V, Chauca L, Muscari J, Higanonna R. 2020. Sistemas de alimentación mixta e integral en la etapa de crecimiento de cuyes (*Cavia porcellus*) de las razas Perú, Andina e Inti. *Rev Inv Vet Perú*, 31(3): e18173. DOI: <https://doi.org/10.15381/rivep.v31i3.18173>
- 43) Richomme C, Afonso E, Tolon V, Ducrot C, Halos L, Alliot A, Perret C, et al. 2010. Seroprevalence and factors associated with *Toxoplasma gondii* infection in wild boar (*Sus scrofa*) in a Mediterranean island. *Epidemiol Infect*, 138: 1257-1266. doi: 10.1017/S0950268810000117

- 44) Suárez-Aranda F, Galisteo A, Hiramoto R, Cardoso R, Meireles L, Miguel O, Andrade H. 2000. The prevalence and avidity of *Toxoplasma gondii* IgG antibodies in pigs from Brazil and Peru. *Vet Parasitol* 91: p 23-32. DOI: 10.1016/s0304-4017(00)00249-1
- 45) Tenter A, Heckeroth R, Weiss M. 2000. *Toxoplasma gondii*: from animals to humans. *Int J Parasitol* 30(12-13): 1217-1258. DOI: 10.1016/s0020-7519(00)00124-7
- 46) Varga M. 2013. *Textbook of rabbit medicine* 2nd edition Oxford: Edit Butterworth Heinemann. 512p. ISBN: 9780702049798
- 47) Varga M. 2014. *Infectious Diseases of Domestic Rabbits. Textbook of Rabbit Medicine*, p 435–471. DOI: 10.1016/B978-0-7020-4979-8.00014-5
- 48) Wiener Lab. Toxotest HAI. 2000. Prueba de hemaglutinación indirecta (HAI) para la detección de anticuerpos contra el *Toxoplasma gondii*. Rosario, Argentina. [Internet]. Disponible en: [http://www.wiener-lab.com.ar/wiener/catalogo/archivos/6395\\_toxotest\\_hai\\_sp.pdf](http://www.wiener-lab.com.ar/wiener/catalogo/archivos/6395_toxotest_hai_sp.pdf)