

# 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

*Toxoplasma gondii* infection of meat for human consumption detected by PCR assay in three cities from the coffee region of Colombia

FABIANA LORA<sup>1</sup>, HÉCTOR JAIME ARICAPA<sup>2</sup>,  
JORGE ENRIQUE PÉREZ<sup>2</sup>; LUZ ELENA ARIAS<sup>3</sup>,  
SAMUEL EDUARDO IDARRAGA<sup>3</sup>, DENISSE MIER<sup>3</sup>,  
JORGE ENRIQUE GÓMEZ<sup>1</sup>

## Resumen

**Antecedentes.** Es necesario conocer el grado de exposición a *Toxoplasma gondii* en la carne de diferentes especies para consumo humano en Colombia.

**Objetivo.** Detectar material genómico de *T. gondii* por la técnica de PCR en muestras de carne de res, cerdo y pollo obtenidas en Armenia, Manizales y Pereira, con el fin de establecer el tipo de carne y la ciudad en donde es más frecuente el hallazgo del parásito.

**Materiales y métodos.** En cada ciudad se obtuvieron 20 muestras por tipo de carne de establecimientos comerciales clasificados en estratos. Se extrajeron 180 muestras de ADN, las cuales se utilizaron para realizar una PCR anidada (*nested* PCR) con el fin de obtener una región de 160 pares de bases específica de *T. gondii*.

**Resultados.** El 52,7% de las muestras de carne tomadas fueron positivas para la presencia de *T. gondii*. La carne de cerdo fue la más contaminada (70%), con mayor prevalencia en Manizales (80%), seguida por la carne de res en Armenia con 80% de resultados positivos y, por último, la carne de pollo en Pereira presentó la prevalencia más alta (70%). No hubo muestras positivas en pollos en Manizales.

**Conclusión.** Se concluye que existe un alto grado de exposición en los tres tipos de carne analizados, los cuales se pueden considerar como alimentos de riesgo potencial para la transmisión de la infección. Estos resultados indican que se deben determinar los niveles de infección de estas carnes en el país.

**Palabras clave:** *Toxoplasma gondii*, PCR, carne, factores de riesgo, consumo humano.

*Infectio* 2007; 11(3): 117-123

<sup>1</sup> Grupo de Estudio en Parasitología Molecular (GEPAMOL), Centro de Investigaciones Biomédicas, Universidad del Quindío, Armenia, Colombia.

<sup>2</sup> Grupo Biosalud, Universidad de Caldas, Manizales, Colombia.

<sup>3</sup> Estudiantes del programa de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad de Caldas, Manizales, Colombia.

Correspondencia: Jorge Enrique Gómez, Centro de Investigaciones Biomédicas, Universidad del Quindío, Avenida Bolívar 12N, Armenia, Colombia. Tel/fax +57 67 460 168.  
gepamol2@uniquindio.edu.co

Fecha de recepción: 11/03/2007; fecha de aceptación: 20/08/2007

## Abstract

**Background:** Levels of exposition to *Toxoplasma gondii* infection in meat for human consumption in Colombia should be reported.

**Objectives:** To detect *T. gondii* DNA in pork, chicken and beef for human consumption in the cities of Manizales, Pereira and Armenia (Colombia) in order to measure the degree of infestation of different types of meat and the city and type of meat that show the highest risk for infection by *Toxoplasma*.

**Materials and methods:** We obtained a total of 180 meat samples from commercial stores at the three capital city of the Caldas, Risaralda and Quindío departments of Colombia. We purchased 20 samples of each type of meat (pork, beef and chicken) in such cities. All samples were analyzed for the detection of the *B1* gene of *T. gondii* by PCR assay.

**Results:** 52,7% of the samples were positive for specific DNA amplification of *Toxoplasma*; pork meat was the most infected (70%). There were important differences in the prevalence of infection according to the city: beef meat was more contaminated in Armenia (80%), chicken meat in Pereira (70%) and pork meat in Manizales (80%). No positive chicken samples were found in Manizales.

**Conclusions:** Our results show that there are high exposure levels to *Toxoplasma* in commercially available meat for human consumption in the coffee culture region of Colombia. These results stress the need of implementing public health measures to monitor infection on these products in this area of the country.

**Key words:** *Toxoplasma*, meat, PCR, risk factors

*Infectio* 2007; 11(3): 117-123

## INTRODUCCIÓN

La toxoplasmosis es la zoonosis por protozoarios más prevalente a nivel mundial. Se han identificado muchos mamíferos vertebrados homeotermos de consumo, de compañía, salvajes y domésticos, y una amplia variedad de aves que son infectados por este parásito (1). La vía oral es, probablemente, la principal ruta de transmisión como pueden adquirir la infección los humanos y los animales, ya sea al consumir carne con quistes, cruda o mal cocida, o al ingerir alimentos y agua contaminados con ooquistes. En el caso de los animales, la infección se ha asociado con el consumo de otros huéspedes intermediarios infectados o con el contacto con tierra o heces o aguas contaminadas (1). *Toxoplasma gondii* se ha aislado de la carne de varias especies de animales para consumo humano, razón por lo cual se han identificado como fuentes de infección, las de res, cordero, oveja, cerdo, cabra, conejo, pollo, caballo y animales de caza, al igual que las carnes curadas y productos cárnicos, como salchichas crudas, salami y embutidos (2-8).

En humanos, a nivel nacional, se han encontrado cifras de seroprevalencia en Armenia de 60% en mujeres embarazadas (9) y en Manizales de 48% (10). En la población animal, la prevalencia varía: en cerdos, está entre 10% y 20% en algunos países (11). En Caldas, la seroprevalencia encontrada fue de 15% (12); para las aves en el mismo departamento, la frecuencia de anticuerpos fue de 16% (12), mientras que en Armenia la prevalencia se encuentra alrededor de 44% (6). Aunque la prevalencia de quistes viables de *T. gondii* en reses se desconoce en muchas regiones, en Caldas se encontró una seroprevalencia de 35% (12).

En este estudio se utilizó la técnica de PCR para detectar material genómico de *T. gondii* en la carne de res, cerdo y pollo de muestras obtenidas de Armenia, Manizales y Pereira, con el fin de establecer en qué tipo de carne y en cuál ciudad es más frecuente la presencia de *T. gondii*.

## MATERIALES Y MÉTODOS

**Muestras de carne.** Se obtuvieron 20 muestras de carne de res, 20 de cerdo y 20 de pollo en cada una de las ciudades en las que se llevó a cabo el estudio (Manizales, Pereira y Armenia), para un total de 180 muestras analizadas.

Se hizo una distribución aleatoria de la estratificación para las muestras tomadas de res y cerdo, así: estrato 1, establecimientos comerciales que no cuentan con cadena de frío, ni lugares adecuados de almacenamiento y con condiciones mínimas de higiene; estrato 2, establecimientos comerciales que cuentan con nevera para refrigeración y conservación de la carne, y estrato 3, establecimientos comerciales con cuartos de congelación, maduración y correcta cadena de frío, buenas condiciones de higiene y manipulación de la carne.

Para el pollo se tuvo como condición clasificar la carne en dos estratos teniendo en cuenta la forma como se distribuye (comercialización) según su presentación, obviando por tal motivo el estrato 2 dentro de la clasificación, así: estrato 1, carne de pollo no congelado y estrato 3, carne de pollo congelado, de los que se obtuvieron 10 muestras por estrato.

De cada tipo de carne se obtuvo una muestra de 5 cm<sup>2</sup>, la cual fue tomada por el personal del establecimiento y empacada individualmente por los mismos en empaque plástico sellado no estéril, contenido en una segunda bolsa con refrigerante para mantener una temperatura constante de 4 °C. Se mantuvo refrigerada en nevera de 12 a 20 horas sin manipulación; se transportó realizando el mismo procedimiento con el fin de mantenerla aislada y que conservara la temperatura hasta su arribo al Centro de Investigaciones Biomédicas en la Universidad del Quindío de Armenia, donde se analizaron posteriormente. Las muestras se manipularon con guantes estériles durante el proceso de laboratorio en todas sus etapas.

**Extracción de ADN.** Se utilizó el protocolo del estuche comercial *Wizard Genomics* (Promega, USA). Primero, se hizo un rompimiento mecánico con bisturí en una caja de cultivo a partir de 5 g del tejido hasta obtener pequeñas porciones de cada muestra; luego, se realizó la lisis con 2 ml de solución tampón de lisis suministrado en el estuche (10 mM Tris-HCl [pH 8,3], 1,5 mM MgCl<sub>2</sub>, 50 mM KCl, 0,1 mg/ml de gelatina, 0,5% Tween 20) y 50 µl de proteinasa K (ARC Quimicos, Bogotá) y se mezcló ejerciendo presión física en un mortero. Se maceró durante 10 minutos y, luego, se dejó reposar 5 minutos.

La muestra obtenida se mantuvo a temperatura ambiente por 30 minutos y, posteriormente, se incubó a 37 °C por 30 minutos. Se descartó el sobrenadante y se adicionaron 250 µl de PBS al sedimento; se centrifugó a 1.000g por 10 minutos. Al sedimento se le añadieron 600 µl de solución de lisis nuclear (*Nuclei Lysis Solution*, Promega, USA) y se incubaron a 37 °C por 15 a 30 minutos, para dejarse reposar 5 minutos a temperatura ambiente.

Posteriormente, se adicionaron 200 µl de solución de precipitación de proteína (iso-propanol 100% y 0,5 µl de solución de glucógeno, 20 mg/ml); esta mezcla se agitó vigorosamente por 20 segundos en el agitador y se dejó 5 minutos en hielo. Se centrifugó entre 13.000 y 16.000g por 4 minutos, y el sobrenadante se transfirió a un tubo limpio, el cual se mezcló con 200 µl de alcohol isopropílico. Se centrifugó nuevamente entre 13.000 y 16.000g por 1 minuto y, después de obtener el sedimento, se decantó el sobrenadante, se adicionaron en seguida 200 µl de etanol al 70%, se mezcló por inversión y se centrifugó entre 13.000 y 16.000g por 1 minuto. El etanol se aspiró cuidadosamente y el tubo se invirtió sobre un papel absorbente limpio durante 10 a 15 minutos, se adicionaron 100 µl de solución de rehidratación (10 mM Tris-HCl - pH 7,4; 1 mM EDTA - pH 8,0) y, luego, se refrigeró a 4 °C.

#### **Prueba de reacción en cadena de la polimerasa.**

Se aplicó una estrategia de amplificación de ADN por PCR anidada en la cual se hace una primera amplificación y, luego, sobre el producto de ésta se realiza una segunda PCR con el fin de amplificar una región interna a la región ya amplificada. Esto mejora la sensibilidad y la especificidad de la prueba.

Esta prueba fue validada previamente (13) y tiene una sensibilidad de 10 fg de ADN de *Toxoplasma*, equivalente al ADN de un solo parásito en la muestra. La especificidad de los cebadores ha sido bien establecida y no se conoce amplificación de ADN por otra especie. Se utilizó el estuche comercial *PCR Master Mix M7502* (Promega, USA).

Se realizó la mezcla para cada muestra de la siguiente manera: en un tubo Eppendorf se mezclaron 22,5 µl de *Master Mix*, 0,5 µl de cebador, 0,5 µl de agua estéril y 1,0 µl de la muestra de ADN, para un volumen final de 25 µl. Esta mezcla se hace para los dos ciclos; se debe tener en cuenta que para el segundo ciclo la muestra de ADN será el producto

del primer ciclo y cada uno de los ciclos tendrá un juego de cebador diferente.

Después de hacer la mezcla, el tubo Eppendorf se lleva al termociclador, con un programa que se estandarizó para la realización de la prueba que consta de dos fases, con las siguientes condiciones: una primera PCR de 40 ciclos usando los cebadores N1 (GGAAGTGCATCCGTTTCATGAG) y C1 (TCTTTAAAGCGTTCGTGGTC), con desnaturalización previa a 94 °C por 5 minutos, desnaturalización a 94 °C por 1 minuto, anillado a 53 °C por 1 minuto, extensión a 72 °C por 1 minuto y una extensión a 72 °C por 10 minutos. La segunda PCR se hizo con el producto de la primera amplificación, usando 14 ciclos con los cebadores N2 (TGCATAGGTTGCCAGTCACTG) y C2 (GGCGACCAATCTGCGAATACA) con desnaturalización previa a 94 °C por 5 minutos, desnaturalización a 94 °C por 1 minuto, anillado a 53 °C por 30 s, extensión a 72 °C por 30 s y una extensión a 72 °C por 10 minutos.

La verificación de los productos de amplificación, tanto en el ciclo inicial como en el final, se llevó a cabo por electroforesis en gel de agarosa al 1% sobre una carga de energía de 150 v por 30 minutos, teñido con bromuro de etidio con posterior visualización en un transiluminador de luz ultravioleta.

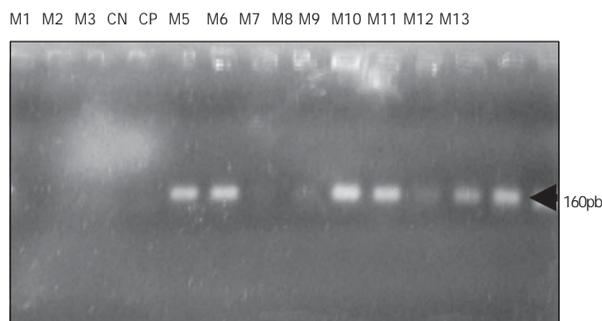
Se consideró positiva la observación de una banda de 160 pares de bases (pb) en el control positivo (ADN de la cepa Rh de referencia). Para controlar la contaminación durante la prueba, se usaron sistemas de separación física entre la preparación de mezcla y el termociclador, el uso de puntas con filtro y el uso de cabina de luz ultravioleta para la preparación de la mezcla. El control de la mezcla se hizo con todos los ingredientes de la mezcla pero sin plantilla de ADN.

## RESULTADOS

De las 180 muestras de carne obtenidas, 95 fueron positivas a la presencia del parásito (52,7%). Un ejemplo de resultados positivos y negativos se muestra en la figura 1.

La distribución de resultados positivos (véase tabla 1), según la especie animal estudiada, fue la siguiente: en las muestras de cerdo se encontró una mayor frecuencia en Manizales (80%) con respecto a Armenia (70%) y Pereira (60%); en las de res, Armenia tuvo el mayor porcentaje de muestras po-

Figura 1



Resultados del PCR anidado para el gen *B1* con 13 muestras de carne de diferentes ciudades (M1 a M13). El control positivo (CP) es ADN de *Toxoplasma* de cepa de referencia Rh, el control negativo es la mezcla de PCR sin ADN. Un resultado positivo se da por la presencia de una banda de 160 pb (flecha).

sitivas (80%) comparadas con Pereira (45%) y Manizales (20%): en las de pollo, en Pereira se encontró mayor frecuencia de muestras positivas en este tipo de carne (70%), frente a Armenia (25%) y Manizales (0%).

Por ciudad, se observa que el mayor número de muestras positivas para *Toxoplasma* corresponde a Pereira (65%), seguida de Armenia (60%) y, por último, Manizales (33%) (tabla 1). Se encontraron diferencias en la frecuencia del parásito en las carnes de cerdo obtenidas de los estratos 1 y 3, mientras que en la carne de pollo en el estrato 3 se encontró una frecuencia muy baja.

## DISCUSIÓN

La carne contaminada es una fuente de infección muy importante para los seres humanos y en Colombia se ha encontrado que puede ser la fuente de infección para el 25% de los casos de toxoplasmosis durante el embarazo (9). En este estudio se utilizó la técnica de PCR que previamente había sido utilizada para estimar el grado de exposición al parásito de estas fuentes de alimento humano (3, 16). La ventaja de esta técnica es que una sola metodología permite hacer análisis en carnes de diferentes especies mientras que en los estudios basados en seroprevalencias cada especie requiere un anticuerpo secundario diferente. La otra técnica es el bioensayo utilizando ratones que permite saber, además, si el toxoplasma es viable, pero ésta es más costosa y prolongada de realizar y no siempre es lo suficientemente sensible (1).

Tabla 1

Resultados de la prueba de PCR para gen B1 de toxoplasma y distribución de las muestras tomadas por tipo de carne, ciudad y estrato

Tipo de carne	Estrato	Manizales			Pereira			Armenia			Total muestras por estrato		
		+	-	No. Total Muestras	+	-	No. Total Muestras	+	-	No. Total Muestras	+	-	No. Total Muestras
RES	1	0	7	7	3	4	7	6	0	6	9	11	20
	2	2	4	6	3	4	7	5	4	9	10	12	22
	3	2	5	7	3	3	6	5	0	5	10	8	18
Total muestras por ciudad		4	16	20	9	11	20	16	4	20	29	31	60
CERDO	1	6	0	6	3	4	7	6	0	6	15	4	19
	2	6	3	9	3	3	6	3	6	9	12	12	24
	3	4	1	5	6	1	7	5	0	5	15	2	17
Total muestras por ciudad		16	4	20	12	8	20	14	6	20	42	18	60
POLLO	1	0	10	10	9	1	10	6	4	10	15	15	30
	3	0	10	10	9	1	10	0	10	10	9	21	30
Total muestras por ciudad		0	20	20	18	2	20	6	14	20	24	36	60
<b>TOTAL</b>		<b>20</b>	<b>40</b>	<b>60</b>	<b>39</b>	<b>21</b>	<b>60</b>	<b>36</b>	<b>24</b>	<b>60</b>	<b>95</b>	<b>85</b>	<b>180</b>

El cerdo es una de las especies de las que más se ha aislado el parásito, por lo que su carne se ha considerado como la fuente más importante de transmisión de *T. gondii* para el hombre (1-3), sobre todo cuando se consume cruda o mal cocida, asociado, además, al hecho de ser la más consumida en el mundo, lo que puede incrementar su importancia como fuente de infección. En este estudio se encontró que, de 60 muestras de carne de cerdo, 70%, fueron positivas al parásito por la técnica PCR, lo que confirma su importancia como fuente de transmisión de la infección.

Esta prevalencia fue similar a la hallada por Yai *et al.* (18) que hallaron el 62,5% de muestras positivas, pero mucho mayor que la encontrada en otros trabajos en los que utilizaron la misma técnica, por ejemplo, en el realizado por Aspinall *et al.* (3) en el que encontraron el 34,5% de 71 muestras contaminadas con *T. gondii*, o en el efectuado por Vieira, *et al.* (16) en Brasil en el que identificaron el parásito en 27,1% de 70 muestras examinadas. En Bogotá, de 41 muestras de carne de cerdo en un frigorífico, también estudiadas por PCR, se encontraron 12 positivas, es decir, 29% (17).

Por serología también son diversos los resultados; Suárez *et al.* (14), por ejemplo, hallaron una frecuencia de 9,6% por ELISA; Tsutsui *et al.* (15) encontraron el 15,3% por inmunofluorescencia indirecta (IFI); Pérez *et al.* (12) registraron el 15% de resultados positivos serológicamente.

Existen informes (11) que indican que las producciones de traspatio, en las que los cerdos son criados en porquerizas con deficientes condiciones de higiene, predisponen a los animales a una exposición más frecuente al parásito por permitir la presencia de roedores, además de facilitar el contacto y el consumo de los ooquistes liberados en las heces por los gatos.

Dado que en Colombia la población de felinos es alta, éste es un factor que genera un riesgo importante de infección en los sitios de explotación animal en nuestro país. En humanos y en animales, la frecuencia de afectados varía según las regiones, por sus costumbres y hábitos de alimentación; la cantidad de carne infectada que se consume puede explicar la alta prevalencia, sobre todo en ciertos países en los que la dieta está basada en carnes y productos cárnicos.

Los quistes pueden permanecer viables en los tejidos de animales hasta por 3 semanas a 4 °C y, a más de 20 °C por 3 días; pueden conservar su vitalidad en los órganos de animales muertos (1). En el cerdo, el bovino y el pollo, los quistes sobreviven entre 3 y 4 meses en el corazón y en el músculo esquelético; estas características de resistencia hacen pensar que la infección persiste a lo largo de la vida económica de estos animales de abasto (1). Por lo tanto, la ausencia de adecuadas condiciones de higiene en el sitio de sacrificio de los animales de consumo humano y la deficiencia en las condiciones de mantenimiento y crianza de estos animales genera la presencia del parásito en las carnes.

En este estudio, 48,3% de las 60 muestras de res fueron positivas al parásito por PCR, mientras que por serología Meireles *et al.* (20) hallaron el 11% de resultados serológicos positivos en ganado y Pérez *et al.* (12) encontraron el 35% de positivos por la técnica de IFI en los bovinos muestreados. El ganado vacuno es más resistente y la infección se hace improbable en condiciones de semiestabulación (1). No obstante, no se puede descartar como fuente de transmisión y debe considerarse como tal para los consumidores que tienen el hábito de consumirla cruda o mal cocida, sobre todo por el hecho de que en los establecimientos comerciales puede contaminarse por el contacto directo con otras carnes infectadas, hecho que puede explicar la relación de la infección con este tipo de parásito; además, su preferencia de consumo con respecto a otras carnes puede incrementar su importancia como fuente de infección.

En este estudio se encontró que 40% de las 60 muestras de pollo fueron positivas para el parásito, resultado similar a los presentados en el estudio realizado por Dubey *et al.* (6), en el que aislaron el parásito en 32% de las muestras de pollo por la técnica de PCR; en el mismo trabajo, en 44,4% había anticuerpos para *T. gondii* por MAT (*modified agglutination test*) en aves de levante al aire libre en el Quindío. Por otro lado, Pérez *et al.* (12) encontraron en Manizales una seroprevalencia de 16% por IFI en las muestras de aves; en el presente estudio, en esa ciudad no se detectó por PCR ninguna ave infectada lo cual sugiere una baja exposición a la infección en estos animales en esa ciudad o, alternativamente, la existencia de lotes de carnes diferentes a los que habría que hacer un seguimiento más detallado.

Se sabe que en la carne de pollo existe una baja prevalencia de la infección debido a las prácticas de manejo y condiciones de producción intensiva en que son criados este tipo de animales. También, se debe tener en cuenta que son almacenados en condiciones de congelamiento y, usualmente, se cocinan completamente. Sin embargo, las aves consideradas como reservorios y hospedadores intermediarios del parásito pueden servir como fuente de contaminación teniendo en cuenta que pueden adquirir la infección por sus hábitos alimenticios, ya que pican la comida del suelo contaminado con ooquistes y, por lo tanto, pueden ser fuente de infección indirecta en animales y directa en humanos cuando se consume cruda o mal cocida.

La prevalencia del parásito en las distintas especies estudiadas puede guardar relación con factores como la edad del animal, las condiciones sanitarias y de bioseguridad de la granja, el tipo de producción, el sexo, la presencia de insectos, animales silvestres y foráneos, especialmente, gatos seropositivos y la cantidad de roedores infectados; además, el sistema de control empleado, el tipo de protección utilizada para las fuentes de agua, el tamaño de la granja, la cercanía a las poblaciones urbanas y el uso de productos concentrados fabricados con materias primas de origen animal que, aunque en este caso no se analizaron, deben tenerse en cuenta.

Este parásito influye sobre la calidad de la carne de los animales de consumo y, aunque no es muy conocida su relevancia epidemiológica a nivel nacional, los consumidores prefieren consumir productos limpios que les brinden confianza; llama la atención la alta probabilidad de adquisición del parásito de carnes de cerdo solamente suministradas por expendios en los que las condiciones de manipulación y de conservación de las carnes es más estricta (estrato 3). Estos resultados deben ser sujetos a verificación y en caso de arrojar resultados similares, determinar los factores que están contribuyendo a que estas carnes, que son de mayor calidad, presenten un alto riesgo de transmisión del parásito.

De ahí la importancia de velar porque haya condiciones sanas desde los mismos sitios de producción y buenas condiciones de higiene en las carnicerías y establecimientos donde comercialicen carnes que, además de necesarias son útiles, hasta que éstas lleguen al hogar de los consumidores, en don-

de deben ser congeladas y cocinadas a temperaturas adecuadas para eliminar el parásito y, así, disminuir la prevalencia de *T. gondii* y la incidencia de la infección en la población. Como la carne es un vehículo importante para la transmisión de *T. gondii*, se debe tener en cuenta la práctica de cocinar la carne a una temperatura adecuada durante el tiempo suficiente, hecho que limitaría la costumbre de consumir la carne cruda o mal cocida o, alternativamente, congelarla previamente para disminuir el riesgo de infección; para tal fin, es aconsejable exponer las carnes a temperaturas extremas de calor (mayores de 65 °C) o de frío (menores de -20 °C por, al menos, 7 días).

En conclusión, en este trabajo se pudo demostrar que el porcentaje de muestras positivas con *T. gondii* en carne de consumo humano es de un nivel medio (52% de las muestras). Los tres tipos de carne analizados se pueden considerar como alimentos de riesgo potencial para la transmisión de la infección; la carne de cerdo es la más importante, luego la de res y, por último, la de pollo. Pereira es la ciudad con mayor riesgo de infección con carne de pollo, Armenia lo es con carne de res y Manizales con carne de cerdo; en esta última, los estratos 1 y 3 son importantes fuentes de contaminación. Las carnes de cerdo suministradas en expendios del estrato 3 presentan una mayor probabilidad de transmisión de toxoplasma frente a las de los otros estratos. Es necesario llevar a cabo otros estudios que permitan verificar los resultados obtenidos con la carne de cerdo de modo que permitan establecer qué factores están asociados con la mayor frecuencia de carnes con el parásito en este estrato.

## REFERENCIAS

- HILL D, DUBEY JP. *Toxoplasma gondii*: transmission, diagnosis and prevention. Clin Microbiol Infect. 2002;8:634-40.
- Charleston WAG. *Toxoplasma* and other protozoan infections of economic importance in New Zealand. New Zeal J Zool. 1994;21:67-81.
- ASPINALL TV, MARLEE D, HYDE JE, SIMS PFG. Prevalence of *Toxoplasma gondii* in commercial meat products as monitored by polymerase chain reaction - food for thought? Int J Parasitol. 2002;32:1193-9.
- COOK AJC, GILBERT RE, BUFFOLANO W, ZUFFEREY J, PETERSEN E, JENUM PA, FOULON W, SEMPRINI AE, DUNN DT. Risk Factors for *Toxoplasma gondii* infection in pregnancy: European multicentre case control study. Br Med J. 2000;321:142-7.
- DUBEY JP. Sources of *Toxoplasma gondii* infection in pregnancy. Br Med J. 2000;321:127-8.
- DUBEY JP, GÓMEZ JE, BEDOYA A, LORA F, VIANNA MCB, HILL D, KWOK OCH, SHEN SK, MARCEL PL, LEHMANN T. Genetic and biologic characteristics of *Toxoplasma gondii* isolates in free-range chickens from Colombia, South America. Vet Parasitol. 2005;332:1-6.
- DAGUER H, TRIGUEIRO R, DA COSTA T, VIRMOND M, HAMANN W, REIS M. Soroprevalência de anticorpos anti-*Toxoplasma gondii* em bovinos e funcionários de matadouros da microrregião de Pato Branco, Paraná, Brasil. Ciência Rural. 2004;34:1133-7.
- GERMANI F, PACHECO FA. Detecção de anticorpos para *Toxoplasma gondii* em soro de suínos criados e abatidos em frigoríficos da região da grande Porto Alegre-RS, Brasil. Ciência Rural. 2003;33:893-7.
- LÓPEZ CA, DÍAZ J, GÓMEZ JE. Factores de riesgo en mujeres embarazadas, infectadas por *Toxoplasma gondii* en Armenia - Colombia. Rev Salud Pública. 2005;7:180-90.
- PÉREZ J, ARICAPA H, CARDONA J, PIEDRAHITA A. Seroprevalencia de toxoplasmosis humana y canina en el municipio de Manizales. Biosalud. 2005;14:9-17.
- WANG CH, KLIEBENSTEIN J, HALLAM A, ZIMMERMAN J, DIDERRICH V, PATTON S, FAULKNER C, MCCORD R, BUSH E. Levels of *Toxoplasma gondii* in swine operations. [On line]: Swine Research Report 2000, Iowa State University, Department of Economics; 198-201. Available from: <http://www.ipic.iastate.edu/reports/00swinereports/asl-693.pdf>. [Cited 30 de Octubre 2006].
- PÉREZ J, ARICAPA H, CANDELO S, GUEVARA L, MEZA J, CORREA R. Prevalencia de anticuerpo anti-*Toxoplasma gondii* en cuatro especies de consumo humano en Caldas - Colombia. Infectio. 2002;6:87.
- PONCE N, GÓMEZ JE. Estandarización y validación clínica de la prueba de reacción en cadena de la polimerasa (PCR) para diagnóstico de toxoplasmosis cerebral en pacientes infectados por el VIH. Infectio. 2003;7:8-14.
- SUÁREZ F, ANDRADE JR. H, GALISTEO A. Evaluación serológica del *Toxoplasma gondii* en suínos mediante la prueba de Elisa. Rev Inv Vet Perú. 1999;10:11-7.
- TSUTSUI VS, TEODORICO I, FREIRE RL, FREITAS JC, PRUDENCIO LB, DELBEM ACB, MARANA ERM. Soroprevalencia e fatores associados à transmissão do *Toxoplasma gondii* em suínos do norte do Paraná. Arch Vet Sci. 2002;8:27-34.
- VIEIRA DA SILVA A, DE OLIVEIRA MENDOÇA A, BERGAMASCHI-PEZERICO S, DOMINGUES PF, LANGONI H. Genotyping of *Toxoplasma gondii* strains detected in pork sausage. Parasitol Latinoam. 2005;60:65-8.
- HERRERA CP, DE SÁNCHEZ N, TORRES I, ONZAGA P. Aplicación de la técnica de PCR como herramienta diagnóstica y epidemiológica para la detección de formas infectivas de *Toxoplasma gondii* en carnes de cerdo para consumo humano. Infectio. 2000;4:42.
- YAI L, BARRETO M, MARTINS R, CORTEZ A, LEMOS R, RICHTZENHAIN L, GENNARI S. Avaliação da infecção experimental por *Toxoplasma gondii* (Nicolle e Manceuax, 1909) em suínos pelas provas de bioensaio em camundongos e reação em cadeia pela polimerase. Braz J Vet Res Anim Sci. 2003;40:227-34.
- KIJLSTRA A, EISSEN AA, CORNELISSEN J, MUNNIKSM K, EIJK I, KORTBEEK T. *Toxoplasma gondii* infection in animal-friendly pig production systems. Inv Ophthal Vis Sci. 2004;45:3165-9.
- MEIRELES LR, JIMENEZ A JR., DE ANDRADE JR. HF. Serological survey of antibodies to *Toxoplasma gondii* in food animals from São Paulo state, Brazil. Braz J Vet Res Anim Sci. 2003;40:267-71.