

**UNIVERSIDAD DE LA REPÚBLICA**

**FACULTAD DE VETERINARIA**

**DIAGNÓSTICO SEROLÓGICO DE *TOXOPLASMA GONDII* EN JABALÍES Y  
CERDOS ASILVESTRADOS DEL URUGUAY**

**Por**

**BURGUEZ FERNÁNDEZ, Derlys Ximena**

**TESIS DE GRADO** presentada como uno de  
los requisitos para obtener el título de Doctor  
en Ciencias Veterinarias  
Orientación: Higiene, Inspección, Control y  
Tecnología de los alimentos de origen animal.


**MODALIDAD:** Estudio poblacional

**MONTEVIDEO  
URUGUAY  
2022**

## PÁGINA DE APROBACIÓN

Tesis de grado aprobada por:

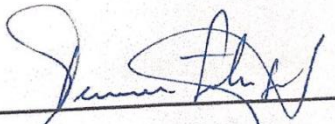
Presidente:



---

Dra. Soledad Valledor

Segundo miembro (Tutor):



---

Dra. Dinora Satragno

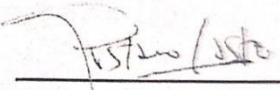
Tercer miembro:



---

Dr. Lorenzo Verger

Cuarto miembro (co-Tutor):



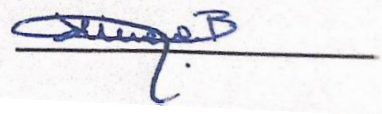
---

Dr. Gustavo Castro

Fecha de aprobación:

29/12/2022

Autor:



---

Derlys Ximena Burguez Fernández

## **AGRADECIMIENTOS**

A mis tutores el Dr. Gustavo Castro y la Dra. Dinora Satragno por acompañarme en lo que fue la redacción de tesis de grado, por su apoyo en esta última etapa, por su compromiso y dedicación para conmigo.

Al personal de Laboratorio de Facultad de Veterinaria, que siempre me recibieron muy amables en especial a la Dra. Dinora Satragno.

Al Dr. Martín Altuna y a los cazadores de la Asociación de Controladores de Jabalí de Artigas (ACJA) y de la Asociación Nacional de Cazadores del Uruguay (ANCU) por gestionar y proporcionar las muestras.

Al personal de Biblioteca por la ayuda en la búsqueda y corrección de bibliografía.

A mi familia por el apoyo constante, impulsándome y creyendo en mí, para cumplir este sueño.

A mis compañeros y amigos por estar siempre presentes.

## TABLA DE CONTENIDO

PÁGINA DE APROBACIÓN .....	2
AGRADECIMIENTOS.....	3
TABLA DE CONTENIDO.....	4
LISTA DE FIGURAS .....	6
RESUMEN.....	7
SUMMARY .....	8
1. INTRODUCCIÓN.....	9
2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	11
Definición de la enfermedad.....	11
Morfología y biología de <i>Toxoplasma gondii</i> .....	12
2.1.1.2 Formas infectantes.....	12
Ciclo de vida de <i>Toxoplasma gondii</i> .....	14
Patogenia en humanos.....	18
Vías de transmisión .....	19
Patogenia en diferentes especies.....	20
Diagnóstico de laboratorio.....	21
Métodos directos.....	21
Métodos indirectos.....	22
Toxoplasma en cerdos y jabalíes.....	23
Toxoplasma y el consumo de carne de cerdos.....	24
Control y prevención .....	25
3. HIPÓTESIS .....	26
4. OBJETIVOS .....	26
Objetivo general.....	26
Objetivos específicos... ..	26
5. MATERIALES Y MÉTODOS .....	27
Área de estudio.....	27
Estrategia de muestreo.....	28

Toma de muestras.....	28
Diagnóstico.....	28
6. RESULTADOS .....	33
7. DISCUSIÓN.....	35
8. CONCLUSIONES.....	36
9. BIBLIOGRAFÍA.....	37
ANEXOS.....	39

## LISTA DE FIGURAS

### INDICE DE FIGURAS Y TABLAS

Figura 1. Ciclo de vida del <i>Toxoplasma gondii</i> .....	16
Figura 2. Departamentos donde se realizó el muestreo.....	28
Figura 3. Toma de muestra por uno de los cazadores de la Asociación Nacional de Cazadores .....	29
Figura 4. Estudiantes de Veterinaria junto a docentes tomando muestras, en la Fiesta del Jabalí de Aiguá, Maldonado de 2017 .....	30
Figura 5. Acondicionamiento de los sueros obtenidos posterior a la centrifugación. 30	
Figura 6. Mesa de trabajo para la realización de la técnica de IHA .....	31
Figura 7. Placa con resultados positivos y negativos de los sueros procesados mediante la técnica de IHA.....	32

## RESUMEN

La toxoplasmosis es una zoonosis producida por *Toxoplasma gondii* (*T. gondii*), es de localización intracelular. Es una enfermedad que se distribuye mundialmente, afectando a todos los animales de sangre caliente, incluyendo a las aves. Se propaga principalmente por el consumo de carne mal cocida o cruda, así como por el consumo de frutas o verduras mal higienizadas.

El objetivo general de este trabajo fue determinar la presencia de anticuerpos anti-toxoplasma en jabalíes y cerdos asilvestrados en Uruguay.

Para este trabajo se utilizaron 297 muestras, tanto de machos como hembras, provenientes de 13 departamentos del país. Las mismas fueron tomadas por cazadores en cacerías y fiestas del Jabalí entre los años 2017-2019, a las cuales se les sumaron muestras del banco de sueros del grupo ProJAB (Proyecto Jabalí) de la UdelaR. Se utilizó la técnica de Inhibición de la Hemoaglutinación (IHA) mediante kits comerciales de Toxotest-HAI serológicos de Laboratorio Wiener que detecta anticuerpos IgG e IgM contra *T. gondii*. Se analizaron 297 sueros de los cuales 178 (53.93%) resultaron positivos.

Siendo Artigas el departamento con mayor prevalencia, de 136 sueros analizados 74 (24.92%) resultaron positivos.

Con los resultados obtenidos se puede concluir que en Uruguay la carne de jabalí se encuentra infectada por *T. gondii*, ya que nos da una alta prevalencia de positivos. Debido a esto es importante que los Veterinarios posean los conocimientos necesarios para poder informar a los cazadores y la población en general, a fin de contribuir con la salud pública desde el enfoque de Una Salud.

## SUMMARY

Toxoplasmosis is a zoonosis produced by *Toxoplasma gondii* (*T. gondii*), it is intracellular localized. It is a disease that is distributed worldwide, affecting all warm-blooded animals, including birds. It is spread mainly by eating undercooked or raw meat, as well as by eating poorly sanitized fruits or vegetables.

The general objective of this work was to determine the presence of anti-toxoplasma antibodies in wild boars and feral pigs in Uruguay.

For this work, 297 samples were used, both male and female, from 13 departments of the country. They were taken by hunters in wild boar hunts and festivals between the years 2017-2019, to which samples from the serum bank of the ProJAB group (Project Wild Boar) of the UdelaR were added. The Haemagglutination Inhibition (HAI) technique was used using commercial serological Toxotest-HAI kits from Laboratorio Wiener that detect IgG and IgM antibodies against *T. gondii*. The results obtained show that 178 samples were positive (53.93%) of the total sera analyzed, with Artigas being the department with the highest prevalence, with 24.92% of 136 captured animals.

With the results obtained, it can be concluded that wild boar meat in Uruguay is infected by *T. gondii*, since it gives us a high prevalence of positives. Due to this, it is important that Veterinarians have the necessary knowledge to be able to inform hunters and the general population, in order to contribute to public health from the One Health approach.



## 1. INTRODUCCIÓN

La toxoplasmosis es una zoonosis producida por *Toxoplasma gondii* (*T. gondii*), un protozoo del Phylum Apicomplexa, de localización intracelular. Fue descrito por primera vez en el año 1908 por Charles Nicolle y Louis Manceaux en un roedor del norte de África, denominado gundi (*Ctenodactylus gundi*), y simultáneamente por Splendore, en Brasil. (Weiss y Dubey, 2009).

Es una zoonosis que ocupa el cuarto lugar en el mundo, entre los parásitos transmitidos por alimentos, representando una amenaza para la salud pública (FAO y OMS, 2014).

Los félidos cumplen un rol importante en la transmisión de la enfermedad ya que son hospederos definitivos, donde se lleva a cabo la fase sexual de proliferación. (Galván, 2014).

La infección es más común en animales destinados al consumo como cerdos, ovejas y conejos, donde las poblaciones de gatos salvajes están fuera de control, ya que hay mayor riesgo de exposición (OMSA, 2017).

Condiciones como la alteración de ecosistemas naturales, carencias de saneamiento y agua potable, la incursión humana en áreas silvestres, viviendas precarias, convivencia estrecha con animales silvestres, las fallas en la protección de alimentos, el consumo de alimentos contaminados, o el deterioro del sistema de salud pueden motivar la transmisión y ocurrencia de esta como de otras parasitosis (Roth Valverde, 2015).

A nivel mundial las enfermedades de transmisión alimentaria afectan 1 de cada 10 personas, que enferman cada año al ingerir alimentos contaminados y 420.000 que mueren como consecuencia de estas enfermedades. Los niños menores de 5 años son los que corren mayor riesgo, llevando a la muerte de 125.000 niños por año, a causa de enfermedades alimentarias (OMS, 2015).

### **Distribución geográfica**

La toxoplasmosis es de distribución mundial en animales endotérmicos, existen áreas de alta prevalencia como América Latina, partes de Europa Central y Oriental, Oriente

medio, partes del sudeste de Asia y África. Constituye una amenaza para casi todos los animales, incluido el ser humano (OMSA,2017).

En América Central y América del Sur representan preocupación en lo que refiere a la inocuidad de los alimentos, se propaga por el consumo de carne cruda o mal cocida, así como el consumo de frutas o verduras mal higienizadas, pudiendo llevar a trastornos oculares y problemas neurológicos (OMS, 2015).

En un estudio entre los jabalíes de todo el mundo se encontró que la seroprevalencia de *T. gondii* es de 32% en América del Norte, 26% en Europa y 13% en Asia (Saito et al., 2021).

La situación epidemiológica en Uruguay de esta zoonosis, no parece diferir mucho de la de otros países de la región, ya que esta como otras enfermedades parasitarias son causa de morbilidad, discapacidad y descenso de la calidad de vida para quienes la padecen como inmunocomprometidos, principalmente pacientes con SIDA o con trasplante de órganos y niños afectados congénitamente (Roth Valverde, 2015).

En el departamento de Canelones se observó la presencia de genotipos recombinantes y atípicos en infecciones naturales de roedores silvestres (Roth Valverde, 2015).

El jabalí (*Sus scrofa*) fue introducido en muchos países del mundo y es reconocido como portador de varias enfermedades infecciosas.

El consumo de carne de caza silvestre es conocido como una fuente de *T. gondii* y *Trichinella spp.* (Winter et al.,2019).

Esta especie es un huésped intermediario que se expone a *T. gondii* a través de la ingestión de ooquistes esporulados del medio ambiente o al ingerir quistes tisulares en presas, o a través de carroñas donde resultan comúnmente infectados (Winter et al., 2019).

La infección suele ser asintomática en la mayoría de los pacientes. De llegar a desarrollar síntomas, estos son leves, inespecíficos y de resolución espontánea. Los más frecuentes incluyen dolor muscular, astenia, cefalea e inflamación de los ganglios linfáticos. La toxoplasmosis cobra mayor importancia clínica cuando es congénita o

hay reactivación de la infección en pacientes inmunocomprometidos (Campo-Portacio, Guerrero-Velásquez, Catillo-García, Orozco-Méndez y Blanco-Tuirán, 2021).

En nuestro país la prevalencia de esta enfermedad en jabalíes es desconocida ya que hay pocos estudios. Por lo cual es relevante conocer la prevalencia en jabalíes ya que su carne es consumida por cazadores y sus grupos sociales, así como su consumo en restaurantes del país.

También de chacinados sin los respectivos controles que implica.

Además de su implicancia en la casuística de abortos y malformaciones congénitas en la población infantil, la Toxoplasmosis se incluye dentro de las enfermedades oportunistas, por lo que representa un grave peligro en pacientes inmunosuprimidos (Cordero del Campillo y Rojo Vázquez, 1999).

## **2. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA**

### **Definición de la enfermedad**

La toxoplasmosis es una zoonosis producida por *T. gondii*, parasito intracelular obligado, que tiene un ciclo sexual en los félidos y un ciclo asexual en los animales de sangre caliente (OMSA, 2018). Es el cuarto parasito a nivel mundial transmitido por alimentos e infecta fácilmente a los seres humanos (aproximadamente el 30% de la población dependiendo de la edad y del entorno), la enfermedad clínica es relativamente poco común (OMSA, 2017).

Se encontró en carne de pequeños rumiantes, cerdo, carne de vacuno, carne de caza (roja y órganos). Se aconseja a los consumidores lavar bien frutas y verduras con agua de buena calidad, así como el consumo de carne bien cocida.

Es una enfermedad zoonótica que puede parasitar a todos los animales de sangre caliente, incluidas las aves. Esta infección no causa enfermedad en la mayoría de las especies, pero en las que, si los ocasiona, cursa una enfermedad aguda que puede llegar a ser mortal, sobre todo en ovejas, cerdos y cabras, afectando la placenta y el feto (FAO y OMS, 2014).

## **Morfología y biología de *Toxoplasma gondii***

El agente causal es el taquizoíto, el cual corresponde a la forma infectiva asexual, caracterizada por su típica apariencia arqueada o de media luna con un tamaño de 3 x 7  $\mu\text{m}$ . El extremo anterior o apical termina en punta, mientras que el posterior es redondo. Este parásito posee núcleo, mitocondria, aparato de Golgi, retículo endoplásmico liso y rugoso, así como un apicoplasto (Galván, 2014).

Las especies que conforman a los Apicomplexas se caracterizan por la presencia del llamado complejo apical en el extremo anterior del parásito, el cual se compone por el Conoide, anillos polares y preconoidales y por dos microtúbulos cortos centrales.

El citoesqueleto de *T. gondii* está formado por 22 microtúbulos subpeliculares que se organizan desde el anillo apical y se extienden helicoidalmente hasta una tercera parte de la longitud del parásito y hacia el extremo posterior. Los microtúbulos son los que definen la forma de media luna y su disposición en espiral determina el tipo de motilidad que presentan (Galván, 2014).

### **2.1.1.2 Formas infectantes**

Presenta diferentes formas celulares de diferenciación, dependiendo de la etapa de su ciclo celular. Dichas formas son:

1) Ooquiste, 2) Taquizoíto, 3) Bradizoíto, 4) Esporozoíto, 5) Quistes tisulares.

1) Ooquiste

Es una de las formas de resistencia que presenta el parásito, es la clave en la epidemiología de la Toxoplasmosis. Tiene forma ovoide y mide 10 x 12  $\mu\text{m}$  aproximadamente. Estas formas son liberadas al medioambiente por los gatos como ooquiste no esporulado. Una vez en condiciones óptimas de temperatura y humedad ocurre la diferenciación celular que conduce a la esporulación es decir a la formación de esporozoítos infecciosos en un periodo de 1 a 5 días.

Durante el proceso de esporulación se llevan a cabo tres divisiones celulares que dan como resultado 8 esporozoítos infecciosos. Los esporozoítos pueden permanecer hasta 18 meses en el ambiente dependiendo de las condiciones de temperatura y humedad (Galván, 2014).

## 2) Taquizoíto

Corresponde a la forma asexual, con su apariencia arqueada o de media luna, su tamaño es de unos 3 x 7  $\mu\text{m}$ . El extremo anterior termina en punta, mientras que el posterior es redondo.

Constituyen la forma menos resistente del parásito, siendo fácilmente destruidas por condiciones ambientales desfavorables, por el jugo gástrico, la deshidratación o variaciones osmóticas (Meireles, 2001).

## 3) Bradizoíto y esporozoíto

Los bradizoítos y esporozoítos son estructuralmente similares a los taquizoítos y sólo difieren en términos de ciertos organelos y de cuerpos de inclusión. Todos los zoítos poseen sistemas Golgi conformados como múltiples vesículas unidas a membranas, tienen los apicoplastos, los cuales parecen tener un origen evolutivo de las cianobacterias y algas verdes, sin embargo, su función es desconocida.

Los gránulos densos son numerosos en los esporozoítos y taquizoítos, pero pocos en los bradizoítos.

La mayor diferencia entre esporozoítos de *T. gondii* y esporozoítos de otras coccidias es que *T. gondii* no tiene cuerpos retráctiles o cristaloides, característicos en especies como *Hammondia*, *Isospora*, *Eimeria* y otros.

## 4) Quistes tisulares

La mayoría de las infecciones por *T. gondii* son adquiridas después del nacimiento por la ingestión de quistes tisulares presentes en la carne o por ooquistes provenientes de las heces de gatos infectados.

Varían considerablemente en tamaño (aproximadamente 10-100  $\mu\text{m}$ ), pueden contener varios miles de bradizoítos y persisten en los tejidos del hospedero durante toda su vida.

La membrana externa de estos quistes en los tejidos se deriva de componentes tanto de la célula hospedera como del parásito. Los quistes en los tejidos pueden detectarse en animales de laboratorio desde el sexto día post-infección, y son demostrables en el miocardio, músculos estriados y SNC.

Los quistes toxoplásmicos contenidos en la carne de jabalí pueden sobrevivir a -12°C, hasta por 3 días (Dubey, 1988).

### **Ciclo de vida de *T. gondii***

Se desarrolla en dos tipos de hospederos: por un lado, los felinos, que constituyen los hospederos definitivos, dónde se lleva a cabo la fase sexual de proliferación. Por otro lado, los hospederos intermediarios, que incluyen a los animales de sangre caliente y al hombre, en los cuales se desarrolla la fase asexual de proliferación como se observa en la figura 1 (Galván, 2014).

### **Reproducción sexual**

Se inicia cuando los felinos, principalmente el gato doméstico (hospederos definitivos) ingieren mediante carnivorismo presas, en cuyos tejidos se encuentran alojadas las formas infecciosas conocidas como quistes tisulares, conteniendo dentro los bradizoítos o formas de lenta proliferación.

El quiste tisular se rompe por la acción de enzimas digestivas, liberándose así los bradizoítos, los cuales van a invadir los enterocitos del intestino delgado del gato. Alojándose luego en una vacuola parasitófora intracelular (VP).

Dentro de esta vacuola los bradizoítos se diferencian en cinco formas asexuales morfológicamente diferentes entre sí, para determinar las formas sexuales del parásito: macrogametocito o célula femenina y el microgametocito o célula masculina, el cual es biflagelado.

El proceso de diferenciación se conoce como gametogonia, representando la fase sexual de reproducción celular que conduce a la formación de un ooquiste inmaduro no infectivo (Galván, 2014).

El microgametocito es flagelado y altamente motil, es capaz de desplazarse sobre el epitelio intestinal para llevar a cabo la fertilización de macrogameto (conocida como forma femenina).

Este proceso es poco conocido, pero se sabe que el microgameto fertiliza al macrogameto dando como resultado la formación del cigoto, esta fase genera una cubierta quística la cual es rígida y se conoce como ooquiste.

El ooquiste inmaduro se separa del epitelio intestinal y es liberado en las heces del gato, contaminando fuentes de agua y hortalizas.

El mismo esporula en condiciones adecuadas de humedad y temperatura en 2-3 días generando un ooquiste maduro que contiene en su interior dos esporoblastos, conteniendo cada uno 4 esporozoítos infectivos. La ingesta de ooquistes maduros infectivos por animales de granja y el humano representa una ruta de transmisión de mucha importancia para esta parasitosis.

Un gato infectado puede excretar en sus heces millones de ooquistes contaminando así el suelo, hortalizas, jardines y zonas de recreo en donde personas y animales domésticos se pueden infectar (Galván, 2014).

La excreción de los ooquistes inmaduros ocurre de 3 a 10 días después de la ingestión de los bradizoítos presentes en los quistes tisulares. Los gatos también pueden infectarse mediante la ingestión de sus propios ooquistes esporulados dando como resultado un nuevo ciclo de infección.

Los gatos infectados de esta forma, liberan ooquistes por un periodo de 18 días.

De estas dos rutas de infección en el gato, la llevada a cabo mediante la ingestión de los bradizoítos es la más eficiente, ya que cerca del 100% de los gatos alimentados con quistes tisulares eliminan ooquistes, mientras que aquellos que se infectan por ingestión de ooquistes, liberan sólo un 30% de ellos. A diferencia de otras coccidias, los ooquistes de *T. gondii* son menos infectivos y menos patógenos en el hospedero definitivo (el gato) comparado con los hospederos intermediarios (ratón, cerdos, humanos, entre otros) (Galván, 2014).

El gato que ya ha eliminado ooquistes y/o es serológicamente positivo, probablemente sea una mascota más segura que aquel que nunca ha estado expuesto al parásito, dependiendo de los hábitos de vida, si es un gato doméstico o salvaje, y de las posibilidades que tenga de encontrarse con el parásito en el medio ambiente (Bowman, 2011).

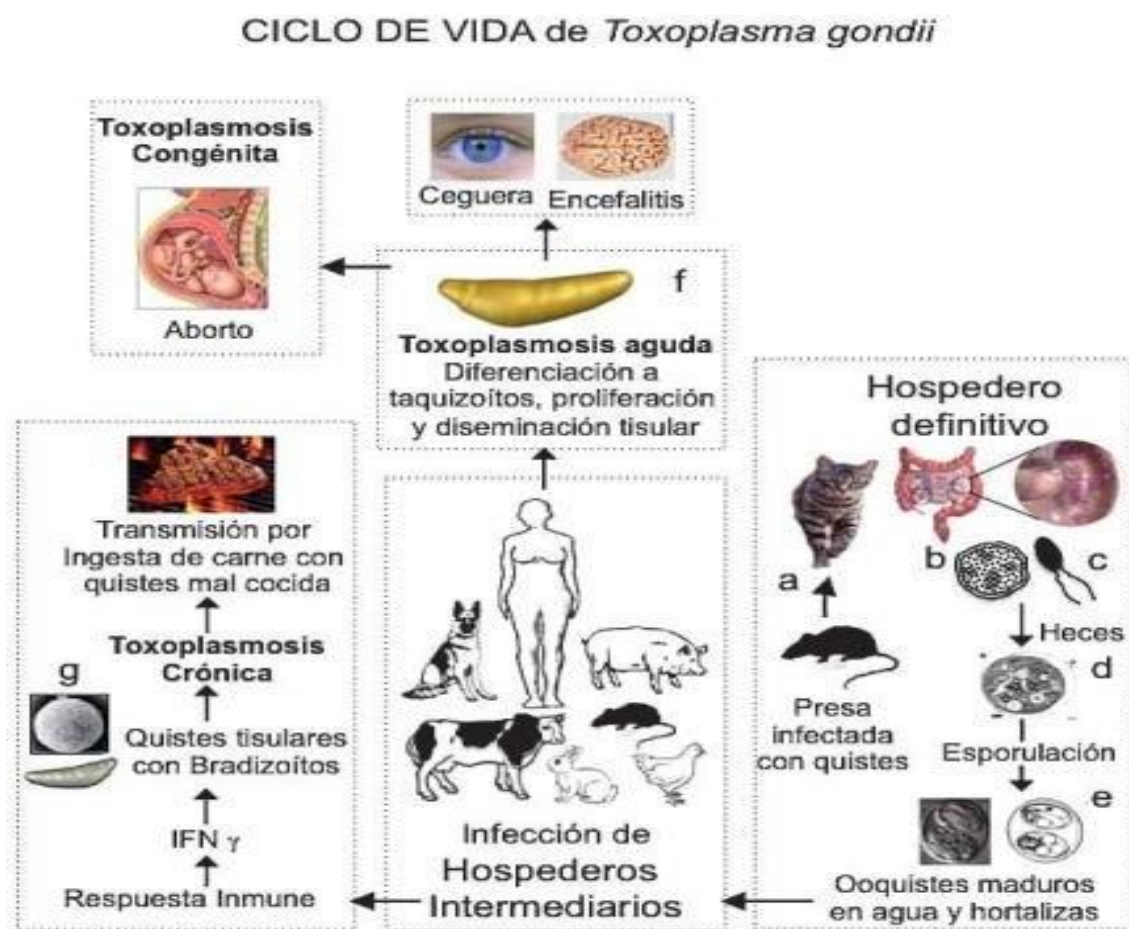


Figura 1: Ciclo de vida del *T. gondii* (Galván, 2014). a) ingesta de presas con quistes tisulares, b y c) formas sexuales en el epitelio del gato, d) ooquistes inmaduros liberados en heces del gato, e) ooquistes maduros infectivos en fuentes de agua y hortalizas, f) toxoplasmosis aguda con proliferación y diseminación de taquizoítos en todos los órganos, g) toxoplasmosis crónica con presencia de quistes tisulares y transmisión por ingestión de carne contaminada mal cocida.



## **Reproducción asexual**

Este tipo de reproducción se da en animales de sangre caliente (hospederos intermediarios), principalmente en animales de granja como bovinos, cerdos y aves, entre otros, que se infectan tras la ingestión de ooquistes esporulados que pueden estar presentes en fuentes de agua u hortalizas contaminadas (Galván, 2014).

También se puede infectar con la ingestión de carne cruda o poco cocida que proviene de animales infectados, por transmisión transplacentaria al feto a partir de la madre infectada durante el embarazo, por transfusiones de hemoderivados provenientes de pacientes en fase de diseminación hematológica o de trasplantes infectados con quistes tisulares (Roth Valverde, 2015).

Este tipo de ciclo se da en hospedadores intermediarios, aunque también se puede dar en el hospedador definitivo que actúa como huésped definitivo e intermediario denominándose hospedador completo (Roth Valverde, 2015).

Luego de infectarse con los ooquistes se liberan esporozoítos infectivos que van a invadir el epitelio intestinal para luego diferenciarse en taquizoítos que van a proliferar rápidamente.

Los taquizoítos una vez que abandonan el epitelio intestinal mediante la destrucción de los enterocitos, atraviesan la lámina basal para luego alcanzar el sistema sanguíneo. Una vez que están en sangre se distribuyen por todo el organismo en forma libre o de macrófagos invadidos.

Cuando hay destrucción tisular se produce la sintomatología característica de toxoplasmosis aguda que incluye dolor de cabeza, fiebre, dolor muscular que desaparecen después de 1 o 2 semanas, confundiendo con una gripe común (Galván, 2014).

Los taquizoítos sufren divisiones rápidas y repetidas, produciendo la lisis e invasión de nuevas células dando lugar a la fase aguda de la enfermedad, en la cual se va a dar la fase de diseminación y multiplicación del parásito.

A medida que la infección avanza algunos taquizoítos pasan al estado de bradizoítos (división más lenta), ubicándose dentro de quistes tisulares que se encuentran en cerebro, ojos, miocardio y músculo esquelético. Estos quistes constituyen el estado

de latencia del parásito, asociándose a la fase crónica de la toxoplasmosis (Roth Valverde, 2015).

### **Patogenia en humanos**

La infección se puede dar por la ingesta de verduras y agua contaminada con ooquistes maduros, así como el consumo de carne mal cocida proveniente de animales como bovinos, cerdos y aves infectados y que alojen en sus tejidos a los quistes tisulares.

Una vez que se ingiere el quiste tisular se liberan a nivel intestinal esporozoítos y bradizoítos, que luego se van a diferenciar en taquizoítos (muy motil y de alta virulencia) capaces de migrar a través del epitelio intestinal distribuyéndose por vía linfática y sanguínea a todo el organismo (Galván, 2014).

*T. gondii* puede interiorizarse en las células a través de fagocitosis, presentándose en el caso de los macrófagos que actúan como transportadores, diseminando el parásito por todo el organismo.

Una vez el patógeno en el organismo se activa en el sistema inmune de vigilancia, la producción de anticuerpos IgA, IgM e IgG que, si bien son útiles a la hora de diagnosticar parasitosis, no son inmunoprotectores.

En la respuesta inmune celular se activan macrófagos y linfocitos con liberación de citosinas donde la más importante es el interferón gamma (IFN- $\gamma$ ) que van a inducir la diferenciación de taquizoítos en bradizoítos con la transformación de la célula en un quiste celular, que es una estructura resistente a los ácidos.

Esta forma infectiva puede perdurar en los tejidos por varios años en forma inactiva gracias a la vigilancia del sistema inmune del hospedero. En casos de inmunosupresión, sin embargo, los parásitos salen del quiste e inician su diseminación tisular alcanzando órganos como cerebro, separado por la barrera hemato-encefálica o el feto con la placenta como barrera biológica.

Ante una primo-infección se genera toxoplasmosis aguda, la cual se presenta en animales e individuos inmunocompetentes, dándose de manera asintomática (Galván, 2014).

La toxoplasmosis crónica ocurre cuando los bradizoítos alojados en un quiste celular, pueden permanecer toda la vida en los tejidos del individuo.

Se ha demostrado que más del 60% de algunas poblaciones humanas se han infectado con este parásito, sobre todo en las zonas del mundo de menor altitud, de climas cálidos y húmedos.

El parásito produce una zoonosis que se encuentra ampliamente distribuida a nivel mundial, la cual se manifiesta con síntomas clínicos leves e inespecíficos en la mayoría de los infectados, humanos y animales, o es asintomática. Pero se ha descrito que afecta la visión hasta en el 10% de las personas infectadas, así como su alta morbilidad en fetos de madres infectadas durante la gestación y su incidencia en lesiones cerebrales en pacientes inmunosuprimidos (Galván, 2014).

En Uruguay el primer caso reportado fue el de un niño de 2 años, procedente de una zona rural del departamento de Durazno; el cual presentaba coriorretinitis cicatricial y calcificaciones intracraneanas, sin retardo mental. Su estudio serológico realizado en Chile mostró reacciones positivas a *T. gondii* (Mañé-Garzón, Osimani, Stagno, Oribe y Cardozo de López, 1970).

### **Vías de transmisión**

La transmisión entre hospedadores puede ocurrir por vía horizontal, que incluye oral y feco-oral y la vertical o transplacentaria.

Una de las vías de transmisión más frecuentes entre especies es el consumo de tejidos procedentes de animales infectados, los cuales presentan quistes tisulares formados por bradizoítos de *T. gondii*. Por lo tanto, aves y roedores se consideran como principal fuente de infección para los félidos mediante esta vía.

La vía feco-oral es una forma de transmisión, que consiste en la ingestión de agua o alimento contaminado con los ooquistes eliminados a través de las heces de un felino infectado.

Lo que respecta al humano su principal vía de contagio es la ingestión de carne cruda o mal cocida, lo que conlleva importantes implicaciones en la salud pública (Barroso, 2021).

La forma congénita de la enfermedad se transmite por vía transplacentaria, la mujer que se infecta durante el embarazo, puede transmitir el parásito al embrión, generando

así cuadros graves en el feto y en el recién nacido como encefalitis toxoplásmica, coriorretinitis e incluso el aborto (Galván, 2014).

### **Patogenia en diferentes especies**

En caninos es poco frecuente, presentándose en cachorros menores de 1 año y en perros con el sistema inmune deprimido debido a la enfermedad del Carré por ejemplo u otras causas como el uso de corticoides.

Los mismos se infectan a través de la ingestión de ooquistes, o a partir de la ingesta de quistes tisulares que se encuentran en músculos o vísceras de otros animales (Galván, 2014).

La sintomatología es muy variada, pudiendo causar fiebre, anorexia, trastornos respiratorios, digestivos, convulsiones, parálisis y otras manifestaciones nerviosas (Soulsby, 1988).

El gato en condiciones naturales está infectado y produce millones de ooquistes. Sin embargo, muy raramente presenta manifestaciones clínicas (Soulsby, 1988).

En rumiantes la infección suele cursar de manera leve en individuos adultos sanos, aunque el parásito puede sobrevivir de por vida en forma latente, fundamentalmente en cerebro y musculatura estriada (Galván, 2014).

Se ha encontrado incluso en leche bovina, pero se ha demostrado que con la pasteurización se destruye.

En el ganado caprino la toxoplasmosis es más grave que en ovinos, ya que los abortos se pueden repetir en sucesivas gestaciones (Cordero del Campillo y Rojo Vázquez, 1999).

La principal vía de infección en los animales de producción es la ingestión de alimentos o agua contaminados con ooquistes esporulados liberados en las heces de felinos infectados.

En cerdos este parásito causa la muerte en neonatos que adquieren la infección después del nacimiento por la ingestión de ooquistes de ambientes contaminados o la ingestión de tejidos infectados de animales.

Lechones recién nacidos y de 3 semanas de vida son los más afectados, presentando los siguientes síntomas: fiebre, escalofríos, temblores, debilidad, tos, incoordinación, diarrea y relajación de los músculos abdominales.

Signos respiratorios que se relacionan con la fase aguda de toxoplasmosis, se asocian muchas veces a neumonía subclínica (Galván, 2014).

## **Diagnóstico de laboratorio**

Para el diagnóstico de *T. gondii* se pueden utilizar tanto métodos directos como métodos indirectos. Los métodos directos se basan en la detección del parásito y/o su ADN mediante la técnica de reacción en cadena de la polimerasa (PCR).

Los métodos indirectos se basan en la detección de anticuerpos para *T. gondii*, utilizándose una de las pruebas más difundidas como son Aglutinación directa con antígeno modificado (MAT), Inmunofluorescencia indirecta (IFI), Inhibición de la Hemoaglutinación (HAI) o ELISA.

### **Métodos directos**

- **PCR**

La detección directa del ADN del parásito se basa en la técnica de reacción en cadena de la polimerasa (PCR). Un fragmento del genoma es ejemplificado para que sea visualizado en un gel de electroforesis, en un secuenciador automático o en un software de PCR en tiempo real. Es un método simple, sensible, reproducible y de costo elevado. La detección por PCR detecta cantidades pequeñas del ADN incluso de un solo parásito con concentraciones de hasta 0.2 picogramos del mismo. La prueba puede ser realizada en una amplia variedad de muestras que incluyen líquido amniótico, sangre, líquido cefalorraquídeo, fluido vítreo, orina, lavado bronco-alveolar o en muestras de diferentes tejidos, además ofrece resultados en menos de 24 horas, que la hace una alternativa excelente para el diagnóstico de esta enfermedad cuando los otros métodos diagnósticos son insuficientes. Un resultado positivo en

cualquier muestra fetal es confirmatorio de toxoplasmosis congénita (Díaz y Aristizábal, 2013).

### **Métodos indirectos**

Son los que detectan la presencia de Anticuerpos *Anti-Toxoplasma* y son los más utilizados para el diagnóstico de la toxoplasmosis. Entre ellos se encuentran:

- **La prueba Sabin y Feldman**

La prueba de Sabin y Feldman, también llamada prueba de oro fue definida por Sabin y Feldman en 1948, es de alta sensibilidad y alta especificidad.

Consiste en analizar la pérdida en la capacidad de tinción de los taquizoítos libres con azul de metileno básico, en presencia de anticuerpos específicos contra ellos y un factor accesorio, presente en el suero normal de todas las personas. El título del suero está dado por la máxima dilución en la que permanecen sin colorearse más del 50% de los toxoplasmas.

Detecta IgG después de los 10-14 días posterior a la infección y permanece positiva durante toda la vida. En la actualidad esta técnica es poco utilizada debido a que los laboratoristas corren riesgo de contraer infección masiva, ya que se trabaja con toxoplasmas vivos (Duarte Contreras y Duarte Barreto, 1984).

- **Inmunofluorescencia indirecta (IFI)**, en la cual se exponen antígenos de superficie y es muy utilizada en varios estudios debido a su gran sensibilidad.
- **Pruebas de aglutinación indirecta** que utilizan fracciones de los taquizoítos adsorbidos en partículas de látex o glóbulos rojos y pruebas de enzimoimmunoensayo ELISA.
- **La técnica de Inhibición de la Hemoaglutinación (HAI)**, mediante kits comerciales de Toxotest-HAI serológicos de *Toxoplasma*, que detecta anticuerpos (IgG, IgM) contra *T. gondii*.

Donde la lectura se interpreta como negativo cuando ocurre la presencia de un sedimento en forma de botón o anillo de bordes regulares, y como positivo con la formación de una película o manto que cubre el 50% o más del fondo de los pocillos, equivalente a valores  $\geq 1/16$  (punto de corte).

### **Toxoplasma en cerdos y jabalíes**

El jabalí fue introducido en Uruguay en 1928 por Aarón de Anchorena. A consecuencias de escapes o sueltas, los jabalíes se difundieron por todo el país (incluso llegando a Brasil), favorecidos por las condiciones climáticas, ausencia de depredadores y su capacidad de adaptación (Lombardi et al., 2015). La hibridación con ejemplares de cerdos domésticos (generalmente machos jabalíes con hembras porcinas domésticas) hace que a nivel poblacional convivan estas cruzas, las variedades puras del jabalí y ejemplares de cerdos domésticos asilvestrados.

La palabra “jabalí” proviene del árabe “jabal-i” y este animal representa el origen genético de los actuales cerdos domésticos.

Tiene un tamaño mediano, midiendo 1 metro a la altura de la cruz, siendo más largo que alto. Su peso es entre 60-120 kg en machos (jabalíes puros), presentan gran cabeza con hocico corto al igual que sus patas, prácticamente no tiene cuello lo que le da un aspecto masivo y compacto (Lombardi et al., 2015).

En Uruguay la carne de cerdo y jabalí, es una de las más importantes para la transmisión de *T. gondii*, ya que se distribuye en órganos y músculos del mismo, persistiendo en cortes comerciales de carne de cerdo por más de 2 años luego de la infección. Sobrevive hasta por 3 días a  $-12^{\circ}\text{C}$  los quistes toxoplásmicos en la carne (Dubey, 1988).

En el año 1991, en Uruguay se realizó un trabajo en el cual se tomaron muestras de sueros de 600 cerdos y aproximadamente 20 g de músculo de diafragma de 50 cerdos en una planta de faena. Los animales tenían un peso promedio de 90 kg, 9 meses promedio y provenían de varios departamentos del país. Una vez separado el suero sanguíneo, se realizó la reacción de Sabin y Feldman. Las muestras de músculos de los cerdos seropositivos a *Toxoplasma* fueron inoculadas a ratones albinos, 2 cc por

vía subcutánea en el dorso. Como resultado se obtuvieron 422 cerdos positivos (70.2%) (Freyre Colombo, D'Angelo y Falcon, 1991).

### **Toxoplasma y consumo de carne de cerdo**

El cerdo es una fuente muy importante de alimento para muchos humanos, siendo también importante para la economía de muchos países. La carne de suino fue la más consumida en el mundo entre los años 1999 y 2000 (y actualmente lo sigue siendo), donde fueron producidas aproximadamente 75 millones de toneladas.

Brasil es el sexto mayor productor y el cuarto exportador de carne suina. Dentro de ellos encontramos a estados de Paraná, Santa Catarina y Río Grande do Sul como los mayores productores (Navarro, 2001).

Estudios experimentales han demostrado la importancia de la transmisión de *Toxoplasma* en humanos por el consumo de carne mal cocida.

Se han demostrado la diferencia entre cerdos criados en granjas convencionales y cerdos criados en traspatios, siendo más frecuente la infección en estos últimos (Galván, 2014).

El consumo de carne de jabalí es muy común en muchos países. La carne suele ser consumida por cazadores y sus grupos sociales y sus despojos se utilizan como alimento para perros (Machado et al., 2021).

La carne de jabalí y en particular el consumo de chacinados es considerada de alto riesgo, entre las de especies silvestres (Winter et al., 2019).

En Argentina se introdujeron jabalíes euroasiáticos puros para la caza recreativa en 1906. Por su alta adaptabilidad a diferentes ambientes y a diferentes condiciones climáticas, las poblaciones siguen expandiéndose a nuevas áreas de Argentina. Debido a la interacción con el ganado y los humanos, es reconocido mundialmente como portador de muchos patógenos como *T. gondii* y *Trichinella spp.*

Tanto, *T. gondii* como *Trichinella spiralis* son enfermedades zoonóticas que se encuentran entre los 10 principales parásitos transmitidos por alimentos según la FAO y OMS. *Trichinella spp* en Argentina es una enfermedad endémica transmitida por alimentos, además de ser un problema para la salud pública (Winter et al., 2019).



## **Control y prevención**

La infección ocurre principalmente al ingerir carne cruda o mal cocida que contiene quistes tisulares (de hospederos intermediarios) o al ingerir agua o alimentos contaminados con ooquistes eliminados en las heces de felinos (hospederos definitivos).

El humano se puede infectar de la misma manera que los animales de producción, pero también por la manipulación de cajas de arena para gatos sin la adecuada precaución o contaminarse en áreas de parques infantiles con heces de gatos que contienen ooquistes de *T. gondii* y pueden ser ingeridos accidentalmente.

Otra forma de infección es el consumo de frutas y verduras sin la correcta higiene (Galván, 2014).

Como otro método de prevención en humanos, los gatos deben ser alimentados con alimentos comerciales o carnes bien cocidas.

Las embarazadas deben evitar limpiar la caja sanitaria; en caso de no ser posible deben utilizar guantes y luego lavarse bien las manos.

El riesgo de infección puede reducirse con la adecuada preparación de los alimentos. La carne de cerdo y animales de caza silvestre debe cocinarse a temperaturas altas suficiente para matar a *T. gondii*, esta temperatura debe ser de 160°F (71°C) (Center for Food Security and Public, 2005).

La congelación a -12°C durante 2 a 3 días destruye un alto porcentaje de quistes. El riesgo aumenta en aquellos cerdos que son criados en condiciones extensivas, donde existe un mayor contacto con el suelo que podría estar infectado con ooquistes, favoreciendo la infección tanto para el hombre como para el cerdo (Winter et al., 2018). En explotaciones intensivas las medidas de manejo son el control de acceso de felinos y roedores a las fuentes de alimento, agua e instalaciones.

En el Cono Sur de América, el jabalí es la especie exótica invasora a la que se asocian la mayor cantidad de patógenos (La Sala et al., 2021), por lo tanto, es de suma importancia el contacto directo o el consumo de carne o embutidos de esta especie por parte de los cazadores y de la población en general. La situación se agrava ya

que la carne y los embutidos no poseen controles sanitarios de ningún tipo (Gortázar, 2005; Lombardi et al.,2015; Vicente et al., 2002).

Debido a ello, es preciso que los médicos veterinarios y en general todas aquellas personas relacionadas de una u otra forma con animales (para abasto o compañía), posean conocimientos básicos actualizados sobre la toxoplasmosis animal (Galván, 2014).

### 3. HIPÓTESIS

El consume de carne de jabalí y cerdos asilvestrados del Uruguay representa un riesgo para la transmisión de *Toxoplasma gondii*.

### 4. OBJETIVOS

- ✓ **4.1 Objetivo general:** Determinar la presencia de anticuerpos anti-*Toxoplasma* en jabalíes y cerdos asilvestrados de Uruguay mediante la técnica serológica de Hemoaglutinación indirecta.
  
- ✓ **4.2 Objetivos específicos:**
  - Realizar una búsqueda de la presencia de anticuerpo anti *T. gondii* en jabalíes y cerdos asilvestrados capturados en diferentes puntos del país.
  - Ubicar los lugares de capturas de animales positivos.

## 5. MATERIALES Y MÉTODOS

### Área de estudio

El estudio se llevó a cabo en los departamentos de Artigas, Cerro Largo, Durazno, Florida, Lavalleja, Maldonado, Paysandú, Río Negro, Rocha, Salto, Soriano, Tacuarembó y Treinta y Tres como se observa en la figura N° 2.

La cantidad total y/o densidad de jabalíes y cerdos asilvestrados a nivel nacional y departamental se desconoce, por lo que la cantidad de muestras recibidas por departamento solo respondió a la capacidad de captura de los cazadores.

Las mismas fueron extraídas por cazadores en cacerías y fiestas del Jabalí entre los años 2017 y 2019, este tipo de eventos es organizado por instituciones locales con apoyo de los gobiernos del municipio y la intendencia de Maldonado, donde se realizan varias actividades, siendo la de mayor atracción la caza.

Casi siempre se realiza un fin de semana, donde los cazadores que deseen participar deben registrarse un viernes debiendo declarar personas, armas, perros que utilizará el equipo y luego salen a cazar sin restricción geográfica. Deben retornar el domingo de tarde para someterse al jurado de admisión, donde se procede a pesar las piezas cazadas, se otorgan trofeos y dinero para la mayor pieza y al equipo con mayor cantidad de piezas.

La toma de muestra para enfermedades se realiza luego que las piezas son pesadas y pasaron por el jurado de admisión.

A las mismas se les sumaron muestras del banco de sueros del grupo ProJAB (Proyecto Jabalí) de la UdelaR (que también procedían de eventos de caza y cazadores).

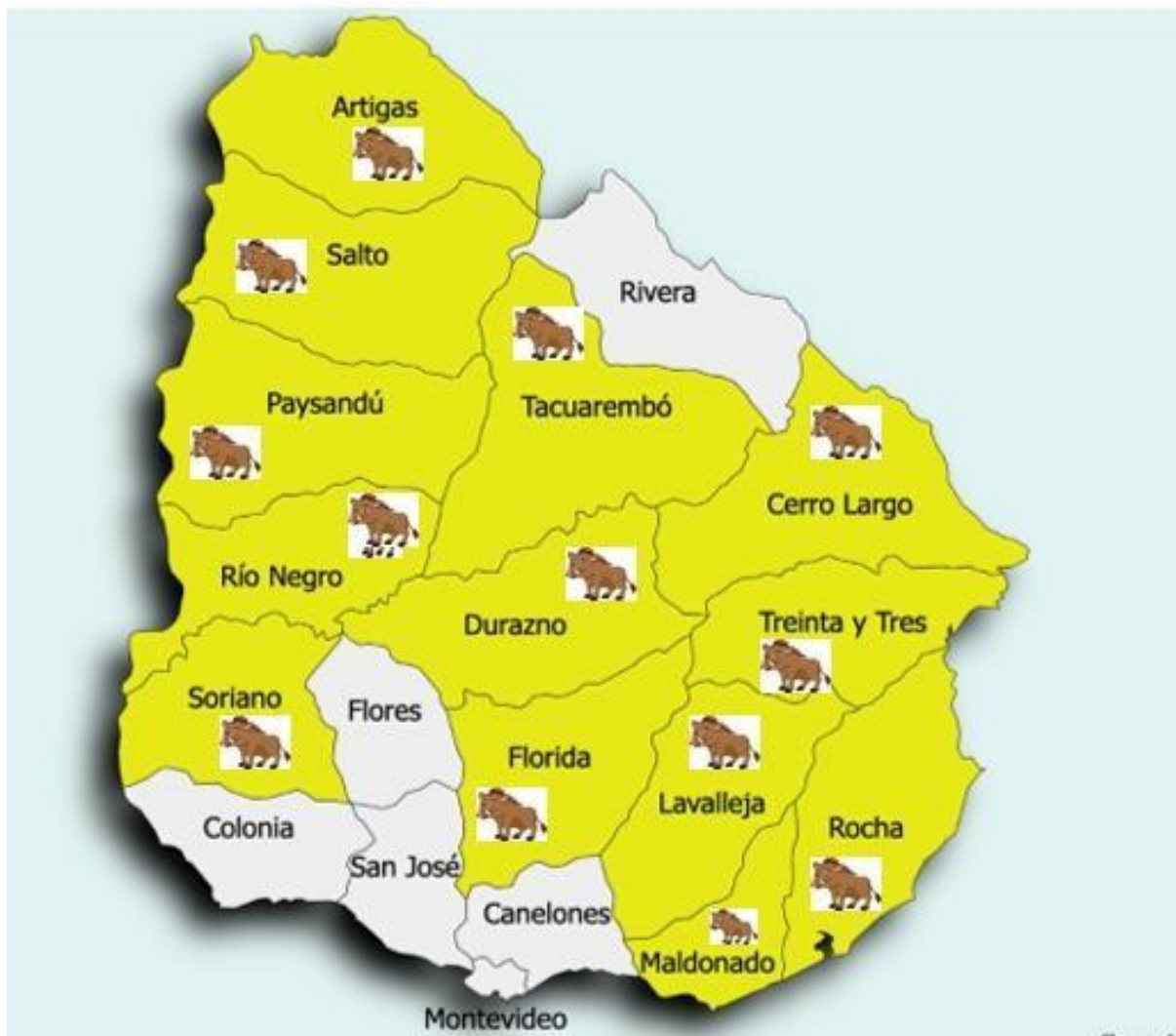


Figura 2. Departamentos donde se realizó el muestreo.

## **Estrategia de muestreo de animales y registro epidemiológico**

### **Toma de muestras**

Las muestras de sangre que fueron obtenidas mediante la extracción de 5 cc de la vena yugular y mediante la punción intracardiaca, posterior a la cacería realizada por los cazadores. La extracción se realizó con jeringa de 5 cc y aguja 20G y se colocaron en tubos sin anticoagulante como se observa en la figura 3 y 4. Las muestras se mantuvieron en forma refrigerada hasta su procesamiento en el laboratorio de Facultad de Veterinaria (UdelaR). Luego fueron centrifugadas a 3.000 rpm durante 15 minutos para la extracción del suero. Posteriormente fueron colocados en tubos eppendorf y conservados a  $-20^{\circ}\text{C}$  hasta su procesamiento como se muestra en la figura 5 y 6.



*Figura 3. Toma de muestra por uno de los cazadores de la Asociación Nacional de Cazadores.*



*Figura 4. Estudiantes de Veterinaria junto a docentes tomando muestras, en la Fiesta del Jabalí de Aiguá (Maldonado) de 2017.*



*Figura 5. Acondicionamiento de los sueros obtenidos posterior a la centrifugación*

## Diagnóstico

Para la detección de Ac Anti -*toxoplasma* se utilizó la técnica de inhibición de la Hemoaglutinación (IHA) mediante kits comerciales de Toxotest-HAI serológicos de Laboratorio Wiener (20000 Rosario, Argentina) que detecta anticuerpos (IgG, IgM) contra *T. gondii*.

Toxotest HAI se basa en la propiedad que tienen los anticuerpos anti-*T. gondii* de producir aglutinación en presencia de glóbulos rojos sensibilizados con antígenos citoplasmáticos y de membrana del parásito. Se utilizaron 25µl de suero y fueron procesados siguiendo el protocolo del fabricante (anexo 1) donde el resultado positivo se observa con la formación de un película o manto que cubre el 50% o más del fondo de los pocillos equivalente a valores  $\leq 16$  (punto de corte). El resultado negativo cuando ocurre con la presencia de un sedimento en forma de botón o de anillo de bordes irregulares, como se muestra en la figura N° 7.

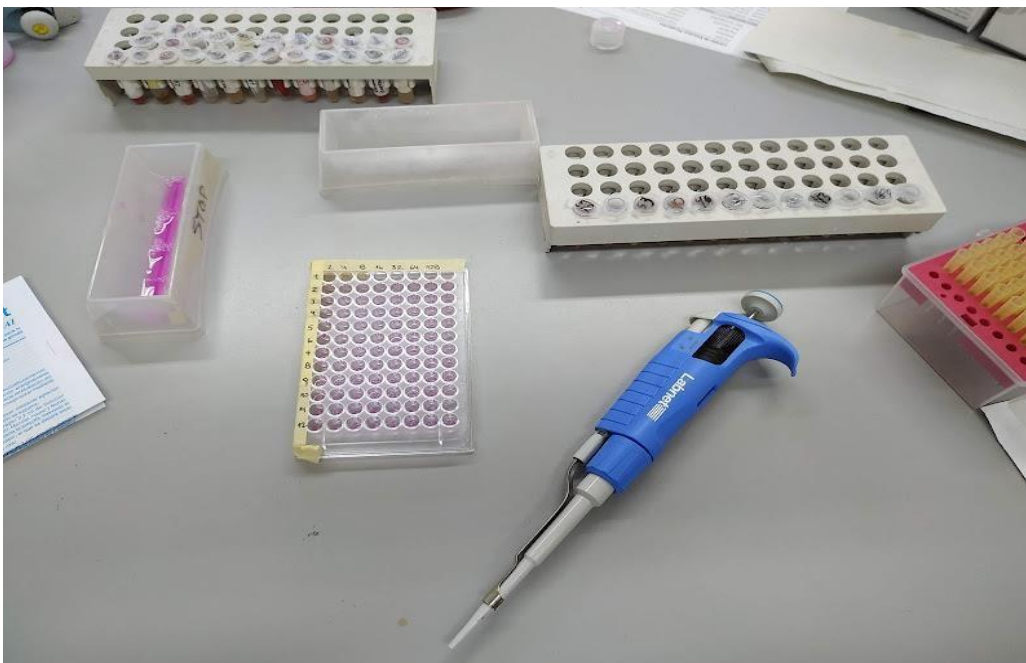


Figura 6. Mesa de trabajo para la realización de la técnica de IHA.

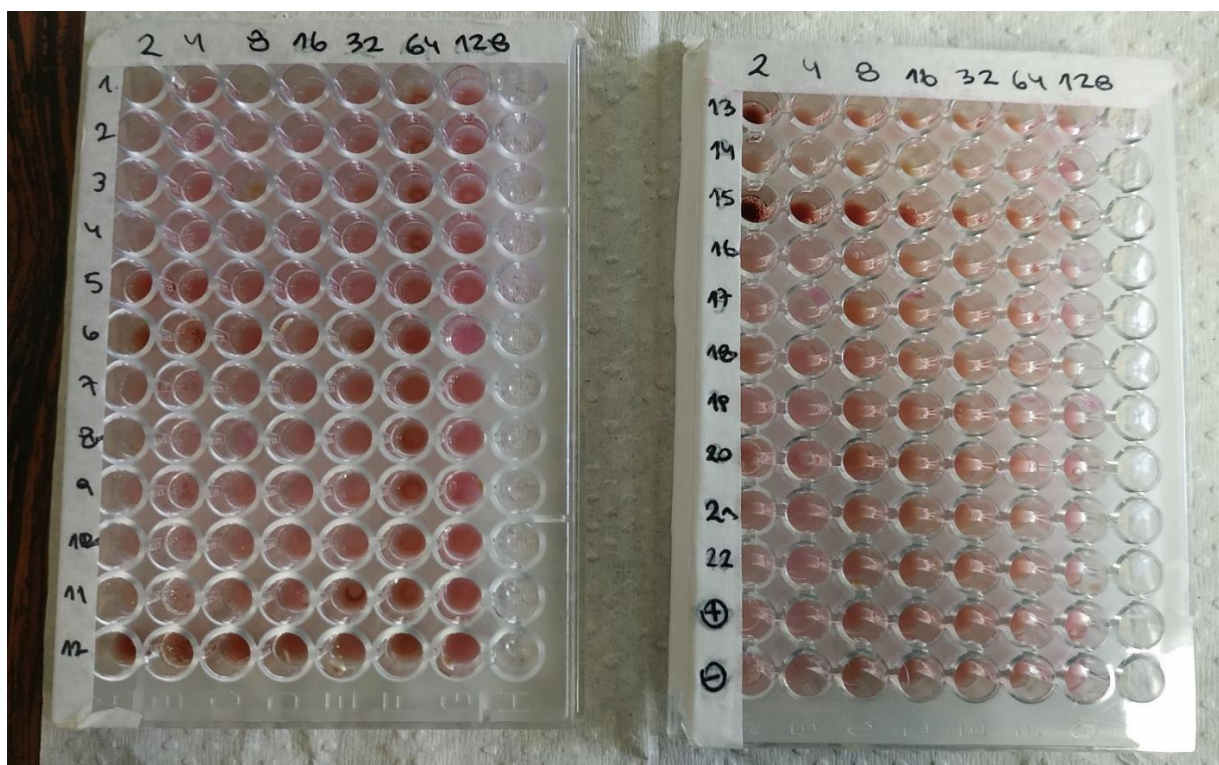


Figura 7: Placas con resultados positivos y negativos de los sueros procesados mediante la técnica IHA.

### **Análisis estadístico**

El estudio no admite análisis estadístico lo que se realizó fue estadística descriptiva, la misma consiste en: presentaron los datos de forma ordenada, realizar cálculos de proporciones de los animales con serología positiva, elaborar cuadros y gráficas para visualizar la captura por departamento y su positividad serológica.



## 6. RESULTADOS

Se utilizaron 297 muestras de suero de jabalíes, tanto de machos como de hembras. Los resultados obtenidos de la evaluación serológica del total de muestras procesadas, fueron 178 positivas, lo que representa un total del 59.93% (siendo Artigas el de mayor aporte con respecto al porcentaje de positivos de acuerdo a las muestras analizadas, ascendiendo a 24.92%) de la población de jabalíes estudiada, como se observa en el gráfico N° 1.

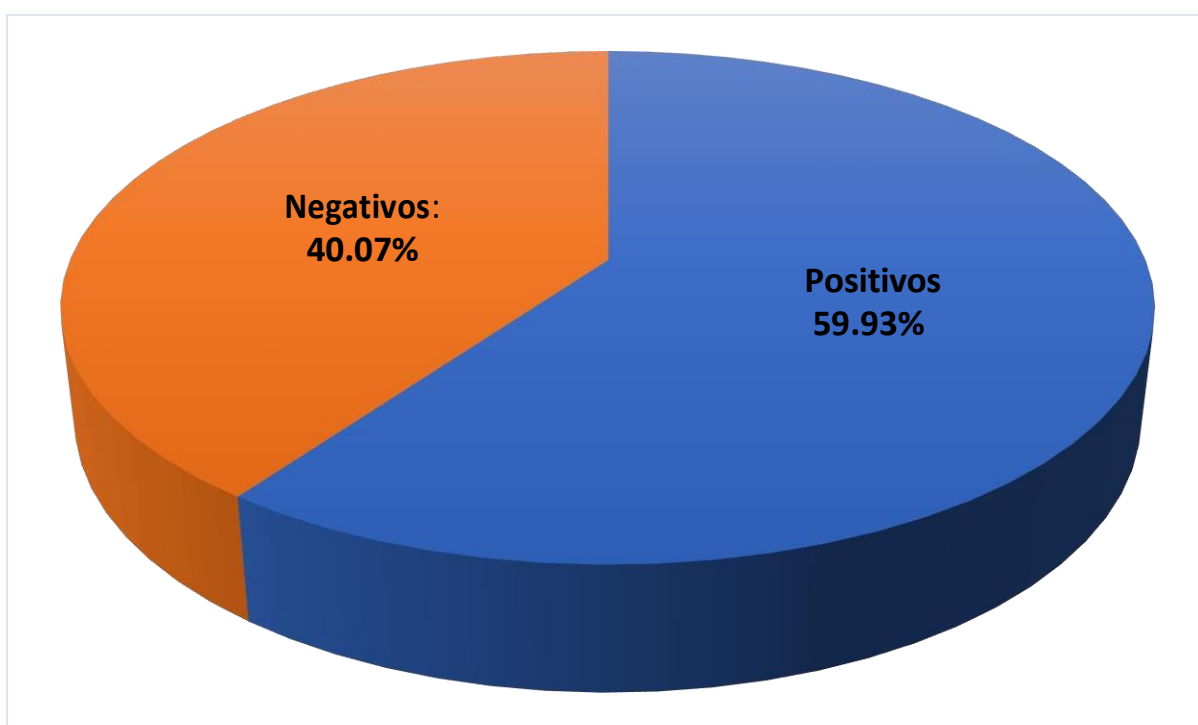
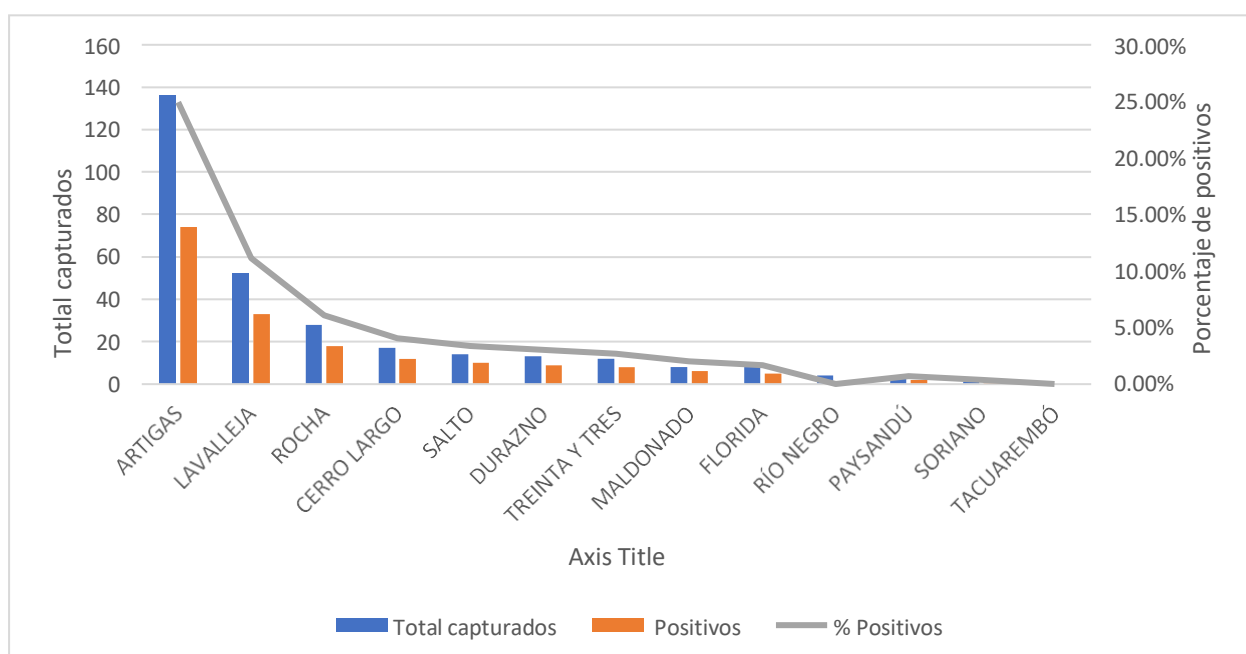


Gráfico 1. Porcentaje de muestras positivas y negativas del total de la población estudiada.

Cuando evaluamos la positividad a *Toxoplasma gondii* por departamento, el de mayor seroprevalencia según los resultados obtenidos fue para Soriano 100%, dónde se visualiza 1 positivo en un total de un animal capturado. Lo sigue Maldonado con 75.00%, en un total de 8 capturados, siendo los departamentos con menor porcentaje de positivos Tacuarembó (0.00%) y Río Negro (0.00%) como se observa en la tabla N° 1.

**Tabla 1:** Número y porcentaje de jabalíes totales y positivos capturados por departamento.

Departamento	Total capturados	Positivos	% Positivos	% Positivos p/ departamento
ARTIGAS	136	74	24,92%	54,41%
LAVALLEJA	52	33	11,11%	63,46%
ROCHA	28	18	6,06%	64,29%
CERRO LARGO	17	12	4,04%	70,59%
SALTO	14	10	3,37%	71,43%
DURAZNO	13	9	3,03%	69,23%
TREINTA Y TRES	12	8	2,69%	66,67%
MALDONADO	8	6	2,02%	75,00%
FLORIDA	8	5	1,68%	62,50%
RÍO NEGRO	4	0	0,00%	0,00%
PAYSANDÚ	3	2	0,67%	66,67%
SORIANO	1	1	0,34%	100,00%
TACUAREMBÓ	1	0	0,00%	0,00%
<b>TOTAL</b>	<b>297</b>	<b>178</b>	<b>59,93%</b>	



**Gráfico 2:** Cantidad de animales capturados totales y positivos por departamento y porcentaje de positivos de cada departamento en relación al total de animales capturados.

## 7. DISCUSIÓN

En nuestro trabajo los resultados obtenidos muestran que, de un total de 13 departamentos donde se tomaron las muestras, la positividad fue del 59.93%, siendo el departamento con mayores casos positivos Artigas, con un 24.92% (gráfico 1).

Estos resultados refuerzan la hipótesis de que la carne de jabalí y de cerdos asilvestrados en Uruguay se encuentra infectada por *T. gondii*,

La alta proporción de jabalíes infectados detectada en este trabajo pone de manifiesto el riesgo que corren los consumidores al consumir carne cruda o mal cocida.

En nuestro país hay relativamente pocos estudios respecto a toxoplasmosis en cerdos y jabalíes, dentro de ellos nos podemos remontar al año 1991, donde Freyre estudia la prevalencia de *T. gondii* en el cerdo en Uruguay. El autor tomó 600 muestras de sangre de cerdos, tanto machos como hembras que provenían de diversos departamentos. Como resultado obtuvo una prevalencia de 70.2% (422). Al igual que en nuestro trabajo, evidencia la presencia de anticuerpos.

Otros investigadores han realizado un estudio de búsqueda de anticuerpos anti *T. gondii* encontrando al igual que nosotros presencia de anticuerpos con una prevalencia de 12,5% (18), en un total de 144 sueros analizados.

El área de estudio representaba una región con vegetación nativa y cultivos, en la cual existe la presencia de felinos domésticos y silvestres que actúan como hospederos definitivos de *T. gondii* (Winter et al., 2018).

Este trabajo al igual que el nuestro, deja en evidencia la presencia de *T. gondii* en los jabalíes y que el mismo se encuentra ampliamente distribuido en la región,

En cambio nosotros obtuvimos un número mayor de muestras, sin saber bien donde fueron capturados esos animales, ni el lugar dónde se infectaron, tampoco sabemos la ecología, ni si había presencia de felinos silvestres o domésticos en los distintos departamentos donde se tomaron las muestras.

## 8. CONCLUSIONES

- El consumo de carne de jabalí podría representar un riesgo para la transmisión de Toxoplasmosis ya que una proporción importante de los animales estudiados está infectada.
- Se encontraron animales positivos en 11 de los 13 departamento en los que se colectaron muestras.
- El jabalí actúa como centinela epidemiológico, indicando riesgo de contraer toxoplasmosis en humanos por el consumo de productos cárnicos en la zona en estudio.

## 9. BIBLIOGRAFÍA

- Barroso, P. S. (2021). *Factores determinantes de la transmisión y persistencia de enfermedades compartidas en ungulados silvestres: análisis de series temporales* (Tesis de doctorado). Instituto de investigación en Recursos Cinegenéticos, Ciudad Real.
- Campo-Portacio, D. M., Guerrero-Velásquez, L. F., Catillo-García, A. P., Orozco-Méndez, K., y Blanco-Tuirán, P. J. (2021). Detección de *Toxoplasma gondii* en agua para el consumo humano proveniente de jagüeyes del área rural del municipio de Sincelejo. *Biomédica*, 41, 82-99.
- Center for Food Security and Public. (2005). *Toxoplasmosis*. Recuperado de Health <https://www.cfsph.iastate.edu/Factsheets/es/toxoplasmosis-es.pdf>.
- Cordero del Campillo, M., y Rojo Vázquez, F.A. (Coord.) (1999). *Parasitología veterinaria*. Madrid: McGraw-Hill Interamericana.
- Díaz, A. D., y Aristizábal, B. H. (2013). Métodos tradicionales y moleculares en el diagnóstico de la toxoplasmosis y su aplicación en el contexto clínico. *Medicina UPB*, 32(1), 54-67.
- Duarte Contreras, A., y Duarte Barreto, C. I. (1984). Criterios para el diagnóstico y tratamiento de la toxoplasmosis. *Revista Colombiana de Obstetricia y Ginecología*, 35(3), 205-213.
- Freyre, A., Colombo, A., D'Angelo, J. M., y Falcon, F. (1991). Prevalencia de la infección toxoplásmica en cerdos en Uruguay y su significación zoonótica. *Avances en ciencias veterinarias*, 6(2), 166-171.
- Galván, M. L. (2014). *Toxoplasmosis animal*. Guadalajara: Universidad de Guadalajara.
- Machado, D., de Barros, L., de Souza Lima Nino, B., de Souza Pollo, A., dos Santos Silva, A., Perles, L., ... Lux Hoppe, E.G. (2021). *Toxoplasma gondii* infection in wild boars (*Sus scrofa*) from the State of São Paulo, Brazil: Serology, molecular characterization, and hunter's perception on toxoplasmosis. *Veterinary Parasitology: Regional Studies And Reports*, 23, 100534.
- Mañé-Garzón, F., Osimani, J. J., Stagno, C., Oribre, E., y Cardozo de López, L. (1970). Toxoplasmosis congénita y prevalencia de la infección por *T. Gondii* en el hombre y animales. *Revista uruguaya de patología clínica*, 8, 113-127
- Navarro, I. L. (2001). Toxoplasmosis. En Associação Brasileira de Veterinários Especialistas em Suínos, *X Congresso Brasileiro de veterinarios especialistas en suinos*. Porto Alegre: ABRAVES-RS.

- Roth Valverde, L. (2015). *Contribución al conocimiento de la epidemiología de la toxoplasmosis. Papel de los roedores en diferentes ámbitos* (Tesis de grado). Facultad de Ciencias, Udelar, Montevideo.
- Saito, T., Kitamura, Y., Tanaka, E., Ishigami, I., Taniguchi, Y., Moribe, J., ... Takashima, Y. (2021). Spatial distribution of anti-Toxoplasma gondii antibody-positive wild boars in Gifu Prefecture, Japan. *Scientific Reports*, 11, 17207.
- Weiss, L. M, y Dubey, J. P. (2009). Toxoplasmosis a history of clinical observations. *Journal for Parasitology*, 39(8), 895-901.
- Winter, M., Abate, S. D., Pardini, L., Birochio, D. E., Moré, G., y Venturini, M. C. (2018). *Estudios inmunológicos y moleculares de la infección por toxoplasma gondii en cerdos* (Tesis de Grado). Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Nacional de la Plata.
- Winter, M., Abate, S. D., Pasqualetti, M. I., Fariña, F. A., Ercole, M. E., Pardini, L., y Ribicich, M. M. (2019). Toxoplasma gondii and Trichinella infections in wild boars (Sus scrofa) from Northeastern Patagonia, Argentina. *Preventive Veterinary Medicine*, 168, 75-80.

## **ANEXOS**

### **Reactivos provistos**

Reconstituyente IHA: solución fisiológica tamponada a ph 7.

Antígeno IHA: liofilizado de glóbulos rojos de carneros sensibilizados con antígenos citoplasmáticos y de superficie de *T. gondii*.

GR no sensibilizados: suspensión al 1% de eritrocitos de carnero no sensibilizados, para control y absorción de heterofilia.

Buffer IHA: solución fisiológica tamponada con fosfatos a ph 7,5 con colorante inerte.

Solución proteica: solución de albúmina bovina.

2-Mercaptoetanol: ampolla conteniendo 2-mercaptoetanol (2-ME).

Control positivo: suero inactivado conteniendo anticuerpos contra el *T. gondii*.

Control negativo: suero no reactivo, inactivado.

### **Instrucciones para su uso**

Antígeno IHA: preparar con 5,2 ml de reconstituyente IHA. Esperar una hora antes de usar agitando enérgicamente cada 20 minutos para permitir una correcta rehidratación del reactivo. Cada vez que se emplea, homogeneizar mediante agitación.

Glóbulos rojos no sensibilizados: homogeneizar mediante agitación antes de usar, evitando la formación de espuma.

Diluyentes de suero IHA: agregar 0,2 ml de solución proteica cada 10 ml de buffer IHA. Mezclar, rotular y fechar.

**2- Mercaptoetanol:** una vez abierta la ampolla, trasvasar el contenido al frasco vacío provisto, el que se deberá tapar inmediatamente después de usar.

### **Ensayo de Inhibición de la Hemoaglutinación**

Se realizó este ensayo de Inhibición de la Hemoaglutinación a todas las muestras de sueros recolectadas que sumaban un total de 300 muestras.

El ensayo se efectuó en policubetas con 96 pocillos de fondo en U.

## **Titulación sin 2-ME**

- a) Se rotularon las placas de fondo en U con cinta papel y marcador permanente, colocándose en las filas el número de muestra y en las columnas el número de diluciones (2,4, 8, 16, 32, 64 y 128).
- b) Con pipeta multicanal 200 previamente laudada a 25 µl se colocó en cada pocillo el buffer hasta completar cada una de las placas.
- c) Se tomó una alícuota de cada suero con microdilutores de 25µl y se colocó en la primera columna de la placa.
- d) Se colocaron en los últimos 2 pocillos de la primera columna los controles positivos y negativos.
- e) Se realizaron diluciones con pipeta multicanal 200 previamente laudada a 25 µl, a partir de la columna 1 (dilución  $\frac{1}{2}$ ), pasando los microdilutores a la columna 2 (dilución  $\frac{1}{4}$ ) y así sucesivamente hasta completar la columna 7 (dilución 1/128).
- f) Se colocaron en las columnas 1 y 2 (diluciones  $\frac{1}{2}$  y  $\frac{1}{4}$ ) con micropipeta una gota (25 ul) de glóbulos rojos no sensibilizados, para control de heterofilia.
- g) Se procedió al agregado de antígeno IHA al resto de los pocillos (una gota 25 µl).
- h) Se agitó cada policubeta con los dedos en las paredes laterales, durante al menos 30 segundos.
- i) Se dejó en reposo al resguardo de vibraciones y de la luz solar directa durante 90 minutos, cubriendo las policubetas con papel de aluminio.
- j) A partir de los 90 minutos se procedió a leer los resultados, aumentando la nitidez de los mismos colocando un papel blanco entre la policubeta y la fuente de luz.