

Evaluación serológica frente a *Toxoplasma gondii*, *Trichinella spiralis* y *Leptospira* spp., en granjas
porcícolas de Cundinamarca-Colombia

LAURA ALEXANDRA VIVAS DÍAZ

Trabajo de grado para optar al título de
BACTERIÓLOGO (A)

Directora:
RUBIELA CASTAÑEDA-SALAZAR.
M.V., MSc.

Codirectora:
ADRIANA DEL PILAR PULIDO-VILLAMARÍN.
Bact., MSc.

PONTIFICIA UNIVERSIDAD JAVERIANA
FACULTAD DE CIENCIAS
DEPARTAMENTO DE MICROBIOLOGÍA
BOGOTÁ DC.

2015

NOTA DE ADVERTENCIA

Artículo 23 de la Resolución No. 13 de Julio de 1946
Reglamento de la Pontificia Universidad Javeriana

“La Universidad no se hace responsable por los conceptos emitidos por los alumnos en sus trabajos de tesis. Solo velará porque no se publique nada contrario al dogma y a la moral católica y porque las tesis no contengan ataques personales contra persona alguna, antes bien se vea el anhelo de buscar la verdad y justicia”

AGRADECIMIENTOS

A mis padres por el apoyo incondicional que me han brindado.

A las doctoras Rubiela Castañeda y Adriana Pulido por la confianza y el apoyo brindado durante todo el proceso.

A María Fernanda Mendoza por el apoyo y la colaboración.

A mis amigos por el apoyo.

A los dueños de las granjas que se vincularon a este estudio voluntariamente por su disposición y colaboración.

A la Pontificia Universidad Javeriana por permitir espacios de formación académica adecuados.

CONTENIDO

RESUMEN	7
1. INTRODUCCIÓN	8
2. JUSTIFICACIÓN Y PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	10
3. MARCO TEÓRICO	12
3.1 Triquinosis – Triquinelosis.....	12
3.2 Toxoplasmosis.....	19
3.3 Leptospirosis.....	25
4. OBJETIVOS.....	33
4.1 OBJETIVO GENERAL.....	33
4.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	33
5. METODOLOGÍA.....	33
5.1. Tipo de estudio:.....	33
5.2. Población de estudio.....	33
5.3. Obtención de la muestra:.....	34
5.4. Procesamiento de las muestras.....	34
5.5 Análisis Estadístico.....	37
6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	37
6.1 Seropositividad frente a <i>Toxoplasma gondii</i>	38
6.2 Seropositividad frente a <i>Trichinella</i> spp.....	41
6.3 Seropositividad frente a <i>Leptospira</i> spp.....	42
6.3.1 Seropositividad frente a <i>Leptospira</i> spp. en muestras de suero de cerdos pertenecientes a los municipios: Ubaté-Soaga, Chocontá y Santandercito.....	42
6.3.2 Seropositividad frente a <i>Leptospira</i> spp. en muestras de suero de cerdos en la granja del municipio de Facatativá.....	44
7. CONCLUSIONES	47
8. RECOMENDACIONES	47
9. BIBLIOGRAFÍA	48
10. ANEXOS	60

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Resumen de estudios realizados en cerdos en América Latina para la detección de <i>Trichinella</i> spp y/o <i>Trichinella spiralis</i>	16
Tabla 2. Resumen de estudios realizados en cerdos en América Latina para la detección de <i>Toxoplasma</i> spp.	23
Tabla 3. Resumen de estudios realizados en cerdos en América Latina para la detección de <i>Leptospira</i> spp.....	30
Tabla 4. Número de muestras de acuerdo al municipio y de acuerdo al sexo del animal.....	33
Tabla 5. Fundamento técnica ELISA utilizada para la detección de <i>Toxoplasma</i> spp. y <i>Trichinella</i> spp.....	33
Tabla 6. Método de lectura MAT para la detección de anticuerpos contra de <i>Leptospira</i> spp.....	35
Tabla 7. Resultados <i>Leptospira</i> spp. de los municipios: Ubaté-Soaga, Chocontá y Santandercito...42	
Tabla 8. Resultados <i>Leptospira</i> spp. del municipio de Facatativá.....	43

ÍNDICE DE GRÁFICAS

Grafica 1. Esquema de vacunación para las 4 granjas de estudio.....	37
Grafica 2. Seropositividad frente a <i>Toxoplasma</i> spp.....	37
Grafica 3. Seropositividad total frente a <i>Leptospira interrogans</i>	41
Grafica 4. Seropositividad frente a <i>Leptospira</i> spp. en las granjas de los municipios Ubaté-Soaga, Chocontá y Santandercito.....	42
Grafica 5. Seropositividad frente a <i>Leptospira</i> spp. en la granja del municipio de Facatativá	43

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ciclo de vida de <i>Trichinella</i> spp. Tomado de: Center for Disease Control and Prevention (http://www.cdc.gov/dpdx/trichinellosis/index.html).....	12
Figura 2. Ciclo de vida de <i>Toxoplasma</i> spp. Tomado de: Centers for Disease Control and Prevention (http://www.cdc.gov/dpdx/toxoplasmosis/index.html).....	19
Figura 3. Ciclo de vida de <i>Leptospira</i> spp. Tomado de: Ko A, Goarant C, Picardeau M. <i>Leptospira</i> : the dawn of the molecular genetics era for an emerging zoonotic pathogen. <i>Nature Reviews Microbiology</i> 2009; 7 , 736-747.....	28

RESUMEN

Antecedentes: Los porcinos son una de las especies que ha sido ampliamente utilizada por el ser humano como fuente de proteína de origen animal en las diferentes poblaciones, por esto el hombre lo ha criado en diferentes lugares alrededor de todo el mundo (DANE, 2012). En Latinoamérica, Colombia obtuvo el sexto puesto en relación a la producción de carne de cerdo durante el año 2012 (PIC, 2013); de acuerdo con los reportes de la Asociación Colombiana de Porcicultores (ACP), se estimó que para finales del 2014 el consumo aumentó a 7.4 kilogramos por habitante (ACP, 2015), lo que demuestra que la carne de cerdo hace parte de la alimentación habitual de las familias en el territorio nacional y que su consumo ha ido aumentando progresivamente. La Autoridad Europea de Seguridad Alimentaria (EFSA) clasificó a los siguientes patógenos zoonóticos asociados al consumo de carne de cerdo como de importante riesgo para la salud pública: *Salmonella spp.*, *Trichinella spp.*, *Yersinia enterocolitica* y *Toxoplasma gondii* (Meemken *et al*, 2014). A pesar de esto, en Colombia existen pocas investigaciones donde se determine la seropositividad y los factores de riesgo asociados a infecciones por microorganismos como *Toxoplasma spp.*, *Leptospira spp.* y *Trichinella spp.* en granjas porcícolas. El objetivo de este trabajo fue determinar la seroprevalencia de *Toxoplasma spp.*, *Leptospira spp.* y *Trichinella spp.* en cerdos de 4 granjas porcícolas de Cundinamarca-Colombia, para evaluar el estado sanitario de los animales y el posible riesgo para las personas asociado al consumo de esta carne y adicionalmente establecer una posible relación entre los datos demográficos y la presencia de anticuerpos contra los patógenos evaluados.

Materiales y métodos: Se obtuvieron 89 muestras de suero de porcinos en 4 granjas de Cundinamarca, para la determinación de anticuerpos de tipo IgG frente a *Trichinella spp.* y *Toxoplasma spp.* mediante la técnica ELISA, además se realizó la determinación de anticuerpos tipo IgG frente a *Leptospira spp.* por medio de la técnica Microaglutinación Lisis (MAT).

Resultados: Se detectó seroprevalencia de 1.1%(1/89) para *Toxoplasma spp.* y se determinó seropositividad para *Leptospira spp.* la cual fue de 41% (27/66) en las granjas que no habían vacunado contra la bacteria y 8.68% (2/23) en la granja con vacunación. De las granjas no vacunadas los serovares identificados en estos municipios fueron: Pomona con una seropositividad del 1.5%; Tarassovi y Bataviae con el 4.5%; para *Icterohaemorrhagiae* y *Grippotyphosa* el 6%; para *Hardjo Prajitno* el 7.5% y para *Bratislava* el 10.6%; mientras que para la granja vacunada solamente se determinó positividad para el serovar *Bratislava* con el 8.68%. En el caso de *Trichinella spiralis* no se evidenció seropositividad para las granjas evaluadas.

Conclusiones: Se determinó seropositividad para *Toxoplasma gondii* y *Leptospira spp.* en las granjas evaluadas demostrando que los patógenos están presentes en las mismas, a pesar de esto existen pocos estudios realizados en el país sobre el impacto de la triquinosis, la toxoplasmosis y la leptospirosis en los cerdos y su implicación en salud pública.

1. INTRODUCCIÓN

Los porcinos son una de las especies que ha sido ampliamente utilizada por el ser humano como fuente de proteína de origen animal en las diferentes poblaciones, por esto el hombre lo ha criado en diferentes lugares alrededor de todo el mundo (DANE, 2012). La Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO) y la Organización Iberoamericana de la Porcicultura (OIPORC) publicaron que para el año 2010 las cinco primeras regiones productoras de carne de cerdo en el mundo son: China, La Unión Europea, Estados Unidos, Brasil y Federación de Rusia (DANE, 2012). Para el caso de Latinoamérica, los países con mayor producción de carne de cerdo durante el año 2012 fueron en su orden: Brasil, México y Chile, Argentina obtuvo el cuarto puesto y Colombia consiguió el sexto puesto (PIC, 2013).

De acuerdo con los reportes de la Asociación Colombiana de Porcicultores (ACP), se ha evidenciado un paulatino aumento en el consumo per cápita de carne de cerdo en Colombia en los últimos 5 años, donde para el año 2010 el consumo era de 4.8 kg/habitante y se estimó que para finales del 2014 aumentó a 7.4 kilogramos por habitante (ACP 2014b; ACP, 2015), esto demuestra que la carne de cerdo hace parte de la alimentación habitual de las familias en el territorio nacional.

Según el Departamento Administrativo Nacional de Estadísticas (DANE) y el Sistema Nacional de Recaudo del Fondo Nacional de la Porcicultura, para los meses de Enero y Marzo del 2013, el 47.4% del ganado porcino sacrificado provenía de la región Andina Norte, el 26.7% de la región Andina Sur y el 0.4% de la Amazonía, además para el 2014, Antioquia estaba en el primer lugar en cuanto al beneficio de porcinos, con un 47.7% del total de cabezas a nivel nacional, seguido de Bogotá D.C. con 21.6% y Valle del Cauca con 15.0% (DANE, 2012; DANE, 2013; ACP, 2015).

Teniendo en cuenta el aumento del consumo de carne de cerdo en Colombia es necesario que la industria porcícola garantice una excelente calidad del producto mediante la implementación de buenas prácticas sanitarias, de manejo y producción, ya que las deficiencias en las mismas pueden favorecer el desarrollo de diversas enfermedades de tipo zoonótico, dentro de las cuales las más reportadas en porcinos son trichinelosis, leptospirosis y toxoplasmosis (OMS, 2015).

Cada año millones de personas se enferman por zoonosis causadas por el consumo de alimentos, dentro de los cuales se encuentra la carne de cerdo (OMS, 2015), a pesar de esto en Colombia se han realizado pocas investigaciones para determinar la situación actual del país frente a estas entidades, sin embargo en un estudio realizado en el 2014 se evidenció una positividad para *Leptospira* spp. del 18% a partir de 1915 muestras analizadas (ACP-FNP, 2015), por otro lado la prevalencia de *Toxoplasma* spp. en carne de cerdo en Colombia en el 2007 varió entre el 10% y el 50% (Tovar y León, 2014), mientras para *Trichinella* spp. solo se ha realizado un estudio donde se obtuvieron resultados negativos (Laverde *et al*, 2009), por lo que existen pocos datos que no permiten tener una información adecuada del comportamiento de la infección en el país.

Teniendo en cuenta los escasos reportes de literatura sobre estas enfermedades en porcinos en Colombia, es necesario hacer estudios serológicos frente a agentes con potencial zoonótico como *Trichinella* spp., *Toxoplasma* spp. y *Leptospira* spp., para de esta forma hacer una aproximación inicial tanto a la situación sanitaria porcícola, como a su impacto potencial en salud pública.

2. JUSTIFICACIÓN Y PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

Las zoonosis son un grupo de enfermedades infecciosas que se transmiten al humano bajo condiciones naturales a través de la exposición directa o indirecta a animales vertebrados, los productos derivados de éstos o su entorno, además la Organización Mundial de la Salud (OMS) las definió como: “Cualquier enfermedad e infección que se transmiten naturalmente entre los animales vertebrados al hombre y viceversa” ((Dabanch, 2003; OMS, 2015). Se han caracterizado al menos 200 zoonosis donde los agentes infecciosos involucrados pueden ser de tipo bacteriano, viral, micótico y/o parasitario; dentro de las enfermedades zoonóticas más comúnmente reportadas están: Leptospirosis, Listeriosis, Salmonelosis, Giardiasis, Toxocariosis, Toxoplasmosis, Trichinelosis, Hantavirus, Rhabdovirus, Histoplasmosis y Microsporum, entre otras (Dabanch, 2003). En los últimos años las investigaciones en el campo de las zoonosis han ido adquiriendo mayor relevancia debido a que los cambios ecológicos, climáticos y socioculturales han llevado a que exista una mayor interacción entre el hombre y los animales (Dabanch, 2003).

La Autoridad Europea de Seguridad Alimentaria (EFSA) clasificó a los siguientes patógenos zoonóticos asociados al consumo de carne de cerdo como de gran impacto para la salud pública: *Salmonella spp.*, *Trichinella spp.*, *Yersinia enterocolitica* y *Toxoplasma gondii* (Meemken et al, 2014).

Respecto a la prevalencia de la triquinosis, ésta varía dependiendo del país, ya que en aquellos en donde los cerdos son manejados por los métodos tradicionales, son más frecuentes las infecciones en humanos. En Europa, gracias a que se realizan controles en la población porcina en los últimos 20 años no se presenta positividad en 16 países europeos (Pozio, 2014). En Latinoamérica, solamente Argentina y Chile han reportado casos de triquinosis en cerdos, mientras que en Colombia no existen estudios locales o nacionales sobre la prevalencia de la infección en porcinos ni tampoco reportes de triquinosis en humanos (Ribicich et al, 2009; López et al, 2014; Pozio, 2014).

En cuanto a la leptospirosis, esta enfermedad se limita a regiones en desarrollo particularmente en islas de Asia y el Caribe, ya que se asocia a las condiciones socioeconómicas y climáticas (Rodriguez y Castañeda, 2014). La leptospirosis en Colombia ha cobrado mayor interés por el incremento de casos relacionados con las temporadas de lluvia e inundaciones, observándose un aumento anual en la notificación de casos al Sivigila, siendo reportados para el 2012 un total de 1.043 casos, 2.263 y 2.496 casos para los años 2013 y 2014 respectivamente, para el 2015 (hasta la semana epidemiológica 44) se han reportado 1.952 casos de leptospirosis en el país (INS, 2012; INS, 2013; INS, 2014; INS, 2015).

En cuanto a la leptospirosis en porcinos en Colombia durante el año 2007 se determinó un 45% de positividad a partir de un total de 2.731 muestras procesadas, siendo éste el año con mayor número de muestras positivas, ya que para el 2013 de 1.317 muestras procesadas solo el 8%

fueron positivas y en el 2014 de 1.915 muestras procesadas el 18% evidenciaron positividad (ACP–FNP, 2015).

En el caso de la Toxoplasmosis, se considera que aproximadamente entre un 25% - 30% de la población mundial humana está infectada por *Toxoplasma spp.*, pero la prevalencia puede variar entre países, entre regiones o dentro de la misma región entre comunidades (Robert-Gangneux y Dardé, 2012). En Colombia se han realizado estudios de toxoplasmosis adquirida durante el embarazo, en donde el 25% de los casos se han asociado al consumo de carne contaminada (cerdo, res y pollo) (Lora *et al*, 2007).

Diversos estudios han reportado la seroprevalencia de la infección en porcinos, donde encontramos a Etiopía Central con una prevalencia de 32.1%, Brasil con una positividad de 12.5%, Venezuela con 9.41% y China con una seroprevalencia de 30.6% (Klun *et al*, 2011; Samico *et al*, 2012; Wu *et al*, 2012; Gebremedhin *et al*, 2015).

En Colombia se encuentran dos reportes con respecto a la prevalencia de *Toxoplasma* en porcinos, el primero fue realizado en el Eje cafetero evidenciando una seropositividad del 70% y el segundo en las ciudades de Armenia, Manizales y Pereira, donde se encontró una seropositividad de 32.5% (Lora *et al*, 2007; Campo-Portacio *et al*, 2014).

En general, en Colombia existen pocos estudios sobre la prevalencia de estas enfermedades en porcinos, por lo que se hace necesario realizar una evaluación serológica general frente a estos agentes infecciosos para hacer una aproximación inicial al conocimiento del estatus sanitario en las diferentes granjas porcícolas y de esta manera poder determinar el impacto en salud pública asociado al consumo de carne de cerdo.

3. MARCO TEÓRICO

La producción porcícola es importante en la economía de varios países, por ejemplo Estados Unidos para el año 2010 exportó más de USD 3.500 millones de carne de cerdo; en América Latina los mayores exportadores son México con USD 267.685.000 y Brasil cerró negocios por USD 194.932.000 en 2010; además, la carne de cerdo constituye una buena fuente proteica de origen animal (Dubey, 2009; DANE, 2012). En Colombia en el 2014 se presentó un aumento del 5.3% en el beneficio formal de cerdos lo que equivale a 3.207.952 cabezas, siendo un buen año para el sector porcícola del país (ACP, 2015), esto representa un aumento en la producción y consumo de carne a nivel nacional, lo que implica la necesidad de ejercer un control estricto sobre el manejo sanitario de los animales dado que algunos patógenos zoonóticos como son *Trichinella* spp., *Toxoplasma* spp. y *Leptospira* spp. pueden causar infección en los humanos ya sea por consumo de carne mal cocinada o cruda o por contacto con orina de animales infectados (Alban *et al*, 2008; Dubey, 2009; De Vries *et al*, 2014).

3.1 Triquinosis - Triquinelosis

La triquinelosis o triquinosis es una zoonosis que afecta a mamíferos silvestres y domésticos, los cuales transmiten la infección al humano al ingerir su carne cruda o mal cocida (Chávez *et al*, 2006). El agente causal es *Trichinella* spp. perteneciente al filo Nematoda, del cual se reconocen nueve especies y tres genotipos, todos potencialmente zoonóticos, siendo *Trichinella spiralis* la especie más comúnmente descrita en humanos (López *et al*, 2014; Pozio, 2014).

T. spiralis está presente en zonas templadas donde los principales huéspedes son la rata, el cerdo y el hombre (Chávez *et al*, 2006). El hombre ingiere la carne infectada y por acción de los jugos gástricos se liberan las L1 en el intestino aproximadamente 48 horas después del consumo, una vez se encuentran en el intestino las larvas penetran la mucosa y sufren varias mudas hasta alcanzar el estadio adulto hembras y machos; mientras las hembras fertilizadas se sitúan en la mucosa del duodeno y yeyuno, el macho es eliminado en las heces del hospedero (Chávez *et al*, 2006; Laverde *et al* 2009). Las hembras liberan larvas que penetran la mucosa intestinal y llegan a la circulación a través de los capilares linfáticos y venosos, generando una diseminación por el organismo para finalmente enquistarse en la musculatura estriada, como se observa en la Figura 1 (Builes y Laverde, 2009).

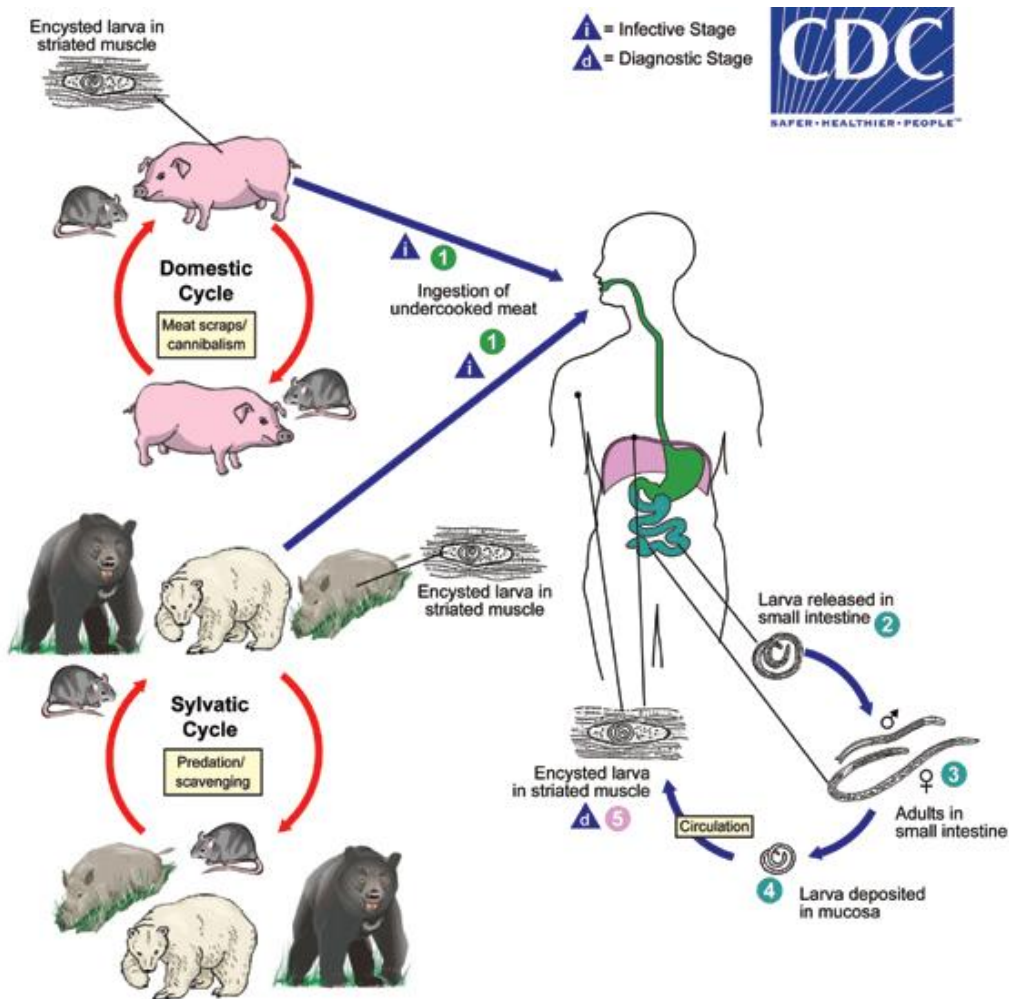


Figura 1. Ciclo de vida de *Trichinella* spp. Tomado de: Center for Disease Control and Prevention (<http://www.cdc.gov/dpdx/trichinellosis/index.html>).

Las enfermedades generadas por *Trichinella* spp. en humanos son difíciles de diagnosticar ya que los síntomas son poco específicos y se pueden confundir con gripe (Bilska-Zajac et al, 2013); la enfermedad clásicamente se caracteriza por gastroenteritis, mialgias, malestar general, edema facial, dolor de cabeza, hemorragias subungueales o conjuntivales, leucocitosis, eosinofilia y aumento de las enzimas musculares (Murrel y Pozio, 2011); en casos graves esta enfermedad puede producir la muerte (Bilska-Zajac et al, 2013).

La prevalencia de la triquinosis varía dependiendo del país, ya que en aquellos en donde los cerdos son manejados por los métodos tradicionales, son más frecuentes las infecciones en humanos; la triquinosis asociada al consumo de carne de cerdo infectada se ha documentado en 55 países del todo el mundo como en Centro, Sur América, Asia y Europa (Gajadhar et al, 2009; Gamble, 2014).

En Europa, la población porcina está sujeta a una rutina de pruebas para la detección de *Trichinella* spp. por lo cual en los últimos 20 años no ha habido reportes de su presencia en países como Austria, Bélgica, Chipre, República Checa, Dinamarca, Islandia, Irlanda, Luxemburgo, Malta, Países Bajos, Noruega, Portugal, Eslovenia, Suecia, Suiza y el Reino Unido (Pozio, 2014); en este continente solamente hubo dos reportes en el 2008: uno en Francia con 20 casos nuevos y el otro en España con 9 casos (Alban *et al*, 2008). Por otra parte, durante 2005, seis de los países que se anexaron recientemente a la unión europea reportaron 175 casos de triquinosis los cuales provenían en su gran mayoría de Letonia, Lituania y Polonia con 145 casos reportados (Alban *et al*, 2008).

En la Unión Europea los casos de triquinosis en el 2012 aumentaron en un 12.3% (301 casos) con respecto a los reportados en el 2011 (268 casos) (EFSA/ECDC, 2014). En Polonia durante los años 2000 al 2010 se notificaron 932 casos, en Bosnia y Herzegovina hubo 775 reportes de personas infectadas entre 1992 y 2006 (Pozio, 2007; Alban *et al*, 2008); en Serbia durante el periodo de 2001 a 2010 se registraron 2.257 casos y 3 muertes debidas a *Trichinella* spp., en donde en el periodo del 2001 al 2005 se presentaron 1565 casos, para el periodo comprendido entre 2006 y 2010 se presentaron solo 692 casos, lo que evidencia una reducción de más del 50% en los casos reportados, lo cual lo atribuyen a los esfuerzos de los servicios veterinarios, a la eficacia de las medidas de control instauradas y a la educación pública (Sofronic-Milosavljevic *et al*, 2013). Por otro lado, en Dinamarca en el 2004 siete inmigrantes se infectaron por el consumo de salchicha de cerdo producida en una planta de beneficio privada (Bilska-Zajac *et al*, 2013). Adicionalmente, en 2012 se declararon 301 casos de triquinosis en la Unión Europea, 10 de los cuales se presentaron en España y la mayoría fueron relacionados con dos brotes causados por el consumo de carne de jabalí (EFSA, 2014).

Durante el período de 2007-2011 los países con mayor número de casos confirmados de triquinosis por cada 100.000 habitantes fueron: Rumania con 503 casos en 2008; Lituania con 77 casos en el 2010 y Letonia con 50 casos en 2011 (ECDC, 2013). No existen muchos datos en América del sur, África y Asia, aunque algunos informes sugieren altas tasas de infección como por ejemplo en China entre 1964 y 1997 donde se documentaron más de 20.000 infecciones en la provincia de Yunnan, con 213 personas muertas (Pozio, 2007; Gamble, 2014). En Tailandia se reporta que aproximadamente entre 200 - 600 personas se infectan en la celebración de Año Nuevo; los datos registrados indican que desde 1962 se han presentado más de 7500 infecciones en personas, con un total de 97 muertos (Pozio, 2007). En el caso de Turquía en el 2007, aproximadamente 500 personas se infectaron por el consumo de carne de cerdo doméstico (Pozio, 2007). Durante los años 2005-2009 en el sur oeste de China se reportaron 15 brotes en humanos, con 1.387 casos y 4 muertes (López *et al*, 2014).

En Estados Unidos en el período comprendido entre 2008-2010 el *Center for Disease Control and Prevention* (CDC) reportó en promedio 20 casos por año (López *et al*, 2014).

En América Latina más específicamente en Argentina durante el período comprendido entre 1990 y 2005, se registraron un total de 5.221 casos de triquinosis en humanos, con una incidencia promedio de 1.48%, además en este país en el periodo comprendido entre el 2001-2005 se reportaron 80 casos en 4 municipios a causa del consumo de carne de origen porcino (Bruschi, 2012; López *et al*, 2014). En Chile se reportaron un total de 698 casos en humanos durante 1991 y 2004, con una incidencia promedio de 0.36% (Bruschi, 2012); en México, donde entre el 4 al 15% de la población está infectada con *Trichinella* spp. según observaciones realizadas en autopsias humanas y en Uruguay la mayoría de los casos son asintomáticos con una prevalencia del 3% (López *et al*, 2014). En cuanto a Colombia no se encuentran datos sobre casos registrados de triquinosis en humanos.

Con respecto a la triquinosis en porcinos, en Colombia a pesar de que existen granjas tecnificadas con buenas prácticas de manejo en donde se trabaja con altos estándares de calidad, sanidad y competitividad, en general la industria porcícola no cumple con estos programas de manera satisfactoria ya que en el país existen granjas no tecnificadas con inadecuadas prácticas sanitarias, nutricionales y de manejo de los cerdos, favoreciendo el desarrollo de enfermedades en ellos y por tanto la transmisión de patologías de tipo zoonótico a los humanos (Laverde *et al*, 2009).

La infección en cerdos inmunosuprimidos infectados con altas cargas de larvas, se puede presentar con síntomas específicos de la triquinosis como: fiebre, edema peri orbitario, disnea y reducción en la ganancia de peso; en comparación con los cerdos no inmunosuprimidos los cuales no presentan síntomas específicos (Laverde *et al*, 2009).

En general la prevalencia de triquinosis en cerdos varía según el país y la región, las tasas de prevalencia más bajas se presentan en países donde los programas de inspección de la carne han sido implementados correctamente como en Austria donde no se han detectado animales infectados en los últimos 24 años o en Suecia donde en los últimos 30 años de un total de 3,5 a 4.000.000 de cerdos sacrificados anualmente, se han reportado algunos casos esporádicos entre los años 1990 y 1999 en los que se identificaron 8 casos (Pozio, 2007; Gamble, 2014). En los países europeos, para el año 2013 la prevalencia general de la triquinosis en cerdos fue de 0.0002 % (357 animales positivos de un total de 154.397.532 cerdos muestreados); los países con mayor número de animales positivos fueron: Rumania (193 casos) y Polonia (85 casos), lo que evidencia que las mayores prevalencias se presentan en los países de Europa oriental, lo que se ha visto reflejado en un aumento en el número de casos de triquinosis en humanos; además España reportó el 14.4% de todos los resultados positivos (Pozio, 2007; Gamble, 2014; EFSA/ECDC, 2015).

En un estudio realizado en China se analizaron por el método de triquinoscopia 475 muestras de diafragma de cerdo de las cuales 12 provenían de una granja industrial, 90 procedían de pequeñas granjas, y 273 fueron de animales de traspatio, independientemente de la procedencia, en el estudio no se detectaron larvas de *Trichinella* spp. en las muestras musculares analizadas (Cui *et al*, 2013).

En otro estudio realizado en cuatro comunas de Vietnam se analizaron 1.035 muestras de suero por el método ELISA (Enzyme-Linked ImmunoSorbent Assay), de los cuales 206 (19.9%) resultaron seropositivos; la comuna con la mayor prevalencia fue Lang Cheu en donde se había producido un brote de triquinosis humana en 2008. Además se recolectaron 76 muestras de músculo de cerdos seropositivos escogidos al azar y fueron examinados por digestión artificial para confirmar la infección detectando larvas en 11 muestras (Vu Thi *et al*, 2010).

En América Central y Sur América, solamente se realizan pruebas para determinar triquinosis en cerdos en Argentina y Chile, aspecto de suma importancia ya que esta enfermedad ha sido reportada en varios países de Latinoamérica (Ribicich *et al*, 2009; Pozio, 2014). En un estudio realizado en Argentina se obtuvieron 3.224 muestras de sueros porcinos en 21 granjas de las zonas más endémicas (Buenos Aires, Santa Fe y Córdoba), para determinar la presencia de anticuerpos frente a *Trichinella* spp. por el método de ELISA, encontrándose un 2.08% de positividad (Ribicich *et al*, 2009). En Chile es de gran importancia la inspección médico veterinaria y tener los criaderos en condiciones sanitarias eficientes, ya que en el 2011 ocurrieron tres brotes causados por el consumo de carne de cerdo (MINSAL, 2012). Respecto a Colombia no existen estudios locales o nacionales sobre la presencia sobre de triquinosis en humanos (López *et al*, 2014).

En Colombia existen pocos reportes sobre la triquinosis en porcinos; en un estudio realizado en el 2009 en dos plantas de beneficio en el municipio de Bello, se analizaron 194 muestras mediante la técnica de triquinoscopia directa, en las que no se encontraron resultados positivos para este patógeno; en dicho estudio se resalta la necesidad de utilizar técnicas más específicas como digestión artificial, ELISA y PCR, debido a que tienen mayor sensibilidad y especificidad para la detección del agente (Laverde *et al*, 2009).

En Latino América se han realizado diversos estudios para determinar la presencia del parásito (ver la tabla 1), en Bolivia obtuvieron una seropositividad de 2.36%, la mayoría de las muestras fueron recogidas en pueblos y comunidades en las cuales se cría el cerdo de forma tradicional (Macchioni *et al*, 2012). Otro estudio realizado en Perú buscó la presencia de *Trichinella spiralis* en cerdos procedentes de granjas no tecnificadas y de dos mataderos autorizados, donde se colectaron muestras de sangre y de diafragma, las cuales fueron analizadas por los métodos de ELISA y triquinoscopia respectivamente encontrando resultados negativos por las dos técnicas (Arrese *et al*, 2014). En Brasil se realizó un estudio en cerdos sacrificados en el estado de Paraná, donde de las 9.520 muestras obtenidas en un frigorífico y analizadas por el método de digestión artificial todas fueron negativas (De Oliveira Souza *et al*, 2013). En Argentina se realizó una investigación para comparar los resultados obtenidos entre la técnica ELISA donde se analizaron 460 muestras serológicas obteniendo nueve porcinos positivos, confirmados por Western blot; y la técnica de digestión artificial, la cual se realizó a partir de muestras de músculo obtenidas de 587 animales beneficiados en frigoríficos y 493 sacrificados con rifle sanitario, demostrando que la técnica ELISA tiene una alta sensibilidad (93.1% y 99.2%) para el diagnóstico en cerdos vivos (Ribicich *et al*, 2000; Malandrini *et al*, 2010). En otro estudio realizado en Argentina evaluaron los

resultados generados por el programa de control desarrollado en el año 2000, este programa realizó un estudio descriptivo para reconocer la historia natural de la triquinosis entre 2001-2010 utilizando como técnica ELISA y como confirmación Western blot; como resultado obtuvieron 36 (20.1%) muestras positivas de los 179 cerdos estudiados en el año 2001, para el 2007 de 277 cerdos de 17 granjas de cría, solamente 4 (1.4%) fueron positivas y en 2009 todos los cerdos (100%) fueron negativos (Molina *et al*, 2012).

En Argentina se determinó la presencia de triquinosis humana y porcina, para esto tomaron 216 muestras de sangre de humanos y 57 muestras de cerdos destinados al consumo, y se evaluaron por las técnicas ELISA, inmunofluorescencia y/o Western Blot, además se evaluaron 26 tejidos musculares por el método de digestión artificial. La seroprevalencia fue de 8.3% en humanos y 24.5% en porcinos, y se encontraron 2 larvas de *Trichinella spiralis*, las cargas parasitarias fueron de 0.33 y 2.4 larvas por gramo de músculo (Costantino *et al*, 2009).

Tabla 1. Resumen de estudios realizados para la detección de *Trichinella* spp y/o *Trichinella spiralis*.

País	Numero de muestras analizadas	Técnica Diagnóstica	Porcentaje de muestras positivas	Autor
Perú	163	Triquinoscopia	0%	Arrese <i>et al</i> , 2014
		ELISA indirecto	0%	
Bolivia	65	Digestión artificial	0%	Macchioni <i>et al</i> , 2012
	255	ELISA indirecto	2.35%	
Colombia	194	Triquinoscopia	0%	Laverde <i>et al</i> , 2009
Argentina	57	ELISA	24.5%	Costantino <i>et al</i> , 2009
	26	Digestión artificial	7.69%	
	460	ELISA	1.95%	

Argentina		6	Digestión artificial	100%	Malandrini <i>et al</i> , 2010
Argentina	2001	179	(ELISA) con confirmación mediante Western blot	20.11%	Molina <i>et al</i> , 2012.
	2003	54		24.07%	
	2005	114		3.5%	
	2007	277		1.44%	
	2009	155		0%	
Brasil		9520	Digestión artificial	0%	de Oliveira Souza <i>et al</i> , 2013
Argentina		3224	ELISA	2.08%	Ribicich <i>et al</i> , 2009
China		475	Triquinoscopia	0%	Cui <i>et al</i> , 2013
Vietnam		1035	ELISA	19.9%	Vu Thi <i>et al</i> , 2010

A pesar de que la carne de cerdo es considerada como la principal fuente de infección para los humanos, existe una gran variedad de carnes provenientes de la cacería que pueden representar un alto riesgo si no se cocinan bien; dentro de las que se encuentran: la carne de oso, jabalí, morsa, y menos comúnmente reptiles pequeños como tortugas, y lagartos, además pueden haber otras fuentes de infección incluyendo carne de caballo y perro (Gamble, 2014).

El diagnóstico de la infección se puede realizar mediante dos técnicas: 1. Identificación directa de la larva en una muestra de músculo por medio de las pruebas de digestión artificial enzimática o la

triquinoscopía, estas pruebas se realizan post-mortem; o 2. Mediante el método indirecto el cual consiste en pruebas serológicas para detectar anticuerpos contra *Trichinella* spp., dentro de las que se encuentran la técnica de ELISA, Western blot, fijación de complemento y hemaglutinación (López *et al*, 2014).

La triquinoscopía es una técnica de baja sensibilidad realizada post-mortem, en donde se obtienen trozos de muestras del músculo, generalmente del diafragma o de la base de la lengua y se ubican en placas de compresión la cual consta de 2 vidrios gruesos de 6mm para realizar su observación al microscopio o trichinoscopio (OIE, 2008; Laverde *et al*, 2009; Arrese *et al*, 2014).

La técnica de Western Blot es utilizada para la separación de proteínas a través de electroforesis en gel de acuerdo con su peso molecular; los resultados obtenidos son transferidos a una membrana la cual se incuba con anticuerpos específicos para la proteína de interés formando una banda visible (Mahmood y Yang, 2012). En un estudio realizado en cerdos infectados experimental y naturalmente determinaron que 120 sueros reaccionaron con un patrón de tres bandas que variaron de tamaño desde 48 hasta 72 kDa (Gómez-Morales *et al*, 2012).

El método de ELISA puede detectar niveles de infección muy bajos siendo una técnica de alta sensibilidad, pero posee una baja especificidad pudiéndose presentar falsos negativos por niveles no detectables de anticuerpos hasta 3-5 semanas después de infectarse (OIE, 2008). Para realizar la técnica se utilizan antígenos preparados de larvas musculares de *Trichinella spiralis* que se obtienen de músculos de ratones infectados (Gómez-Morales *et al*, 2009).

3.2 Toxoplasmosis

La toxoplasmosis es una zoonosis que se puede presentar en aves y mamíferos; es causada por un protozoo del grupo de las coccidias identificado como *Toxoplasma gondii* (Restrepo, 2007), perteneciente al filo Apicomplexa, clase Sporozoasida, Subclase Coccidiasina, Orden Eimeriorina, Familia Toxoplasmatidae (Hill y Dubey, 2015).

La transmisión a los humanos puede ocurrir mediante tres vías: 1. Por consumo de carne de cerdo cruda o mal cocinada, 2. Por la ingestión de comida o agua contaminada con ooquistes eliminados en heces de gatos infectados y 3. Por la trasmisión vertical de la madre al feto (Wang *et al*, 2012).

El ciclo de vida de *Toxoplasma* spp. se divide en dos fases: la reproducción asexual en la que la multiplicación se realiza en el hospedero intermediario y la reproducción sexual y asexual la cual ocurre en los hospederos definitivos (ECDC, 2007; Uribarren, 2015). En este ciclo, existen tres etapas infecciosas de *T. gondii*: Los taquizoítos, bradizoítos y esporozoítos. Los taquizoítos entran en la célula hospedera volviéndose ovoides y quedan rodeados por una vacuola parasitófora, en la que empieza la división hasta que la célula está llena de parásitos (Hill y Dubey, 2015). Después de la división *T. gondii* forma quistes tisulares cuya pared es elástica y delgada, éstos permanecen intracelularmente y empiezan la etapa de bradizoítos; estos quistes se pueden desarrollar en

órganos viscerales como pulmones, hígado y riñones, pero son más frecuentes en tejidos muscular y nervioso incluyendo el cerebro, ojo, músculo esquelético y cardíaco; estos quistes no causan ningún daño y pueden persistir durante la vida del hospedero (Hill y Dubey, 2015). Cuando los quistes tisulares son ingeridos por un hospedero definitivo (figura 2), los bradizoitos inician la fase asexual con proliferación en las células epiteliales del intestino delgado, luego se realiza la fase sexual (Gametogonia) que es seguida de la formación de ooquistes los cuales son liberados en la luz intestinal y salen con las heces en donde ocurre la fase asexual (Esporogonia) que conduce al desarrollo de ooquistes infectantes (Cada uno contiene cuatro esporozoitos) (ECDC, 2007). Los seres humanos se infectan al consumir carne mal cocida que contiene un quiste tisular donde se encuentran los bradizoitos, por consumir comida o agua contaminada con heces de gato, transfusiones de sangre, por transplante de órganos o transplacentariamente cuando pasan taquizoitos de la madre al feto; los bradizoitos entran en células epiteliales intestinales y se multiplican dentro de ellas formando taquizoitos (Del Pozo Pérez *et al*, 2014; EFSA/ECDC, 2014; CDC, 2015).

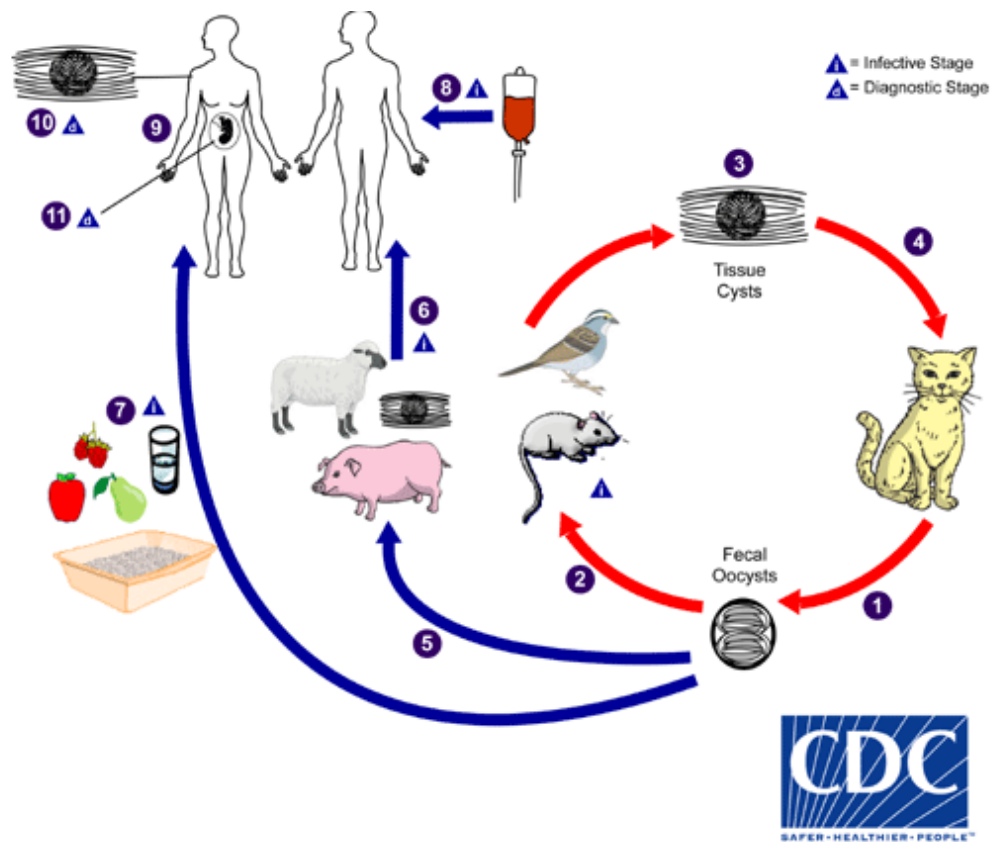


Figura 2. Ciclo de vida de *Toxoplasma* spp. Tomado de: Center for Disease Control and Prevention (<http://www.cdc.gov/dpdx/toxoplasmosis/index.html>).

La toxoplasmosis en humanos puede pasar inadvertida; sin embargo, existen casos en los que se presentan síntomas que no son específicos como: dolor muscular, astenia, cefalea e inflamación de los ganglios linfáticos; las manifestaciones clínicas más severas se presentan cuando se adquiere transplacentariamente o en pacientes inmunocomprometidos (Montealegre *et al*, 2009); al adquirirse por vía placentaria puede causar serios daños en el feto ocasionando abortos espontáneos e incluso la muerte; en los recién nacidos se pueden evidenciar lesiones clásicas de toxoplasmosis como hidrocefalia, microcefalia y calcificaciones cerebrales, dependiendo del momento en que la madre adquiere la infección (López *et al*, 2005; Wang *et al*, 2012).

Esta es una entidad de importancia en salud pública a nivel mundial cuyas tasas de incidencia oscilan entre el 30-50%; siendo Francia y El Salvador los países con mayor incidencia de toxoplasmosis reportada con un 90%; mientras Australia y Finlandia tienen la menor incidencia con un 8% (Colombiana de Salud, 2013). En América Central, Sur América y Europa continental, se estima que las tasas de infección están entre el 30-90% (Hill y Dubey, 2015).

En estudios realizados en Estados Unidos se ha determinado que entre un 8-22% de las personas están infectadas; una prevalencia similar se observa en el Reino Unido (Hill y Dubey, 2015). En el 2004 se observó una seropositividad entre 16% y 40% (Sukthana, 2006), además en Estados Unidos *T. gondii* es considerado como el segundo agente causal de muertes atribuibles a enfermedades transmitidas por alimentos asociadas al consumo de carne de aves de corral, de cerdo y de res, con un estimado de 327 muertes al año; adicionalmente, este parásito infecta alrededor de un millón de personas cada año, y se estima que 21.000 de los infectados resultan anualmente con una enfermedad ocular aguda y un rango de 400 a 4000 de los casos anuales terminan en problemas congénitos (Kirby, 2012; Jones y Dubey, 2012).

La prevalencia en humanos puede variar entre países de un mismo continente, por ejemplo en Europa en el 2000, Croacia reportó un 38.1% de seropositividad, en el 2001 Francia fue el país con mayor seropositividad >75%, mientras que en Polonia durante el mismo año, el reporte fue de 46.4-58.8%; para el 2002, la seropositividad reportada para Eslovenia fue de 34% y para el 2004 Alemania fue el país con mayor seropositividad (26% - 54%) (Sukthana, 2006).

En América Latina los porcentajes de seropositividad en humanos en el 2001 en países como México, Argentina y Brasil fueron de 35%, 72% y 59 % respectivamente. En Colombia, en un estudio realizado en el 2007 a 201 donantes de sangre se determinó que el 29,9% (60 pacientes) presentaron anticuerpos (IgG) contra *Toxoplasma gondii* (*T. gondii*) (Lora *et al*, 2007; Betancur *et al*, 2011). Así mismo existen reportes de casos de toxoplasmosis en mujeres embarazadas, en las que se han detectado seroprevalencias de 60% en Armenia y de 48% en Manizales (Lora *et al*, 2007).

En Colombia se han realizado diferentes estudios en torno a la toxoplasmosis en mujeres embarazadas, en donde más de la mitad de ellas (50%-60%) poseen anticuerpos anti-*Toxoplasma*, que demuestra una importante circulación del parásito en el país (Cortés *et al*, 2012). En otro estudio examinaron 38 niños que habían sido remitidos para diagnóstico y tratamiento de toxoplasmosis congénita de los cuales se confirmó la infección en 26 de los cuales 3 fallecieron (11%) (Gómez, 2005). En un programa de tamizaje de toxoplasmosis congénita realizado en Armenia desde el 2000 al 2005 se detectaron entre 2 a 5 casos en 600 madres analizadas por año (López-Castillo *et al*, 2005).

Respecto a la producción porcícola, la toxoplasmosis se ha convertido en una patología de importancia económica ya que ocasiona disminución en la ganancia de peso, mortalidad perinatal en cerdos, retraso en el crecimiento lo que aumenta el tiempo de envío a la planta de sacrificio y fallas reproductivas con abortos, momificación y muerte fetal (Balboa, 2008; Basso *et al*, 2015). Los porcinos se contaminan con ooquistes que se encuentran en la tierra, lo que está asociado a malas condiciones higiénico-sanitarias de las granjas, incluyendo la presencia de gatos y de hospederos intermediarios como los roedores (Du *et al*, 2012); la sintomatología varía dependiendo de la edad y el estado inmunológico, incluyendo anorexia, fiebre, disnea, apatía y encefalitis (Du *et al*, 2012).

En un estudio realizado en las ciudades de Armenia, Manizales y Pereira (Colombia) donde se analizaron muestras de carne de res, cerdo y pollo por el método PCR, se determinó que 42/60 muestras de carne de cerdo fueron positivas; adicionalmente se evidenció que de los 3 tipos de carne, la de cerdo fue la más infectada (70%) y su frecuencia fue mayor en Manizales con el 80% seguido de Armenia y Pereira con 70% y 60% de positividad respectivamente (Lora *et al*, 2007). Otro estudio llevado a cabo en Sincelejo-Sucre evaluó muestras de carne de res, cerdo y pollo de un mercado público y de supermercados, mediante la amplificación del gen B1 por PCR, obteniéndose 13/40 muestras positivas de carne de cerdo analizadas (Campo-Portacio *et al*, 2014).

La prevalencia de *T. gondii* en carne (especialmente de cerdo y cordero) en diferentes partes de Europa ha disminuido debido a que poseen un sistema pecuario mucho más desarrollado, pero esto no es igual en toda Europa ya que cuando aumentan los sistemas de producción al aire libre también aumenta el riesgo de exposición a *T. gondii* (Villari *et al*, 2009).

En un estudio realizado en Sicilia, la seroprevalencia de la infección por *T. gondii* en 3.472 muestras de sueros porcinos fue del 10.4%, en este mismo estudio se evaluaron los factores de riesgo asociados a la infección, encontrándose que el principal factor identificado fue la exposición ambiental ya que se determinó que los cerdos de engorde tenían menor seroprevalencia explicada probablemente por tener menos tiempo de contacto con el exterior (Villari *et al*, 2009).

En Etiopía Central se analizaron 402 muestras de sangre por medio de la prueba de aglutinación directa (DAT) donde 129 muestras fueron positivas (Gebremedhin *et al*, 2015); por otro lado, en China obtuvieron 908 muestras de suero de mataderos localizados en seis regiones diferentes en

Chongqing, estas muestras fueron analizadas por el método de hemoaglutinación indirecta (HAI) donde determinaron una seroprevalencia promedio de 30.6% (278/908), que van desde 21.6% a 40.9% entre los diferentes lugares de muestreo (Wu *et al*, 2012) y un estudio realizado en Serbia se recolectaron 488 muestras de sangre por la técnica de aglutinación modificada donde 45 fueron positivas (Klun *et al*, 2011).

Diversos estudios se han realizado en diferentes países de América Latina (tabla 2), dentro de los que se encuentra Brasil donde se detectó el DNA del parásito en el 27,14% de muestras de chorizo de cerdo evaluadas mediante la técnica de PCR (Vieira da silva *et al*, 2005); por otro lado en Costa Rica se analizaron productos derivados de bovinos (50 muestras de carne molida) y porcinos (50 muestras de chorizo) de supermercados y establecimientos independientes empleando un modelo in vivo (ratones blancos Swiss) los cuales fueron alimentados con la carne molida o con chorizo, para luego ser sacrificados para obtener el suero y muestras de cerebro, pulmón, hígado, bazo, corazón, riñón, musculatura de diafragma y de la región pectoral y el ojo; de las muestras de suero obtenido se realizó la prueba del carbono ensayo (CIA) en la cual de 100 muestras analizadas el 8% fueron positivas (4 de carne molida y 4 de chorizo); además se realizó una prueba confirmatoria denominada la técnica Sabin-Feldman en la cual de las 8 muestras positivas solo 4 (dos de cada producto) fueron confirmadas como positivas (Varela-Villalobos *et al*, 2013).

En el estado de Aragua en Venezuela se analizaron 425 cerdos por el método HAI encontrando 40 muestras positivas, esto fue atribuido a deficientes condiciones higiénico-sanitarias e inadecuadas condiciones de bioseguridad (Romero *et al*, 2007); por otro lado en el sur de Brasil, en el estado de Rio Grande do Sul, se determinó la seropositividad a *Toxoplasma gondii* en 100 muestras de cerdos de 58 granjas por la prueba IFAT (Indirect Fluorescent Antibody Technique) en donde 36 cerdos fueron seropositivos (IFAT \geq 1:64) (Cademartori *et al*, 2014); así mismo en Brasil se utilizó la prueba serológica IFAT para determinar *Toxoplasma gondii* en 305 muestras de sangre obteniendo 30 positivas (Samico *et al*, 2012).

Otro estudio realizado en Brasil, en el estado de Paraná, evaluó la frecuencia y los factores de riesgo asociados a la infección por *Toxoplasma spp.* en granjas certificadas y no certificadas, para esto se evaluaron 606 muestras por el método de aglutinación modificada en el que resultaron 81 muestras positivas (48 granjas certificadas y 33 no certificadas) (Piassa *et al*, 2010).

Tabla 2. Resumen de estudios realizados en cerdos para la detección de *Toxoplasma spp.*

País	Numero de muestras analizadas	Técnica Diagnóstica	Porcentaje de muestras positivas	Autor
Sicilia	3472	ELISA	10.4%	Villari <i>et al</i> ,

				2009
Etiopía Central	402	DAT	32.1%	Gebremedhin <i>et al</i> , 2015
Serbia	488	Microaglutinación	9.2%	Klun <i>et al</i> , 2011
China	908	HAI	30.6%	Wu <i>et al</i> , 2012
Venezuela	425	HAI	9.41%	Romero <i>et al</i> , 2007
Brasil	305	IFAT	12.5%	Samico <i>et al</i> , 2012
Brasil	100	IFAT	36%	Cademartori <i>et al</i> , 2014
Brasil	606	Microaglutinación	13.36%	Piassa <i>et al</i> , 2010
Colombia	60	PCR	70%	Lora <i>et al</i> , 2007
Colombia	40	PCR	32.5%	Campo-Portacio <i>et al</i> , 2014
Brasil	70	PCR	27.14%	Vieira da silva <i>et al</i> , 2005
Costa Rica	Bovino: 50	CIA	B: 8%	P: 8%
	Porcino: 50	Sabin -Feldman	B: 4%	P:4%
				Varela-Villalobos <i>et al</i> , 2013

El diagnóstico de toxoplasmosis en cerdos se puede realizar por métodos directos o indirectos; en los métodos directos está el examen microscópico del tejido infectado, identificación de DNA de *T. gondii* en muestras de tejido y el aislamiento del parásito en un modelo animal experimental; como métodos indirectos están las serologías como ELISA, IFAT, microaglutinación, inmunofluorescencia indirecta (IFI), Western blot, test de aglutinación en látex (LAT) y HAI (Jazmín y Mancera, 2009; Basso *et al*, 2013).

En la prueba de HAI se genera aglutinación cuando los anticuerpos anti- *T. gondii* están en presencia de glóbulos rojos sensibilizados con antígenos citoplasmáticos y de membrana del

parásito, esta prueba no es muy específica, ya que puede presentar reacciones cruzadas con otros parásitos (Huerta *et al*, 2006; Romero *et al*, 2008). Para la prueba de LAT, utilizan taquizoitos cultivados en ratones o tejidos para la preparación del antígeno, éste se encuentra en las partículas de látex las cuales generan aglutinación macroscópica cuando se agrega una muestra con anticuerpos anti *T. gondii* (Jiang *et al*, 2008).

La prueba de IFI es utilizada para la determinación de anticuerpos (IgG) anti- *T. gondii* presentes en el suero del paciente, estos anticuerpos se adhieren a la pared del parásito el cual está fijado a las láminas portaobjetos y por medio de una anti-IgG humana marcada con isotiocianato de fluoresceína se pueden observar al microscopio de fluorescencia y determinar el título en el cual la prueba es positiva (títulos $\geq 1/16$) (Jazmín y Mancera, 2009).

Por otra parte la técnica de ELISA se basa en la detección de anticuerpos contra *T. gondii* presentes en la muestra a evaluar, si la muestra tiene anticuerpos éstos se unirán a los antígenos que están fijados en el pozo y al añadirle el conjugado con peroxidasa de rábano, el sustrato genera una reacción de color azul que se vuelve amarillo después de añadirle la solución de parada, este cambio de color es directamente proporcional a la cantidad de anticuerpo unido, la reacción se lee en términos de absorbancia en el espectrofotómetro (OIE, 2008; Jazmín y Mancera, 2009).

La prueba de identificación de DNA de *T. gondii* en muestras de tejido mediante PCR donde las principales regiones diana son la secuencia repetitiva B1, el gen P30 o el ARN ribosómico 18S, la sensibilidad de la técnica depende del número de copias de la secuencia diana (OIE, 2008). Otro método directo es el aislamiento de *T. gondii* para lo cual se inoculan las muestras sospechosas en ratones de laboratorio que serán sacrificados a las 6-8 semanas de la inoculación para extraer el cerebro, homogeneizarlo con PBS y realizar un extendido que será observado al microscopio. Los quistes tisulares se pueden observar como estructuras circulares de 5 a 50 μm y poseen bradizoítos en su interior en forma de cuarto creciente y teñidos de azul (OIE, 2008).

3.3 Leptospirosis

La leptospirosis es una enfermedad de distribución mundial, que ha sido relacionada con condiciones socioeconómicas asociadas a la agricultura, la minería y la ganadería, ya que generalmente se limita a las regiones en desarrollo; es una enfermedad estacional, con un pico de incidencia en verano u otoño en las regiones templadas; de este modo la enfermedad se centra en el Caribe, América Latina, India, sudeste Asiático, Oceanía y Europa del Este (De Vries *et al*, 2014; Rodríguez y Castañeda, 2014). El agente etiológico es la *Leptospira* spp., una espiroqueta de aproximadamente 0.1 μm de diámetro por 6-20 micras de longitud, perteneciente a la familia Leptospiraceae, orden Spirochaetales. *Leptospira* spp. ha sido clasificada en dos serogrupos: los patógenos en los que se encuentran: *L. australis*, *L. autumnalis*, *L. bataviae*, *L. canicola*, *L. grippityphosa*, *L. icterohaemorrhagiae* y *L. Pomona*, entre otras; y los saprofitos como *L. biflexa*, *L. meyeri*, *L. kmetyi* y *L. wolbachii* (Adler y de la Peña, 2010; Abgueuen, 2014).

Esta enfermedad se ha descrito como una zoonosis que se presenta en los humanos como dos síndromes clínicos reconocibles: la forma anictérica que es auto-limitada y la leptospirosis icterica, también conocida como la enfermedad de Weil, que se caracteriza por afectación multiorgánica (Rodríguez y Castañeda, 2014).

La leptospirosis humana es el resultado de la interacción entre los seres humanos, los reservorios animales y el ambiente (De Vries *et al*, 2014); los reservorios más comunes son las ratas, perros, bovinos, porcinos, equinos, zorrillos, cabras, conejos y murciélagos; entre éstos las ratas y los bovinos se han considerado como los reservorios más importantes ya que el pH alcalino de la orina de estos animales favorece la supervivencia de la bacteria (Agudelo *et al*, 2007). Los factores asociados a la leptospirosis endémica son los bajos niveles de sanidad, contacto con: agua contaminada, orina del huésped infectado, suelo contaminado o con tejidos animales infectados; y factores medio-ambientales (Figura 3), ya que la leptospira tiene la capacidad de sobrevivir en condiciones cálidas, húmedas, tropicales y subtropicales, pero también persisten en las regiones templadas (Guerra, 2013; De Vries *et al*, 2014). Un estudio realizado en Vietnam mostró que la exposición a la infección en los humanos comienza a una edad temprana en zonas endémicas rurales, ésta es transmitida por roedores y se relaciona con la falta de higiene, la disposición inadecuada de residuos y el hacinamiento (De Vries *et al*, 2014); las epidemias asociadas con leptospirosis generalmente ocurren después de inundaciones generadas por lluvias excesivas o a desastres naturales como huracanes, tifones y terremotos (Guerra, 2013).

La enfermedad puede variar en severidad de acuerdo con la edad, la salud y el estado inmunológico de la persona; ésta comienza con cefalea, fiebre, malestar general, mialgias y a veces una erupción transitoria; posteriormente la enfermedad puede ser leve y autolimitada o puede volverse grave y fatal (OIE, 2008; Adler y de la Peña, 2010). Cuando la enfermedad es leve puede ser dolorosa e incapacitante, cuando es severa se puede producir insuficiencia renal, a veces acompañada de hemorragias en la piel y las mucosas, ictericia, hemoptisis, hemorragia pulmonar o insuficiencia hepática, que puede llevar a la muerte si no se realiza tratamiento. La leptospirosis de cualquier tipo durante el embarazo puede causar infección intrauterina y muerte fetal (Adler y de la Peña, 2010).

Esta enfermedad se asocia generalmente a las condiciones socioeconómicas y climáticas de los países, por lo cual se limita a regiones en desarrollo particularmente en islas de Asia y el Caribe donde la incidencia alcanza cifras de hasta 432 casos por millón de habitantes (Rodríguez y Castañeda, 2014).

En Europa en el 2010 se reportaron 588 casos de leptospirosis confirmados en 25 países, en donde las mayores tasas de notificación por cada 100.000 habitantes se presentaron en Rumanía (0,84), Eslovaquia (0,50), Eslovenia (0,44), Irlanda (0,38) y República Checa (0,38); en Francia continental en el 2011 se presentó una de las cinco mayores incidencias reportadas en Europa con 230 casos

los cuales se asociaron al contacto con roedores silvestres, la residencia rural y en zonas endémicas tropicales (Dupouey *et al*, 2014). En el 2011 en la Unión Europea y Estados Unidos 27 países reportaron datos sobre leptospirosis, en los cuales fueron confirmados 526 casos por cada 100.000 habitantes, donde el país con la mayor incidencia fue Rumania con 98 casos, seguido de Francia con 71 casos y en tercer lugar el Reino Unido con 52 casos; los 305 casos restantes se distribuyeron en los demás países de la Unión Europea exceptuando Luxemburgo y Chipre donde no hubo reportes de la enfermedad (ECDC, 2013).

En Australia durante el año 2008 se diagnosticaron un total de 112 casos de Leptospirosis, siendo éste el reporte más bajo en más de diez años (Victoriano *et al*, 2009); en Japón se presenta un promedio de 25 casos de leptospirosis cada año; durante el periodo comprendido entre noviembre de 2003 y diciembre de 2013 se identificaron un total de 19 casos de leptospirosis en viajeros japoneses que adquirieron la infección en Indonesia, Tailandia y Laos (Kutsuna *et al*, 2015). El Ministerio de Salud de Malasia reportó un incremento en el número de casos de leptospirosis de 263 a 1.418 con 193 muertes, durante los años 2004 al 2009 (Chang *et al*, 2014). En Indonesia los casos de leptospirosis se han convertido en un problema de salud grave y altamente subestimado, llegando al punto que en el 2007 se reportaron 667 casos de los cuales el 93% fueron confirmados por laboratorio, además de esto el Ministerio de Salud de Indonesia publicó un reporte en el cual para los años 2008 al 2011 los casos detectados fueron 426, 335, 409 y 857 casos respectivamente (Victoriano *et al*, 2009; Sakundarno *et al*, 2014).

Según la oficina internacional de Epizootias, durante el 2004, se reportó la presentación de casos de leptospirosis humana en 20 países de las Américas dentro de los cuales Brasil presentó el número más alto con 2.394, seguido por Costa Rica y Cuba con 270 y 281 casos respectivamente, en Colombia se identificaron un total de 70 casos, finalmente el menor número de casos (1) fue para las islas Vírgenes Británicas (Rodríguez y Castañeda, 2014).

Los casos de leptospirosis notificados a los sistemas de salud en América durante el 2014, fueron: 2.280 casos en Brasil, 1.469 casos en Argentina, 163 casos en Cuba, 236 casos en México, 58 casos en Honduras y 2 casos en Chile (INS, 2014). En Colombia hasta la semana epidemiológica 44 del 2015 se han reportado al Sivigilia 1.952 casos de leptospirosis en humanos, en comparación con la misma semana del año anterior cuando se reportaron 1.859 casos, se evidencia un incremento en la notificación del 4.76%; para el mismo periodo se han notificado 75 casos probables de muerte por leptospirosis, de los cuales nueve fueron reportados en Antioquia, ocho en Valle del Cauca, cinco en Tolima, tres en Risaralda, dos en Cartagena, Córdoba, Sucre, Norte de Santander y Cesar, y una muerte respectivamente en Meta, Nariño, Atlántico, Santander, Magdalena, San Andrés, Chocó, Arauca, Cauca, Caldas, Putumayo y Quindío (INS, 2015).

En un estudio realizado en el departamento del Tolima mediante la prueba de microaglutinación lisis (MAT) se detectó seropositividad para los serovares Bratislava, Hardjo, Pomona, Grippotyphosa, Canicola e Icterohaemorrhagiae, en porcinos, bovinos, equinos, caprinos, caninos y humanos; donde los humanos presentaron un mayor porcentaje de seropositividad con el 14.6% en comparación a los animales muestreados; el serovar Icterohaemorrhagiae mostró el mayor porcentaje de seropositividad en humanos con un 51.9% (Buriticá *et al*, 2008).

En los porcinos las formas más importantes para la diseminación de la enfermedad son el movimiento de los animales de un corral a otro y el contacto con desechos de otros corrales (Petrakovsky *et al*, 2013). En las granjas porcícolas existe una alta posibilidad de infección cruzada debido a la cantidad de animales en la granja ya que las leptospiras patógenas se alojan en los túbulos renales proximales de los portadores, aunque otros tejidos y órganos también pueden ser fuente de infección; a partir de los riñones la *Leptospira* spp. es excretada por la orina y puede contaminar el suelo, el agua superficial, arroyos y ríos (Adler y de la Peña, 2010).

La *Leptospira* spp. puede ingresar al hospedero a través de las mucosas intactas, por cortes o abrasiones de la piel, o mediante contacto con agua contaminada; una vez entran en el organismo, circulan vía sanguínea hasta por 7 días y se adhieren a todos los tejidos del hospedero en especial riñón, hígado, corazón, músculos esqueléticos y pulmón; para que la infección sea exitosa, en los tejidos se genera una lesión primaria con daño al endotelio de los pequeños vasos sanguíneos que conduce a isquemia localizada en los órganos afectados desencadenando una necrosis tubular renal, daño hepatocelular, pulmonar, meningitis, miositis y placentitis (Adler y de la Peña, 2010; Fernández *et al*, 2012). Una vez se elimina la bacteria por anticuerpos circulantes el daño tisular persiste; sin embargo, puede ser reversible y repararse completamente, aunque los daños a larga duración pueden ser una complicación y/o pueden conducir a la cicatrización (Adler y de la Peña, 2010; Adler, 2014); adicionalmente, la infección con *Leptospira* spp. en bovinos y porcinos puede generar fallas reproductivas como abortos, mortinatos, momificación fetal y nacimiento de animales débiles (Adler y de la Peña, 2010).

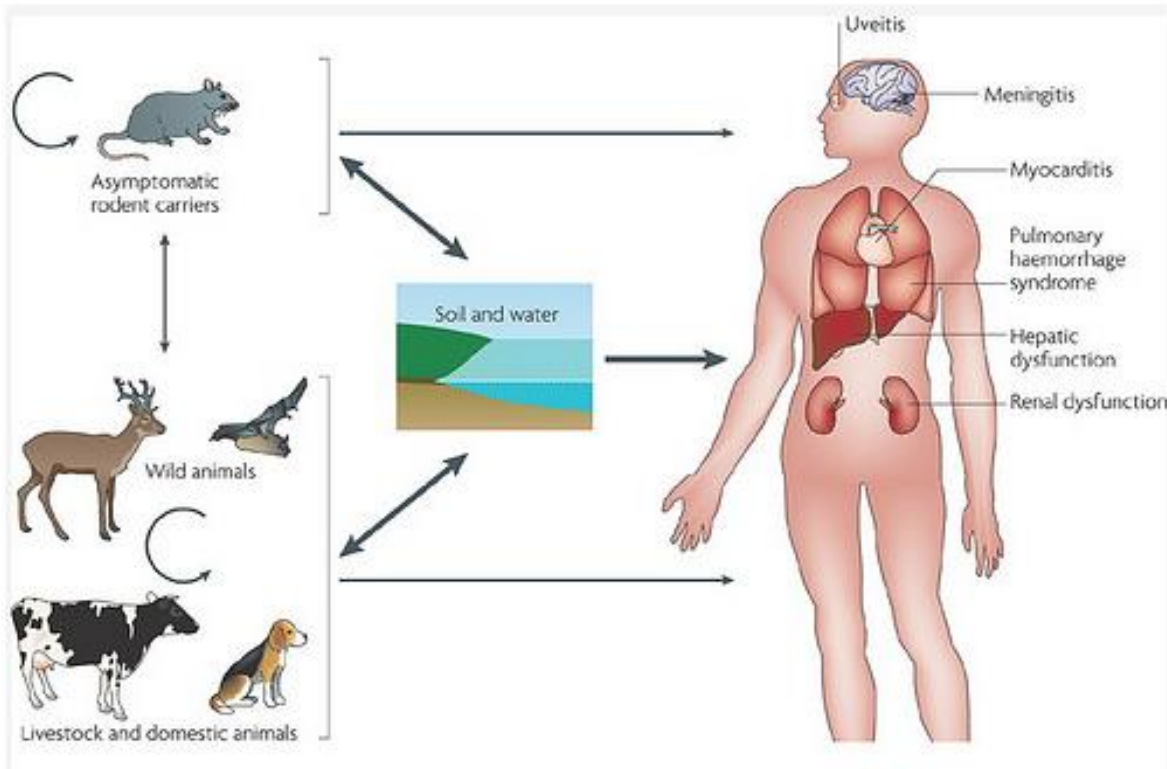


Figura 3. Ciclo de vida de *Leptospira* spp. Tomado de: Ko A, Goarant C, Picardeau M. *Leptospira*: the dawn of the molecular genetics era for an emerging zoonotic pathogen. *Nature Reviews Microbiology* 2009; 7, 736-747.

En la tabla 3 se resumen varios estudios realizados en América Latina (tabla 3) en los que se observan porcentajes de positividad que oscilan entre el 10% y el 85%; en Colombia durante el 2012 se registraron episodios de diversas patologías en 407 predios porcícolas de 16 departamentos, en los que una de las patologías que afectó un mayor número de predios fue la leptospirosis, determinándose un porcentaje de positividad del 7.6% (Osorio *et al*, 2012).

En 5 municipios del departamento de Córdoba se evaluaron 600 muestras de suero por la técnica MAT de las cuales 254 fueron positivas para *Leptospira* spp., encontrándose positividad para los serovares: Pomona (34%), Canicola (4%), Bratislava (2%), Grippotyphosa (2%) e Icterohaemorrhagiae (1%). De los 5 municipios Cotorra presentó la prevalencia más alta con un 54%, en segundo lugar esta Ciénaga de Oro (53%), de tercero se encuentra San Pelayo (38%), en cuarto lugar Cereté (36%) y por último Montería (32%) (Almenteros *et al*, 2004).

En el municipio de Circasia en el departamento del Quindío se analizaron 120 muestras de sangre por medio de la técnica MAT, de las cuales 27 (22.5%) resultaron positivas a una o más serovares; de las muestras positivas 17 reaccionaron a Icterohaemorrhagiae (14.16%), 3 a Canícola (2.5%), 2 a Grippotyphosa (1.66%), 1 a Pomona (0.83%), y tres reaccionaron a dos serovares las cuales

fueron: Pomona y Canicola (2.5%) y 1 reaccionó a cuatro serovares Pomona, Grippotyphosa, Canicola y Bratislava (0.83%) (Medina *et al*, 2003).

En el municipio de Don Matías en el departamento de Antioquia se analizaron 68 muestras de suero de cerdos de ceba y 214 de cría (hembras y machos reproductores) en 23 fincas, mediante MAT para seis serovares de *Leptospira* (Icterohaemorrhagiae, Grippotyphosa, Pomona, Bratislava y Canicola), encontrándose positividad para el serotipo Pomona en siete cerdos de ceba (10.3%); 55 cerdos de cría (25,7%) fueron seropositivos, de los cuales un 76,3% reaccionaron con el serotipo Bratislava, 16,4% con Pomona y 14,54% con Canicola (Ochoa *et al*, 2000). En el departamento del Tolima, también por MAT se detectó seropositividad para los serovares Bratislava, Hardjo, Pomoma, Grippotyphosa, Canicola e Icterohaemorrhagiae, en porcinos, bovinos, equinos, caprinos, caninos y humanos; los resultados evidenciaron una seropositividad general de 0.6% en porcinos, en los que los porcentajes de frecuencia fueron 33.3% y 66.7% para los serovares Pomoma e Icterohaemorrhagiae respectivamente, no hubo positividad para Bratislava, Canicola, Hardjo y Grippotyphosa. El porcentaje más bajo de seropositividad se detectó en los caprinos con un 0.4% en donde el único serovar identificado fue Icterohaemorrhagiae en el 100% de los animales evaluados (Buritica *et al*, 2008).

Estudios hechos mediante la técnica de PCR en 121 muestras de Casas-fincas y 226 de Fincas en Baranoa-Atlántico, evidenciaron una prevalencia del 34% para *Leptospira interrogans*; en el estudio también se identificó la prevalencia de la enfermedad según el sexo del animal, obteniendo como resultado 48 y 14 muestras positivas para machos y hembras respectivamente obtenidas en fincas, mientras que en las casas-fincas se obtuvieron 20 muestras de machos y 35 de hembras positivas (Bolívar *et al*, 2012).

La detección de anticuerpos frente a *Leptospira* spp. en porcinos asintomáticos por el método de MAT en Argentina, determinó que los serovares más frecuentes fueron Castellonis en el 65% de las muestras evaluadas, seguido de Wolffi con un 49.1%, y por último Pomona e Icterohaemorrhagiae con un 45% cada una (Petrakovsky *et al*, 2011).

En Venezuela determinaron la seropositividad de la brucelosis y leptospirosis en granjas porcícolas en donde en las granjas sin vacunación los serovares predominantes fueron *L. javanica* (37,6%), *L. grippotyphosa* (22,8%), *L. sari* (21,2%), *L. wolffi* (18,3%), *L. hebdomadis* (18,1%) y *L. pyrogenes* (9,3%). En el caso de las granjas con historial de vacunación, los serovares más frecuentes fueron: *L. grippotyphosa* (7,8%), *L. wolffi* (6,5%), *L. sari* (5,1%), *L. javanica* (3,9%), *L. pomona* (1,3%) y *L. hebdomadis* (1,3%) (Mejía *et al*, 2012).

En Perú se determinó la frecuencia de anticuerpos contra *Leptospira* spp. en porcinos provenientes de granjas tecnificadas y de traspatio del valle de Lima, en total se procesaron 296 muestras para la detección de anticuerpos contra ocho serovares mediante la prueba de microaglutinación, en donde los serovares más frecuentes fueron icterohaemorrhagiae, pomona y georgia en ambos tipos de crianza (Anampa *et al*, 2012).

Por otra parte se han publicado estudios en diferentes partes del mundo como en España donde se analizaron 44 muestras por la técnica MAT donde 28 muestras positivas para el serovar Bratislava, 20 muestras pertenecían a los cerdos registrados como casos y 8 eran cerdos control (Martinez *et al*, 2006).

En Italia se realizó un estudio donde determinaron la expresión del Complejo mayor de histocompatibilidad clase dos (CHM II) en cerdos con nefritis intersticial asociada a infección por *Leptospira* spp., de las 20 muestras tomadas 19 fueron seropositivas para el serovar Pomona (Radaelli *et al*, 2009).

Tabla 3. Resumen de estudios realizados en cerdos para la detección de *Leptospira* spp.

País	Numero de muestras analizadas	Técnica Diagnóstica	Porcentaje de muestras positivas	Autor
Colombia	68	MAT	10.3%	Ochoa <i>et al</i> , 2000
	214		25.7%	
Colombia	120	MAT	22.5%	Medina <i>et al</i> , 2003
Colombia	600	MAT	43%	Almenteros <i>et al</i> , 2004
Colombia	NA	MAT	0.6%	Buriticá <i>et al</i> , 2008
Colombia	347	PCR	33.7%	Bolívar <i>et al</i> , 2012
Perú	296	MAT	85.5%	Anampa <i>et al</i> , 2012
Argentina	3631	MAT	30.3%	Petrakovsky <i>et al</i> , 2011
Venezuela	393	MAT	47.1%	Mejía <i>et al</i> , 2012
España	44	MAT	63.6%	Martinez <i>et al</i> , 2006

Italia	20	MAT	95%	Radaelli <i>et al</i> , 2009
--------	----	-----	-----	---------------------------------

La leptospirosis se considera actualmente como una zoonosis reemergente debido a que la incidencia documentada ha incrementado mundialmente, esto, se debe posiblemente al aumento de la población humana lo que ha originado una invasión del hábitat de vida silvestre generando una mayor interacción humano-animal (Guerra, 2013); adicionalmente el comercio de animales exóticos facilita la transmisión entre éstos y las personas involucradas en la venta y compra; así mismo el desarrollo del ecoturismo introduce a los humanos en ambientes donde hay mayor riesgo de contaminación, especialmente a través de la exposición directa al agua dulce y las condiciones del suelo húmedo potencialmente contaminados con el microorganismo (Guerra, 2013).

El diagnóstico de la leptospirosis se realiza generalmente por la prueba de MAT la cual sirve para detectar anticuerpos contra serovares o para serogrupos; así mismo los laboratorios usan el test de hemaglutinación indirecta (IHA) o la prueba inmuno-enzimática de ELISA (Adler y de la peña, 2010).

La técnica de microaglutinación (MAT) es la prueba serológica de referencia en la cual se detectan anticuerpos aglutinantes contra antígenos vivos de *Leptospira* (OIE, 2008; INS, 2011). La prueba tiene una alta especificidad encontrándose estudios que indican de 95.8% y 98.8%, ya que no genera reacción cruzada con otras bacterias, pero si existe reacción cruzada entre los diferentes serovares y serogrupos de la *Leptospira*, siendo una prueba que no se puede utilizar en la determinación de un serovar específico, para esto se requiere el aislamiento previo del agente. Estudios reportan sensibilidades de 49.8% y 98.2%, ésta depende del origen de los antígenos, ya que pueden ser de aislamientos locales o de cepas de referencia, en donde los aislamientos locales mejoran la sensibilidad pero las cepas de referencia ayudan a la discusión de resultados entre laboratorios (Bajani *et al*, 2003; OIE, 2008; Limmathurotsakul *et al*, 2012). Esta prueba puede generar resultados tanto cualitativos como cuantitativos, para obtener los resultados cualitativos se debe diluir la muestra problema 1:50, después se coloca 50 µl de la dilución en los pozos de la microplaca de fondo en U y se agrega 50 µl de antígeno de los serovares recomendados, por último se lee al microscopio de campo oscuro donde el 50% de hemólisis se interpreta con un título de 1:100; después de ver la reacción positiva en 1:100 se realiza la prueba cuantitativa en donde se realizan diluciones desde 1:100 hasta 1:3200, y se leen considerando positivas en las que se observe el 50% de aglutinación (INS, 2011).

4. OBJETIVOS

4.1 OBJETIVO GENERAL

Evaluar la seroprevalencia a *Trichinella* spp., *Toxoplasma* spp. y *Leptospira* spp. en la población porcina de cuatro granjas de Cundinamarca-Colombia.

4.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

-Determinar la presencia de anticuerpos IgG frente a *Trichinella* spp., *Toxoplasma* spp. y *Leptospira* spp. en muestras de suero de porcinos de cuatro granjas del departamento de Cundinamarca.

-Determinar la posible relación entre los datos demográficos y la presencia de anticuerpos contra los patógenos evaluados en la población porcina analizada.

5. METODOLOGÍA

Se realizó la toma de muestras de sueros en cerdos de cuatro municipios del departamento de Cundinamarca a saber: Facatativá, Santandercito, Chocontá y Ubaté.

5.1. Tipo de estudio: Estudio descriptivo, de corte transversal.

5.2. Población de estudio: Las granjas y el número de cerdos fueron escogidos por conveniencia de acuerdo a la disposición de los propietarios para participar en el estudio, adicionalmente para poder realizar el muestreo el veterinario encargado de cada granja diligenció un formato (Anexo 1) en el cual se recopiló información sobre el establecimiento incluyendo los procesos de limpieza y desinfección de los alojamientos, medidas de bioseguridad básicas de la granja, las características de los corrales como: tipo de suelo, bebederos, comederos, entorno, presencia de plagas en el establecimiento y cómo las controlan; sobre los cerdos se recopilaron datos de edad, esquema de vacunación y género de los animales a muestrear.

Las muestras analizadas fueron identificadas con un ID y tenían la información sobre el género y el esquema de vacunación en donde se incluyeron los patógenos de interés.

En la tabla 4 se indica el número de machos y hembras que fueron muestreados por cada granja y municipio.

Tabla 4. Número de muestras por municipio de acuerdo al sexo del animal.

Granja	Municipio	Animales muestreados		Total
		Macho	Hembra	
1	Facatativá	10	13	23
2	Santandercito	5	17	22
3	Chocontá	11	10	21
4	Ubaté	6	17	23
Total muestras				89

5.3. Obtención de la muestra: Las muestras de sangre fueron obtenidas a partir de la vena yugular (Framstad *et al*, 2000) por el Médico Veterinario encargado de cada granja y fueron colectadas en tubos sin anticoagulante. Para su transporte las muestras fueron refrigeradas y llevadas al laboratorio de la Pontificia Universidad Javeriana donde se separaron los sueros mediante centrifugación a 1.500 rpm y se almacenaron a -20°C hasta su procesamiento.

5.4. Procesamiento de las muestras: Para la determinación de la presencia de anticuerpos frente a *Trichinella* spp. y *Toxoplasma gondii* las muestras fueron procesadas mediante la técnica de ELISA, para la evaluación de anticuerpos frente a *Leptospira* spp. se realizó la técnica de Microaglutinación Lisis (MAT).

Se utilizaron los estuches de ELISA QUIAGEN^(R) de tipo indirecto para la detección de anticuerpos contra *Trichinella* spp. y *Toxoplasma gondii*. El método se basa en la unión de los anticuerpos presentes en la muestra evaluada al antígeno que se encuentra inmovilizado en la placa, generando un complejo antígeno-anticuerpo como se observa en la tabla número 5, luego se agrega un conjugado de peroxidasa de rábano (HRP) que contiene un anti-anticuerpo este va dirigido contra el anticuerpo primario el cual se unió al antígeno inmovilizado. El conjugado que no se une es eliminado por medio de lavado y a continuación se añade la solución de sustrato la cual se debe incubar durante 10 minutos en la oscuridad para que inicie una reacción colorimétrica donde la HRP virará a color azul si se detectan anticuerpos específicos frente a *T. gondii* o *Trichinella* spp. en la muestra; después al agregar la solución de parada vira a amarillo, la intensidad del color observado es proporcional al título de anticuerpos presentes en la muestra (QUIAGEN, 2013).

Tabla 5. Fundamento técnica ELISA QUIAGEN utilizada para la detección de *Toxoplasma* spp. y *Trichinella* spp.

Método ELISA indirecto	<i>Trichinella</i> spp.	<i>Toxoplasma</i> spp.
Detección de anticuerpos de <i>Toxoplasma gondii</i> y de <i>Trichinella</i> spp. en muestras de suero, plasma y jugo cárnico de cerdos y jabalíes (QIAGEN, 2013).	<p>Diagrama de un ensayo ELISA indirecto para <i>Trichinella</i> spp. Muestra un sustrato con un conjugado que contiene anticuerpos (AC) y antígenos (Ag) de <i>Trichinella</i>.</p>	<p>Diagrama de un ensayo ELISA indirecto para <i>Toxoplasma</i> spp. Muestra un sustrato con un conjugado que contiene anticuerpos (AC) y antígenos (Ag) de <i>Toxoplasma</i>.</p>

Las reacciones fueron leídas en el equipo Imark™ (lector de absorbancia de microplacas), el cual mide la absorbancia de los contenidos en los pocillos de la placa en donde se realizó el procedimiento.

Para determinar el cociente (M/P), el primer paso es calcular el valor medio (VM) de la densidad óptica (DO) del control positivo y del control negativo (los cuales se hacen por duplicado). El valor medio del control positivo debe ser $\geq 0,7$ y el valor medio del control negativo debe ser $\leq 0,2$.

El cociente (M/P) es el resultado entre la densidad óptica de la muestra con respecto a la densidad óptica del control positivo, esta se calcula de la siguiente manera:

$$M/P = \frac{DO \text{ muestra} - VM \text{ } DO_{cn}}{VM \text{ } DO_{cp} - VM \text{ } DO_{cn}}$$

Donde:

Cn: control negativo

Cp: control positivo

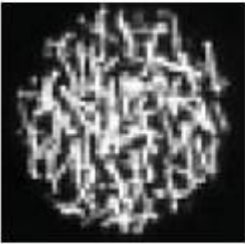

Las muestras con un cociente $M/P \geq 0,3$ se consideran positivas.

La técnica de Microaglutinación Lisis es el método de referencia para el diagnóstico serológico de leptospirosis ya que posee una alta sensibilidad y especificidad, además esta técnica permite identificar el serovar o serogrupo de *Leptospira* frente al cual hay presencia de anticuerpos (Céspedes, 2005). En este método se deben utilizar cultivos puros de los serogrupos a evaluar, los que se repican en medio Ellinghausen-McCullough-Johnson-Harris (EMJH), de este procedimiento se obtienen los antígenos que se hacen reaccionar con el suero problema (Bello y Rodríguez, 2011).

Para realizar la prueba cualitativa se preparó una dilución inicial del suero (1:25), para esto se tomaron 40 µl del suero y se le agregaron 960µl de solución amortiguadora con fosfatos (SAF), se homogeniza y se esperan 20 minutos; después se toman 50 µl de la dilución realizada y se colocan en una microplaca con 50 µl de los antígenos a evaluar; finalmente se incuba dos horas a 28-30°C o 18 horas a 4-8°C, transcurrido este tiempo se toma una gota y se deposita en una lámina portaobjetos para observarla en el microscopio de campo oscuro con objetivo de 10x; si se observa el 50% de las leptospiras aglutinadas se interpreta como título 1/100 (Bello y Rodríguez , 2011).

Para la prueba cuantitativa se hacen las diluciones (desde 1:100 hasta 1:3200) las cuales se realizaran tomando cinco filas de la microplaca, a la fila A se le agregará 100 µl de la dilución de suero y en la fila B, C, D y E se colocara 50 µl de solución amortiguadora con fosfatos (SAF), después se agregan 50 µl de la fila A a la fila B, y de la fila B se toman 50 µl y se pasan a la fila C y así sucesivamente (Bello y Rodríguez, 2011). A las anteriores diluciones se les agrega los antígenos de los diferentes serovares; finalmente se incuba como se explicó anteriormente y se coloca una gota en una lámina para observarla en el microscopio de campo oscuro con objetivo de 10x, en la cual se consideran positivas todas las diluciones en las que se encuentre 50% de las bacterias aglutinadas (Bello y Rodríguez, 2011).

Tabla 6. Método de lectura MAT para la detección de anticuerpos contra de *Leptospira* spp.

Método MAT	
	<i>Leptospira</i> spp.
<p>Detección de anticuerpos aglutinantes en suero, para esto se debe incubar los sueros problema con el antígeno de los diferentes serovares de <i>Leptospira</i> (para obtener el antígeno se necesita cultivos vivos de todos los serovares), después las mezclas suero-antígeno se ven en microscopio de campo oscuro para observar la aglutinación y luego se determina el título de la muestra (Céspedes, 2005).</p>	<p>Microscopio de campo oscuro a 100X</p> <div style="display: flex; justify-content: space-around; align-items: center;"> <div style="text-align: center;">  <p>Negativo</p> </div> <div style="text-align: center;">  <p>50% de aglutinación</p> </div> </div> <p style="text-align: right;">Tomado de: Céspedes M. Leptospirosis: Enfermedad Zoonótica Emergente. <i>Rev. Perú. med. exp. salud pública</i> 2005; 22 (4).</p>

5.5 Análisis Estadístico

Se realizó la prueba de asociación de Pearson y de χ^2 , que son herramientas estadísticas usadas para determinar la asociación o independencia de dos o más variables cuantitativas (Cerde y Villarroel, 2007). La prueba compara dos hipótesis: una hipótesis de independencia de las variables (H_0) y una hipótesis de asociación de las variables (H_1). Se comparan los resultados observados con resultados teóricos, estos últimos se calculan bajo el supuesto que H_1 fuese verdadero. Si los resultados observados difieren de los resultados teóricos, es decir de H_1 , se rechaza H_1 y se toma H_0 como verdadera, lo que nos lleva a concluir que las variables no son dependientes. En el caso que los resultados observados no difieran significativamente de la hipótesis H_1 podemos asumir que las variables son dependientes entre sí (Cerde y Villarroel, 2007).

Para determinar el valor significativo de la prueba se utiliza la medida de significación de χ^2 (p) en donde, si $p > 0,05$ el resultado no es significativo, pero si $p < 0,05$ el resultado es significativo (Rodríguez *et al*, 2005).

Para realizar la prueba se tuvieron en cuenta variables como: Presencia y control de plagas, sexo de los animales, esquema de vacunación, posee planta de tratamiento para el agua, existen otras explotaciones agropecuarias, tiempo de lavado (días) de los alojamientos, desinfectantes utilizados, tiempo de vacío sanitario y tipo de comederos utilizados.

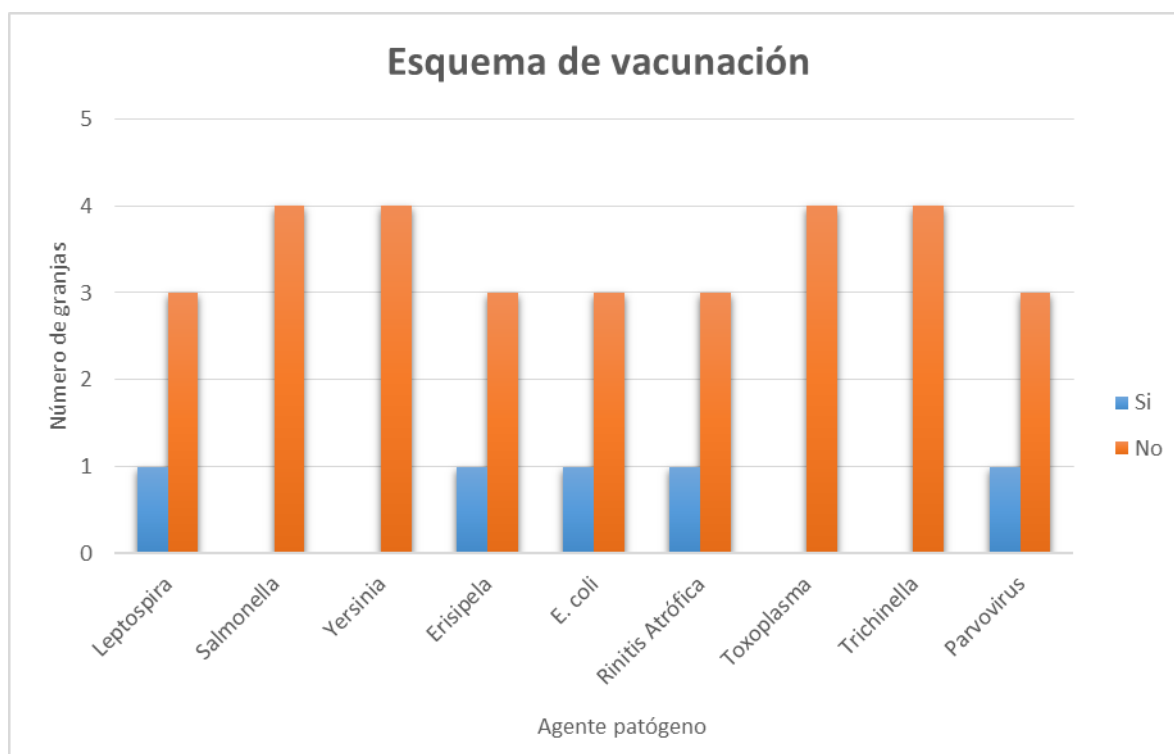
6. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Se obtuvieron un total de 89 muestras de sangre de las 4 granjas, de las cuales 32 fueron colectadas de machos y 57 de hembras.

Según los datos obtenidos en las encuestas, de acuerdo al tipo de alimentación las cuatro granjas utilizan concentrado, además ninguna de las granjas utiliza “lavaza” o “aguamasa”. Respecto a la calidad del agua suministrada a los animales, en el 75% de las granjas se realiza tratamiento con cloro, cal y sulfatos; mientras en el 25% de ellas se adiciona al tratamiento oxagua (Peróxido de Hidrógeno), que es un desinfectante efectivo frente a un amplio espectro de microorganismos, para prevenir y controlar la formación de biofilm (Grupo OX, 2012).

De acuerdo con las características de los alojamientos en el 100% de las granjas los animales están en corrales con suelo y paredes de cemento; los bebederos que se utilizan son de chupo. Respecto al tipo de comederos, el 75% de las granjas utilizan comederos de tolva, mientras en el 25% restante se utilizan comederos portátiles. Estas características ayudan a mejorar la sanidad y disminuyendo la diseminación de patógenos.

En cuanto al programa sanitario, en el 75% de las granjas se realiza vermifugación rutinariamente; respecto a los programas de vacunación instaurados, se evidenció que para los patógenos evaluados, solamente en el 25% de las granjas se realiza inmunización contra *Leptospira* spp; adicionalmente en el 100% de las granjas se incluye dentro del programa de vacunación otros agentes patógenos como *Escherichia coli*, *Pasteurella* spp., *Bordetella* spp. y Parvovirus, como se observa en la gráfica 1.

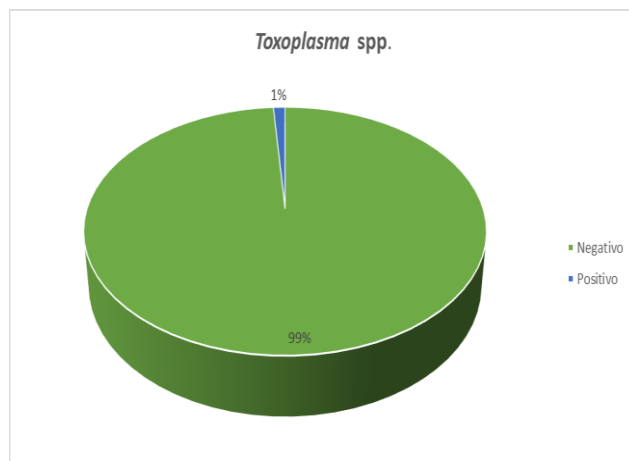


Gráfica 1. Esquema de vacunación para las 4 granjas de estudio.

De acuerdo con los resultados del análisis estadístico, no se observó ninguna relación estadísticamente significativa ($p > 0,05$) entre las variables demográficas y los títulos de anticuerpos frente a las diferentes enfermedades evaluadas.

6.1 Seropositividad frente a *Toxoplasma gondii*

De las 89 muestras procesadas mediante la técnica de ELISA, se evidenció positividad en el 1,1% de las muestras evaluadas, con un cociente (M/P) de 0,378; esta muestra correspondió a una hembra de la granja del municipio Santandercito.



Grafica 2. Seropositividad frente a *Toxoplasma* spp.

Campo-Portacio *et al.* (2014) explican que la producción de cerdo en el departamento de Sucre-Colombia se realiza generalmente de forma artesanal, donde los cerdos son criados en corrales con mala higiene, con una alimentación deficiente basada en desechos de cultivos y comida humana, además existe contacto con heces de gatos; de acuerdo con Hill y Dubey (2013) dentro de los factores de riesgo asociados con la infección se incluye el consumo de restos de carne, cerdos criados al aire libre expuestos a heces de gatos domésticos y salvajes infectados, y el consumo de animales infectados como ratones, aves y animales salvajes; además Tovar y León (2014) consideran como factores de riesgo el acceso a la granja de roedores y pollos, así como el contacto con perros, gusanos, cucarachas, moscas sinantrópicas y escarabajos. En el presente estudio se obtuvieron las muestras de granjas tecnificadas en donde los cerdos viven en encierros de paredes y pisos de cemento, se alimentan con concentrado y hay un estricto manejo de plagas, lo que implicaría un mejor control de la posible exposición de los animales a las posibles fuentes de contaminación, sin embargo las granjas solo controlaban moscas, roedores y aves, dejando como una posible fuente de infección las cucarachas y escarabajos.

Adicionalmente, Du *et al.* (2012) en China evaluaron 2.777 cerdos, los cuales provenían de 6 granjas con alta densidad de gatos y de 6 granjas con baja densidad, obtuvieron una seropositividad de 36.6% (453/1238) en las granjas con alta densidad de gatos y de 21.7% (220/1039) en las de baja densidad de gatos; con estos resultados se evidenció una alta seroprevalencia a *T. gondii* en cerdos asociada a las malas condiciones sanitarias y de alojamiento, ya que al no haber un control adecuado de los gatos, estos pueden ingresar a la granja y depositar ooquistes de *Toxoplasma* en el suelo. Si no existe una correcta limpieza y buen vacío sanitario, los cerdos terminarán infectándose con los ooquistes.

Por otra parte, Villari *et al.* (2009) indican que los principales factores asociados a la infección con *T. gondii* son: la fuente de agua ya que si se utilizan pozos para abastecer a los animales, a estos probablemente también puedan tener acceso los gatos y/o roedores; y el número de cerdos en la granja pues se identificó por parte del estudio que existe una correlación entre el número de

cerdos y el grado de tecnificación de las granjas, a mayor número de cerdos más tecnificada sería la granja y menor será el contacto de los cerdos con el medio ambiente, esto coincide con lo reportado por Cademartori *et al.* (2014) quienes indican que la prevalencia de la infección en granjas industrializadas en Brasil es inferior (12,5-13,4%) en comparación a la seroprevalencia reportada en granjas pequeñas (36%), demostrando que las granjas pequeñas poseen un mayor riesgo de infección debido a que estas granjas tienen bajas condiciones higiénico-sanitarias generando una mayor exposición al parásito presente en agua no tratada, suelo y algunos alimentos.

Con respecto al factor de riesgo asociado con la calidad del agua ofrecida a los animales, Piassa *et al.* (2010) determinaron que en las granjas en las que se cubren los depósitos de agua que utilizan para abastecer a los animales, la tasa de infección fue del 7,7% en comparación a las granjas que mantenían los depósitos de agua descubiertos con una prevalencia de 29%, además determinaron que había 10.2 veces mayor posibilidad de encontrar cerdos seropositivos en granjas con depósitos de agua descubiertos dado la accesibilidad a otros animales (perros, pollos y roedores) para abastecerse de esta agua. Los autores también explican que una de las principales fuentes de infección es la accesibilidad de los roedores y animales de granja como los pollos a las canaletas de alimentación contaminándolas con ooquistes de *T. gondii* generando infección en los cerdos. En el presente estudio las granjas estudiadas en su mayoría trataban el agua con cloro, el cual es reconocido como desinfectante universal utilizado para la destrucción de microorganismos.

Por otra parte, diferentes estudios mencionan la edad como un factor de riesgo importante para la infección, ya que hay menor tiempo de exposición al agente en cerdos de engorde en comparación con los reproductores cuya vida productiva es más larga, lo que hace que tengan un periodo mayor de exposición al parásito (Villari *et al.*, 2009; Tovar y León, 2014). Estos datos coinciden con lo observado en el presente estudio en el que se evaluaron cerdos de engorde, determinándose una baja seropositividad posiblemente asociada a la edad.

También se ha mencionado como otro factor de riesgo el sexo del animal, ya que las hembras al entrar en la etapa reproductiva sufren de estrés post parto y la lactancia aumenta la diseminación a los lechones (Tovar y León, 2014).

Por otra parte, Tovar y León (2014) explican que las razas se pueden asociar a la resistencia a enfermedades y a la adaptación al medio por parte de razas mestizas o criollas en comparación a razas puras (Landrace, York, Hans y Duroc), esto coincide con un estudio hecho en Bolivia por Orellana *et al.* en el 2004 quienes obtuvieron una seroprevalencia de 63.63% en cerdos de razas puras, 46,15% en cerdos mestizos y 51,02% cerdos criollos. En el presente estudio una granja tenía cerdos de razas puras (Large White, Landrace y Duroc) en la cual no se encontró seropositividad, mientras que en las otras granjas las cuales utilizaban cruces de dos razas (Topigs y PIC) se encontró 1 muestra positiva, esto muestra una coincidencia parcial con lo explicado por Tovar y León. Este resultado se puede deber a que el estudio se realizó en granjas tecnificadas disminuyendo el riesgo de infección y al bajo número de muestras obtenidas en el estudio.

6.2 Seropositividad frente a *Trichinella* spp.

De las 89 muestras procesadas mediante la técnica de ELISA el 100% fueron negativas para la presencia de anticuerpos frente a *Trichinella* spp. en las muestras de suero evaluadas.

La determinación del cociente (M/P) para *Trichinella* spp. se realizó de la misma manera que se describió para *Toxoplasma*, generando resultados con un cociente M/P menor de 0,3 en la totalidad de las muestras evaluadas.

La triquinosis en porcinos ha sido reportada en todo el mundo, a pesar de esto en Colombia existen pocos estudios sobre la enfermedad; sin embargo, como se mencionó previamente existen estudios en los que se evidencia la presencia del parásito en porcinos de América Latina, por ejemplo un estudio realizado en Bolivia obtuvo un 2.35% de muestras positivas por medio del método de ELISA indirecto, la mayoría de las muestras positivas provenían de cerdos criados de manera tradicional (Macchioni *et al*, 2012). En Argentina se realizaron estudios donde obtuvieron muestras positivas, en el primer estudio obtuvieron 1.95% de seropositividad por el método ELISA y el 100% de muestras positivas por el método de digestión artificial; y en el segundo estudio se determinó la triquinosis en cerdos entre los años 2001-2010 utilizando como técnica ELISA y obteniendo el 20.1% de seropositividad en el 2001, 24% en el 2003, 3.5% en el 2005, 1.4% en el 2007 y 0% en el 2009 (Malandrini *et al*, 2010; Molina *et al*, 2012). Según los resultados descritos por Molina *et al*. (2012), en Argentina han disminuido considerablemente los casos de triquinosis en cerdos ya que existe la presencia de organismos del estado que han generado conciencia sobre las condiciones higiénico-sanitarias y de producción para disminuir el riesgo de transmisión. En el presente estudio se tomaron muestras de granjas tecnificadas las cuales generalmente tienen condiciones higiénico-sanitarias adecuadas en donde se realizan procedimientos de limpieza y desinfección semanal lo que ayudaría a prevenir la infección por *Trichinella* spp.

Según Laverde *et al*. (2009), Malandrini *et al*. (2010), Macchioni *et al*. (2012) y Arrese *et al*. (2014) es posible aislar el parásito en zonas rurales donde se encuentran sistemas de producción porcícola menos tecnificados en los cuales los animales se alimentan de desechos orgánicos propiciando la proliferación de roedores y moscas, se exponen o consumen tejido muscular de roedores, de carne de cerdo doméstico o salvaje infectado, y no poseen una adecuada inspección médica veterinaria generando un desconocimiento sobre el estado sanitario de los animales de la granja; esto podría explicar los resultados negativos obtenidos en el presente estudio dado que las muestras fueron obtenidas de granjas tecnificadas con una adecuada infraestructura, higiene, inspección veterinaria, una alimentación a base de concentrado y ninguna de las granjas informó la presencia de plagas en el establecimiento.

En un estudio realizado por Ribicich *et al*. en el 2009 se identificó que la vivienda al aire libre y la exposición de los cerdos a la vida silvestre son factores de riesgo, esta conclusión se generó con base en el estudio realizado por el autor donde los cerdos muestreados que fueron criados en sistemas de confinamiento total o parcial fueron negativos; esto también lo determinaron en un estudio realizado en Dinamarca, en el que se concluyó que este país es un área de bajo riesgo para

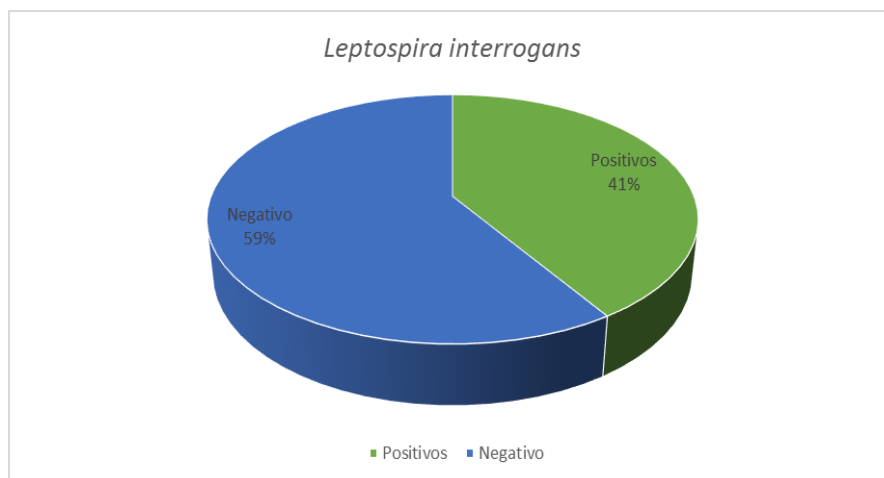
la infección ya que los cerdos se mantienen en condiciones controladas por los productores en relación a la alimentación y la vivienda (Alban *et al*, 2008).

De igual forma, otros investigadores reportaron una mayor seroprevalencia de anticuerpos específicos para *Trichinella* spp en aquellos casos en los que los cerdos son criados en corrales, que están expuestos al medio ambiente, o en animales criados cerca de ríos y estanques de agua los cuales son utilizados por especies silvestres infectadas, generando una mayor posibilidad de infección en los cerdos (Van der Giessen *et al*, 2007; Zivojinovic *et al*, 2013). Esto podría explicar los hallazgos de este estudio, dado que en el 100% de las granjas muestreadas el suelo y las paredes eran de cemento y los cerdos permanecían en encierros, lo que impedía un contacto directo con posibles transmisores del parásito; además el agua que se le proporciona a los animales se suministra por medio de bebederos tipo chupo disminuyendo la posibilidad de tener contacto con otras especies que puedan contaminar el agua o del consumo de aguas no tratadas.

6.3 Seropositividad frente a *Leptospira* spp.

Los resultados se analizaron en dos partes por la condición de vacunación en una granja, en donde la seropositividad determinada para las granjas no vacunadas fue del 41%.

En la gráfica 3 se observa la seropositividad total de las granjas pertenecientes a los municipios: Ubaté-Soaga, Chocontá y Santandercito (27/66).

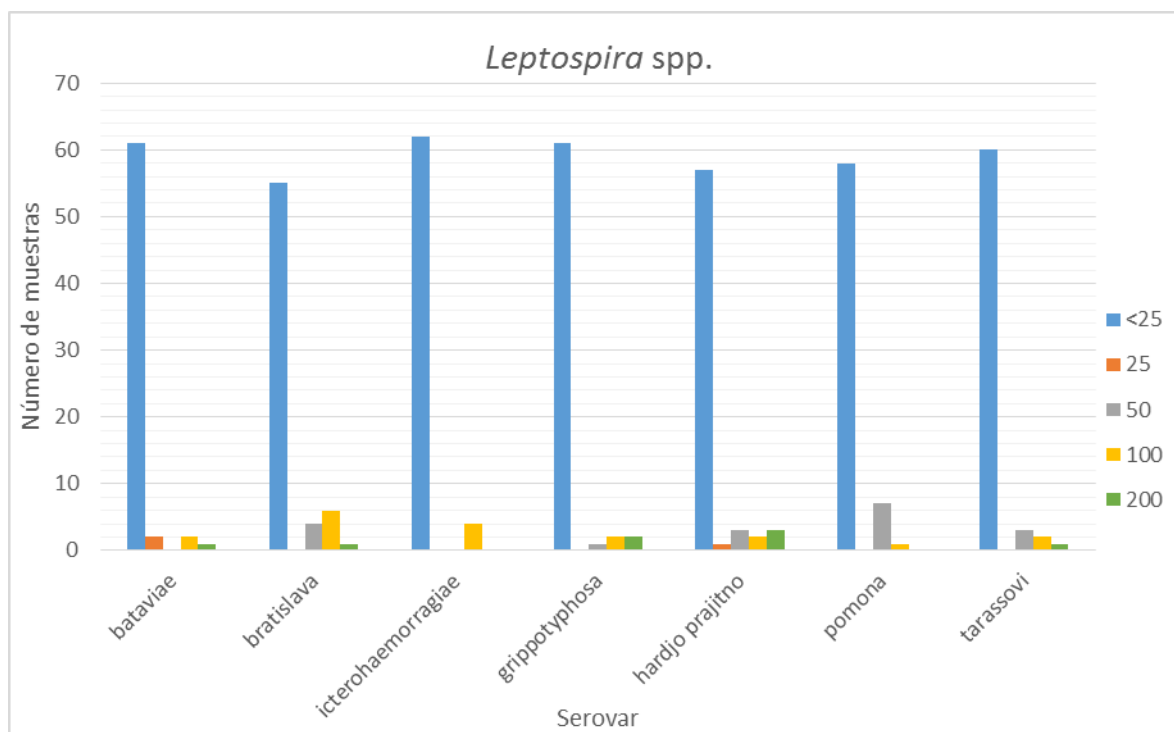


Gráfica 3. Seropositividad total frente a *Leptospira interrogans*.

6.3.1 Seropositividad frente a *Leptospira* spp. en muestras de suero de cerdos pertenecientes a los municipios: Ubaté-Soaga, Chocontá y Santandercito.

En la gráfica número 6 se muestra la seropositividad de los municipios de Ubaté-Soaga, Chocontá y Santandercito, donde las muestras con títulos iguales o mayores a 100 se consideraron positivas,

mientras que muestras con títulos menores a 25 son negativas y títulos en 50 se consideran dudosos.



Grafica 4. Seropositividad frente a *Leptospira* spp. en las granjas de los municipios Ubaté-Soaga, Chocontá y Santandercito.

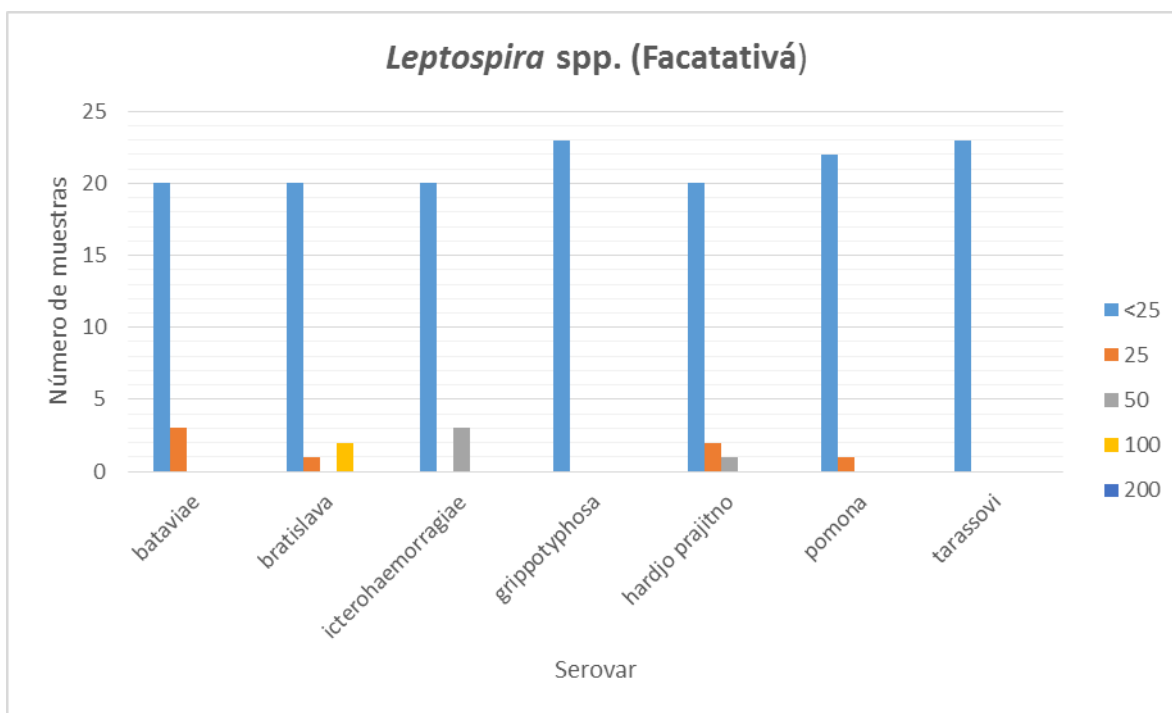
Los serovares identificados en estas granjas fueron: Pomona con una seropositividad del 1.5%; Tarassovi y Bataviae con el 4.5%; para Icterohaemorrhagiae y Grippotyphosa el 6%; para Hardjo prajitno el 7.5% y para Bratislava el 10.6%.

Tabla 7. Resultados *Leptospira* spp. de los municipios: Ubaté-Soaga, Chocontá y Santandercito.

Serovar	Total de muestras	Número de muestras positivas	Número de muestras con título 1:100	Número de muestras con título 1:200
Bataviae	66	3	2	1
Bratislava	66	7	6	1
Grippotyphosa	66	4	2	2
Hardjo prajitno	66	5	2	3
Icterohaemorrhagiae	66	4	4	0
Pomona	66	1	1	0
Tarassovi	66	3	2	1

6.3.2 Seropositividad frente a *Leptospira spp.* en muestras de suero de cerdos en la granja del municipio de Facatativá.

En la granja del municipio de Facatativá, en la cual se realiza vacunación contra *Leptospira spp.*, la seropositividad fue de 8.68% (2/23) para el serovar Bratislava. Los serovares Bataviae, Grippotyphosa, Hardjo prajitno, Icterohaemorrhagiae, Pomona y Tarassovi no evidenciaron resultados positivos.



Grafica 5. Seropositividad frente a *Leptospira spp.* en la granja del municipio de Facatativá

Tabla 8. Resultados *Leptospira spp.* del municipio de Facatativá.

Serovar	Total de muestras	Número de muestras positivas	Número de muestras con título 1:100	Número de muestras con título 1:200
Bataviae	23	0	0	0

Bratislava	23	2	2	0
Grippotyphosa	23	0	0	0
Hardjo prajitno	23	0	0	0
Icterohaemorrhagiae	23	0	0	0
Pomona	23	0	0	0
Tarassovi	23	0	0	0

De acuerdo con los reportes de literatura, las serovariedades más comunes en los cerdos son: Pomona, Bratislava, Canicola, Icterohaemorrhagiae, Grippotyphosa, (Feraud y Abeledo, 2005; Alder y de la Peña 2010; Álvarez et al, 2011; Anampa et al, 2012; Mejía et al, 2012; ACP – FNP 2015), estos estudios demuestran que el cerdo es el principal reservorio de Pomona; adicionalmente se han reportado otros serovares como Tarassovi, , Copenhague, Hardjo; Panama, Shermani, Pyrogenes, Australis y Wolffi, donde la presencia de uno o más de estos serovares depende de diferentes factores como el tipo de explotación, la inmunización, la obtención de nuevos animales, las condiciones higiénicas y el contacto con otras especies como perros, gatos, bovinos, ovinos, roedores, etc. (Feraud y Abeledo, 2005), esto coincide con lo observado en este estudio, en el que además de los serovares reportados como más comunes para las explotaciones porcinas se identificó la presencia de otros serovares como Hardjo prajitno, Tarassovi y Bataviae, lo cual puede estar influenciado por los factores descritos previamente por Feraud y Abeledo.

En Colombia, se determinaron las serovariedades de *Leptospira* aisladas de muestras de roedores, perros, cerdos y agua, donde el serovar Pomona se relacionó con cerdos, mientras el serovar Icterohaemorrhagiae se relacionó con ratas (Romero- Vivas *et al*, 2013). Por su parte Buriticá *et al*. (2008) determinaron los porcentajes de positividad para los serovares Pomona (33.3%) e Icterohaemorrhagiae (66.7%) en muestras de suero de cerdos. Ochoa *et al* (2000) evaluaron cerdos de ceba y de cría, en donde los de cría fueron los que mayor seropositividad presentaron el 27,5%, los serovares identificados fueron Bratislava (19,6%), Pomona (4,2%) y Canicola (3,8%); en cambio para los cerdos de ceba la seropositividad fue de 10,3% donde todos fueron positivos para el serovar Pomona; estos hallazgos fueron relacionados con el tiempo de permanencia prolongado dentro de las granjas ya que los cerdos de ceba están entre tres y cuatro meses antes de ser sacrificados. Estos hallazgos coinciden parcialmente con lo observado en el presente estudio, en el que se determinó un porcentaje de positividad en los animales de ceba del 6% (27/66), encontrando seopositividad en los serovares Bratislava (10.6%) y Pomona (1.5%), mostrando una asociación de seropositividad de los resultados, ya que el serovar Bratislava obtuvo una seropositividad mayor en comparación al serovar Pomona, además en la presente investigación los cerdos estudiados eran de ceba mostrando una correlación con los resultados del estudio de Ochoa.

Almenteros *et al* (2004), en el departamento de Córdoba detectaron el 43% de positividad, distribuida así: Pomona (34%), Canicola (4%), Bratislava (2%), Grippytyphosa (2%) y Icterohaemorrhagiae (1%), por otro lado Calderón *et al* (2014) determinaron una seroprevalencia de 55.9% en cerdos, siendo los serovares mayormente implicados Canicola (62.4%), Pomona (61.6%), Icterohaemorrhagiae (56.4%) y Pyrogenes (50.3%); en dicho estudio también determinaron la seroprevalencia en caninos con un 35.2%, con los serovares de mayor positividad Canicola (18.5%) y Grippytyphosa (18.5%). En el presente estudio se determinó el serovar Grippytyphosa con una seropositividad de 6%, al ser un serovar que se encuentra en los caninos, la presencia de perros en las granjas estudiadas pudo llevar a un riesgo de infección en los cerdos.

Además, los roedores (*Rattus rattus*, *Rattus norvegicus*, *Musculus musculus*) son hospedadores naturales del serovar Icterohaemorrhagiae y Grippytyphosa, aunque también puede infectar cualquier especie animal y al hombre (Ochoa *et al*, 2000; Mejía *et al*, 2012). En el presente estudio se les presentó a las granjas una encuesta para determinar la presencia de plagas y los medios utilizados para controlarlas. A partir de la encuesta se encontró que las granjas respondieron que no presentaban plagas evidentes y que utilizaban químicos para controlarlas, a pesar de esto los serovares Icterihaemorrhagiae y Grippytyphosa obtuvieron el 6% de seropositividad, esto puede deberse a pequeñas poblaciones de roedores que no son identificadas por los trabajadores como una plaga presente.

En cuanto a la granja del municipio de Facatativá, la mayoría de las vacunas utilizadas para la especie porcina contienen al menos los serovares Pomona, Canicola, Grippytyphosa, Bratislava e Ictemorrhagiae (Alder y de la Peña, 2010). La prueba MAT no puede discriminar entre los anticuerpos resultantes de la infección o la vacunación a menos que se realicen muestreos pareados; los pacientes vacunados pueden alcanzar títulos hasta de 1:400 en las dos primeras semanas post vacunación y luego descienden rápidamente en la tercera y cuarta semana, dando un resultado negativo, para este caso se considera infección activa un resultado con un título ≥ 400 y que presente cuadro clínico sospechoso, además deben ser muestreados dos semanas después para confirmar el diagnóstico (Alder y de la Peña, 2010). En el estudio realizado solo se obtuvieron 2 muestras positivas para el serovar Bratislava con un título 1:100 en los animales vacunados, se desconoce si en la granja existían cerdos con cuadro clínico sospechoso y no se realizó una segunda toma de muestras para confirmar los resultados negativos.

7. CONCLUSIONES

La seropositividad para *Toxoplasma gondii* en las granjas evaluadas en Cundinamarca-Colombia fue de 1.1%.

La seropositividad para *Leptospira* spp. en granjas que no habían vacunado contra la bacteria fue de 41% y 8.68% en la granja con vacunación.

En las granjas no vacunadas los serovares con mayor seropositividad fueron: Hardjo Prajitno (7.5%) y Bratislava (10.6%).

Para la granja vacunada solo hubo positividad para el serovar Bratislava 8.68%.

No se obtuvieron muestras seropositivas para *Trichinella spiralis* en las granjas evaluadas en Cundinamarca-Colombia.

No se estableció asociación entre las diferentes variables estudiadas por medio del análisis estadístico realizado con la prueba de asociación de Pearson.

8. RECOMENDACIONES

Se recomienda realizar nuevos estudios de investigación en diferentes tipos de granjas (tecnificadas y no tecnificadas), con el fin de determinar la seroprevalencia así ampliando el conocimiento de esos patógenos a nivel de Colombia.

9. BIBLIOGRAFÍA

Abguguen P. Leptospirosis. *EMC - Tratado de Medicina* 2014; **18** (4): 1-10.

ACP – FNP. Uso del servicio de diagnóstico durante los últimos 7 años en granjas porcícolas de Colombia 2007-2014. Parte II enfermedades Bacterianas. *Porcicultura Colombiana* 2015; 21-26.

ACP –FNP. 2014a. Informe de los proyectos de inversión desarrollados durante el primer semestre de 2014. Disponible en: <http://www.porcicol.org.co/porcicultores/images/porcicultores/quees/Informe2014.pdf>. Consultado el 15 de junio de 2015.

ACP –FNP. 2014b. Informe de los proyectos de inversión desarrollados durante el primer semestre de 2013. Disponible en: <http://www.porcicol.org.co/porcicultores/images/porcicultores/quees/Informe2013.pdf>. Consultado el 17 de julio de 2015.

ACP. 2014, un buen año para el sector. Análisis de nuestro sector 2014. *Porcicultura Colombiana* 2015; **4**(1): 12-22.

Adler B, De la Peña Moctezuma A. Leptospira and leptospirosis. *Veterinary Microbiology* 2010; **140**, 287-296.

Adler B. Pathogenesis of leptospirosis: Cellular and molecular aspects. *Veterinary Microbiology* 2014; **172**, pp. 353-358.

Agudelo P, Restrepo B, Arboleda M. Situación de la leptospirosis en el Urabá antioqueño colombiano: estudio seroepidemiológico y factores de riesgo en la población general urbana. *Cad. Saúde Pública* 2007; **23** (9): 2094-2102.

Alban L, Boes J, Kreiner H, Petersen JV, Willeberg P. Towards a risk-based surveillance for *Trichinella* spp. in Danish pig production. *Preventive Veterinary Medicine* 2008; **87**, 340-357.

Almenteros C, Arrieta G, Máttar S, Barguil A, Tamayo L Padilla T, Bedoya Z, Mendoza S, Estereta F, Díaz N, Estrada C, Medina A, Rodríguez A, De la Ossa M, Pérez A, Ríos R. Seroprevalencia de leptospirosis porcina en el Departamento de Córdoba. *Rev Col Cienc Pec* 2004; Vol. **17**:2

Álvarez L, Calderón A, Rodríguez V, Arrieta G. SEROPREVALENCIA DE LEPTOSPIROSIS CANINA EN UNA COMUNIDAD RURAL DEL MUNICIPIO DE CIÉNAGA DE ORO, CÓRDOBA (COLOMBIA). *Revista U.D.C.A Actualidad & Divulgación Científica* 2011; **14** (2): 75 – 81.

Anampa L, Rivera H, Falcón N, Arainga M, Ramírez M. Frecuencia de *Leptospira* spp en porcinos de crianza tecnificada y de traspasos beneficiados en dos mataderos de Lima. *Rev Inv Vet Perú* 2012; **23** (2): 240-245

Arrese G, Ramos D, Casas E, Guevara J, Lucas J. Búsqueda de *Trichinella spiralis* en cerdos de crianza no tecnificada en zonas periurbanas de Lima, Perú. *Rev Inv Vet Perú* 2014; **25**(3): 444-448.

Bajani MD, Ashford DA, Bragg SL, Woods CW, Aye T, Spiegel RA, Plikaytis BD, Perkins BA, Phelan M, Levett PN, Weyant RS. Evaluation of four commercially available rapid serologic tests for diagnosis of leptospirosis. *J. Clin. Microbiol.* 2003; **41**, pp. 803–809

Balboa J. Evaluación serológica del *Toxoplasma gondii* en suinos mediante la prueba de ELISA en plantas faenadoras de la IX y XIV regiones de Chile. **Tesis de grado**. Universidad Austral de Chile, Chile, 2008.

Basso W, Handke M, Sydler T, Borel N, Grimm F, Sidler X, Deplazes P. Involvement of *Toxoplasma gondii* in reproductive disorders in Swiss pig farms. *Parasitology International* 2015; **64** (2): 157-160.

Basso W, Hartnack S, Pardini L, Maksimov P, Koudela B, Venturini MC, Schares G, Sidler X, Lewis FI, Deplazes P. Assessment of diagnostic accuracy of a commercial ELISA for the detection of *Toxoplasma gondii* infection in pigs compared with IFAT, TgSAG1-ELISA and Western blot, using a Bayesian latent class approach. *International journal for parasitology* 2013; **43** (7):565-570.

Bello S, Rodríguez F. 2011. Manual de *Leptospira* spp. Instituto nacional de salud. Disponible en: <http://www.ins.gov.co/tramites-y-servicios/examenes-de-inter%20C3%A9s-en-salud-publica/Microbiologia/MNLR011%20003%205030-008%20MANUAL%20DE%20LEPTOSPIRA%20V%2000%20OK.pdf> Consultado el 17 julio de 2015.

Betancur CA, Jaramillo JM, Puyana JD, Quintero MI, Estrada S, Salazar LM. Seroprevalencia de toxoplasmosis en donantes de sangre de la Clínica Cardiovascular Santa María, Medellín, Colombia, 2009-2010. *Infectio* 2011; **15**(1): 14-19.

Bilska-Zajac E, Rózycki M, Chmurzyńska E, Marucci G, Cencek T, Karamon J, Bocian Ł. *Trichinella* species circulating in wild boar (*Sus scrofa*) populations in Poland *International journal for parasitology. Parasites and wildlife* 2013; **2**, pp. 211-213.

Bolívar S, Lagares A, Varela L, Vergara C. Prevalencia de *Leptospira interrogans* por PCR, en la población porcina del municipio de Baranoa-atlántico (Colombia). *Revista colombiana de ciencias de la salud* 2012; **1**(1):11-19.

Builes L, Laverde L. Triquinosis una zoonosis parasitaria, *CES* 2009; **4** (2): 130-136.

Buriticá E, Echeverry D, Cruz L. Leptospirosis en el departamento del Tolima, Colombia. *Revista CES / Medicina Veterinaria y Zootecnia* 2008; **3** (1).

Bruschi F. Trichinellosis in developing countries: is it neglected?. *J Infect Dev Ctries* 2012; **6** (3): 216-222.

Campo-Portacio DM, Discuviche-Rebolledo MA, Blanco-Tuirán PJ, Montero-Pérez YM, Orozco-Méndez KE, Assia-Mercado YM. Detección de *Toxoplasma gondii* por amplificación del gen B1 en carnes de consumo humano. *Infectio* 2014; **18**(3): 93-99.

Cademartori BG, Santos LMJF, Oliveira FC, Quevedo P, Oliveira PA, Ramos TS, Rocha ASR, Ruas JL, Farias NAR. Isolation and pathogenicity of *Toxoplasma gondii* in naturally infected (rustic farm) pigs in southern Brazil. *Veterinary Parasitology* 2014; **203** (1–2): 207-21.

Calderón A, Rodríguez V, Máttar S, Arrieta G. Leptospirosis in pigs, dogs, rodents, humans, and water in an area of the Colombian tropics. *Trop Anim Health Prod* 2014; **46**:427–432

CDC. Ciclo de vida de *Trichinella* spp. Disponible en: <http://www.cdc.gov/dpdx/trichinellosis/index.html>. Consultado el 17 de octubre de 2015.

CDC. Parasites - Toxoplasmosis (*Toxoplasma* infection).2015. Disponible en: <http://www.cdc.gov/parasites/toxoplasmosis/biology.html>. Consultado el 17 de octubre de 2015.

Cerda J, Villarroel del P. L. Interpretación del test de Chi-cuadrado (X²) en investigación pediátrica. *Rev Chil Pediatr* 2007; **78** (4): 414-417.

Céspedes M. Leptospirosis: Enfermedad Zoonótica Emergente. *Rev. Perú. med. exp. salud pública* 2005; **22** (4).

Chang CH, Riazi M, Yunus MH, Osman S, Noordin R. Limited diagnostic value of two commercial rapid tests for acute leptospirosis detection in Malaysia. *Diagnostic Microbiology and Infectious Disease* 2014; **80**(4): 278-281.

Chávez EG, Saldivar S, Muñoz JJ, Moreno MA. Trichinellosis una zoonosis vigente. *Revista Electrónica de Veterinaria REDVET* 2006; **7** (5): 1-19

Colombiana de Salud. Guía de atención morbilidad materna: Toxoplasmosis y embarazo (2013). Disponible en: http://www.colombianadesalud.org.co/GUIAS_MATERNO_INFANTIL/GUIA%20TOXOPLASMOSIS%20Y%20EMBARAZO.pdf. Consultado el 13 de mayo de 2015.

Cortés J, Gómez J, Silva P, Arévalo, Rodríguez I, Alvarez M, Corrales I, Muller E, Ruiz G, Gómez P. Guía de atención integral para la prevención, detección temprana y tratamiento de las complicaciones del embarazo, parto y puerperio: sección toxoplasmosis en el embarazo. *Infectio* 2012; **16** (4): 230–246.

Costantino SN, Sosa N, Calcagno MA, Forastiero MA, Farabello SP, Taus MR, Venturiello SM. Detection of trichinellosis in a historically Trichinella-free area of Argentina. *Veterinary Parasitology* 2009; **159**, 354-357.

Cui J, Jiang P, Liu L, Wang Z. Survey of Trichinella infections in domestic pigs from northern and eastern Henan, China. *Veterinary Parasitology* 2013; **194** (2–4): 133-135.

Dabanch J. Zoonosis. *Revista chilena de infectología* 2003; **20** (1): Pages S47 - S51.

De Oliveira Souza E , Sposito PH, Merlini LS. Pesquisa de Trichinella spiralis em suínos abatidos na região noroeste do estado do Paraná, Brasil. *Revista Brasileira de Higiene e Sanidade Animal* 2013; **7** (2): 225-232.

Del Pozo Pérez A, Sánchez JL , Segura JC, de Tomás ME. Infecciones por protozoos y toxoplasmosis. *Medicine - Programa de Formación Médica Continuada Acreditado* 2014; **11** (54): 3222-3232.

De Vries SG, Visser BJ, Nagel IM, Goris M, Hartskeerl RA, Grobusch MP. Leptospirosis in Sub-Saharan Africa: a systematic review. *International Journal of Infectious Diseases* 2014; **28**, 47-64.

Departamento Administrativo Nacional de Estadística (DANE). 2012. Boletín mensual: Insumos y factores de producción. La carne de cerdo en el mundo. Disponible en: https://www.dane.gov.co/files/investigaciones/agropecuaria/sipsa/insumos_factores_de_produccion_agosto_2012.pdf. Consultado el 2 de julio de 2015.

Departamento Administrativo Nacional de Estadística (DANE). Boletín de prensa: Sacrificio de ganado I trimestre de 2013. Disponible en: https://www.dane.gov.co/files/investigaciones/boletines/sacrificio/bol_sacrif_Itrim13.pdf. Consultado el 17 de junio de 2015.

Du F, Zhang Q, Yu Q, Hu M, Zhou Y, Zhao J. Soil contamination of Toxoplasma gondii oocysts in pig farms in central China. *Veterinary Parasitology* 2012; **187**, 53-56.

Dubey JP. Toxoplasmosis in pigs—The last 20 years. *Veterinary Parasitology* 2009; **164**, 89-103.

Dupouey J, Faucher B, Edouard S, Richet H, Kodjo A, Drancourt M, Davoust B. Human leptospirosis: An emerging risk in Europe?. *Microbiology and Infectious Diseases* 2014; **37**(2):77-83.

EFSA/ECDC. The European Union Summary Report on Trends and Sources of Zoonoses, Zoonotic Agents and Food-borne Outbreaks in 2012. *EFSA Journal* 2014; **12**(2):3547.

EFSA/ECDC. The European Union Summary Report on Trends and Sources of Zoonoses, Zoonotic Agents and Food-borne Outbreaks in 2013. *EFSA Journal* 2015; **13**(1):3991.

EFSA. Boletín epidemiológico semanal. Situación de las zoonosis en Europa y en España. Informe de la Autoridad Europea de Seguridad Alimentaria (EFSA), 2014. *Centro Nacional de Epidemiología. Área de Análisis de Vigilancia Epidemiológica* 2014; **22** (5): 43-55.

ECDC. 2013. Annual epidemiological report Reporting on 2011 surveillance data and 2012 epidemic intelligence data. Disponible en: <http://ecdc.europa.eu/en/publications/publications/annual-epidemiological-report-2013.pdf>

ECDC. Surveillance and monitoring of *Toxoplasma* in humans, food and animals: Scientific Opinion of the Panel on Biological Hazards. *EFSA Journal* 2007; **583**, 1-64

Feraud D, Abeledo G. Primer reporte en Cuba de *Leptospira interrogans* serovar Tarassovi y caracterización clínica epizootológica en focos de Leptospirosis porcina. *REDVET* 2005; **6** (4): 1-34.

Fernández R, Arrebola A, Santiesteban B, Toruño J, Abreú V, Fernández S, Bourzac I. Leptospirosis, una Revisión Actualizada. *Vet. Arg.* 2012; **29**(291):1-20.

Framstad T, Sjaastad Ø, Aass RA. 2000. Bleeding and intravenous techniques in pigs Norwegian School of Veterinary Science and Norwegian Independent Meat Association, Oslo. Disponible en: <http://oslovet.norecopa.no/teaching/pig/pigbleed>. Consultado el 1 de julio de 2015.

Gajadhar AA, Pozio E, Gamble HR, Nöckler K, Maddox-Hyttel C, Forbes LB, Vallée I, Rossi P, Marinculic A, Boireau P. *Trichinella* diagnostics and control: Mandatory and best practices for ensuring food safety. *Veterinary Parasitology* 2009; **159**,197-205.

Gamble HR. Helminth-Nematode: *Trichinella spiralis* and Other *Trichinella* Species. *In Encyclopedia of Food Safety* 2014; Pages 104-110.

Gebremedhin EZ, Kebeta MM, Asaye M, Ashenafi G, Di Marco V, Vitale M. First report on seroepidemiology of *Toxoplasma gondii* infection in pigs in Central Ethiopia. *MC Veterinary Research* 2015, **11**:59.

GrupoOX. OX-AGUA 2ª Generación. 2012. Disponible en: <http://www.grupoox.com/sectorporcino.php>. Consultado el 4 de noviembre de 2015.

Gómez J. Evaluación del tratamiento de la toxoplasmosis gestacional en una cohorte colombiana. *Infectio* 2005; **9**(1): 16-23.

Gómez-Morales MA, Ludovisia A, Amatia M, Blagab R, Zivojinovic M, Ribicichd M, Pozio E. A distinctive Western blot pattern to recognize *Trichinella* infections in humans and pigs. *International Journal for Parasitology* 2012; **42** (11):1017-1023.

Gómez-Morales MA, Ludovisi A, Pezzotti P, Amati M, Cherchi S, Lalle M, Pecoraro F, Pozio E. International ring trial to detect anti-Trichinella IgG by ELISA on pig sera. *Veterinary Parasitology* 2009; **166**(3–4): 241-248.

Guerra MA. Leptospirosis: Public health perspectives. *Biologicals* 2013; **41**(5): 295-297.

Hill DE, Dubey JP. Toxoplasma gondii as a parasite in food: analysis and control, In *Advances in Microbial Food Safety*, edited by John Sofos, Woodhead Publishing, Oxford, 2015; 59-80.

Hill DE, Dubey JP. Toxoplasma gondii prevalence in farm animals in the United States. *International Journal for Parasitology* 2013; **43** (2):107-113

Huerta S, Chávez A, Casas E, Falcón N, Raymundo F. Concordancia entre las pruebas de hemaglutinación indirecta e inmunofluorescencia indirecta para determinar la prevalencia de Toxoplasma gondii en ovinos. *Rev. investig. vet. Perú* 2006; **17** (2).

Instituto Nacional de Salud. Informe del evento leptospirosis, hasta el décimo tercer periodo epidemiológico del año 2012. Disponible en: [http://www.ins.gov.co/lineas-de-accion/Subdireccion-](http://www.ins.gov.co/lineas-de-accion/Subdireccion-Vigilancia/Informe%20de%20Evento%20Epidemiologico/LEPTOSPIROSIS%202012.pdf)

[Vigilancia/Informe%20de%20Evento%20Epidemiologico/LEPTOSPIROSIS%202012.pdf](http://www.ins.gov.co/lineas-de-accion/Subdireccion-Vigilancia/Informe%20de%20Evento%20Epidemiologico/LEPTOSPIROSIS%202012.pdf). Consultado el 24 de junio de 2015.

Instituto Nacional de Salud. Informe del evento leptospirosis, hasta el periodo epidemiológico vii, Colombia 2015. Disponible en: http://www.ins.gov.co/lineas-de-accion/Subdireccion-Vigilancia/Informe%20de%20Evento%20Epidemiologico/LEPTOSPIROSIS%20Periodo%20VII%202015.pdf?Mobile=1&Source=%2Flineas-de-accion%2FSubdireccion-Vigilancia%2F_layouts%2Fmobile%2Fmblwp.aspx%3FUrl%3D%252Flineas-de-accion%252FSubdireccion-Vigilancia%252FPaginas%252Finformes-de-evento.aspx%26CurrentPage%3D1. Consultado el 24 de junio de 2015.

Instituto Nacional de Salud. Boletín epidemiológico semanal. Semana epidemiológica número 01 de 2015 (04 ene. Al 10ene.). Disponible en: <http://www.ins.gov.co/boletin-epidemiologico/Boletn%20Epidemiologico/2015%20Boletin%20epidemiologico%20semana%2001.pdf>. Consultado el 18 de julio de 2015.

Instituto Nacional de Salud. Boletín epidemiológico semanal. Semana epidemiológica número 24 de 2014 (08 Jun. al 14 Jun.). Disponible en: <http://www.ins.gov.co/boletin-epidemiologico/Boletn%20Epidemiologico/2014%20Boletin%20epidemiologico%20semana%2024.pdf>. Consultado el 18 de julio de 2015.

Instituto Nacional de Salud. Boletín epidemiológico semanal. Semana epidemiológica número 52 de 2010 (26 de diciembre al 1 Enero de 2011). Disponible en: [http://www.ins.gov.co/boletin-](http://www.ins.gov.co/boletin-epidemiologico/Boletn%20Epidemiologico/2010%20Boletin%20epidemiologico%20semana%2052.pdf)

[epidemiologico/Boletn%20Epidemiolgico/2010%20Boletin%20epidemiologico_Semana%2052_.pdf](http://www.ins.gov.co/boletin-epidemiologico/Boletn%20Epidemiolgico/2010%20Boletin%20epidemiologico_Semana%2052_.pdf). Consultado el 18 de julio de 2015.

Instituto Nacional de Salud. Boletín epidemiológico semanal. Semana epidemiológica número 52 de 2012 (23 al 29 de Diciembre de 2012). Disponible en: http://www.ins.gov.co/boletin-epidemiologico/Boletn%20Epidemiolgico/2012%20Boletin%20epidemiologico_Semana%2052.pdf. Consultado el 18 de julio de 2015.

Instituto Nacional de Salud. Boletín epidemiológico semanal. Semana epidemiológica número 52 de 2013 (28 al 28 de Diciembre de 2013). Disponible en: <http://www.ins.gov.co/boletin-epidemiologico/Boletn%20Epidemiolgico/2013%20Boletin%20epidemiologico%20Semana%2052.pdf>. Consultado el 18 de julio de 2015.

Instituto Nacional de Salud. Boletín epidemiológico semanal. Semana epidemiológica número 44 de 2015 (01 nov. al 07 nov.). Disponible en: <http://www.ins.gov.co/boletin-epidemiologico/Boletn%20Epidemiolgico/2015%20Boletin%20epidemiologico%20semana%2044.pdf>. Consultado el 15 de noviembre de 2015.

Instituto Nacional de Salud. 2011. Manual de *Leptospira* spp. Disponible en: <http://www.ins.gov.co/tramites-y-servicios/examenes-de-inter%20C3%A9s-en-salud-publica/Microbiologa/MNLR011%20003%205030-008%20MANUAL%20DE%20LEPTOSPIRA%20V%2000%20OK.pdf> Consultado el 15 septiembre 2015.

Jazmín L, Mancera L. Concordancia entre ELISA e IFI para la determinación de anticuerpos tipo IgG contra *Toxoplasma gondii*. *Infectio* 2009; **13**(2):76-82

Jiang T, Gong D, Ma L, Nie H, Zhou Y, Yao B, Zhao J. Evaluation of a recombinant MIC3 based latex agglutination test for the rapid serodiagnosis of *Toxoplasma gondii* infection in swines. *Veterinary Parasitology*, 2008; **158**(1–2): 51-56.

Jones JL, Dubey JP. Foodborne Toxoplasmosis. *Clinical Infectious Diseases* 2012; **55** (6): 845-851.

Kirby T. Calls for more detailed studies on toxoplasmosis. *The Lancet Infectious Diseases* 2012; **12** (12): 912-913.

Ko A, Goarant C, Picardeau M. *Leptospira*: the dawn of the molecular genetics era for an emerging zoonotic pathogen. *Nature Reviews Microbiology* 2009; **7**, 736-747

Kutsuna S, Kato Y, Koizumi N, Yamamoto K, Fujiya Y, Mawatari M, Takeshita N, Hayakawa K, Kanagawa S, Ohmagari N. Travel-related leptospirosis in Japan: A report on a series of five

imported cases diagnosed at the National Center for Global Health and Medicine. *Journal of Infection and Chemotherapy* 2015; **21**(3): 218-223.

Klun I, Vujanić M, Yera H, Nikolić A, Ivović V, Bobić B, Bradonjić S, Dupouy-Camet J, Djurković-Djaković O. *Toxoplasma gondii* infection in slaughter pigs in Serbia: seroprevalence and demonstration of parasites in blood. *Vet Res.* 2011; **42**: 17.

Laverde L, Builes L, Masso C. Detección de *Trichinella spiralis* en cerdos faenados en dos plantas de beneficio en el municipio de Bello. *CES* 2009; **4** (2): 47-56.

Limmathurotsakul D, Turner EL, Wuthiekanun V, Thaipadungpanit J, Suputtamongkol Y, Chierakul W, Smythe LD, Day NP, Cooper B, Peacock SJ. Fool's gold: why imperfect reference tests are undermining the evaluation of novel diagnostics: a reevaluation of 5 diagnostic tests for leptospirosis. *Clin. Infect. Dis.* 2012; **55**, pp. 322–331

López-Castillo CA, Díaz-Ramírez J, Gómez-Marín J. Factores de riesgo en mujeres embarazadas, infectadas por *Toxoplasma gondii* en Armenia- Colombia. *Salud pública* 2005; **7** (2): 180-190.

López OS, López AA, Piedrahita D, Botero GA, Chaparro GJ. Infección por *Trichinella*, un riesgo latente para nuestros sistemas de producción porcina. *Revista porcicultura Colombiana* 2014; **3** (10): 23-28

Lora F, Aricapa H, Perez J, Arias L, Idarraga S, Mierb S, Gomez J. 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* 2007; **11** (3): 117-123.

Macchioni F, Magi M, Guardone L, Tolari F, Bruschi F, Gabrielli S, López R, Guzmán R, Guzmán LR, Quiroga L. Investigation on *Trichinella* spp. in Swine in Eastern Bolivia. *Revista Sapuvet de Salud Pública* 2012; **3** (2): 2027-8047.

Mahmood T, Yang PC. Western Blot: Technique, Theory, and Trouble Shooting. *N Am J Med Sci.* 2012; **4**(9): 429–434.

Malandrini J, Molina V, Soria C, Pizarro C. Detección de Trichinellosis con Diferentes Metodologías. *Ciencia* 2010; **5** (14):25-34.

Martinez J, Segales J, Aduriz G, Atxaerandio R, Jaro P, Ortega J, Peris B, Corpa JM. Pathological and aetiological studies of multifocal interstitial nephritis in wasted pigs at slaughter. *Res. Vet. Sci.* 2006; **81**, 92-98.

Medina A, Negrete L, Almentero C. PREVALENCIA DE LEPTOSPIROSIS PORCINA EN EL MUNICIPIO DE CIRCASIA (QUINDÍO). *MVZ-Córdoba* 2003; **8** (1).

Meemken D, Tangemann A, Meermeier D, Gundlach S, Mischok D, Greiner M, Klein G, Blaha T. Establishment of serological herd profiles for zoonoses and production diseases in pigs by “meat juice multi-serology”. *Preventive Veterinary Medicine* 2014; **113** (4): 589-598.

Mejía W, Zapata D, Sánchez A, Quintero A, Torres P, Chango M, Padrino T. Estudio serológico de la brucelosis y leptospirosis en granjas porcinas del municipio Mauroa del estado Falcón, Venezuela. *REVISTA DE LA UNIVERSIDAD DEL ZULIA* 2012; **5**, 43 – 60.

MINSAL. 2012. Informe de Triquinosis. Semana Epidemiológica 01 a 52 (2 de Enero al 30 de Diciembre) Disponible en: http://epi.minsal.cl/epi/html/bolets/reportes/Triquinosis/Triquinosis_2011.pdf. Consultado el 5 de agosto de 2015.

Molina V, Albarracín S, Krivokapich S, Chiosso C, Mancini S, Bigatti R, Arbusti P, Avila A, Larrieu E. Seroepidemiología y control de trichinellosis en cerdos en Sierra Grande, Argentina. *InVet* 2012; **14** (1).

Montealegre IA, Valbuena YA, Cortes LJ, Flórez AC. Seroprevalencia de la toxoplasmosis y factores relacionados con las enfermedades transmitidas por alimentos en trabajadores de plantas de beneficio animal en cinco ciudades capitales de Colombia, 2008. *Nova- publicación científica en ciencias biomédicas* 2009; **7** (11): 1-110.

Murrell K, Pozio E. Worldwide Occurrence and Impact of human Trichinellosis, 1986-2009. *Emerging Infectious Diseases* 2011; **17** (12): 2194-2202.

Ochoa J, Sánchez A, Ruiz I. Epidemiología de la leptospirosis en una zona andina de producción pecuaria. *Rev Panam Salud Publica* 2000; **7** (5).

Orellana D, Cruz P, Orellana D. Seroprevalencia de toxoplasma en cerdos en la Provincia Vallegrande del Departamento Santa Cruz Bolivia. Santa Cruz, Vallegrande, Bolivia: Orellana Dávalos, José, 24 de Noviembre de 2004.

OIE. 2008. Leptospirosis. En: Manual de la OIE sobre animales terrestres. Disponible en: http://web.oie.int/esp/normes/mmanual/pdf_es_2008/2.01.09.%20Leptospirosis.pdf. Consultado el 2 de junio de 2015.

OIE. 2008. Triquinelosis. En: Manual de la OIE sobre animales terrestres. Disponible en: web.oie.int/esp/normes/mmanual/pdf_es.../2.01.16.%20Triquinelosis.pdf. Consultado el 2 de junio de 2015.

OIE. 2008. Toxoplasmosis. En: Manual de la OIE sobre animales terrestres. Disponible en: web.oie.int/esp/normes/mmanual/pdf.../2.09.10.%20Toxoplasmosis.pdf

OMS.2015. Zoonoses and the Human-Animal-Ecosystems Interface. Disponible en: <http://www.who.int/zoonoses/en/>. Consultado el 2 de junio de 2015.

Osorio FJ, Patiño A, Linares C, Romero LA, Reina JF, Gonzáles PM (2012), "Colombia: Sanidad animal 2012". Disponible en: <http://www.ica.gov.co/getattachment/bce28fb3-c2c7-4f46-99fc-6bae850353fc/2012.aspx>. Consultado el 13 de mayo de 2015.

Petrakovsky M, Tinao J, Esteves J. Leptospirosis porcina: prevalencia serológica en establecimientos productores de la República Argentina. *Rev. MVZ Córdoba* 2013; **18** (1): 3282-3287.

Piassa FR, de Araújo JB, da Rosa RC, Mattei RJ, da Silva RC, Langoni H, da Silva AV. Prevalence and risk factors for *Toxoplasma gondii* infection in certified and non-certified pig breeding farms in the Toledo microregion, PR, Brazil. *Rev. Bras. Parasitol. Vet.* 2010; **19** (3): 152–156

PIC. Análisis de la industria porcina en Latinoamérica. 2013. Disponible en: <http://www.pic.com/Images/Users/30/BenchmarkLatamAbril2013.pdf>. Consultado el 15 de junio de 2015.

Pozio E. Searching for *Trichinella*: not all pigs are created equal. *Trends in Parasitology* 2014; **30** (1): 4-11.

Pozio E. World distribution of *Trichinella* spp. infections in animals and humans. *Veterinary Parasitology* 2007; **149**,3-21.

QUIAGEN. Manual de uso del kit pigtype® *Toxoplasma* Ab: Para la detección de anticuerpos de *Toxoplasma gondii*, 2013.

QUIAGEN. Manual de uso del kit pigtype® *Trichinella* Ab: Kite de Elisa Multi-especies para la detección de anticuerpos de *Trichinella* spp., 2013.

Radaelli E, Del Piero F, Aresu L, Sciarrone F, Vicari N, Mattiello S, Tagliabue S, Fabbi M, Scanziani E. Expression of major histocompatibility complex class II antigens in porcine leptospiral nephritis. *Vet. Pathol.*, 2009; **46**(5): 800-809.

Restrepo M. Toxoplasmosis: zoonosis parasitaria. *Rev. CES Med* 2007; **21**, 41-48.

Ribicich M, Gamble H R, Bolpe J, Sommerfelt I, Cardillo N, Scialfa E, Gimenez R, Pasqualetti M, Ribicich M, Gamble H R, Bolpe J, Sommerfelt I, Cardillo N, Scialfa E, Gimenez R, Pasqualetti M, Pascual G, Franco A, Rosa, A. Evaluation of the risk of transmission of *Trichinella* in pork production systems in Argentina. *Veterinary parasitology* 2009; **159**, 350-353.

Ribicich M, Rosa A, Molina V, Iangiardi G, Basso N, Franco A. Comparación entre la Digestión Artificial y la Triquinoscopía para la detección de *Trichinella spiralis* en carne porcina. *Investigación Veterinaria*, 2000; **2**, 81-88.

Robert-Gangneux F, Dardé ML. Epidemiology of and diagnostic strategies for Toxoplasmosis. *Clinical Microbiology Reviews* 2012; **25** (2): 264-296.

Rodriguez-Morales AJ, Castañeda-Hernández DM. Spirochetes: *Leptospira*, In Encyclopedia of Food Safety. *Academic Press, Waltham* 2014; 189-193.

Rodriguez PL, Hernández J, Reyes A. Bajo peso al nacer. Algunos factores asociados a la madre. *Rev Cubana Obstet Ginecol* 2005; 31 (1):

Romero J, Sogbe E, Días C. Estudio serológico e histopatológico de la infección por *Toxoplasma gondii* en cerdos del estado Aragua Venezuela. *Rev. Fac. Cs. Vets. – UCV* 2008; **48**(2):85-95.

Romero-Vivas CM, Thiry D, Rodríguez V, Calderón A, Arrieta G, Máttar S, Cuello M, Levett PN, Falconar AK. Molecular serovar characterization of *Leptospira* isolates from animals and water in Colombia. *Biomédica* 2013; **33**(Supl.1):179-84

Samico Fernandes EF, Samico Fernandes MF, Kim PC, de Albuquerque PP, de Souza Neto OL, de Santos A, de Moraes ÉP, de Moraes EG, Mota RA. Prevalence of *Toxoplasma gondii* in Slaughtered Pigs in the State of Pernambuco, Brazil. *J Parasitol.* 2012; **98** (3):690-1.

Sakundarno M, Bertolatti D, Maycock B, Spickett J, Dhaliwal S. Risk Factors for Leptospirosis Infection in Humans and Implications for Public Health Intervention in Indonesia and the Asia-Pacific Region. *Asia-Pacific Journal of Public Health* 2014; **26**(1): 15–32.

Sofronic-Milosavljevic LJ, Djordjevic M, Plavsic B, Grgic B. *Trichinella* infection in Serbia in the first decade of the twenty-first century. *Veterinary Parasitology* 2013; **194** (2–4):145-149.

Sukthana Y. Erratum: Toxoplasmosis: beyond animals to humans. *Trend in Parasitology* 2006; **22** (3): 137-42

Tovar G, León J. Prevalencia de *Toxoplasma gondii* en cerdos a nivel latinoamericano: revisión sistemática de literatura. *Revista porcicultura Colombiana* 2014; **3** (7): 29-33

Uribarren T. Toxoplasmosis. 2015. Disponible en: <http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/toxoplasmosis.html>.

Consultado el 17 de octubre de 2015.

Van der Giessen J, Fonville M, Bouwknegt M, Langelaar M, Vollema A. Seroprevalence of *Trichinella spiralis* and *Toxoplasma gondii* in pigs from different housing systems in The Netherlands. *Veterinary Parasitology* 2007; **148**(3–4): Pages 371-374

Varela-Villalobos R, Rojas-Granados J, Valerio-Campos I, Chinchilla-Carmona M. Estado actual de la transmisión de la toxoplasmosis por productos cárnicos en Costa Rica. *Acta méd costarric* 2013; **55** (2): 82-86.

Victoriano AF, Smythe L, Gloriani-Barzaga N, Cavinta L, Kasai T, Limpakarnjanarat K, Ong BL, Gongal G, Hall J, Coulombe CA, Yanagihara Y, Yoshida S, Adler B. Leptospirosis in the Asia Pacific region. *BMC Infectious Diseases* 2009; **9**:147.

Vieira da Silva A, De Oliveira Mendoça A, Bergamaschi S, Domingues PF, Langoni H. Genotyping of *Toxoplasma gondii* strains detected in pork sausage. *Parasitol Latinoam*. 2005; 60: 65-8.

Villari S, Vesco G, Petersen E, Crispo A, Buffolano W. Risk factors for toxoplasmosis in pigs bred in Sicily, Southern Italy. *Veterinary Parasitology* 2009; **161**, 1–8

Vu Thi N, Dorny P, La Rosa G, To Long T, Nguyen Van C, Pozio E. High prevalence of anti-Trichinella IgG in domestic pigs of the Son La province, Vietnam. *Veterinary Parasitology* 2010; **168** (1–2): 136-140.

Wang H, Wang T, Luo Q, Huo X, Wang L, Liu T, Xu X, Wang Y, Lu F, Lun Z, Yu L, Shen J. Prevalence and genotypes of *Toxoplasma gondii* in pork from retail meat stores in Eastern China. *International journal of food microbiology* 2012; **157** (3): 393-7.

Wu D, Ruiqing L, Sun X, Shu F, Zhou Z, Nie K, Duan G, Zou F. Seroprevalence of *Toxoplasma gondii* antibodies from slaughter pigs in Chongqing, China. *Trop Anim Health Prod*. 2012; **44** (4):685-7.

Zivojinovic M, Sofronic-Milosavljevic Lj, Cvetkovic J, Pozio E, Interisano M, Plavsic B, Radojicic S, Kulisic Z. Trichinella infections in different host species of an endemic district of Serbia. *Veterinary Parasitology* 2013; **194** (2–4): 136-138.

10. ANEXOS

Anexo 1: Formato del muestreo



EVALUACIÓN SEROLÓGICA DE ALGUNOS PATÓGENOS ZONÓTICOS EN GRANJAS PORCÍCOLAS DE CUNDINAMARCA – COLOMBIA



MUESTREO		
Fecha:	Granja	
Departamento:	Municipio:	
Especie :	Raza:	
	Peso promedio:	Edad: ENGORDE / CEBA
Proceso de limpieza y desinfección de alojamientos vacíos: Tiempo de lavado: _____ Desinfectantes: _____ Se realiza flameado de instalaciones? _____ Tiempo de vacío sanitario? _____	Tipo de alimentación: Concentrado: _____ Maquila: _____ Lavazas: _____ Mixto: _____	Cuantos sitios tiene la explotación: 1 sitio: _____ 2 Sitios: _____ 3 Sitios: _____ > 3 Sitios _____
Cuenta con medidas de bioseguridad básicas? Cerco perimetral _____ Control de visitas _____ Cambio completo de dotación _____ La dotación es de la granja _____ Desinfección de vehículos _____ Procedencia de los animales _____ Hay zona de cuarentena _____		
CARACTERÍSTICAS DEL CORRAL		

<u>Tipo de suelo:</u> Tierra:___ Cemento:___ Rejilla: ___ Mixto: ___	<u>Bebedores:</u> Tipo pileta:___ Tipo taza:___ Tipo tetina:___ Chupo: _____	<u>Comedores</u> Portátiles:___ Tolva:___ Canoa___ Otro: _____	<u>Entorno:</u> Pared de cemento:___ Malla:___ Madera:___ Metalica:___ Otro:___	<u>Tipo de manejo lechones:</u> Todo dentro/Todo fuera:___ Flujo Continuo: ___ Por semanas de vida:___ Mezcla de animales: ___
<u>Alojamiento:</u> Suetos en grupo:___ En plaza fija (jaula):___ Encierro:___	<u>Tratamiento de agua:</u> Si:___ No:___ Planta de tratamiento:___ Uso de desinfectantes: Si:___ No:___ Cual:_____	Existe otro tipo de explotación agropecuaria cerca de los encierros?: Si:___ No:___ Bovina:___ Avícola:___ Caprina:___ Otro:___ Cual:_____		
<u>Frecuencia de limpieza:</u> 1 vez al día:___ 2 veces a la semana:___ 2 veces al día:___ 3 veces a la semana:___ 3 veces al día:___ 4 veces a la semana:___ 1 vez a la semana:___ 5 veces a la semana:___ Uso de desinfectantes: Si:___ No:___ Cual:_____		<u>Presencia evidente de plagas en establecimiento:</u> Si:___ No:___ Cual:_____ Cuál es el sistema de control de: Moscas:_____ Roedores:_____ Aves:_____ Otros:_____		

ESQUEMA DE VACUNACIÓN AGENTE PATÓGENO	SI	NO	NOMBRE DEL PRODUCTO	FECHA ÚLTIMA VACUNACIÓN
<i>Leptospira</i>				
<i>Salmonella</i>				
<i>Yersinia</i>				
<i>Erisipela</i>				
<i>E.coli</i>				
Rinitis Atrófica				
<i>Toxoplasma</i>				
<i>Trichinella</i>				
Vermifugación				

Fiebre aftosa				
Fiebre porcina				
Parvovirus				
Aujesky				
Otra				

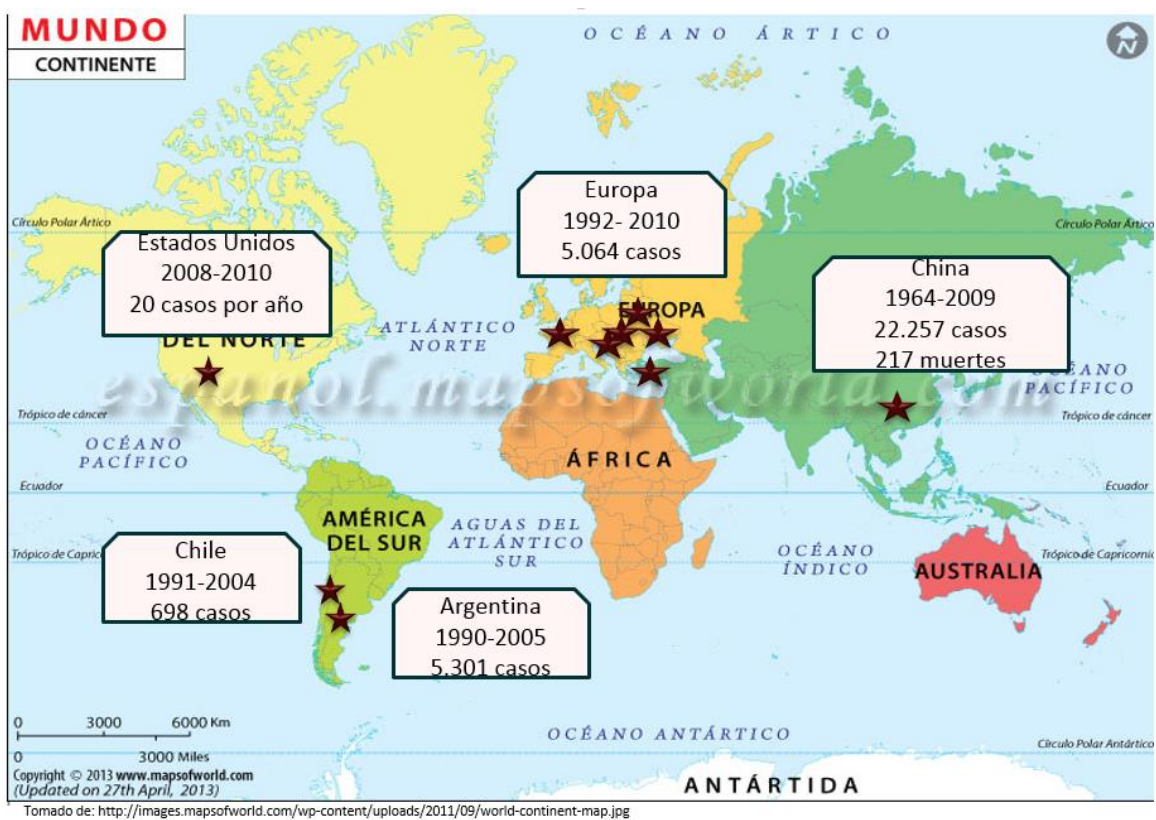
Otras enfermedades infecciosas recientes: SI ____ NO ____ CUAL: _____

Observaciones: _____

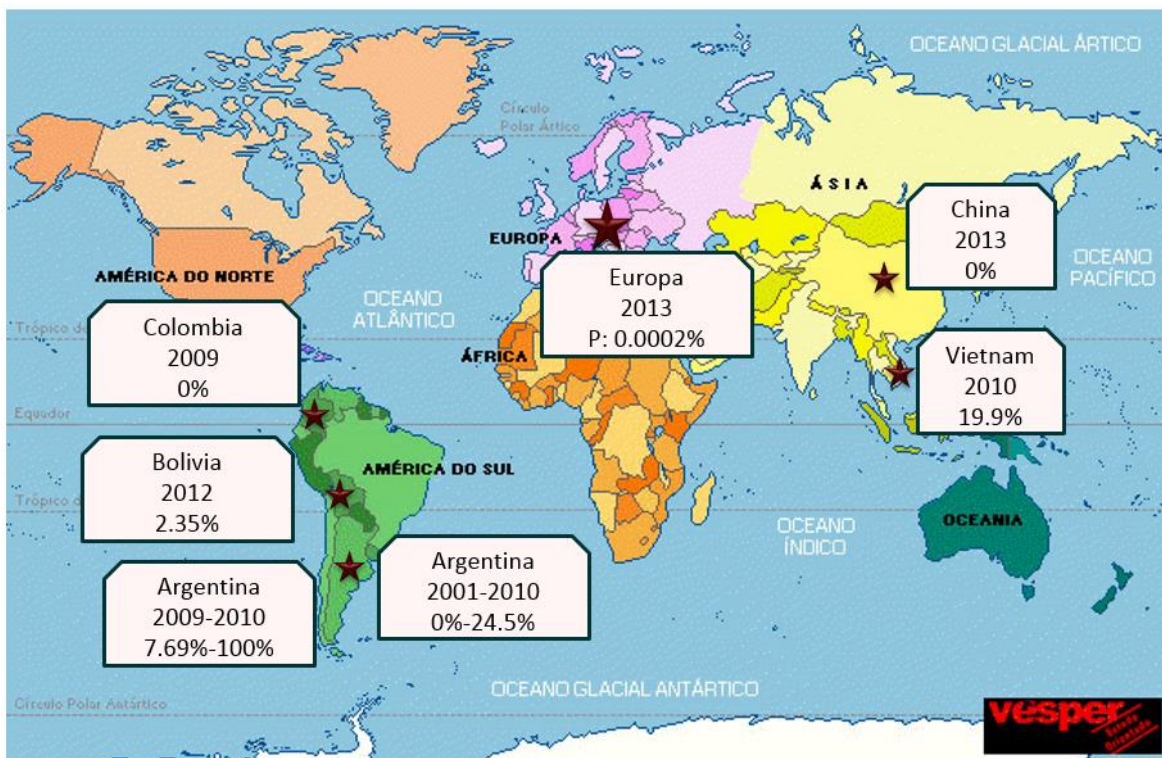
CONSECUTIVO MX	ID MUESTRA	SEXO ANIMAL
1		
2		
3		
4		
5		
6		
7		
8		
9		
10		
11		
12		

13		
14		
15		
16		
17		
18		
19		
20		
21		
22		
23		

Anexo 2: Casos de triquinelosis en Humanos

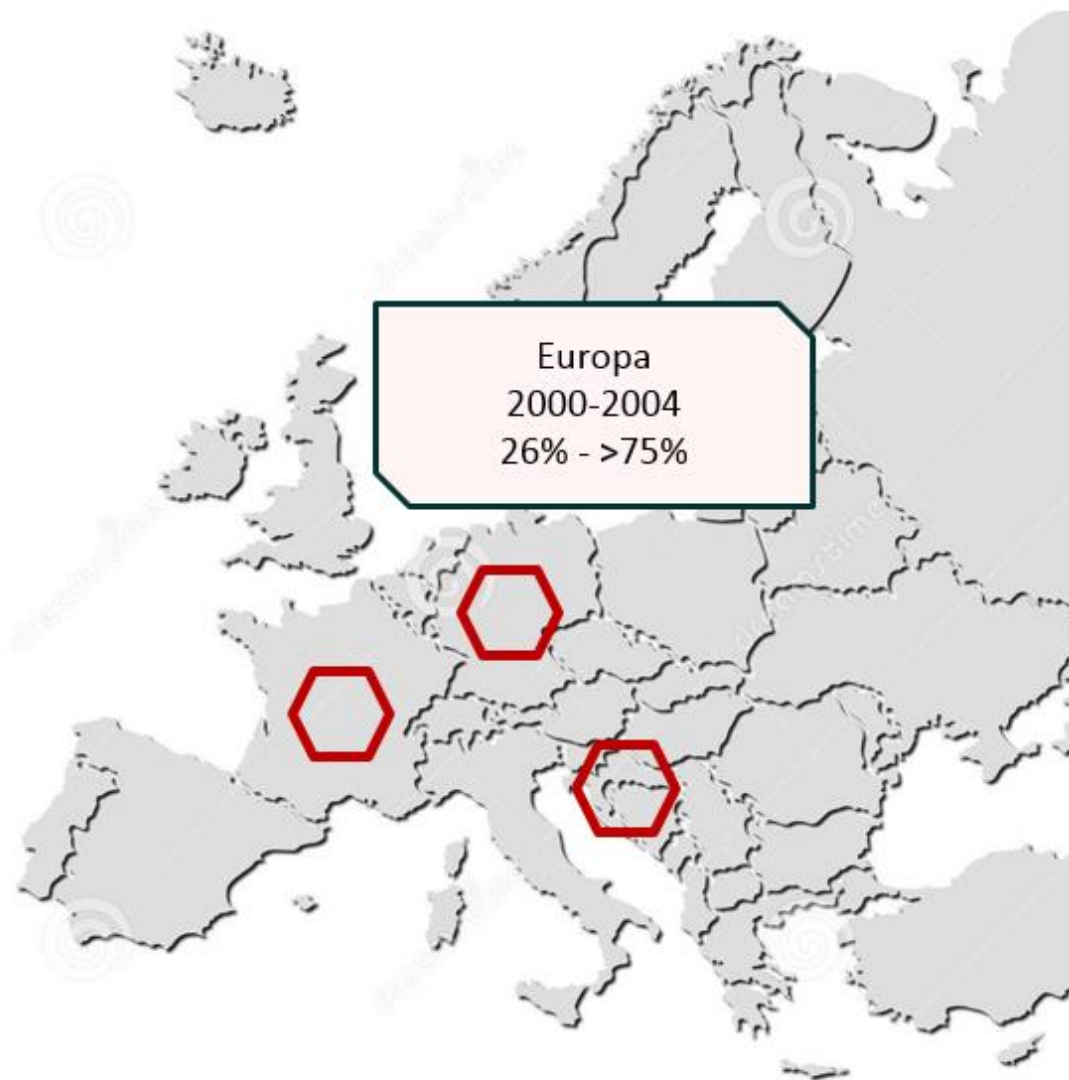


Anexo 3: Estudios de triquinosis en porcinos



Tomado de: <http://www.imagui.com/a/mapa-mundi-con-sus-paises-y-nombres-cx8aoR5Bg>

Anexo 4: Casos de toxoplasmosis en Humanos

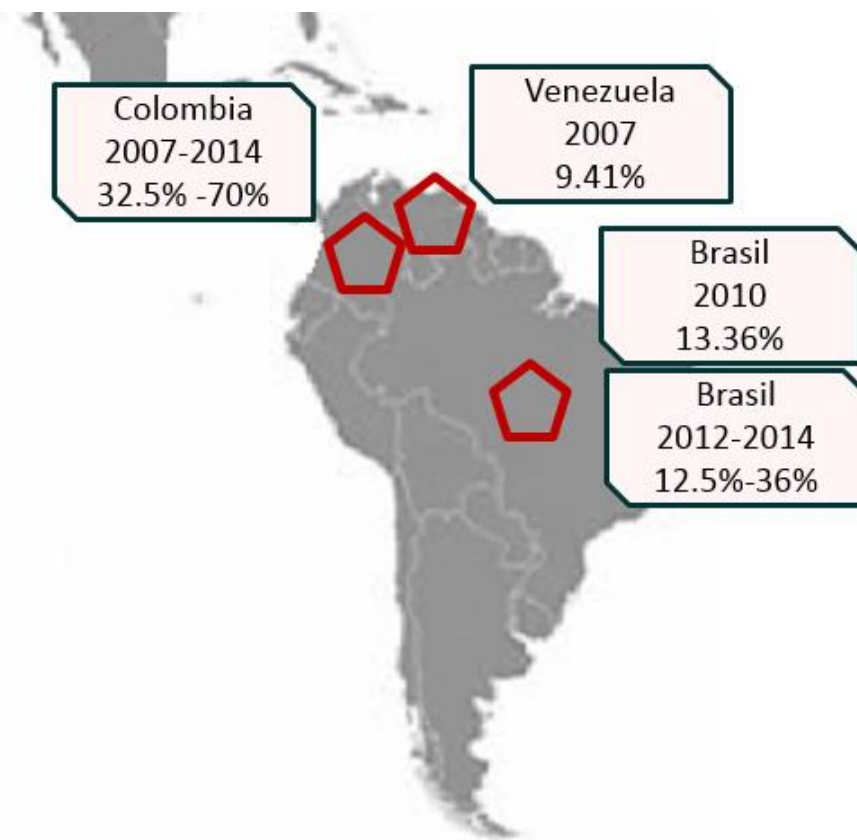


Tomado de: <http://es.dreamstime.com/stock-de-ilustraci%C3%B3n-mapa-de-europa-con-las-sombras-image51353649>



Tomado de: <http://asbasupervision.com/es/9-acerca-de-la-asba/miembros-asociados/16-sociosvieja>

Anexo 5: Estudios de toxoplasmosis en porcinos



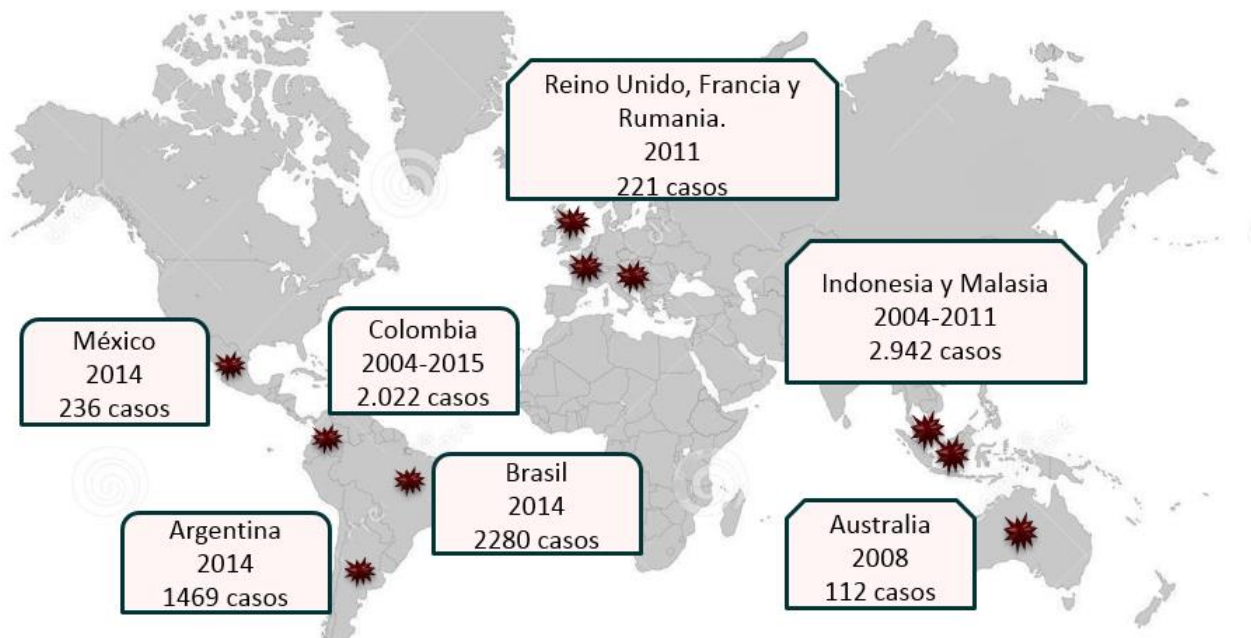
Tomado de: <http://asbasupervision.com/es/9-acerca-de-la-asba/miembros-asociados/16-sociosvieja>



Tomado de: <https://sites.google.com/site/elmundouno/continentes-del-mundo>

Tomado de: <http://es.dreamstime.com/stock-de-ilustraci%C3%B3n-mapa-del-mundo-pol%C3%ADtico-gris-con-las-fronteras-blancas-image53551633>

Anexo 6: Casos de leptospirosis en Humanos



Tomado de: <http://es.dreamstime.com/stock-de-ilustraci%C3%B3n-mapa-del-mundo-ejemplo-gris-plata-image46989580>

Anexo 7: Estudios de leptospirosis en porcinos

