

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA  
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA  
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**



**DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE *Toxoplasma gondii* EN ROEDORES SINANTRÓPICOS, EN LA ALDEA LA UNIÓN, COATEPEQUE, QUETZALTENANGO, EN EL AÑO 2017**

**GERMAN ANTONIO RODAS SIERRA**

**Médico Veterinario**

**GUATEMALA, FEBRERO DE 2018**

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA  
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA  
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA**



**DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE *Toxoplasma gondii* EN  
ROEDORES SINANTRÓPICOS, EN LA ALDEA LA UNIÓN,  
COATEPEQUE, QUETZALTENANGO, EN EL AÑO 2017**

**TRABAJO DE GRADUACIÓN**

**PRESENTADO A LA HONORABLE JUNTA DIRECTIVA DE LA FACULTAD**

**POR**

**GERMAN ANTONIO RODAS SIERRA**

Al conferírsele el título profesional de

**Médico Veterinario**

En el grado de Licenciado

**GUATEMALA, FEBRERO DE 2018**

**UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA  
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA  
JUNTA DIRECTIVA**

Decano:	M.A. Gustavo Enrique Taracena Gil
Secretario:	Dr. Hugo René Pérez Noriega
Vocal I:	M.Sc. Juan José Prem González
Vocal II:	Lic. Zoot. Edgar Amílcar García Pimentel
Vocal III:	Lic. Zoot. Alex Rafael Salazar Melgar
Vocal IV:	Br. Brenda Lissette Chávez López
Vocal V:	Br. Javier Augusto Castro Vásquez

**ASESORES**

**M.A LUDWIG ESTUARDO FIGUEROA HERNÁNDEZ**

**M.Sc. JORGE DAVID MORÁN VILLATORO**

## **HONORABLE TRIBUNAL EXAMINADOR**

En cumplimiento con lo establecido por los reglamentos y normas de la Universidad de San Carlos de Guatemala, presento a su consideración el trabajo de graduación titulado:

### **DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE *Toxoplasma gondii* EN ROEDORES SINANTRÓPICOS, EN LA COMUNIDAD LA UNIÓN, COATEPEQUE, QUETZALTENANGO, EN EL AÑO 2017**

Que fuera aprobado por la Honorable Junta Directiva de la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia

Como requisito previo a optar al título de:

**MÉDICO VETERINARIO**

## **ACTO QUE DEDICO A:**

**A DIOS, LA VIDA Y  
A EL UNIVERSO:**

Sin ustedes esto no sería real.

**A MIS PADRES:**

Este logro es suyo.

**A IVÁN:**

Este logro también es tuyo.

## **AGRADECIMIENTOS**

- A MI MAMÁ:** Por haberme dado todas las herramientas que me permitieron llegar aquí.
- A MI PAPÁ:** Por tu apoyo.
- A IVÁN:** Sin vos no hubiera sido posible.
- A MIS HERMANOS:** Por motivarme a ser mejor persona.
- A LA FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA:** Por haberme formado como profesional.
- AL CENTRO DE ESTUDIOS EN SALUD DE LA UNIVERSIDAD DEL VALLE DE GUATEMALA:** Por abrirme las puertas de dicho centro y apoyarme en el proceso de formación.
- AL DEPARTAMENTO DE ARBOVIRUS Y ENFERMEDADES ZOONTICAS DEL CES:** Danilo, David, Lucia y Wendy por permitirme ser parte de su equipo, apoyarme durante todo mi proceso y por su maravillosa amistad.
- A DANILO Y DAVID:** Por permitirme ser parte de su equipo de trabajo y ser mis mentores.
- A MI EQUIPO DE TRABAJO:** Ramón, David, Danilo, Wendy, Adán, Jorge, Lucia y Silvia por su apoyo durante el proceso de esta investigación.
- A VICKY:** Por todo tu cariño y apoyo.
- A DIONE Y WENDY:** Por todo su cariño y amistad.

## ÍNDICE

I.	INTRODUCCIÓN.....	1
II.	HIPÓTESIS.....	3
III.	OBJETIVOS.....	4
	3.1 Objetivo general.....	4
	3.2 Objetivos específicos.....	4
IV.	REVISIÓN DE LITERATURA.....	5
	4.1 Toxoplasmosis.....	5
	4.1.1 Antecedentes.....	5
	4.1.2 Generalidades.....	5
	4.1.3 Ecología/epidemiología.....	5
	4.2 Toxoplasmosis en Salud Pública.....	6
	4.2.1 Datos actuales.....	6
	4.2.2 Importancia.....	7
V.	MATERIALES Y MÉTODOS.....	8
	5.1 Materiales.....	8
	5.1.1 Recursos humanos.....	8
	5.1.2 Recursos de campo.....	8
	5.1.3 Materiales de trampeo.....	8
	5.1.4 Recursos para el muestreo.....	8
	5.1.5 Recursos de laboratorio de bioseguridad.....	9
	5.1.6 Recursos para registro de morfometría y datos, e identificación de la especie.....	9
	5.1.7 Recursos de laboratorio.....	9
	5.1.8 Recursos de escritorio.....	10
	5.2 Metodología.....	11
	5.2.1 Área de estudio.....	11
	5.3 Tamaño de la muestra.....	11
	5.4 Fase de campo.....	11

5.5	Captura de roedores.....	11
5.6	Toma, preservación y transporte de la muestra.....	12
5.7	Procesamiento de las muestras.....	13
5.8	Registro de datos.....	13
5.9	Análisis estadístico.....	14
VI.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	15
6.1	Resultados.....	15
6.2	Discusión.....	15
VII.	CONCLUSIONES.....	17
VIII.	RECOMENDACIONES.....	18
IX.	RESUMEN.....	19
	SUMMARY.....	20
X.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	21
XI.	ANEXOS.....	24

## ÍNDICE CUADROS

### **Cuadro 1**

Distribución por sexo y edad de los roedores sinantrópicos  
capturados en la Comunidad, La Unión, Coatepeque .....15

## I. INTRODUCCIÓN

Toxoplasmosis es una enfermedad zoonótica, de distribución mundial, producida por el parásito intracelular *Toxoplasma gondii* (Picazo & Fuertes, 1998), afectando a todos los animales de sangre caliente incluyendo el hombre. Los hospederos definitivos son los félidos, los cuales adquieren la enfermedad por medio de la ingesta de alimentos y/o agua contaminados con quistes u ooquistes de *T. gondii* o por medio de la ingesta de roedores contaminados con el parásito (Berrueta, 2011). Estudios han demostrado la presencia infectiva de *T. gondii* en roedores (Khademvatan, et al., 2017), los cuales, al ser infectados con el parásito, sufren daño en el sistema nervioso, perdiendo el reflejo de escape. Siendo presas naturales de los félidos, no pueden escapar de los mismos favoreciendo a la continuidad del ciclo del parásito (Orellana, 2008).

El hombre contrae la enfermedad debido a la ingesta, de alimentos o bebida contaminados con quistes viables. (Dubey et al., 2005). Otras formas de transmisión en el humano incluyen la vía transplacentaria (Hernández & Mondragon, 2009), y la ingesta accidental de heces de gato contaminadas (CDC, 2015).

Alrededor del mundo se han reportado varios casos de la enfermedad con prevalencias que van desde 30% hasta el 90%, confirmando la presencia de *T. gondii* en población en general, sin importar género, raza, edad, profesión (Chavez, Reyes, & Chinchilla, 1998; Dubey & Beattie, 2000).

En Guatemala se estimó en el año 2003 que 1.26 millones de personas tenían Toxoplasmosis ocular (Jones & López, 2006) , siendo la mayor parte niños (Picazo & Fuertes, 1998). Se han realizado estudios que demuestran una prevalencia de 37.8% de *T. gondii* en personas del área rural, en el municipio de San Juan Sacatepéquez, y pacientes de hospitales públicos de la ciudad capital

(López, Jones & Arana, 2007; Estrada, Lemus & Portillo, 2012). En el municipio de Coatepeque, no se realiza algún método de diagnóstico para *T. gondii* por parte del Hospital Nacional o el Centro de Salud.

El objetivo de este estudio fue determinar la presencia del parásito en esta región del país debido a que no existe información previa en dicho lugar.

## II. HIPÓTESIS

Los roedores sinantrópicos de la Comunidad La Unión, Coatepeque, Quetzaltenango, tienen *Toxoplasma gondii*.

### **III. OBJETIVOS**

#### **3.1 Objetivo General**

- Generar información sobre la epidemiología de *Toxoplasma gondii*, en el área rural de Guatemala.

#### **3.2 Objetivos Específicos**

- Determinar la presencia de *Toxoplasma gondii* en roedores sinantrópicos, en la Comunidad la Unión, Coatepeque, Quetzaltenango.
- Determinar si existe efecto del sexo y especie del hospedero roedor sobre la presencia de *Toxoplasma gondii*.

## IV. REVISIÓN DE LITERATURA

### 4.1 Toxoplasmosis

#### 4.1.1 Antecedentes

*Toxoplasma* fue descubierto en un roedor, *Ctenodactylus gundi*, por Nicolle y Manceaux en 1908 y en un conejo doméstico por Splendore en el mismo año. En 1923 Janku describió la presencia de *T. gondii* en la retina de un niño hidrocefálico, mientras que en 1927 Carlos Magarinos reconoció por primera vez toxoplasmosis congénita en Brasil (Dubey & Beattie, 2000; Dubey, et al., 2012).

#### 4.1.2 Generalidades

Toxoplasmosis es una enfermedad zoonótica parasitaria, de distribución mundial, ocasionada por el parásito protozoario *T. gondii* (Oliverira, et al., 2003) el cual infecta a todas las especies de sangre caliente incluyendo al humano (Hernández & Flores, 2009). Los félidos son los únicos hospederos definitivos, siendo el reservorio principal del parásito (Willson, Jones, & McAULEY, 2003).

Se estima que alrededor de 500 millones de personas se encuentran infectadas de toxoplasmosis. En la mayoría de adultos no ocasiona serios daños, pero en el caso de mujeres embarazadas puede ocasionar abortos o daños al feto (Dubey & Beattie, 2000).

#### 4.1.3 Ecología/epidemiología

Estudios han demostrado la presencia infectiva de *T. gondii* en roedores, los cuales, al ser infectados con el parásito, sufren daño en el sistema nervioso, perdiendo el reflejo de escape. Siendo presas naturales de los félidos, no pueden

escapar de los mismos favoreciendo a la continuidad del ciclo del parásito (Orellana,2008; Meerburg, Singleton, & Kijlstra,2009; Khademvatan, et al.,2017).

Los félicos son la fuente principal de contaminación de *T. gondii*, estos pueden eliminar los quistes por medio de las heces, por un período de tiempo muy corto (1-3 semanas) y raramente vuelven a expulsarlos. Los quistes al ser expulsados no son infecciosos, deben primero esporular afuera del cuerpo del hospedador, entre 1-5 días (Dubey & Beattie, 2000).

El humano puede contagiarse de toxoplasmosis mediante diferentes vías: ingestión de quistes tisulares en carne mal cocida contaminada con el parásito; por ingestión de ooquistes, liberados por gatos infectados, en hortalizas o fuentes de agua; transplacentaria de la madre al feto (Hernández & Florez,2009; Gencay, et al.,2012; Razik, et al.,2014; CDC,2015).

## **4.2 Toxoplasmosis en Salud Pública**

### **4.2.1 Datos actuales**

Es una enfermedad zoonótica de distribución mundial, se desarrolla en cualquier clima, pero con mayor facilidad en climas cálidos (Pal & Alemu, 2014; CDC, 2016). La ingesta de ooquistes en el ambiente y el consumo de carne infectada con quistes tisulares son las dos formas más importantes de transmisión de *T. gondii* (Dubey & Beattie, 2000).

Estudios de seroprevalencia indican que toxoplasmosis es una de las enfermedades más comunes del humano a nivel mundial. Se han registrado prevalencias desde 30% hasta 90 % en Centroamérica, Brasil e Irán (Chaves, Reyes, & Chinchilla, 1998; Willson, Jones & McAuley, 2003; Dubey, et al., 2012; Khademvatan, et al., 2017).

En Guatemala se estimó en el año 2003;1.26 millones de personas con toxoplasmosis ocular (Jones & López, 2006) , siendo la mayoría niños debido a que es más fácil que ingieran los quistes por accidente (Picazo & Fuertes, 1998). Se han realizado estudios que demuestran la prevalencia de *T. gondii* en personas del área rural, mercados municipales y pacientes de hospitales públicos de la ciudad capital (López, Jones, & Arana, 2007; Angel, 2008; Estrada, Lemus, & Portillo, 2012; Talgi, 2016).

#### **4.2.2 Importancia**

Toxoplasmosis es una enfermedad parasitaria, zoonótica, que afecta a todos los animales de sangre caliente incluyendo al humano y aves. En el caso del humano puede pasar desapercibida, en personas con un buen sistema inmunológico, o bien ocasionar serios daños en personas inmunocomprometidas. En mujeres embarazadas puede ocasionar abortos o bien lesiones en el feto como hidrocefalia, retinocondritis, microcefalia, retraso mental, etc. (Dubey & Beattie, 2000; Dubey, et al., 2012).

## **V. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **5.1 Materiales**

#### **5.1.1 Recursos humanos**

- Estudiante tesista.
- Médicos veterinarios asesores.
- Personal técnico del Programa Enfermedades Arbovirales y Zoonóticas del Centro de Estudios en Salud (CES) de la Universidad del Valle de Guatemala (UVG).
- Técnico del Laboratorio de Parasitología la Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia (FMVZ), Universidad de San Carlos (USAC).

#### **5.1.2 Recursos de campo**

#### **5.1.3 Materiales para el trampeo**

- Trampas Sherman®.
- Atrayente comercial (Provoke®).
- Marcador de cinta (identificador).
- Marcador permanente.

#### **5.1.4 Recursos para el muestreo**

- Mesas de campo.
- Isoflorano.
- Algodón.
- Bolsas herméticas (26 x 8 cm).
- Pizetas.

- Pinzas de disección.
- Lámpara de etanol con mecha larga.
- Hilo de algodón.
- Jeringas de 1 ml.
- Recipientes herméticos.
- Hielera.
- Hielo.
- Bolsa de descarte.
- Recipiente para punzocortantes.
- Etiquetas.
- Masking tape.
- Toallas de papel.

#### **5.1.5 Recursos de laboratorio de bioseguridad**

- Mascarilla N95.
- Lentes protectores.
- Guantes de látex.
- Alcohol gel.
- Jabón antibacterial.

#### **5.1.6 Recursos para registro de morfometría y datos, e identificación de la especie**

- Báscula.
- Regla metálica.
- Hoja de registro.
- Guía de campo de mamíferos de Centro América y del Sur Este de México (Reid, 2009).

### **5.1.7 Recursos de laboratorio**

- Pinzas de disección.
- Bisturí.
- Tijera quirúrgica.
- Bandeja de metal.
- Tubos para centrífuga.
- Tubos eppendorf de 2 ml.
- Macerador.
- Balín de cobre.
- Pipeta de 1000 microlitros.
- Puntas para pipetas de 1000 microlitros.
- Gradilla.
- Centrífuga.
- Solución PSB.
- Láminas porta objetos.
- Láminas cubre objetos.
- Microscopio.
- Aceite mineral.

### **5.1.8 Recursos de escritorio**

- Lápiz y lapicero.
- Libreta de apuntes.
- Etiquetas.
- Fichas de registro.
- Computadora.
- Marcador permanente.
- Cámara.

## **5.2 Metodología**

### **5.2.1 Área de estudio**

El estudio se realizó en la Aldea la Unión, Coatepeque, Quetzaltenango. Lugar que limita al sur con el río Boboseña y la vía férrea, al oeste con el Monte Grande y Cantarrana y al este con la ruta nacional. Predomina el clima cálido y alta pluviosidad. (Rodríguez, 2013).

### **5.3 Tamaño de la muestra**

La comunidad cuenta con 1108 casas, Utilizando un nivel de confianza de 95% y una tasa probable de captura del 10% se seleccionaron aleatoriamente 150 casas. Se colocaron cinco trampas por casa, por un período de tres noches, haciendo un total de 2055 trampas/casa. Se colocaron trampas únicamente en 137 de las 150 casas seleccionadas. No se pudo colocar en las otras 13 casas debido al rechazo por parte de los propietarios.

### **5.4 Fase de campo**

La fase de campo se realizó en conjunto con el personal del CES. Todos los procedimientos realizados fueron revisados y aprobados por el Comité de Ética y Cuidado Animal (CEUCA) de la Universidad del Valle de Guatemala. Se realizaron ocho viajes de campo, colocando trampas en un promedio de 17 casas por viaje, a una razón de tres noches por casa.

### **5.5 Captura de roedores**

Los roedores fueron capturados con trampas Sherman®, tres de 3x3.5x9 pulgadas y dos de 4.x4.5x15 pulgadas. Durante la tarde, entre 3:00 y 4:00 PM, se colocaron cinco trampas por casa, utilizando atrayente comercial (Provoke®, de

laboratorios Bell) como cebo. Las trampas se ubicaron en sitios en donde se observó evidencia de presencia de roedores (i.e heces, marcas de alimento comido etc), o en sitios donde las personas de la casa reportaron haberlos observado. Se colocó marcador cinta para identificar la ubicación de las trampas. Las trampas se revisaron cada mañana a entre las 8:00 y las 9:00 AM, a fin de determinar animales capturados. Todos los roedores fueron trasladados a la estación de campo en donde se realizó la toma de muestras.

## **5.6 Toma, preservación y transporte de la muestra**

Todos los procedimientos para la toma de muestra se realizaron siguiendo las medidas apropiadas de bioseguridad, incluyendo el uso de mascarilla N95, guantes de látex, y anteojos protectores. Para anestesiar a los especímenes, se colocó la puerta de la trampa en una bolsa plástica transparente con cierre hermético (26 x 8 cm) conteniendo un algodón empapado de Isoflurano (Baxter) al 100%. Al entrar el roedor, la bolsa se cerró hasta observar el efecto anestésico.

El animal fue eutanasiado por medio de exanguinación terminal vía punción cardíaca, esto debido a que la sangre fue utilizada en otro proyecto. Posteriormente, se realizó examen físico, y se identificó la especie, el sexo y la edad (juvenil y adulto).

Cada espécimen, fue pesado con una balanza electrónica, y fotografiado agregando un número de identificación correlativo a las muestras. Se midió el largo del cuerpo con la cola, y cola por separado. Esta medida fue anotada en milímetros, aproximando a la siguiente unidad cuando la medida no fue exacta. Esta medición se realizó con el fin de poder identificar mejor a los especímenes.

Se realizó la necropsia del animal y se extrajo corazón, cerebro y diafragma. Para la obtención del cerebro se realizó una desarticulación atlanto –occipital. Se

realizaron dos cortes longitudinales del cráneo con dirección a rostral, posteriormente se retiró la sección del cráneo con ayuda de pinzas. Se realizó un corte longitudinal en cavidad torácica del roedor. Se retiró esternón para poder extraer corazón y diafragma. Los órganos recolectados fueron almacenados en tubos eppendorf de 2 ml, con 1 ml de solución PBS y refrigerados durante el período de toma y recolección de muestra.

### **5.7 Procesamiento de las muestras**

Se maceraron individualmente los tres órganos obtenidos, utilizando un tubo eppendorf con 1.0 ml de solución PBS, un balín de cobre y un macerador automático, marca Retsch®, ocho minutos. El macerado fue tamizado y se agregó 1 ml de solución PBS para luego ser centrifugado a 3000rpm durante cinco minutos, al finalizar este proceso se descartó el sobrenadante obteniendo únicamente el sedimento. Se agregó 1 ml de solución PBS al sedimento obtenido para ser centrifugado nuevamente a 3000rpm por cinco minutos. Se repitió este proceso una vez más. El sedimento final fue colocado en una lámina portaobjetos y cubierto por una lámina cubreobjetos para ser observado en el microscopio a 100x para buscar la presencia de ooquistes y bradizooitos *T. gondii*.

### **5.8 Registro de datos**

Se utilizó una ficha de campo (Anexo 1) en la cual se registraron los siguientes datos: Fecha, lugar de muestreo, ID de casa, edad (joven o adulto), sexo (macho o hembra), peso (mg), largo en mm (todo el cuerpo y la cola), órgano procesado (cerebro, corazón, diafragma), resultado observado. Los datos obtenidos fueron almacenados en boletas físicas y en una base de datos electrónica en Microsoft Excel®.

## **5.9 Análisis estadístico**

Los resultados fueron resumidos mediante estadística descriptiva. Debido a que no se obtuvieron muestras positivas, no se pudo determinar el efecto de la especie o sexo del hospedero sobre la presencia y prevalencia del parásito.

## VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 6.1 Resultados

Se capturaron roedores en 46 casas de las 137 (34%). Se capturaron 66 roedores ( 52 *Mus. musculus* y 14 *Rattus. rattus.*), de ambos sexos y de diferentes edades. (cuadro 1)

**Cuadro 1.** Distribución por sexo y edad de los roedores sinantrópicos capturados en la Comunidad, La Unión, Coatepeque.

Especie de Roedores			
Sexo/Edad	<i>M. musculus</i> (52)	<i>R rattus</i> (14)	Total
	n(%)	n (%)	<b>66</b>
Machos	32 (78.05%)	9 (21.95%)	41(62%)
Hembras	20 (80.00%)	5 (20.00%)	25(38%)
Juveniles	26 (70.27%)	11 (29.73%)	37(56%)
Adultos	26 (89.66%)	3 (10.34%)	29(44%)
<b>Total</b>	52 (78.79%)	14 (21.21%)	66 (100%)

Fuente: Elaboración propia

Se procesaron 198 muestras, incluyendo cerebro, diafragma y corazón de los animales capturados. No se encontró evidencia de *T. gondii*, en ninguna de las muestras procesadas.

### 6.2 Discusión

La ausencia de ooquistes o bradizoitos en las muestras puede deberse a varios factores, incluyendo la predominancia de *M. musculus* y la poca cantidad del género *Rattus*. Estudios realizados, en diferentes lugares reportan que la prevalencia de *T. gondii* es más alta en ratas que en ratones (Dubey & Beattie, 2000; Kijlstra, Meerburg, & Mul, 2014). Existe también relación entre edad del

roedor y tamaño del mismo. Esto debido a que un roedor de tamaño grande posee mayor requerimiento energético por lo cual debe de ingerir más alimento lo que le da una probabilidad mayor de ingerir quistes de *T.gondii*. y contraer la enfermedad (Afonso, et al., 2007; Afonso, Thulliez, & Fromont, 2010; Mercier, et al., 2013).

La predominancia de *M. musculus* pudo deberse al tamaño de las trampas que se utilizaron, que por ser de dimensiones pequeñas únicamente capturaron individuos de talla pequeña, como *M. musculus* y *Rattus* sp. jóvenes (90 gramos promedio, mientras que una rata adulta puede llegar a pesar hasta 230 gr.) (Rojas & Palomo, s.f.).

Otra posible causa de los resultados puede ser la sensibilidad del método de diagnóstico utilizado, el cual detecta al parásito hasta que se haya albergado en el sistema muscular y/o nervioso del hospedero. Estudios han comparado la sensibilidad de diferentes métodos de diagnóstico para *T. gondii* en tejidos. Los métodos que han demostrado mayor sensibilidad son PCR y ELISA, mientras que histopatología ha reportado ser el menos sensible (Bezerra, et al., 2015; Nunes, et al., 2015; Riaz, et al., 2016).

Un estudio realizado en Morogoro utilizó una técnica de diagnóstico muy parecida a la utilizada en esta investigación, obteniendo una prevalencia muy baja, por lo cual sugieren utilizar métodos serológicos (e.g. ELISA), o moleculares (e.g. PCR) ya que poseen mayor sensibilidad para detectar el parásito (Mercier, et al., 2013; Mogde, et al., 2014; Yan, et al., 2014; Gangneux, et al., 2017).

## VII. CONCLUSIONES

- No se encontró evidencia de *Toxoplasma gondii*, en ninguna de las muestras procesadas.
- Debido a que no fue posible evidenciar al parásito en las muestras procesadas, no se pudo determinar si existe efecto del sexo y especie del hospedero roedor sobre la presencia de *Toxoplasma gondii*.
- *M.musculus* fue la especie que predominó en la captura de este estudio.

## VIII. RECOMENDACIONES

- Utilizar trampas de mayor dimensión para poder capturar individuos del género *Rattus*.
- Aumentar tamaño de muestra para una mayor tasa de captura, y analizar factores epidemiológicos relacionados a la presencia de *T. gondii*.
- Utilizar técnicas diagnósticas con mayor sensibilidad como métodos que PCR y ELISA.
- Considerar otros sujetos de estudio (eg. carne, gatos, humanos, etc,) para recopilar información sobre la epidemiología de la enfermedad.

## IX. RESUMEN

La toxoplasmosis es una enfermedad zoonótica parasitaria, de distribución mundial, ocasionada por el parásito protozoario *Toxoplasma gondii*. Estudios reportan que una de cada tres personas en todo el mundo se encuentran positivas al parásito. En el municipio de Coatepeque no se tiene información acerca de la circulación de este parásito, por consiguiente, este estudio pretende generar información sobre la misma.

El estudio se llevó a cabo en 137 casas la aldea, “La unión”, del municipio de Coatepeque. Se colocaron cinco trampas Sherman® por casa, durante tres noches. Los roedores capturados fueron trasladados a la estación de trabajo y fueron anestesiados con un algodón empapado de isoflurano. Se realizó la eutanasia por medio de exanguinación terminal vía punción cardiaca. Se realizó necropsia para retirar: cerebro, corazón y diafragma. Los órganos recolectados fueron almacenados en solución PBS a temperatura de refrigeración (4° C) para su posterior traslado al laboratorio, lugar en donde fueron macerados y centrifugados para ser observados en el microscopio con el fin de observar ooquistes o bradizoitos.

Se capturaron un total de 66 roedores (52 *Mus musculus*, 14 *Rattus rattus*), haciendo un total de 198 muestras (Tres muestras por roedor). No se encontró evidencia de *T. gondii*, en ninguna de las muestras procesadas. La ausencia de ooquistes o bradizoitos en las muestras puede deberse a varios factores, incluyendo la predominancia de *M. musculus* y la poca cantidad del género *Rattus*, como a la baja sensibilidad del método utilizado. Los resultados fueron resumidos mediante estadística descriptiva. Debido a que no se obtuvieron muestras positivas, no se pudo determinar el efecto de la especie o sexo del hospedero sobre la presencia y prevalencia del parásito.

## SUMMARY

Toxoplasmosis is a globally distributed zoonotic parasitic disease, caused by protozoan parasite *Toxoplasma Gondii*. Several studies report that one in three people in the world is infected with the parasite. The current study aims to generate information about the parasite, as there is insufficient information on the respect in Coatepeque.

The study was conducted in 137 houses of the village, “La union” in Coatepeque. 5 Sherman® traps were installed in each house during 3 nights. Rodents were subsequently taken to the workstation and were anesthetized with cotton soaked in isoflurane. Euthanasia was carried out through exsanguination by cardiac puncture. Necropsy was performed to remove: brain, heart and diaphragm. The removed organs were stored in PBS solution in a cooling temperature (4°C) and then, were taken to the laboratory where were macerated, centrifuged to be looked at under a microscope, in order to observe oocysts or bradyzoites.

A total of 66 rodents were collected (52 *Mus musculus*, 14 *Rattus rattus*), making a total of 198 samples (3 samples per rodent). There was no evidence of *Toxoplasma gondii* in any of the samples analyzed. The absence of oocysts or bradyzoites in the samples may be caused by several aspects including the predominance of *M. musculus* and low number of *Rattus*. The results were summarized by descriptive statistics technique. Due to the fact that no positive samples were obtained, it was not possible to determine the effect of the host species or gender nor the presence and prevalence of the parasite.

## X. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Berrueta, T. U. (2011). UNAM. Recuperado de <http://www.facmed.unam.mx/deptos/microbiologia/parasitologia/toxoplasmosis.html>
2. Centers for Disease Control and Prevention. (2015). Centers for Disease Control and Prevention. Recuperado de <https://www.cdc.gov/parasites/toxoplasmosis/epi.html>
3. Centers for Disease Control and Prevention. (2016). Laboratory Identification of Parasitic Diseases of Public Health Concern. Recuperado de <https://www.cdc.gov/dpdx/toxoplasmosis/index.html>
4. Chaves, A., Reyes, L., & Chinchilla, M. (1998). *Aislamiento de Toxoplasma gondii en carne de cerdo, Confirmación de una hipótesis. Scielo*, 22(3-4), 111-113.
5. Dubey, J. P., Lago, E. G., Gennari, S. M., Su, C., & Jones, J. L. (2012). *Toxoplasmosis in humans and animals in Brazil: high prevalence, high burden disease, and epidemiology. Parasitology*, 139(11), 1375-1424.
6. Dubey, J. P., Lopez, B., Alvarez, M., Mendoza, C., & Lehmann, T. (2005). *Isolation, Tissue Distribution, and Molecular Characterization of Toxoplasma gondii From. American Society of Parasitologist*, 91(4), 955-959.
7. Estrada, A. M., Lemus, G. A., & Portillo, D. S. (2012). *Determinación serológica de anticuerpos IgG contra Toxoplasma gondii en mujeres de edad fértil de 15-45 años que habitan varias comunidades del departamento de Zacapa de Febrero a Julio del año 2011. Universidad San Carlos de Guatemala. Guatemala.*

8. Gencay, Y. E., Yildiz, K., Gokpinar, S., & Leblebici, A. (2012). *A potential infection source for humans: Frozen buffalo meat can harbour tissue cyst of Toxoplasma gondii*. ScienceDirect, 30(2013), 86-89.
9. Hernández, S. M., y Mondragón, R. (2009). *Toxoplasma gondii, un Patógeno Asesino Re-emergente*. Revista de Educación Bioquímica, 28(2), 52-58.
10. Jones, J. L., & López, B. (2006). *Performing a Seroprevalence and Ocular Study in Rural Guatemala*. The American Society of Tropical Medicine and Hygiene, 143(3), 295-300.
11. Khademvatan, S., Foroutan, M., Tappeh, K. H., Dalvand, S., Khalkhali, H., Masoumifard, S., & Rad, H. F. (2017). *Toxoplasmosis in rodents: A systematic review and meta-analysis in Iran*. J Infect Public Health, 10(15),1-7.
12. López, B., Jones, J., y Arana, B. (2007). *Toxoplasmosis ocular en niños de Guatemala*. UVG, 18(3), 80-89.
13. Meerburg, B. G., Singleton, G. R., & Kijlstra, A. (2009). *Rodent-borne diseases and their risks for public health*. Critical Reviews in Microbiology, 35(3) 221-270.
14. Oliveira, L. G., L, J. J., Silva, J. A., F, C. A., F. O., & D. A. (2003). *Highly Endemic, Waterborne Toxoplasmosis in North Rio de Janeiro State, Brazil*. Emerging Infectious Diseases, 13(2), 55-62.
15. Orellana, D. A. (2008). *Determinación de la presencia de Toxoplasma gondii, en ratas o ratones de tres mercados municipales de la ciudad de Guatemala*. Universidad San Carlos de Guatemala. Guatemala.
16. Pal, M., & Alemu, B. (2014). *Toxoplasmosis in Animals and Humans - Its Diagnosis, Epidemiology and Control*. International Journal of Livestock Research, 4(2), 1-10.

17. Picazo, J. J., & Fuertes, A. (1998). DSC. Recuperado de <http://coli.usal.es/web/abydl/biblioteca/bibelectro.alu/documentos/protocolos3/gondii/gondii.html>
18. Razik, A. E., Fadaly, E. H., Barakat, A. M., & eLNAGA, A. A. (2014). *Zoonotic Hazards T. gondii Viable Cysts in Ready to Eat Egyptian Meat-Meals*. World Journal of Medical Sciences, 11(4), 510-517.
19. Rodríguez, K. Y. (2013). *Comercialización (Producción de maíz) y proyecto: producción de pepino*. Guatemala: Universidad San Carlos de Guatemala. Guatemala
20. Willson, M., Jones, J. L., & McAULEY, J. B. (2003). *Toxoplasma gondii* Infection in the United States, 1999–2004, Decline from the Prior Decade. The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene, 77(3), 405-410.

# **XI. ANEXOS**



UNIVERSIDAD DE SAN CARLOS DE GUATEMALA  
FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA  
ESCUELA DE MEDICINA VETERINARIA

DETERMINACIÓN DE LA PRESENCIA DE *Toxoplasma gondii* EN  
ROEDORES SINANTRÓPICOS, EN LA ALDEA LA UNIÓN,  
COATEPEQUE, QUETZALTENANGO, EN EL AÑO 2017



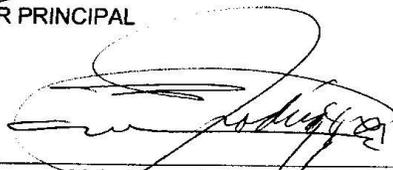
BR. GERMAN ANTONIO RODAS SIERRA



M.A. Ludwig Estuardo Figueroa  
Hernández  
ASESOR PRINCIPAL

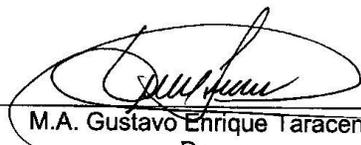


M.Sc. Jorge David Morán Villatoro  
ASESOR



M.A. Manuel Eduardo Rodríguez Zea  
EVALUADOR

IMPRÍMASE



M.A. Gustavo Enrique Taracena Gil  
Decano

