

**UNIVERSIDAD DE LA REPÚBLICA  
FACULTAD DE VETERINARIA**

**“DETECCIÓN DE ANTICUERPOS ANTI *Trichinella* spp. EN SUEROS DE SUIDOS  
SILVESTRES DE URUGUAY”**

por

**BERA SADOWNIK, Facundo  
BORCA TROCHE, Micaela**

**TESIS DE GRADO** presentada como  
uno de los requisitos para obtener el  
título de Doctor en Ciencias  
Veterinarias

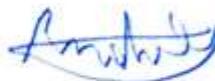
Orientación: Medicina Veterinaria

**MODALIDAD:** Estudio Poblacional

**MONTEVIDEO  
URUGUAY  
2024**

## PÁGINA DE APROBACIÓN

Tesis de grado aprobada por:

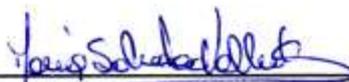


Presidente de mesa:

---

Dr. Andrés Cabrera

Segundo miembro (Tutor):



---

Dra. María Soledad Valledor

Tercer miembro:



---

Dr. Uruguaysito Benavides

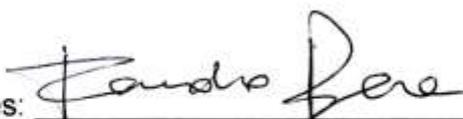
Cuarto miembro (Co-tutor):



---

Dr. Santiago Mirazo

Fecha de aprobación: **20 de junio de 2024**

Autores: 

---

Facundo Bera Sadownik



---

Micaela Borca Troche

## **AGRADECIMIENTOS**

A nuestra tutora Soledad Valledor por su buena disposición y gran apoyo que nos ayudó a transitar la última etapa de nuestras carreras, pero sobre todo por los momentos de risas y por confiar en nosotros.

A nuestro cotutor Santiago Mirazo por abrirnos las puertas del laboratorio de la Facultad de Ciencias donde hicimos la parte práctica, por la paciencia en esa etapa y por su ayuda en la redacción de la tesis.

A nuestras familias, amigos y compañeros de trabajo por el apoyo incondicional a lo largo de toda la carrera, por estar siempre presentes, escuchar nuestros pesares e impulsarnos a seguir adelante.

Al equipo de la biblioteca, que nos ayudaron con la búsqueda de material y edición de todas las citas y referencias bibliográficas.

A Laura, la madre de Sofi, que por ayudarnos con la redacción del summary.

## TABLA DE CONTENIDOS

	Páginas
PÁGINA DE APROBACIÓN.....	2
AGRADECIMIENTOS.....	3
TABLA DE CONTENIDOS.....	4
LISTA DE TABLAS Y FIGURAS.....	5
ABREVIATURAS.....	6
1. RESUMEN.....	7
2. SUMMARY.....	8
3. INTRODUCCIÓN.....	9
4. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA.....	11
4.1 Antecedentes.....	11
4.2 Taxonomía.....	11
4.3 Ciclo biológico.....	14
4.4 Ciclos epidemiológicos.....	16
4.5 <i>Trichinella</i> spp. en animales.....	17
4.6 Trichinellosis en humanos.....	18
4.7 Distribución de nivel global.....	19
4.8 Distribución en Sudamérica.....	21
4.8.1 Argentina.....	21
4.8.2 Bolivia.....	22
4.8.3 Brasil.....	22
4.8.4 Chile.....	23
4.8.5 Colombia.....	23
4.8.6 Ecuador.....	24
4.8.7 Perú.....	24
4.9 Situación en Uruguay.....	24
4.9.1 <i>Trichinella</i> spp. en Uruguay.....	24
4.9.2 El jabalí en Uruguay.....	25
4.9.3 El pecarí de collar.....	27
4.10 Métodos diagnósticos.....	28
4.10.1 Métodos directos.....	28
4.10.2 Métodos indirectos.....	29
4.10.3 Métodos moleculares (PCR).....	30
5. OBJETIVOS.....	31
5.1 Objetivo general.....	31
5.2 Objetivos específicos.....	31
6. MATERIALES Y MÉTODOS.....	31
6.1 Muestras y materiales utilizados.....	31
6.2 Detección de anticuerpos por ELISA indirecto.....	33
7. RESULTADOS.....	36
8. DISCUSIÓN.....	38
9. CONCLUSIONES.....	40
10. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	41
11. ANEXOS.....	48
11.1 Manual del Kit de ELISA utilizado.....	48

## LISTA DE TABLAS Y FIGURAS

### Tablas

Tabla 1. Clado no encapsulado de <i>Trichinella</i> spp. con su distribución, especies hospederas y otras características.....	12
Tabla 2. Clado encapsulado de <i>Trichinella</i> spp. con su distribución, especies hospederas y otras características.....	13
Tabla 3. Investigaciones sobre <i>Trichinella</i> spp. en diferentes regiones de Argentina.....	22
Tabla 4. Total de muestras positivas y negativas. Porcentajes de positivos según la especie animal y la población estudiada.....	36
Tabla 5. Porcentaje de sueros de jabalíes positivos con respecto a la población total de cada región y respecto a la población total estudiada.....	37

### Figuras

Figura 1. Ciclo biológico de <i>Trichinella</i> spp. ....	14
Figura 2. Formación de la célula nodriza.....	16
Figura 3. Angiogénesis durante el proceso de formación de la célula nodriza.....	16
Figura 4. Ciclos epidemiológicos de <i>Trichinella</i> spp.....	17
Figura 5. Mapa de distribución mundial del género <i>Trichinella</i> spp.....	20
Figura 6. Jabalí ( <i>Sus scrofa</i> ).....	25
Figura 7. Distribución del jabalí en Uruguay.....	26
Figura 8. Distintas especies de pecaríes con sus características.....	28
Figura 9. Muestras analizadas.....	32
Figura 10. Geolocalización de los sueros de jabalíes y pecaríes analizados.....	32
Figura 11. Distribución de la población total de estudio.....	33
Figura 12. Preparación de las muestras para su procesamiento con el kit de ELISA.....	33
Figura 13. Estufa SL Shel Lab shaking incubator SI4 con la placa de ELISA incubándose.....	34
Figura 14. Espectrofotómetro Thermo Scientific Multiskan FC utilizado para la lectura de ELISA.....	35
Figura 15. Placa de ELISA con el valor de densidad óptica del espectrofotómetro.....	36
Figura 16. Gráficos con porcentajes de positivos y negativos por zonas.....	37

## ABREVIATURAS

---

Acs	Anticuerpos
ACU	Asociación de Cazadores del Uruguay
Ag	Antígeno
DA	Digestión Artificial
DO	Densidad Óptica
ELISA	Enzyme-Linked ImmunoSorbent Assay / Enzimoimmunoanálisis de adsorción.
ELISAI	Indirect Enzyme-Linked Immunosorbent Assay / Enzimoimmunoanálisis de adsorción indirecto
FAO	Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura
Fig.	Figura
ICT	International Commission on Trichinelosis/Comisión Internacional de
IFI	Inmunofluorescencia Indirecta
IgG	Inmunoglobulina G
L1	Larvas 1
LPG	Larvas por gramo
LRN	Larvas recién nacidas
OIE	Oficina Internacional de Epizootias
OMS	Organización Mundial de la Salud
OMSA	Organización Mundial de Sanidad Animal
PCR	Polymerase Chain Reaction/ Reacción en Cadena de la Polimerasa
proJAB	Proyecto Jabalí
spp.	Species / especies
vs	Versus
WB	Western Blot

## 1. RESUMEN

Los nemátodos del género *Trichinella* spp. afectan a numerosas especies entre las que se describen mamíferos, aves y reptiles, además, se caracterizan por poseer potencial zoonótico. Esta parasitosis causa grandes impactos a nivel de salud pública, ya que se estima que se infectan 10.000 personas anualmente a nivel mundial; así como también se le atribuyen perjuicios económicos por afectar a los sistemas de producción porcinos, entre otros. La transmisión entre hospedadores es por vía oral a través de los ciclos predador - presa y en los humanos las fuentes de infección pueden ser: carne insuficientemente cocida o cruda (generalmente de cerdo doméstico), chacinados o embutidos. El ciclo parasitario es propio de este género, se denomina autoheteroxeno y se caracteriza por alojar tanto fases adultas como juveniles en un mismo hospedador simultáneamente, sin presentar estadios ambientales. *Trichinella* spp. se encuentra documentada en todos los continentes, a excepción de la Antártida; en América del Sur, son 5 los países que reportan serología positiva en animales, algunos de éstos presentan también seropositividad en humanos y han logrado aislar larvas mediante digestión artificial. El objetivo de este trabajo fue realizar un relevamiento serológico de *Trichinella* spp. en suidos silvestres de Uruguay. Para esto se analizaron mediante el Kit de ELISA indirecto "Pig *Trichinella* antibody (IgG) ELISA Kit" de CUSABIO® 51 muestras de suero de jabalí (*Sus scrofa*) de la zona norte y sureste del país, obtenidas entre 2017 y 2020 en festivales de caza y otras actividades. Además se procesaron 6 muestras de pecaríes de collar (*Dicotyles tajacu*) obtenidas en 2019 en una reserva de la zona sur. El trabajo se llevó a cabo en el laboratorio de virología de la Facultad de Ciencias, UdelaR y todos los materiales fueron brindados por el Proyecto Jabalí (proJAB). Se obtuvo una seropositividad de 3,92% (2/51) para los jabalíes, correspondientes a la región sureste; no obstante las muestras de pecaríes resultaron todas negativas. Los resultados obtenidos sugieren que bajas cargas de *Trichinella* spp. podrían estar circulando en los jabalíes de la región sureste, por lo que son necesarias más investigaciones al respecto para determinar el estatus de esta parasitosis en nuestro país.

## 2. SUMMARY

Nematodes of the genus *Trichinella* spp. affect numerous species including mammals, birds and reptiles, and in addition, they have zoonotic potential. This parasitosis has a great impact on public health, with an estimation of 10,000 people being infected annually worldwide, and also economic impacts, affecting swine production systems, among others. Host-to-host transmission is by oral route through predator-prey cycles, and human infection is caused by the consumption of undercooked or raw meat (usually domestic pork), cold cuts and sausages. The parasitic cycle of this genus is auto-heteroxenus, as the adult parasite and infective larvae are present within a single host simultaneously, and the parasite does not have a free-living stage. *Trichinella* spp. has been documented in all continents with the exception of Antarctica. Positive serology in animals has been reported by five countries in South America, some of which also present seropositivity in humans and have managed to isolate larvae by artificial digestion. The purpose of this study was to perform a serological survey of *Trichinella* spp. in wild suids of Uruguay. With this aim, 51 samples of wild boar (*Sus scrofa*) serum from the north and southeast of the country collected from 2017 to 2020 in hunting festivals and other activities were tested using the indirect ELISA Kit "Pig *Trichinella* Antibody (IgG) ELISA Kit" from CUSABIO®. In addition, 6 samples of collared peccaries (*Dicotyles tajacu*) collected in 2019 in a reserve in the southern area were processed. The work was carried out in the virology laboratory of the School of Science of the University of the Republic of Uruguay (UdelaR) and all the materials were provided by the Boar Project (in Spanish: Proyecto Jabalí - proJAB). A seropositivity of 3.92% (2/51) was found for wild boars, corresponding to the southeastern region. Peccary samples, however, were all negative. The results suggest that a low parasitic load of *Trichinella* spp. might be circulating among wild boars of the southeast region, so further research is required to determine the status of this parasitosis in our country.

### 3. INTRODUCCIÓN

La trichinellosis también llamada triquinosis, es una enfermedad parasitaria de carácter zoonótico causada por nematodos del género *Trichinella* spp. (Rawla y Sharma, 2019; Sharma et al., 2020). Ha sido una amenaza para la salud pública durante los últimos años y a pesar del esfuerzo de los veterinarios para controlarla, se ha visto un incremento en muchas áreas alrededor del mundo (Murrell y Pozio, 2000). Las especies de este género se encuentran documentadas en todos los continentes a excepción de la Antártida, presentándose en animales domésticos y silvestres de 43 y 66 países respectivamente, de los cuales en 55 hay reportes de trichinellosis humana. Entre 1986 y 2009 se reportaron 65.818 casos y 42 muertes por esta enfermedad en el mundo y en la actualidad se estima que anualmente se infectan cerca de 10.000 personas (Organización Mundial de la Salud (OMS), Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO) y Oficina Internacional de Epizootias (OIE), 2021; Pozio, 2007; Pozio, 2019). También se considera una enfermedad con gran impacto a nivel económico debido a sus repercusiones en los sistemas de producción porcina e industria alimentaria (Gottstein, Pozio y Nöckler, 2009)

*Trichinella* spp. se transmite por vía oral entre hospedadores, mediante los ciclos predador-presa y es de carácter eurixeno, es decir que afecta a numerosas especies entre las que se describen mamíferos, aves y reptiles. *Trichinella spiralis* es la especie que más afecta a los humanos, estos se infectan mediante el consumo de carne cruda o insuficientemente cocida, generalmente de cerdos domésticos (por ejemplo chacinados, sin el debido control sanitario), siendo la prevalencia global de *Trichinella* spp. en esta especie, del 2.02% (Rawla y Sharma, 2019; Sharma et al., 2020; Vafae et al., 2022; Vignau, Venturini, Romero, Eiras y Basso, 2005; Winter, 2019).

Existen 3 ciclos epidemiológicos de la enfermedad: doméstico, siendo los principales hospedadores el cerdo y el equino; sinantrópico dentro del cual se encuentran las ratas y las comadrejas y silvestre, el cual cumple un rol fundamental en la mantención de la biomasa del parásito (Pozio, 2014; Vignau et al., 2005). Dentro de los principales reservorios en este ciclo, encontramos los félidos y cánidos silvestres, osos, carnívoros marinos, entre otros (Pasqualetti et al., 2021), pero el que toma mayor importancia es el jabalí, ya que es considerado la fuente de infección más importante para el hombre después de los suinos domésticos (Rostami et al., 2018). La caza de jabalí ha cobrado popularidad en los últimos años, lo que conlleva a la existencia de industrias de carácter artesanal que procesan y elaboran productos a base de su carne fresca sin el debido control bromatológico, ocasionando infestaciones en humanos (Rostami et al., 2018; Villamil, Krivokapich y Ribicich, 2013). Se estima que la seroprevalencia global de *Trichinella* spp. para esta especie es del 6% y a nivel continental, en Norteamérica (Canadá y Estados Unidos) es de 9%, en Europa del 7% y en Asia y Oceanía es del 3% (Rostami et al. en 2018). No existen reportes de la prevalencia de *Trichinella* spp. en jabalíes de América del Sur pero se sabe que en suinos domésticos es de 3.7% (Vafae et al., 2022).

Dentro de América del Sur, los países más afectados por trichinellosis son Chile y Argentina, presentándose de forma endémica en todo su territorio. En ambos países hay reportes de *Trichinella* spp. tanto en animales domésticos como silvestres (Ribicich et al., 2021). En Brasil, según la OIE el ciclo doméstico está ausente, mientras que el ciclo silvestre se presenta de forma restringida en los estados de São Paulo, Mato Grosso, Santa Catarina y Rio Grande do Sul (Dos Santos Silva,

2022). Ecuador y Bolivia presentan serología positiva en cerdos, además en este último también se ha reportado seropositividad en humanos. En Perú y Colombia no ha sido documentada en la actualidad la presencia del parásito en animales ni en humanos. Y se desconoce la situación epidemiológica de Guyana, Surinam, Guayana Francesa, Venezuela y Paraguay, ya que no hay reportes (Ortega-Pierres, Arriaga y Yépez-Mulia, 2000; Ribicich et al., 2021).

En Uruguay existen reportes en la primera mitad del siglo XX, mientras que en la segunda mitad, la bibliografía menciona escasos estudios en relación a la situación epidemiológica, citándose casos esporádicos en humanos en 1948 y 1984, sin constatarse si se trataba de infestaciones autóctonas o no (Schenone, 1984). El último relevamiento presentado es en 2017, donde Birriel analizó 156 diafragmas de jabalí, 10 músculos maseteros de equinos y 30 pilares de diafragma de cerdos mediante digestión artificial (DA), obteniendo resultados negativos.

Visto los escasos estudios científicos que respalden nuestro estatus epidemiológico actual con respecto a esta enfermedad, la presencia del parásito en países de la región y debido a la relevancia para la salud pública y su impacto económico, se considera que es de suma importancia realizar un relevamiento epidemiológico de esta zoonosis en Uruguay.

Asimismo, considerando la implicancia epidemiológica que posee el ciclo silvestre de la enfermedad, este trabajo se centra en los suidos silvestres de Uruguay: el jabalí (*Sus scrofa*) y el pecarí de collar (*Dicotyles tajacu*). El primero está declarado como plaga nacional y es responsable de grandes impactos a nivel económico y sanitario (transmisión de enfermedades zoonóticas, consumo de cultivos, depredación, destrucción edilicia, entre otros), además su carne ocupa el segundo lugar dentro de las fuentes de infección de trichinellosis humana. Por otro lado, el pecarí es considerado de gran interés socio-cultural en Uruguay por ser una especie autóctona y que cumple diversas funciones benéficas para el ecosistema, como dispersión semillas y aireación del suelo (Altuna, Mirazo y Castro, 2020; Rostami et al., 2018; Uruguay Presidencia, 2017).

## 4. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

### **4.1. Antecedentes:**

Los parásitos del género *Trichinella* spp. pertenecen al phylum Nematoda, clase Enoplea, orden Trichurida, Superfamilia Trichinelloidea, familia Trichinellidae (Winter, 2019).

La primera especie en ser descubierta fue *Trichinella spiralis*, descrita formalmente por Richard Owen en 1835 en Inglaterra, pero hallada por James Paget durante la autopsia de un paciente italiano en el Hospital de Bartholomew, en Londres (Gaeta y Bruschi, 2021; Zarlenga, Thompson y Pozio, 2020). Posteriormente a su descubrimiento, continuaron los estudios acerca de su ciclo de vida e infectividad hacia el hombre, a través de la ingesta de carne de animales insuficientemente cocida. Fue en 1859 en Alemania, que Rudolf Ludwig Karl Virchow pudo finalmente describir el ciclo de vida de *Trichinella spiralis* y tomó medidas para que se comenzara a analizar la carne de cerdo en los frigoríficos de la época. No fue hasta 1860, en Dresden, Alemania, que Friedrich Albert von Zenker comprobó el potencial patógeno hacia el hombre, diagnosticando trichinellosis como causa de muerte en una joven de 20 años. Desde esa fecha en adelante fueron descritas varias epidemias con un gran número de enfermos y muertos en varios países de Europa, por lo que aparece la trichinoscopía como técnica de monitoreo en mataderos. Finalmente Louis-Joseph Alcide Railliet en 1895 renombró la especie de *Trichina spiralis* a *Trichinella spiralis* (que significa “aspecto de pelo enrollado”), ya que el nombre original atribuido por Owen en 1835 había sido utilizado 5 años antes para denominar un género de Dípteros (Gaeta y Bruschi, 2021; Zarlenga et al., 2020).

Por más de 100 años se consideró al género como monoespecífico y todas las infecciones eran atribuidas a *Trichinella spiralis* (Pozio y Zarlenga, 2013). No fue hasta 1972 que gracias a la aparición de las técnicas moleculares se descubrió la existencia de otros integrantes. Actualmente se conocen 13 linajes distintos, los cuales se clasifican en 10 especies y 3 genotipos. Los genotipos son formas larvales que no pueden ser identificadas por la Reacción en Cadena de la Polimerasa (PCR), y tampoco pueden ser clasificadas taxonómicamente debido al desconocimiento de sus formas adultas, pero reúnen un conjunto de características moleculares y bioquímicas únicas que son suficientes como para clasificarlos de manera aislada (Dos Santos Silva, 2022; La Rosa et al., 2003; Pozio y Zarlenga, 2013; Zarlenga et al., 2020).

El género *Trichinella* spp. a su vez, se divide en dos clados: uno de ellos se caracteriza por producir una cápsula de colágeno alrededor de la fibra muscular parasitada (clado encapsulado), mientras que el otro no da lugar a esta formación (clado no encapsulado). A su vez se describen algunas que son resistentes a la congelación (Pozio y Zarlenga, 2013; Winter, 2019; Zarlenga et al., 2020).

### **4.2. Taxonomía:**

El género comprende 13 taxones, siendo 10 encapsulados afectando únicamente a mamíferos y 3 no encapsulados afectando a mamíferos, aves y reptiles. El clado no encapsulado comprende a *Trichinella pseudospiralis* (la cual afecta a mamíferos y aves) y a *T. papuae* y *T. zimbabwensis* las cuales afectan a mamíferos y reptiles

(tabla 1). El clado encapsulado está compuesto por *Trichinella spiralis*, *T. nativa*, *T. britovi*, *T. murrelli*, *T. nelsoni*, los genotipos T6, T8 y T9 y las últimas en ser descubiertas: *T. patagoniensis* en pumas (*Puma concolor*) de Argentina y *T. chanchalensis* en glotones (*Gulo gulo*) de Canadá (tabla 2) (Gottstein et al., 2009; Krivokapich et al., 2012; Pozio y Zarlenga, 2013; Sharma et al., 2020; Winter, 2019; Zarlenga et al., 2020).

**Tabla 1** – Clado no encapsulado de *Trichinella* spp. con su distribución, especies hospederas y otras características.

<b>Especie/Genotipo</b>	<b>Distribución geográfica</b>	<b>Hospederos</b>	<b>Infección en humanos</b>	<b>Resistente a la congelación</b>
Clado no encapsulado				
<i>Trichinella pseudospiralis</i>	Cosmopolita	Aves y mamíferos (carnívoros terrestres, cerdos domésticos y silvestres)	Sí	No
<i>Trichinella papuae</i>	Aisa y Oceanía	Reptiles y mamíferos (cerdos domésticos y silvestres)	Sí	No
<i>Trichinella zimbabwensis</i>	África	Reptiles y mamíferos (carnívoros terrestres)	Sí	No

(Modificado de Gottstein et al., 2009 y Winter, 2019)

**Tabla 2** – Clado encapsulado de *Trichinella* spp. con su distribución, especies hospederas y otras características.

Espece/Genotipo	Distribución geográfica	Hospederos	Infección en humanos	Resistente a la congelación
Clado encapsulado				
<i>Trichienlla spiralis</i>	Cosmopolita	Cerdos domésticos y silvestres. Carnívoros terrestres y marinos. Otros animales domésticos y animales sinantrópicos	Sí	Sí, en músculos de caballo
<i>Trichinella nativa</i>	Región ártica de Norteamérica, Asia y Europa	Carnívoros terrestres y marinos. Cerdos domésticos y silvestres	Sí	Sí, en músculos de carnívoros
<i>Trichinella</i> genotipo T6	Región ártica de Norteamérica	Carnívoros terrestres y marinos	Sí	Sí, en músculos de carnívoros
<i>Trichinella britovi</i>	Europa, Asia, África y Sudamérica (Argentina)	Carnívoros terrestres y cerdos silvestres	Sí	Sí, en carne de caballo y carnívoros
<i>Trichinella</i> genotipo T8	África	Carnívoros terrestres	No	No
<i>Trichinella murrelli</i>	Norteamérica	Carnívoros terrestres y caballo	Sí	No
<i>Trichinella</i> genotipo T9	Asia (Japón)	Carnívoros terrestres	No	No
<i>Trichinella nelsoni</i>	África	Carnívoros terrestres y cerdos silvestres	Sí	No
<i>Trichinella patagoniensis</i>	Sudamérica (Argentina)	Carnívoros terrestres (puma)	Sin datos	Sí, a -5°C por 3 meses en músculo de carnívoros
<i>Trichinella chanchalensis</i>	Norteamérica (Canadá)	Carnívoros terrestres (glotón)	Sin datos	Sí

(Modificado de Gottstein et al., 2009 y Winter, 2019)

### 4.3. Ciclo biológico:

El ciclo biológico de las especies del género *Trichinella* spp. es único y se denomina “autoheteroxeno” (Costamagna y Visciarelli, 2008; Zarlenga et al., 2020). Esto significa que el mismo hospedero aloja por un determinado período de tiempo, tanto a las formas adultas que se encuentran en el intestino delgado como a las larvas 1 (L1) recién nacidas en proceso de migración y/o enquistamiento en la fibra muscular (Fig. 1) (Costamagna y Visciarelli, 2008; Vignau et al., 2005).

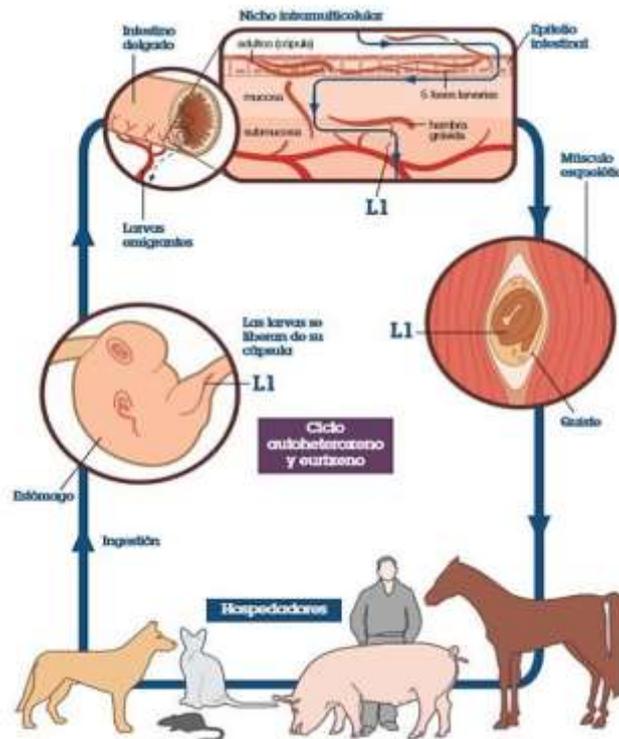


Figura 1 - Ciclo biológico de *Trichinella* spp. (Díaz, 2018)

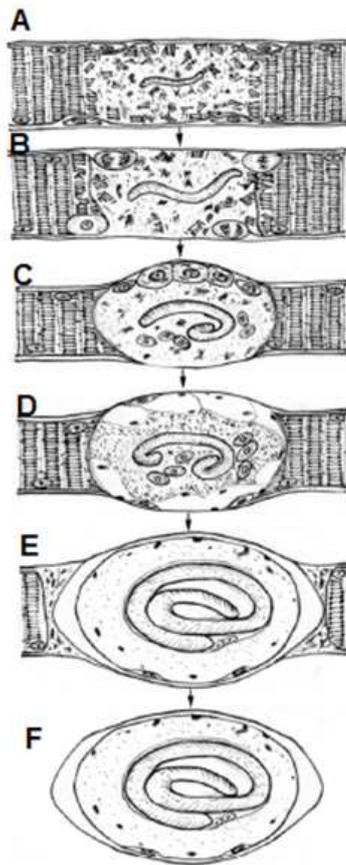
La fuente de infección para los humanos es carne o sus derivados (chacinados y/o embutidos) crudos o insuficientemente cocidos que contengan la L1 (forma infectante) y escapen al debido control sanitario. Los carnívoros y omnívoros se infectan por el consumo de presas o cadáveres parasitados. En relación a los herbívoros la fuente de infección no está del todo clara, pero se plantean dos hipótesis: una hace referencia al consumo de pasturas contaminadas con restos de roedores infectados y la otra menciona el uso de concentrados proteicos contaminados (Vignau et al., 2005).

Una vez que el hospedero ingiere la fuente infectiva, la L1 es liberada en el estómago a través de la acción de los ácidos y jugos gástricos y en pocas horas migra hacia el intestino delgado e invade el epitelio columnar, dando lugar a la fase intestinal del ciclo. Es allí donde sufre 4 mudas hasta alcanzar el estadio adulto y comenzar el apareamiento, proceso que dura aproximadamente 30 horas. Las hembras de este género son larvíparas y paren aproximadamente 1500 larvas recién nacidas (LRN), que aparecen alrededor de los 4 días post infección. Éstas atraviesan las vellosidades intestinales, penetran los capilares sanguíneos y llegan a

la circulación sanguínea general o a la circulación linfática, lo que se denomina como fase de migración. Luego llegan al músculo estriado e ingresan a la fibra, alcanzando el final del ciclo, es decir la fase muscular (Vignau et al., 2005; Zarlenga et al., 2020).

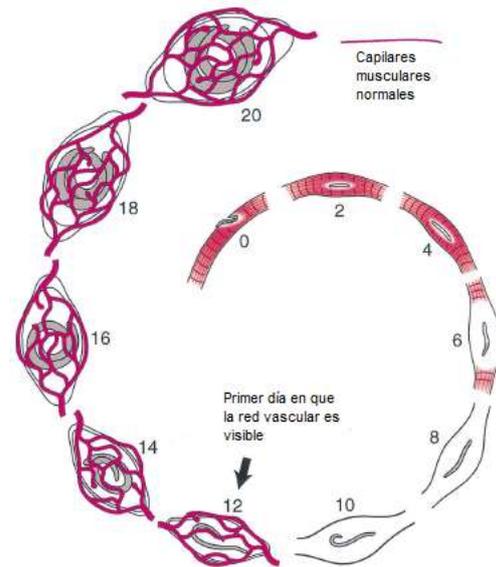
Las LRN se enquistan principalmente en los músculos mejor irrigados, es decir más oxigenados, como diafragma, maseteros, base de la lengua, músculos intercostales, bíceps, entre otros (Costamagna y Visciarelli, 2008). Las mismas miden aproximadamente 100  $\mu\text{m}$  al nacer y llegan a medir 1 mm al completar el proceso de enquistamiento. A diferencia de otros parásitos intracelulares (como *Toxoplasma gondii*, *Trypanosoma cruzi* y *Leishmania* spp.), estas larvas no matan a la célula hospedera sino que inducen modificaciones y reprogramación de la misma para producir una unidad muy especializada llamada “célula nodriza” (Fig. 2 y 3) (Vignau et al., 2005). La transformación de una célula muscular en una célula nodriza implica una serie de eventos que transcurren durante 15 a 20 días luego de que las LRN invaden la fibra muscular (Despommier, 1998). Algunos autores sugieren que este proceso podría ser análogo a la reparación del tejido muscular que ocurre cuando el músculo sufre una injuria o daño (Wu, Sofronic-Milosavljevic, Nagano y Takahashi, 2008). Algunas de las transformaciones que ocurren son: proliferación de las células satélites del músculo (mioblastos) en un intento de “reparar” el tejido, reemplazo de los componentes específicos de la fibra muscular (filamentos de actina y miosina), formación de mitocondrias disfuncionales (por ejemplo mitocondrias vacuolizadas), alargamiento del núcleo y desarrollo del nucléolo, entre otros. También se induce la hipertrofia del glucocáliz y en el clado encapsulado, la formación de una cápsula de colágeno que posee una capa interna (producida por la célula nodriza) y una capa externa (producida por fibroblastos). Por último, se produce la angiogénesis de este complejo celular, que irriga la superficie externa de la cápsula para poder nutrir a la misma y barrer los desechos (como se muestra en la Fig. 3). De esta manera se completa el ciclo parasitario, teniendo una duración de 20 a 28 días totales (desde la ingestión de las L1 hasta la formación de la célula nodriza). Este complejo parasitario puede mantenerse viable por meses o incluso años (Despommier, 1998; Vignau et al., 2005; Wu et al., 2008).

## Formación de la célula nodriza



**Figura 2-** Formación de la célula nodriza.

**A:** invasión de las larvas de *Trichinella* spp., causando la pérdida completa de la organización celular. **B:** activación de las células satélite del músculo. **C:** proliferación de las células satélite en un intento por “reparar” el tejido. **D y E:** reorganización de las estructuras intracelulares y formación de la cápsula. **F:** célula nodriza madura (adaptado de Wu et al., 2008).



**Figura 3 -** Angiogénesis durante el proceso de formación de la célula nodriza. La formación de la red capilar comienza aproximadamente el día 12 luego de que la LRN invade a la fibra muscular y cesa alrededor del día 26 (adaptado de Despommier, 1998).

### 4.4. Ciclos epidemiológicos:

La mayoría de las especies y genotipos del género *Trichinella* spp., a excepción de *Trichinella spiralis*, parasitan principalmente a carnívoros salvajes (Gottstein et al., 2009; Pozio, 2000). Existen tres ciclos epidemiológicos de esta parasitosis: ciclo doméstico, ciclo sinantrópico y ciclo silvestre o selvático, los mismos pueden

funcionar independientemente como interaccionar entre ellos (Fig. 4) (Gottstein et al., 2009 ).

En el ciclo doméstico participan cerdos domésticos (*Sus scrofa domesticus*), la fuente infectante es carne cruda de animales que contenga las L1 de *T. spiralis*. Si bien el resto de las especies y genotipos del género puede invadir este ciclo, generalmente no prosperan, ya que se encuentran mayormente adaptadas a otros hospedadores (Pozio, 2000). También se incluyen, aunque en menor medida, a los caballos, caninos y felinos domésticos, los cuales podrían alimentarse con restos de cerdos u otros animales infectados (Gottstein et al., 2009).



**Figura 4** - Ciclos epidemiológicos de *Trichinella* spp. (OMS, FAO y OIE, 2021).

El ciclo sinantrópico está representado por ratas, comadrejas y mapaches que viven cerca de las granjas de suinos domésticos y a su vez interactúan con los animales salvajes, por lo que este ciclo sería el “nexo” entre el ciclo doméstico y el selvático (Pozio, 2000).

El ciclo silvestre es considerado el mayor reservorio de *Trichinella* spp. e incluye a todas las especies y genotipos del género, cada una con sus especies hospederas de predilección (Gottstein et al., 2009; Pozio, 2014). Dentro de los hospedadores se describen más de 100 especies de mamíferos, al menos 7 especies de aves y 3 de reptiles (Gottstein et al., 2009). A modo de ejemplo podemos mencionar: félidos y cánidos silvestres, pecaríes, osos, aves de rapiña, cocodrilos, carnívoros marinos, entre otros, pero el que toma mayor importancia en nuestro continente es el jabalí (*Sus scrofa*) (Pasqualetti et al., 2021; Winter, 2019).

#### **4.5. *Trichinella* spp. en animales:**

A diferencia de lo que sucede en los humanos, hasta el momento no se ha reportado la presencia de sintomatología en animales infectados naturalmente por *Trichinella* spp. (Pasqualetti et al., 2021). Es por esto que en animales el término correcto sería infestación por *Trichinella* spp. ya que la palabra triquinelosis o triquinosis se reserva para los casos en que la infección ocasiona manifestaciones clínicas y enfermedad propiamente dicha, lo que ocurre naturalmente sólo en humanos, quienes se comportan como hospederos accidentales (Pozio y Zarlega, 2013).

La mayoría de los animales infectados naturalmente albergan una baja carga larvaria (menor a 10 larvas por gramo (LPG) de músculo) y solo unos pocos alojan una mayor cantidad de las mismas (>100 LPG), aun así, como fue mencionado anteriormente todos se comportan de manera asintomática. Esto tiene su base en el largo período de adaptación y evolución de la relación huésped - parásito (Pozio y Zarlega, 2013).

Sin embargo, en investigaciones se ha logrado producir el cuadro clínico en animales inoculados con altas cargas larvarias. En estos casos se encontró relación entre la especie de *Trichinella* spp., la cantidad de larvas inoculadas y la intensidad de los signos (Pasqualetti et al., 2021).

En un estudio en cerdos domésticos inoculados con L1 de *T. spiralis* se observó disminución de la tasa de crecimiento entre un 10 a un 15%, lo que se traduce a pérdidas de 4 a 10 kg al final del ciclo productivo y algunos animales presentaron disnea y edema periorbitario (Pasqualetti et al., 2021).

En jabalíes inoculados con 20.000 L1 de *T. spiralis*, *T. pseudospiralis* y *T. patagoniensis*; no se vio afectada la ganancia de peso, lo que demuestra la capacidad de adaptación de estos animales como hospedadores del *Trichinella* spp. (Pasqualetti et al., 2021).

Dentro de las investigaciones realizadas en herbívoros inoculados con cargas larvarias se menciona que los equinos presentaron como único síntoma rigidez en los miembros posteriores, los bovinos padecieron alteración de la masticación y disminución del consumo de alimentos, mientras que los ovinos manifestaron letargia y dificultad para incorporarse (Pasqualetti et al., 2021).

En cuanto a los carnívoros domésticos, se ha visto que, bajo condiciones de infección experimental, los gatos son los que más variedad de síntomas clínicos presentan, describiéndose letargo, debilidad, pérdida de peso, hipersalivación, diarrea y vómitos. Los caninos principalmente manifiestan signos digestivos (vómitos y diarrea) (Pasqualetti et al., 2021).

#### **4.6. Trichinellosis en humanos:**

Esta enfermedad es un problema grave a nivel de salud pública debido a que las personas afectadas pueden adquirir secuelas crónicas e incluso puede resultar fatal. Los síntomas son variables según la dosis infectante, las especies de *Trichinella* spp. involucradas, la respuesta inmune del huésped y el momento en el que se comienza con el tratamiento antihelmíntico (Kocięcka, 2000; Organización Mundial de Sanidad Animal (OMSA), s.f).

Una baja carga larvaria puede resultar asintomática, mientras que la ingestión de cientos de larvas puede desencadenar el cuadro clínico, el que comienza dos días post infección con gastroenteritis causada por la fase entérica del ciclo y cursa con náuseas, vómitos, diarrea y dolores abdominales (Gottstein et al., 2009; Kocięcka, 2000; Vignau et al., 2005).

En la fase de migración parasitaria y enquistamiento larval ocurre la infiltración de células inflamatorias y liberación de factores proinflamatorios a nivel tisular, lo cual aumenta la permeabilidad vascular. Se manifiesta clínicamente con edema periorbital, fiebre, escalofríos y mialgias (Gottstein et al., 2009; Kocięcka, 2000).

Se describe también la formación de trombos intravasculares y vasculitis en la fase aguda de la trichinellosis, presentándose como urticaria y lesiones hemorrágicas oculares y en lechos ungueales entre otros sitios (Kocięcka, 2000).

La etapa crónica ocurre entre la 5<sup>ta</sup> y 7<sup>ma</sup> semana post infección, después de terminada la fase de migración y enquistamiento. Se caracteriza por ausencia de signos y síntomas de la enfermedad, además los parámetros de laboratorio retornan a los valores normales (Kocięcka, 2000).

Las complicaciones de esta patología pueden ocurrir en la etapa aguda y/o crónica y se han descrito pleuroneumonía bacteriana, miocarditis, pérdida de la visión y alteraciones neurológicas (anisocoria, signos de pares craneanos, entre otros). En mujeres embarazadas puede ocasionar abortos o partos prematuros (Gottstein et al., 2009; Kocięcka, 2000).

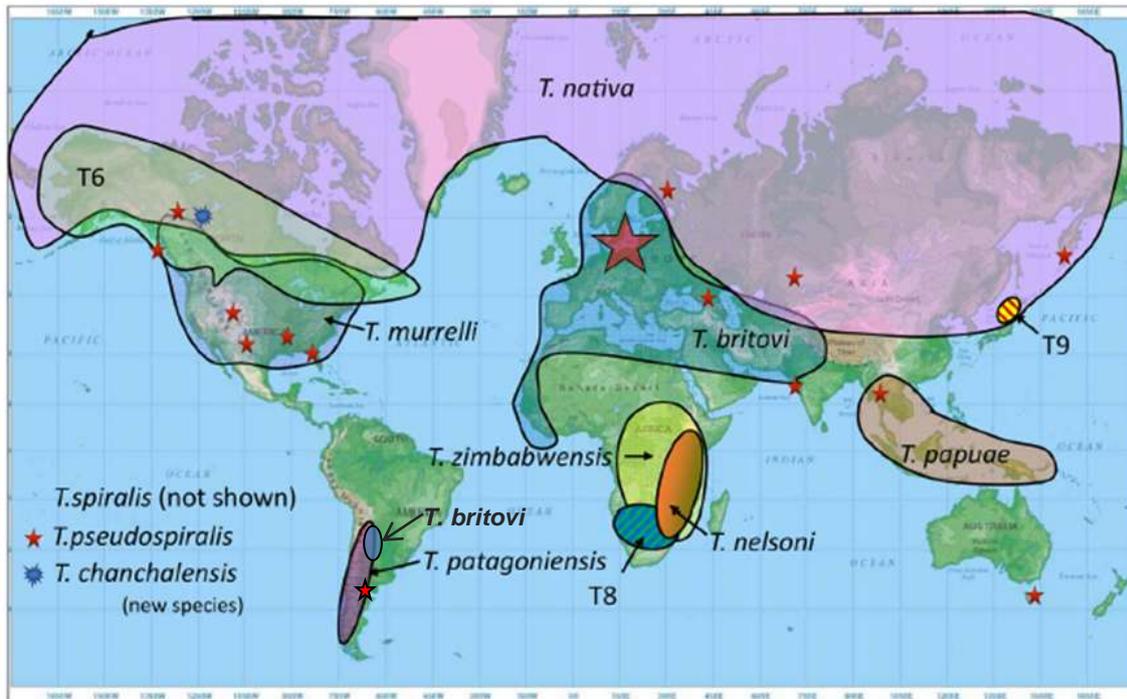
El tratamiento para la triquinelosis incluye corticosteroides y antiparasitarios como albendazol y mebendazol los cuales eliminan las fases adultas del parásito, pero no existe un tratamiento eficaz una vez que se han formado los quistes musculares (Ministerio de Salud Argentina, 2021; OMS, FAO y OIE, 2021).

Gottstein et al. en 2009, al igual que el Ministerio de Salud de Argentina en 2021 indican que la prevención se basa en:

1. Educación de la población sobre el riesgo de consumo de carne cruda o semicruda, de especies domésticas o silvestres.
2. Cría de cerdos en sistemas de confinamiento industrializados con estricto control veterinario y uso de piensos certificados.
3. Control sanitario mediante procesos estandarizados de digestión de todos los animales susceptibles de portar *Trichinella* spp. durante la faena.
4. Procesamiento adecuado de los alimentos, sabiendo que el único método que puede reducir el riesgo es la cocción a temperatura interna de 71°C por al menos 1 minuto.

#### **4.7. Distribución a nivel Global:**

*Trichinella* spp. se encuentra ampliamente distribuida en Europa, donde se han descrito 4 especies: *T. spiralis*, *T. nativa*, *T. britovi* y *T. pseudospiralis*, variando los hospedadores (Fig. 5). En la década del noventa, el 86% de los casos humanos a nivel mundial fueron diagnosticados en este continente, de los cuales Rumania presentaba el 50% (Dos Santos, 2022; Pozio, 2019). Si bien entre 2002 y 2017 se ha visto una disminución en la incidencia de la mayoría de los países europeos, Rumania y Bulgaria continúan siendo muy afectados. En 2004 Rumania representó el país con mayor número de casos en el mundo y en 2017 junto a Bulgaria reportaron más de la mitad de los casos de triquinelosis en el continente. Esto se debe a la costumbre de comer carne de cerdo o jabalí insuficientemente cocida en una amplia gama de platos, viéndose un aumento de los casos en enero y febrero asociado a las fiestas navideñas y temporada de caza del jabalí (Gherman, Boros, Băieș, Cozma-Petruț y Cozma, 2022; Pozio, 2019).



**Figura 5** - Mapa de distribución mundial del género *Trichinella* spp. (Modificado de Zarlenga et al., 2020)

En el continente asiático la triquinosis humana es endémica y considerada una de las principales zoonosis alimentarias. Se han descrito varias especies de *Trichinella* spp., siendo una de las principales *T. spiralis*, que se asocia a los platos con carne de cerdo (Fig. 5). China es uno de los países más afectados: entre 1964 y 2011 se reportaron más de 600 brotes que superaron los 35.000 casos y las 300 muertes, además algunas regiones del país han reportado más de un 50% de prevalencia de *T. spiralis* en suinos domésticos (Dos Santos Silva, 2022; Liu, Dong, Pang, Liu y Jin, 2021; Pozio, 2007).

En África se describe la infección por *Trichinella* spp. principalmente en animales silvestres, tanto mamíferos como reptiles. Los casos humanos son poco frecuentes y se limitan principalmente a los turistas y minorías étnicas asociadas al consumo de cerdos salvajes (*Potamochoerus sp.* y *Phacochoerus sp.*) (Dos Santos Silva, 2022; Dupouy-Camet y Murrell, 2007; Pozio, 2007; Zarlenga et al., 2020). Una de las explicaciones de la baja prevalencia de trichinellosis es que gran parte de la población Africana es musulmana, por lo que no consume carne de cerdo (Dos Santos Silva, 2022; Zarlenga et al., 2020).

En cuanto a Oceanía, Australia es considerada libre de triquinosis humana, pero se ha descrito infección en marsupiales y también en jabalíes. Se ha diagnosticado *Trichinella papuae*, en cerdos domésticos, jabalíes, cocodrilos y humanos de Papúa Nueva Guinea (Fig. 5). Por otro lado, en Nueva Zelanda se ha diagnosticado *Trichinella spiralis* en cerdos, gatos domésticos, roedores y esporádicamente en humanos (Dos Santos Silva, 2022; Pozio, 2007).

En Norteamérica, tanto en Estados Unidos como en Canadá existen antecedentes de infección por *Trichinella spiralis* en humanos, debido al consumo de carne de cerdos de traspatio, pero con el aumento de la tecnificación ha disminuido la

incidencia, conduciendo a la desaparición del ciclo doméstico (Dos Santos Silva, 2022; Zarlenga et al., 2020). *Trichinella* spp. es frecuente en animales salvajes (*Ursus americanus*, *Odobenus rosmarus*, *Pseudalopex* spp., *Sus scrofa*, entre otros). En los últimos años se vio crecimiento en la población de jabalíes de vida libre, aumentando así la práctica de caza y consumo de su carne, ubicándolo como una fuente potencial de infección para los humanos (Dos Santos Silva, 2022; Zarlenga et al., 2020). Se estima que la seroprevalencia de *Trichinella* spp. en jabalíes en estos dos países es del 9% (Rostami et al., 2018). En México se han reportado varios casos de triquinelosis humana y además se ha encontrado *T. spiralis* en cerdos, perros, gatos domésticos, caballos y jabalíes (Ortega-Pierres et al., 2000; Solís et al., 2020). De la Rosa et al. en 2021 investigaron la prevalencia de *Trichinella* spp. en suero de jabalí utilizando la técnica de Western Blot (WB), encontrando un 5.5% de seroprevalencia.

#### **4.8. Distribución en Sudamérica:**

##### **4.8.1. Argentina**

En Argentina *Trichinella* spp. está presente desde 1898 y constituye un gran problema para la salud pública debido a sus altas tasas de morbilidad, por lo que el país cuenta con un amplio marco normativo al respecto. Se encuentra diseminada en todo el territorio, existiendo infecciones en animales domésticos, salvajes y en humanos. Antes de la década de 1990 la incidencia se mantenía entre 100 y 200 casos anuales pero posteriormente se observó un considerable incremento, notificándose entre 500 y 1400 casos por año (Ministerio de Salud Argentina, 2021; Pasqualetti et al., 2021; Ribicich et al., 2021; Ribicich, Gamble, Rosa, Bolpe y Franco, 2005).

La trichinellosis se concentra principalmente en las provincias de la zona central del país (Buenos Aires, Santa Fe y Córdoba), donde ocurren aproximadamente el 90% de los casos. Esto podría deberse a que allí se concentra el 62% de los suinos domésticos del país según el Sistema Integrado de Gestión de Sanidad Animal (Ministerio de Agricultura, Ganadería y Pesca Argentina, 2021; Ministerio de Salud Argentina, 2021; Pasqualetti et al., 2021; Ribicich et al., 2005; Ribicich et al., 2021).

Existe un incremento de los casos en las estaciones frías (de julio a octubre), asociado a la época de faena y producción de chacinados y embutidos (Ministerio de Salud Argentina, 2021).

Hay 4 especies encontradas en Argentina (Fig. 5): *T. patagoniensis* (solamente en *Puma concolor*), *T. pseudospiralis* (en un cerdo doméstico en la provincia de Santa Cruz), *T. britovi* (en chacinados en la provincia de Mendoza) (Krivokapich et al., 2012; Krivokapich et al., 2019; Krivokapich, González Prous, Gatti y Saldía, 2015; Ribicich et al., 2021) y *Trichinella spiralis*, aislada en varias especies animales entre las cuales se destacan los suinos domésticos y silvestres (jabalí) (Pasqualetti et al., 2021; Ribicich et al., 2021).

El jabalí en Argentina se encuentra ampliamente distribuido y al igual que en nuestro país es considerado una especie invasora, por otra parte genera ingresos económicos para las personas que se dedican a la caza. Y es una fuente de infección en brotes de trichinellosis, por lo que se han realizado numerosos estudios

epidemiológicos de *Trichinella* spp. en esta especie animal (tabla 3) (Villamil et al., 2013; Winter, 2019).

**Tabla 3** - Investigaciones sobre *Trichinella* spp. en diferentes regiones de Argentina.

Fuente	Región	Método Diagnóstico	% de Positivos
Winter, 2019	Patagonia noreste	DA	0% (0/508)
		ELISA c/suero	2.4% (3/125)
		ELISA c/ jugo muscular	1.64% (5/304)
Lauge et al., 2015	Neuquén	DA	3,4% (28/828)
Crowley, Querejeta, Pavón y Larrieu, 2015	Rio Negro	DA	0% (0/422)
Villamil et al., 2013	La Pampa	DA	100% (7/7) (confirmación de fuente infectante de un brote en salud pública)
Ribicich et al., 2010	Córdoba, Río Negro, Chubut, Neuquén, y Buenos Aires	DA	25% (3/12)
Cohen et al, 2010	Entre Ríos	DA	11,4% (13/114)
		Métodos serológicos (IFI, ELISA, WB)	47,9% (23/48)
		Serología + DA	100% (4/4) (4 animales con diagnóstico directo fueron positivos a serológico)

IFI= Inmunofluorescencia indirecta, ELISA= Enzimoimmunoanálisis de adsorción, WB= Western blot, DA= Digestión artificial

#### 4.8.2. Bolivia

Los datos sobre la situación epidemiológica de *Trichinella* spp. en este país son escasos (Ribicich et al., 2021). Se ha realizado DA de músculos de cerdos domésticos sin detectar ningún positivo, pero los estudios serológicos muestran una seroprevalencia del 2.3% (6/225) (Macchioni et al., 2012; Ribicich et al., 2021). La seroprevalencia en humanos se reportó que es del 3% (7/234) (Bartolini et al., 1999).

#### 4.8.3. Brasil

En Brasil se encuentra presente el ciclo silvestre de la enfermedad (Dos Santos Silva, 2022). Los primeros reportes corresponden a un estudio llevado a cabo entre 2012 y 2017, donde se detectó mediante ELISA indirecto (ELISA<sub>i</sub>) una prevalencia de 4,3% (24/554) en sueros de jabalí, pertenecientes a los estados de São Paulo,

Mato Grosso, Rio Grande do Sul y Santa Catarina (Santiago Silva, Trevisol y Kramer, 2017). Debido a esto el país pasó de tener el estatus libre de *Trichinella* spp. a tener presente el ciclo selvático en determinadas zonas (Dos Santos Silva, 2022; Ribicich et al., 2021; Santiago et al., 2017). Posteriormente en el estado de São Paulo, Silva et al. en 2022, analizaron 115 muestras serológicas de jabalí por la técnica de ELISAi y 37 muestras de músculo de jabalí y 15 de carnívoros salvajes mediante DA. Este estudio arrojó una seroprevalencia del 6.1% (7/115), mientras que las DA realizadas resultaron todas negativas. No hay información documentada que relate la presencia de infección de *Trichinella* spp. en humanos, ni tampoco ha sido descrito el ciclo doméstico de la enfermedad (Dos Santos, 2022; Ribicich et al., 2021).

#### 4.8.4. Chile

La trichinellosis es considerada una enfermedad endémica en Chile. Hasta la fecha solo ha sido detectada *Trichinella spiralis* y los casos en humanos se asocian al consumo de carne poco cocida de cerdos domésticos. También está descrita la presencia de *Trichinella* spp. en ratas sinantrópicas (De Lourdes Rodríguez, 2014; Ribicich et al., 2021) y existen escasos reportes en especies silvestres tales como mustélidos, *Puma concolor*, *Leopardus guigna* y en *Sus scrofa*, los cuales presentan una prevalencia de 1.8% obtenida mediante DA (Echeverry, Henríquez et al., 2021; Echeverry, Santodomingo et al., 2021; Espinoza-Rojas et al., 2021; Hidalgo et al., 2019; Landaeta-Aqueveque et al., 2015).

En cuanto a la triquinelosis humana, los casos confirmados en el período de 2005 a 2015 fueron 258 (Ribicich et al., 2021). A su vez, Landaeta-Aqueveque, Ayala, Poblete-Toledo y Canals en 2021 investigaron la incidencia desde 1964 a 2019 y revelaron una tendencia al descenso. Por otro lado, estudiaron la geolocalización de los casos positivos desde 2010 a 2019 viendo que la mayoría de los casos se concentran en las regiones de la Araucanía y de Los Ríos, lo que podría atribuirse a que allí se encuentra la mayor parte de la población de suinos criados en modalidad "free range" y traspatio, además del bajo nivel económico de la población.

#### 4.8.5. Colombia

En Colombia los estudios de *Trichinella* spp. en animales domésticos son escasos. En un estudio llevado a cabo entre 2014 y 2016 se testearon 1773 muestras de cerdos domésticos pertenecientes a sistemas de producción intensiva y 550 muestras de ratas (*Rattus norvegicus*), mediante DA y ELISA; resultando negativo el 100% de los animales testeados (Chaparro-Gutiérrez et al., 2018; Ribicich et al., 2021). Posteriormente en 2019 se analizaron mediante ELISA 289 sueros de cerdos domésticos de traspatio y de granjas semitecnificadas pertenecientes a distintas regiones del país, dando resultados negativos en todos los casos (Pinilla, Morales y Flores Muñoz, 2021; Pulido-Villamarín, Castañeda-Salazar, Mendoza-Gómez y Vivas-Díaz, 2019).

No hay reportes de *Trichinella* spp. en animales silvestres del país ni tampoco ha sido documentada la trichinellosis humana (Chaparro-Gutiérrez et al., 2018; Pinilla et al., 2021; Ribicich et al., 2021).

#### **4.8.6. Ecuador**

Los escasos estudios realizados en el país reportan seroprevalencias obtenidas mediante ELISA de 0 a 5,72% para *Trichinella* spp. en suinos domésticos de sistemas intensivos y extensivos. No se ha logrado hasta el momento el diagnóstico definitivo del agente (Ribicich et al., 2021).

#### **4.8.7. Perú**

Se han evaluado cerdos domésticos de granjas no tecnificadas mediante ELISA y triquinoscopía resultando todas las muestras negativas (Arrese, Ramos, Casas, Guevara y Lucas, 2014). No hay información disponible de infección de *Trichinella* spp. en animales silvestres y humanos (Ribicich et al., 2021).

### **4.9. Situación en Uruguay**

#### **4.9.1 *Trichinella* spp. en Uruguay**

En Uruguay el primer registro de *Trichinella* spp. data de 1911, cuando se halló el agente en carne de cerdo (Andrade y Rodríguez, 1911). Años posteriores continuaron los diagnósticos positivos por parte de la Policía Sanitaria Animal (Wolffühugel, 1916). Y en 1918 el Dr. Tabaré Regules reportó el primer caso de trichinellosis humana producido por el consumo de carne de cerdo; el diagnóstico se confirmó tras el hallazgo del agente en el alimento sospechoso, así como por la detección de larvas en los músculos de uno de los enfermos (López Lindner, 1922). A consecuencia de estos hechos, en 1919 la Dirección de Ganadería de aquella época tomó medidas para su control y erradicación (Salsamendi y Bertullo, 1945).

Desde 1918 hasta 1941 la bibliografía nacional es absolutamente silenciosa con respecto a la triquinosis humana (Talice, 1943).

En el año 1941 se describe una epidemia en la localidad de Soca (departamento de Canelones), la cual afectó a 45 personas que tenían el antecedente de ingestión de carne de cerdo insuficientemente cocida o bajo forma de embutidos, las cuales presentaron sintomatología variada. El diagnóstico presuntivo se realizó en base a datos epidemiológicos, clínicos y hematológicos compatibles con la enfermedad, a pesar de que no se logró llegar al diagnóstico definitivo (Talice, 1943).

A consecuencia del incidente de 1941, Talice en 1943, analizó diafragmas de 100 cadáveres humanos de procedencia desconocida de la Facultad de Medicina utilizando por primera vez en Uruguay el método de DA, logrando recuperar larvas de 3 de éstos. Sin embargo, no se pudo determinar si la infección fue o no autóctona (Talice, 1943; Talice y Fiandra, 1943).

Posteriormente desde marzo de 1944 hasta mayo de 1945, Salsamendi y Bertullo analizaron 346.640 muestras de 68.198 cerdos y 420 muestras de 42 ratas mediante la técnica de triquinoscopía, sin detectar la presencia de *Trichinella* spp. en ningún caso. Conjuntamente realizaron, con muestras de 25 gramos de músculo, 2000 DA de cerdos y 43 de ratas, siempre con resultados negativos (Salsamendi y Bertullo en 1945).

Durante la segunda mitad del siglo XX, la bibliografía menciona escasos estudios en relación a la situación epidemiológica de la parasitosis en Uruguay; citándose casos esporádicos en humanos en 1948 y 1984, sin constatarse si se trataba de infestaciones autóctonas o no (Schenone, 1984). El último relevamiento presentado es en 2017, donde Birriel analizó 156 diafragmas de jabalí procedentes de la ciudad de Aiguá, departamento de Maldonado, 10 músculos maseteros de equinos y 30 pilares de diafragma de cerdos mediante DA, obteniendo resultados negativos.

#### 4.9.2. El jabalí en Uruguay

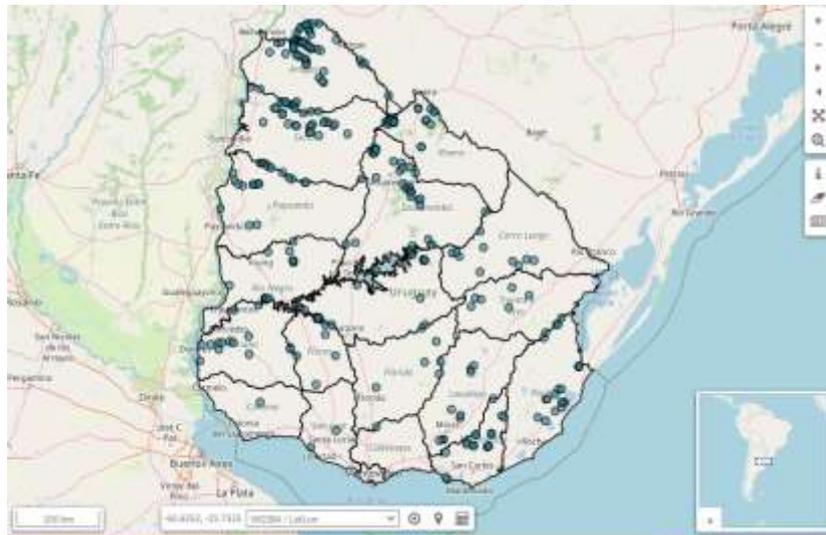
El jabalí (*Sus scrofa*) es un mamífero perteneciente al orden Cetartiodactyla, suborden Suiformes, familia Suidae (Fig. 6.). Representa el origen genético de los actuales cerdos domésticos, es originario de Eurasia y norte de África pero actualmente es considerado uno de los mamíferos de mayor distribución mundial, encontrándose en todos los continentes a excepción de la Antártida, gracias a su alta capacidad de adaptación y capacidad reproductiva (Dos Santos Silva, 2022; Winter, 2019).



**Figura 6** – Jabalí (*Sus scrofa*) (Brazeiro, Bresciano, Brugnoli e Iturburu, 2021).

El primer reporte de *Sus scrofa* en la zona del Río de la Plata fue en 1536 con la llegada de cerdos domésticos a Argentina, los cuales luego de liberaciones y escapes dieron lugar a piaras de cerdos ferales que se distribuyeron por toda la región. Posteriormente, en 1920, Aarón de Anchorena trajo desde Europa jabalíes puros con fines de caza a su hacienda ubicada en Colonia. Estos ejemplares que originalmente se encontraban en condiciones de confinamiento lograron fugarse y se reprodujeron con los cerdos domésticos y ferales que ya se encontraban en el territorio. Debido a las condiciones climáticas favorables y la ausencia de depredadores naturales como el lobo, lograron expandirse hacia el norte y este del país, llegando a extenderse hasta Brasil. Actualmente en Uruguay se cree que no existen especímenes totalmente puros, siendo en mayor o en menor medida cruza con los cerdos domésticos (Altuna et al., 2020; Lombardi, Berrini, Achaval y Wayson, 2007).

El jabalí actualmente se encuentra en todo nuestro territorio, habitando bosques naturales, bosques artificiales, praderas, palmares, pajonales y humedales, entre otros (como se observa en la Fig. 7). Ha logrado esta distribución debido a la disponibilidad de alimentos y condiciones climáticas que permiten la posibilidad de aparearse más de una vez al año. Si bien es una especie omnívora, su alimentación en nuestro país se basa principalmente en materia vegetal y en menor medida de elementos de origen animal, que los obtiene por sus hábitos carroñeros (Altuna et al., 2020; Lombardi et al., 2007).



**Figura 7-** Distribución del jabalí en Uruguay (Comité de especies exóticas invasoras, s.f.)

Dentro de los impactos negativos que se le atribuyen al jabalí se describen daños en el sector agropecuario (por consumo de cultivos, depredación y transmisión de enfermedades de importancia productiva), en el ecosistema (por afección del suelo y de la fauna silvestre) y en las zonas urbanas (causando accidentes y destrucción edilicia) (Altuna et al., 2020; Pereira-Garbero, Barreneche, Laufer, Achaval y Arim, 2013).

Es importante destacar el impacto del jabalí a nivel de salud pública y sanidad animal, ya que juega un rol importante en la cadena epidemiológica de enfermedades zoonóticas como tuberculosis, brucelosis, hepatitis E, influenza, leptospirosis y trichinellosis. Además, debido a que es una especie invasora y catalogada como libre de caza, es común que su carne sea comercializada y consumida sin previos controles sanitarios, favoreciendo de esta manera la transmisión de estas patologías (Altuna et al., 2020).

En un intento de reducir las poblaciones de esta especie y disminuir los perjuicios que ocasiona, se crea el Decreto N° 463 de 1982, en el cual se declaró al Jabalí europeo como plaga nacional autorizándose su libre caza, transporte, comercialización e industrialización, en todo el territorio nacional (Altuna et al., 2020; Dabezies, 2019).

La cacería de esta especie es uno de los principales métodos de control en nuestro territorio y ha dado lugar a eventos sociales y tradicionales muy arraigados a la población, como por ejemplo la Fiesta del Jabalí de Aiguá en Maldonado (Di Candia, 2023; Lombardi et al., 2007; Poliak y Dabezies, 2021)

En este marco de situación se entiende que el abordaje del control del jabalí debe ser interdisciplinario e interinstitucional, es por eso que en diciembre de 2017 se creó la primer Asociación de Cazadores del Uruguay (ACU) que busca formar una red de cazadores para fomentar la caza responsable. También se crea el Proyecto Jabalí (proJAB) en 2019, una agrupación formada por las Facultades de Ciencia y de Veterinaria de la UdelaR. Este grupo trabaja realizando relevamientos de enfermedades de importancia económica y zoonótica de los jabalíes y cerdos asilvestrados, así como promoviendo la divulgación científica a la comunidad (Altuna et al., 2020; Dabezies, 2019).

#### **4.9.3. El pecarí de collar**

El pecarí de collar (*Dicotyles tajacu*) o también llamado chancho americano es un suido autóctono del continente americano perteneciente a la familia Tayassuidae, orden Cetartiodactyla. La familia está comprendida por otras dos especies más: el pecarí labiado (*Tayassu pecari*) y el pecarí quimilero (*Parachoerus wagneri*) (como se observa en la Fig. 8). Provino desde América del Norte hacia América del Sur hace aproximadamente 4 millones de años y actualmente se distribuye desde Estados Unidos hasta Argentina (Gasparini, 2020; Soria et al., 2010).

En Uruguay, la bibliografía hace referencia a la presencia de pecaríes entre el 1600 y 1800. Posteriormente la especie fue declarada extinta entre finales del siglo XIX y principios del XX y recientemente fue reintroducida, luego de casi 100 años de la desaparición en el medio silvestre. La reintroducción se llevó a cabo a través del "Proyecto de reintroducción experimental del pecarí de collar en Uruguay" con la coordinación de la Dirección Nacional de Medio Ambiente (DINAMA) y una reserva privada que mantenía a los ejemplares en cautiverio (Gasparini, 2020; Uruguay Presidencia, 2017).

Esta especie es de pequeño porte (entre 20 y 40 kg), posee pelaje gris y su nombre se debe a la presencia de una banda blanca alrededor del cuello que recuerda a un collar. Son animales omnívoros aunque prefieren la dieta vegetal y ocasionalmente se alimentan de materia animal. Antes de su extinción, habitaban principalmente en las zonas del litoral y este del país en pastizales abiertos y bosques (Gasparini, 2020; Uruguay Presidencia, 2017).

A nivel ecosistémico cumple diversas funciones entre las que se mencionan la remoción y aireación del suelo cuando busca el alimento. También es un dispensador de semillas por sus hábitos frugívoros, por estos motivos se lo considera como una especie de gran interés socio-cultural y ecosistémico para Uruguay (Uruguay Presidencia, 2017).

Sin embargo, el pecarí también ha sido descrito como reservorio de ciertas zoonosis en nuestra región. A modo de ejemplo, Ferreira et al. (2021) analizaron sueros de pecarí de collar de dos reservas de Uruguay en busca de anticuerpos (Acs) anti Virus de la Hepatitis E encontrando una prevalencia de 24.7%. También se describe la presencia de una larva de *Trichinella* spp. obtenida mediante DA de músculo de un pecarí labiado (*Tayassu pecari*) en Catamarca, Argentina (Soria et al., 2010).



*Tayassu pecari*  
(pecarí labiado)

Pelaje de coloración oscura y uniforme, y su nombre se debe a una mancha blanca o blanca amarillenta en los ómnulos y costados del hocico y en la mandíbula.



*Parachoerus wagneri*  
(pecarí quimilero)

Pelaje gris o gris parduzco, algo más claro que el resto de los pecaríes y presenta un collar de pelos blancuzcos alrededor del cuello, similar al del pecarí de collar; es conocido como pecarí quimilero por alimentarse de los frutos del quimil. Esta especie era considerada fósil hasta que se descubrieron ejemplares vivos en el Chaco paraguayo en 1975.



*Dicotyles tajacu*  
(pecarí de collar)

Pelaje gris de tonos claros y oscuros, y su nombre se debe a la presencia de una banda de pelos blancos alrededor de su cuello, similar a un collar.

**Figura 8** - Distintas especies de pecaríes con sus características (Gasparini, 2020).

#### **4.10. Métodos diagnósticos**

Dentro de los análisis colaterales que nos ayudan con el diagnóstico de la infección por *Trichinella* spp, tanto en humanos como animales, existen algunos que son específicos para esta parasitosis y otros que detectan alteraciones comunes a varias patologías parasitarias o de otra índole.

Algunos de los análisis no específicos son: hemograma, donde puede verse eosinofilia marcada, sobre todo en la etapa aguda de la enfermedad aunque puede durar varios meses; perfil muscular, donde se puede apreciar aumento de la creatin fosfoquinasa (CPK), lactato deshidrogenasa (LDH) y aspartato aminotransferasa (AST) debido a la miositis y distrofia muscular (Gottstein et al., 2009; Pasqualetti et al., 2021; Vignau et al., 2005).

Por otro lado, Dos Santos Silva, 2022 y Gottstein et al., 2009 clasifican las técnicas diagnósticas específicas para *Trichinella* spp. según sus objetivos en:

- Métodos directos: buscan la presencia del agente parasitario y son principalmente utilizados en las plantas de faena para el control sanitario de la carne y prevención de infecciones a nivel de salud pública.
- Métodos indirectos: buscan la presencia de Acs específicos y son empleados para el diagnóstico de trichinellosis humana así como para la vigilancia epidemiológica.
- Técnicas moleculares: tienen como objetivo la identificación de especie y genotipo de *Trichinella* spp., ya que las larvas de este género parasitario son morfológicamente indiferenciables. Su uso se enmarca principalmente dentro de trabajos de investigación.

##### **4.10.1 Métodos directos**

Los métodos directos buscan identificar al parásito en los tejidos musculares del hospedero. Los músculos de elección para el muestreo varían según la especie de *Trichinella* spp, y la especie hospedadora; pero generalmente se recomienda usar los más oxigenados, como el diafragma, la lengua y el masetero. Las técnicas directas que se describen son: triquinoscopía y DA (Dos Santos Silva, 2022; Nöckler,

Pozio, Voigt y Heidrich, 2000; Organización Mundial de Sanidad Animal (OMSA), 2023).

#### Triquinoscopía:

Esta técnica apareció como primera medida de prevención en plantas de faena destinadas a consumo humano (Gaeta y Bruschi, 2021). Consiste en la observación microscópica de pequeñas biopsias musculares comprimidas entre dos láminas de vidrio, donde se podrían observar las larvas encapsuladas en las fibras musculares. Debido a su baja sensibilidad y a que las especies no encapsuladas son difíciles de detectar, esta técnica ha caído en desuso (Gottstein et al., 2009; Nöckler et al., 2000).

#### Digestión artificial (DA):

También llamada digestión enzimática o peptídica, es considerada por la OIE como la técnica gold standard para el diagnóstico de todas las especies y genotipos de *Trichinella* spp. en los alimentos. Asimismo permite examinar muestras individuales y pooles de muestras de hasta 100 canales (Birriel, 2017).

Permite la identificación de animales infectados por *Trichinella* spp. en un plazo mínimo de 17 días después de la exposición al parásito, intervalo que coincide con el tiempo necesario para que las larvas alcancen los tejidos musculares (OMSA, 2023).

La sensibilidad de la técnica cuando se utilizan muestras individuales de suinos domésticos varía de 1 a 3 LPG en función del tamaño de la muestra, la cual debe ser de 1 a 5 gramos. Estas cantidades de músculo analizadas permiten prevenir la triquinosis humana, pero no previenen infecciones asintomáticas por el consumo de carne con muy bajas cantidades de LPG. En cuanto a los animales silvestres, se recomienda aumentar el tamaño de la muestra, ya que estos hospedan generalmente bajas cargas larvarias (Gottstein et al., 2009; OMSA, 2023; Winter, 2019).

### **4.10.2. Métodos indirectos**

Estos valoran la respuesta inmune del hospedero, es decir, detectan la presencia de inmunoglobulinas G (IgG) (Gottstein et al, 2009). No son capaces de diagnosticar infecciones tempranas ya que las IgG aumentan al menos 2-3 semanas post infección. En caso de utilizar la técnica para el diagnóstico en humanos, se recomienda analizar muestras seriadas para evaluar los cambios en los títulos de estos Acs. Los más utilizados son: ELISA y WB (Dos Santos Silva, 2022; Gottstein et al., 2009).

#### Enzimoimmunoanálisis de adsorción indirecto (ELISA i)

Es la prueba inmunológica recomendada por la OMSA y la ICT (International Commission on Trichinellosis) como herramienta de vigilancia para la detección de Acs anti-*Trichinella* spp. en animales. Sin embargo, no es fiable para la comprobación de la inocuidad alimentaria (OMSA, 2023; Vafae et al. 2022; Winter, 2019).

Esta técnica tiene su base en la utilización de Acs conjugados con una enzima, que detectan la presencia de los Acs anti *Trichinella* spp. del suero problema y al agregar el sustrato indicado se produce una reacción colorimétrica cuantificable con un espectrofotómetro (Fossaroli, 2019). Las posibles muestras incluyen: suero, sangre entera, plasma o líquidos tisulares (OMSA, 2023).

Este método diagnóstico se caracteriza por poseer alta sensibilidad y especificidad, permitiendo detectar infecciones de 0,01 LPG. Sin embargo, están descritos los falsos positivos y negativos en muestras que sufrieron hemólisis o contaminación bacteriana y a su vez pueden obtenerse reacciones cruzadas con otros parásitos como *Trichuris suis* (Dos Santos Silva, 2022; Fossaroli, 2019; OMSA, 2023). Para prevenir lo anteriormente mencionado se recomienda conocer la sensibilidad y especificidad del kit, así como utilizar los que emplean antígenos (Ag) de secreción (ES) que aumentan la especificidad de la prueba (Dos Santos Silva, 2022; Fossaroli, 2019).

### Western Blot

También llamado ensayo de inmunoelectrotransferencia, se suele utilizar como confirmatorio para validar resultados positivos obtenidos por ELISA y descartar posibles reacciones cruzadas, debido a que es un método menos sensible pero más específico que este último. En relación a esto, algunas investigaciones mencionan que la seroprevalencia obtenida por ELISA puede ser 4 veces mayor a las obtenidas por WB (16% vs 4%), sobreestimando los resultados positivos. Sin embargo, el test de WB posee como desventajas su complejidad y elevado costo (Cohen et al., 2010; Fossaroli, 2019; Ministerio de Salud Argentina, 2021; OMSA, 2023; Rostami et al., 2018; Vafae et al., 2022).

### **4.10.3. Métodos moleculares (PCR)**

PCR multiplex es una técnica que se desarrolló para poder identificar la especie y genotipo de las larvas obtenidas por DA, ya que no existen diferencias morfológicas que nos permitan alcanzar ese nivel de clasificación. Es económico y rápido pero no es útil para asegurar la inocuidad alimentaria. Sin embargo nos permite avanzar en el conocimiento sobre la aparición y propagación de *Trichinella* spp. tanto en el ciclo doméstico como en el selvático, lo que tiene gran relevancia desde el punto de vista epidemiológico (Gottstein et al., 2009; OMSA, 2023).

## 5. OBJETIVOS

### 5.1. Objetivo general:

- Implementar un relevamiento serológico de *Trichinella* spp. en suidos silvestres de Uruguay

### 5.2. Objetivos específicos:

- Realizar una búsqueda bibliográfica exhaustiva sobre trichinellosis, con especial énfasis en la fauna silvestre
- Analizar 51 muestras de suero de jabalí (*Sus scrofa*) de la región norte y sureste del país mediante un kit de ELISA comercial en búsqueda de anticuerpos anti *Trichinella* spp.
- Analizar 6 muestras de pecaríes de collar (*Dicotyles tajacu*) mediante un kit de ELISA comercial en búsqueda de anticuerpos anti *Trichinella* spp.

## 6. MATERIALES Y MÉTODOS

### 6.1. Muestras y materiales utilizados

El presente trabajo se llevó a cabo en el laboratorio de virología de la Facultad de Ciencias de la Universidad de la República. Se utilizaron 51 muestras de suero de jabalí (*Sus scrofa*) y 6 muestras de suero de pecarí de collar (*Dicotyles tajacu*) congeladas en tubos eppendorf, junto con el Kit de ELISA “Pig *Trichinella* antibody (IgG) ELISA Kit” de CUSABIO® (lote CAP20141423). También se empleó material de laboratorio como gradillas, pipetas, tips, tubos eppendorf, guantes, papel absorbente, agua destilada, probetas, centrífuga, estufa de laboratorio y un espectrofotómetro para placas de ELISA.

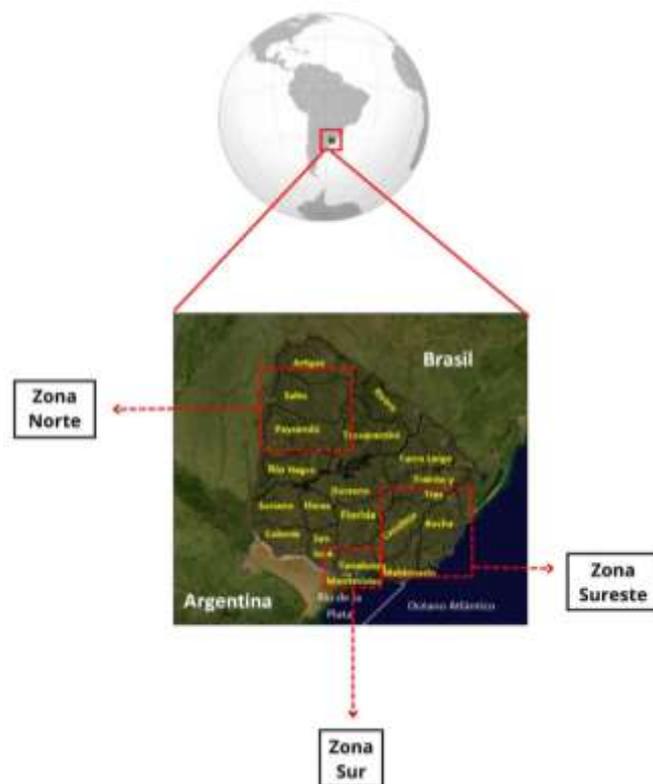
Las muestras analizadas nos fueron facilitadas por el banco de muestras del proJAB (Fig. 9). Inicialmente se obtuvieron muestras de sangre en festivales de caza y otras actividades, las cuales en el momento de la toma de muestra fueron centrifugadas para obtener el suero y al momento de iniciar el trabajo se encontraban congeladas a -80°C.

Se seleccionaron 51 muestras de archivo de jabalíes colectadas en el período 2017-2020 y 6 muestras de pecaríes de collar obtenidas en 2019. Las mismas se encontraban identificadas con un código indicando su geolocalización.

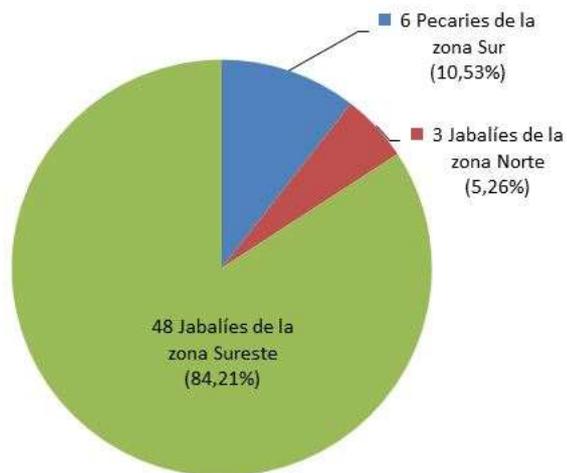


**Figura 9 – Muestras analizadas.**

De las 51 muestras de jabalí, 3 eran de la región norte del país y 48 eran de la región sureste (Fig. 10 y 11). Las 6 muestras de pecaríes eran de una reserva ubicada en el sur del país (Fig. 10 y 11). Si bien el kit es específico para *Sus scrofa* se decidió analizar también estas muestras a modo de prueba ya que se había realizado anteriormente en ELISAs para virus de hepatitis E observándose reacción cruzada entre los anticuerpos de ambas especies con estos antígenos virales (Ferreiro et al., 2021).



**Figura 10-** Geolocalización de los sueros de jabalíes y pecaríes analizados.



**Figura 11-** Distribución de la población total de estudio.

## 6.2. Detección de anticuerpos por ELISA indirecto

La detección de anticuerpos se realizó con el kit ELISA “Pig *Trichinella* antibody (IgG) ELISA Kit” de la empresa de biotecnología CUSABIO®, brindado por proJAB (anexo I). El mismo presenta alta sensibilidad y especificidad contra antígenos ES. El procedimiento se llevó a cabo siguiendo los pasos indicados en el manual del kit (como se puede observar en el anexo I).

Al comienzo se procedió a preparar las muestras para su posterior procesamiento con el kit de ELISA (Fig. 12). Se rotularon tubos eppendorf con los códigos de cada muestra, para diluir las mismas con el diluyente del kit, tal y como se explica en el manual. Se atemperaron las muestras a temperatura ambiente y se realizó la dilución.



**Figura 12** – Preparación de las muestras para su procesamiento con el kit de ELISA.

Luego se procedió a realizar el test de ELISA propiamente dicho, para ello, primero se prepararon todos los reactivos y solución de lavado necesarios para realizar el

mismo, utilizando agua destilada y probetas, tal y como indica el manual del fabricante. Primero se colocaron 100 $\mu$ L de los controles negativo y positivo en duplicado y luego 100 $\mu$ L de las muestras diluidas; en primer lugar las de jabalí y luego las de pecarí. A medida que se fueron colocando las muestras, se anotaron en la planilla de trabajo, las posiciones de las mismas en los pocillos de la placa.

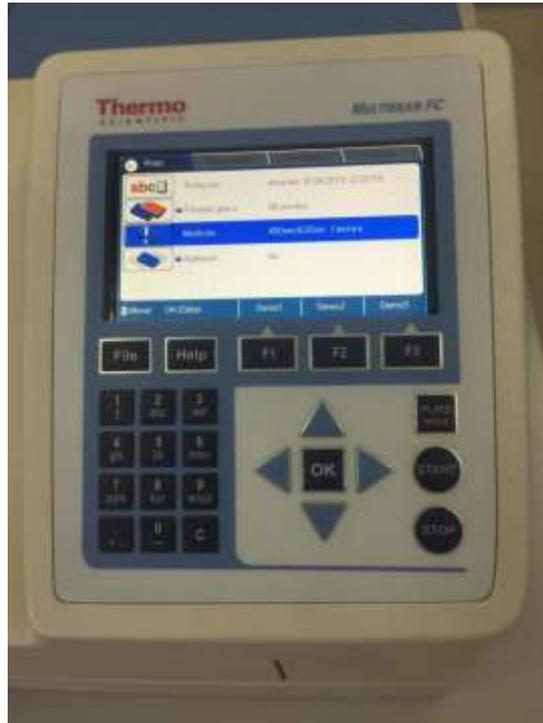
Una vez colocados los controles y las muestras diluidas, se procedió a cubrir la placa e incubarla en la estufa SL Shel Lab shaking incubator SI4 (Fig. 13) por 30 minutos a 37°C. Luego de la incubación se realizó el lavado con la solución indicada. Para ello utilizamos una pipeta multicanal, colocamos 250 $\mu$ L de la solución de lavado en cada pocillo, dejamos reposar durante 1 minuto y luego quitamos dicha solución, invirtiendo la placa 180° y golpeándola suavemente contra la mesa de trabajo para quitar cualquier remanente de la misma. Posteriormente la dejamos escurrir sobre una toalla absorbente. Repetimos el procedimiento de limpieza 3 veces.



**Figura 13** - estufa SL Shel Lab shaking incubator SI4 con la placa de ELISA incubándose.

Una vez enjuagada la placa agregamos 50 $\mu$ L del conjugado-HRP a cada pocillo, cubrimos la placa y la incubamos nuevamente por 30 minutos a 37°C. Luego realizamos el procedimiento de lavado 3 veces como fue descrito.

Posteriormente, en un tubo eppendorf se colocaron partes iguales de sustrato A y B del kit y se homogeneizaron, se agregaron 100 $\mu$ L a cada pocillo, se cubrió nuevamente y se incubó por 10 minutos a 37°C. Una vez pasado ese tiempo se agregaron 50 $\mu$ L de la solución de detención del kit a cada pocillo, se homogeneizó y se procedió a la lectura de la densidad óptica (DO) de la placa con el espectrofotómetro Thermo Scientific Multiskan FC (Fig. 14).



**Figura 14** - Espectrofotómetro Thermo Scientific Multiskan FC utilizado para la lectura de ELISA.

Luego se procedió a la interpretación de los datos obtenidos, para eso, utilizamos los valores de DO de los controles negativos haciendo un promedio entre ambos. Los resultados se obtuvieron dividiendo la DO de cada muestra con la DO promedio de los controles negativos. Si el cociente era mayor o igual a 2.1 lo considerábamos como una muestra positiva, y si era menor a 2.1 como negativa (anexo II).

## 7. RESULTADOS

Se obtuvo una seroprevalencia para *Trichinella* spp. en jabalíes de 3,92%, ya que fueron 2 positivos de 51 sueros analizados. A su vez estos positivos representaron un 3,51% de la población total de estudio, como se muestra en las tablas 4 y 5. Todas las muestras de pecaríes resultaron negativas, como se muestra en la Fig. 15.



**Figura 15-** Placa de ELISA con el valor de densidad óptica del espectrofotómetro. Con un rectángulo azul se muestran los controles negativos y positivos, y en rojo se indican las muestras de pecarí.

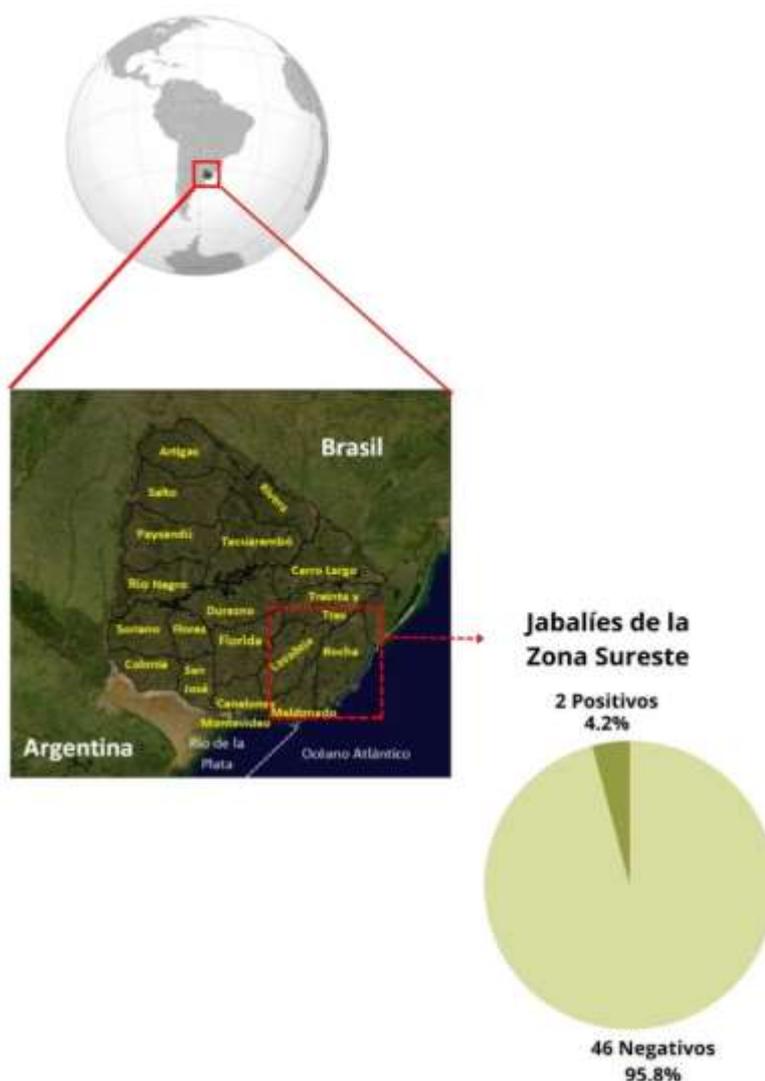
Respecto a las zonas de muestreo de jabalíes, se encontraron sueros positivos únicamente en la región sureste del país (como se muestra en la Fig. 16) presentando una seropositividad del 4.17% (2/48); mientras que todas las muestras de la región norte fueron negativas (0/3).

**Tabla 4** – Total de muestras positivas y negativas. Porcentajes de positivos según la especie animal y la población estudiada.

Especie	Total de muestras	Muestras negativas	Muestras positivas	Porcentaje de positivos
Jabalí	51	49	2	3,92% (2/51)
Pecarí	6	6	0	0%
<b>Total</b>	<b>57</b>	<b>55</b>	<b>2</b>	<b>3,51% (2/57)</b>

**Tabla 5** – Porcentaje de sueros de jabalíes positivos con respecto a la población total de cada región y respecto a la población total estudiada.

Zona	Total de muestras	Muestras negativas	Muestras positivas	Porcentaje de positivos por zona	Porcentaje de positivos respecto al total de muestras de jabalíes
Región Norte	3	3	0	0% (0/3)	0% (0/51)
Región Sureste	48	46	2	4.17% (2/48)	3.92% (2/51)
<b>TOTAL</b>	<b>51</b>	<b>49</b>	<b>2</b>	<b>-</b>	<b>3.92% (2/51)</b>



**Figura 16** – Gráficos con porcentajes de positivos y negativos por zonas.

## 8. DISCUSIÓN

En la actualidad las infecciones por *Trichinella* spp. se presentan en países desarrollados y no desarrollados, donde significan un problema económico por afectar a los sistemas de producción porcinos, así como una amenaza para la salud pública ya que se estima que anualmente se infectan cerca de 10.000 personas a nivel global (Gottstein, 2009; OMS, FAO y OIE, 2021; Pasqualetti et al., 2021; Pozio, 2007). Los humanos adquieren principalmente la infección por el consumo de carne cruda o insuficientemente cocida de cerdo y la de jabalí ocupa el segundo lugar dentro de las fuentes de infección (Rostami et al., 2018; Vafae et al., 2022).

En América del Sur, en Argentina y Chile la infección en humanos es endémica; en Brasil, Bolivia y Ecuador se ha reportado únicamente serología positiva para *Trichinella* spp. en animales (Ortega-Pierres et al., 2000; Ribicich et al., 2021). En Uruguay la situación epidemiológica actual de esta parasitosis es desconocida. La mayoría de las investigaciones realizadas en nuestro país corresponden al siglo XX, en las que se emplearon técnicas de diagnóstico directo (triquinoscopía y DA), siendo el último relevamiento realizado en 2017 mediante DA (Andrade y Rodríguez, 1911; Birriel, 2017; López Linder, 1922; Salsamendi y Bertullo, 1945; Schenone, 1984; Wolffühugel, 1916).

En la presente investigación se obtuvo una seropositividad en *Sus scrofa* para el género *Trichinella* spp. de 3,92% (2/51), la cual es inferior a la seroprevalencia global reportada por Rostami et al. en 2018 (6%). En este mismo trabajo los autores mencionan las siguientes seroprevalencias a nivel continental: Europa 7%, Oceanía y Asia 3% y Norteamérica (Canadá y EEUU) 9%. En cuanto a México, De la Rosa et al., 2021, encontraron una seroprevalencia del 5,5%. América del Sur no cuenta con el dato de la seroprevalencia continental en jabalíes, pero se sabe que en suinos domésticos es de 3.7% (Vafae et al., 2022).

A nivel regional, tanto en Brasil como en Argentina, se han realizado algunos estudios epidemiológicos de la infección en jabalíes utilizando la técnica de ELISA, cuyos resultados se asemejan con la seropositividad obtenida en nuestro trabajo (3.92%). En Brasil, se estudiaron entre 2012 y 2017, 554 muestras de suero pertenecientes a los estados de Mato Grosso, Goiás, Minas Gerais, Mato Grosso do Sul, São Paulo, Paraná, Santa Catarina y Rio Grande do Sul, obteniendo 4,3% de seropositividad (24/554) (Santiago Silva et al., 2017). Posteriormente Dos Santos Silva, en 2022 reportó 6,1% de seroprevalencia (7/115) en sueros tomados en el estado de São Paulo.

Respecto a Argentina, en 2019, se analizaron en la Patagonia 125 sueros, encontrando una seroprevalencia del 2.4% (3/125), la cual se aproxima al 3,92% encontrado en nuestro trabajo (Winter, 2019). Otro relevamiento realizado en este país constató una prevalencia de 47,9% (23/48) mediante las técnicas de ELISA, inmunofluorescencia indirecta (IFI) y WB (Cohen et al., 2010). El mismo fue llevado a cabo en un área protegida de la provincia de Entre Ríos, la cual se encuentra sobre la ribera occidental del Río Uruguay, limitando con la zona norte de nuestro país (Cohen et al., 2010). Al comparar los resultados que obtuvieron estos autores vemos que difieren de los obtenidos en dicha región (0%, 0/3).

En cuanto a la tasa de detección obtenida en la región sureste, de 4.17% (2/48), difiere con el estudio llevado a cabo por Birriel (2017), en el cual analizó 156 diafragmas de jabalíes procedentes de la misma región mediante DA, obteniendo una prevalencia de 0%. Encontrar en una misma región serología positiva (4.17%) mientras que la DA es negativa (0%) o con prevalencias menores, se ha visto en varias investigaciones que utilizan ambas técnicas de forma complementaria (Cohen et al., 2010; Dos Santos Silva, 2022; Winter, 2019). Algunos autores atribuyen estas diferencias a que la sensibilidad de la técnica de ELISA con respecto a la DA es mayor, detectando infestaciones de 0,01 LPG cuando la DA detecta de 1 a 3 LPG. En relación a esto, en investigaciones donde se utiliza únicamente la DA se podría subestimar la prevalencia de la población en caso de infestaciones de baja intensidad (Vafae et al. 2022; Winter, 2019).

Entre los métodos serológicos, el ELISA posee una alta sensibilidad y especificidad lo que lo hace una herramienta de elección para la vigilancia epidemiológica (Winter, 2019). Sin embargo se ha visto que es posible obtener reacciones cruzadas con otros parásitos de la misma familia (por ejemplo *Trichuris suis*) y por lo tanto falsos positivos, aunque depende del tipo de Ag empleado (Fossaroli, 2019). Es por esto que cuando se emplea únicamente la técnica de ELISA se recomienda conocer los datos de sensibilidad y especificidad del kit para poder tener una prevalencia más real (Rostami et al., 2018; Vafae et al. 2022). También se ha descrito que esta técnica serológica puede arrojar una seroprevalencia 4 veces mayor a la obtenida por WB (16% vs 4%), lo que se asocia a la mayor sensibilidad y menor especificidad de ELISA en relación a este último. En los casos que solo se cuenta con muestras serológicas y se obtienen resultados positivos en la prueba de ELISA, muchos autores recomiendan complementar el estudio con WB, lo que aumentaría la especificidad e indicaría un resultado más confiable (Cohen et al., 2010; Fossaroli, 2019; Rostami et al., 2018; Vafae et al., 2022). Por lo tanto, en este trabajo, al haber utilizado la técnica de ELISA únicamente, se hace necesario la confirmación de nuestros resultados con una metodología adicional de mayor especificidad para descartar los falsos positivos.

Los pecaríes (*Dicotyles tajacu*), que representaron una parte menor de nuestra población de estudio, han sido poco estudiados como transmisores de enfermedades en nuestro país. A pesar de que el kit no era específico para esta especie, en el presente trabajo se analizaron dichas muestras tomando como referencia al estudio realizado por Ferreiro et al. (2021), quienes realizaron ELISAi específico para *Sus scrofa* en búsqueda de Acs contra Ag virales en sueros de pecarí, encontrando reacciones cruzadas. En el presente trabajo, la seroprevalencia encontrada para *Trichinella* spp. en pecaríes fue del 0%; sin embargo en Catamarca, Argentina, Soria et al. en 2010 lograron aislar en un *Tayassu pecari* (otro miembro de la familia Tayassuidae) una larva de *Trichinella* spp., lo que difiere con nuestros resultados pero constituye el único reporte a nivel regional sobre *Trichinella* spp. en esta familia de suidos.

## 9. CONCLUSIONES

La infección por *Trichinella* spp. se encuentra en la lista del Código Sanitario para los Animales Terrestres de la OMSA y como nuestro país es miembro de esta organización tiene el compromiso de llevar a cabo un plan de vigilancia epidemiológica. Dentro del mismo se enmarca nuestra investigación, siendo el primer estudio serológico de actualización de *Trichinella* spp. en jabalíes de Uruguay.

Debido a que los jabalíes son transmisores de varias enfermedades zoonóticas, a sus hábitos de desplazamiento y a las actividades socioculturales que se desarrollan en torno a ellos, es importante considerarlos como una especie fundamental para la vigilancia epidemiológica. Es por esto que la detección de un 3,92% de seropositividad para *Trichinella* spp. en esta especie toma gran relevancia desde la perspectiva de “una sola salud”.

Dado que la prueba de ELISA puede dar lugar a reacciones cruzadas, es necesario realizar una prueba complementaria (por ejemplo Western Blot) con los sueros positivos para descartar los falsos positivos.

La serología positiva implica exposición de los animales, al menos a una baja carga parasitaria circulante. Sin embargo, no asegura que estos animales sean un riesgo para los consumidores.

Debido a los pocos relevamientos sobre *Trichinella* spp. en nuestro país, es imprescindible el desarrollo de más investigaciones en el tema con el objetivo de establecer el estatus de esta zoonosis en Uruguay.

## 10. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Altuna, M., Mirazo, S., y Castro, G. (2020). Vigilancia sanitaria y control de jabalíes. *Revista del Plan Agropecuario*, 176, 34-37.
- Andrade y Rodríguez, E. (1911). *Trichina espiralis* Owen. *Revista de Medicina Veterinaria de la Escuela de Montevideo*, 2(8-9), 376-377.
- Arrese, G., Ramos, D., Casas, E., Guevara, J., y Lucas, J. (2014). Búsqueda de *Trichinella spiralis* en cerdos de crianza no tecnificada en zonas periurbanas de Lima, Perú. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 25(3), 444-448.
- Bartolini, A., Cancrini, G., Bartalesi, F., Nicoletti, A., Méndez-Prado, G., Rosado, J., ... Paradisi, F. (1999). Anticuerpos contra *Trichinella spiralis* en la población rural de la provincia de Cordillera, Bolivia. *Revista Panamericana de Salud Pública*, 5(2), 97-99.
- Birriel, S. (2017). *Puesta a punto de la técnica de digestión artificial para el diagnóstico de Trichinella spiralis en DILAVE Uruguay* (Tesis de grado). Facultad de Veterinaria, UDELAR, Montevideo.
- Brazeiro, A., Bresciano, D., Brugnoli, E., e Iturburu, M. (2021). *Especies exóticas invasoras de Uruguay: distribución, impactos socioambientales y estrategias de gestión*. Montevideo: RETEMA, UdelaR, CEEI, Ministerio de Ambiente.
- Chaparro-Gutiérrez, J.J., Pozio, E., Gómez-Morales, M.A., López, A., Mejía, J., Zambrano, C., ... Villar, D. (2018). A preliminary survey of *Trichinella* spp. in pigs raised under controlled housing conditions in Colombia: 2014–2016. *Parasite*, 25, 18.
- Cohen, M., Costantino, S.N., Calcagno, M.A., Blanco, G. A., Pozio, E., y Venturiello, S.M. (2010). *Trichinella* infection in wild boars (*Sus scrofa*) from a protected area of Argentina and its relationship with the presence of humans. *Veterinary Parasitology*, 169 (3-4), 362-366.
- Comité de especies exóticas invasoras (s.f.). Recuperado de [https://visualizador.ide.uy/ideuy/core/load\\_public\\_project/GeoportalEEI/](https://visualizador.ide.uy/ideuy/core/load_public_project/GeoportalEEI/)
- Costamagna, S.R., y Visciarelli, E.C. (2008). *Parasitosis Regionales*. Bahía Blanca: Editorial de la Universidad Nacional del Sur.
- Crowley, P.E., Querejeta, S., Pavón, F., y Larrieu, E. (2015). Ciclo silvestre de *Trichinella* spp. en los departamentos de Avellaneda y Pichi Mahuida, provincia de Río Negro. *Revista Argentina de Zoonosis y Enfermedades Infecciosas Emergentes*, 10(1), 10-12.
- Dabezies, J.M. (2019). Discursos y tensiones entre caza, conservación y derechos de los animales en Uruguay. *Revista Etnobiología*, 17(2), 11-24.

- De la Rosa, J.L., Ponce, J.B., Reyes, N.E., Vega, V., Zepeda, A.P., Martínez, V.M. y Gómez, F.R. (2021). Helminths of the Wild Boar (*Sus scrofa*) from Units of Conservation Management and Sustainable Use of Wildlife Installed in the Eastern Economic Region of Mexico. *Animals (Basel)*, 11(1), 98.
- De Lourdes Rodríguez, C.H. (2014). *Estudio de triquinelosis en roedores sinatrópicos en zonas de riesgo en las comunas de Paillaco y La Unión* (Tesis de grado). Instituto de Patología Animal, Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Austral de Chile, Valdivia.
- Despommier, D.D. (1998). How does *Trichinella spiralis* make itself at home?. *Parasitology Today*, 14(8), 318-323.
- Di Candia, A. (2023). Tradición, jabalí y aventura. Construcción de identidad en la fiesta del jabalí en Aiguá. En J. M. Dabezies, S. González, y V. Pereyra (Eds.), *Caza en Uruguay: debates interdisciplinarios y multisectoriales* (pp. 32-37). Montevideo: Los autores, Udelar.
- Díaz, A. (2018). *Importancia del jabalí como reservorio de Trichinella spp.; estudio de campo* (Tesis de grado). Facultad de Veterinaria, Universidad de Zaragoza.
- Dos Santos Silva, C. (2022). *Pesquisa de Trichinella spp. em javalis (Sus scrofa) ferais e carnívoros selvagens de vida livre no estado de São Paulo* (Tesis de doctorado). Faculdade de Ciências Agrárias e Veterinárias, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal.
- Dupouy-Camet, J., y Murrell, K.D. (2007). *FAO/WHO/OIE Guidelines for the surveillance, management, prevention and control of Trichinellosis*. París: FAO, WHO, OIE.
- Echeverry, D.M., Henríquez, A., Oyarzún-Ruiz, P., Silva-de la Fuente, M.C., Ortega, R., Sandoval, D., y Landaeta-Aqueveque, C. (2021). First record of *Trichinella* in *Leopardus guigna* (Carnivora, Felidae) and *Galictis cuja* (Carnivora, Mustelidae): new hosts in Chile. *PeerJ*, 9, e11601.
- Echeverry, D.M., Santodomingo, A.M., Said Thomas, R., González-Ugás, J., Oyarzún-Ruiz, P., Silva-de la Fuente, M.C., y Landaeta-Aqueveque, C. (2021). *Trichinella spiralis* in a cougar (*Puma concolor*) hunted by poachers in Chile. *Brazilian Journal of Veterinary Parasitology*, 30(3), e002821.
- Espinoza-Rojas, H., Lobos-Chávez, F., Silva-de la Fuente, M.C., Echeverry, D.M., Muñoz-Galaz, J., Yáñez-Crisóstomo, C., ... Landaeta-Aqueveque, C. (2021). Survey of *Trichinella* in American minks (*Neovison vison* Schreber, 1777) and wild rodents (Muridae and Cricetidae) in Chile. *Zoonoses and Public Health*, 68(7), 842-848.
- Ferreiro, I., Herrera, M.L., González, I., Cancela, F., Leizagoyen, C., Loureiro, M., ... Mirazo, S. (2021). Hepatitis E Virus (HEV) infection in captive white-collared

- peccaries (*Pecari tajacu*) from Uruguay. *Transboundary and Emerging Diseases*, 68(3), 1040-1045.
- Fossaroli, M.G. (2019). *Revisión bibliográfica de los diferentes métodos de diagnóstico de laboratorio para Trichinellosis porcina* (Trabajo de especialización). Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad Nacional de La Plata.
- Gaeta, R., y Bruschi, F. (2021). History of the parasite and disease. En F. Bruschi (Ed.), *Trichinella and Trichinellosis* (pp. 3-24). Pisa: Academic Press.
- Gasparini, G.M. (2020). Los pecaríes o "chanchos" americanos: origen y diversidad. *Museo*, 32, 17-28.
- Gherman C.M., Boros Z., Băieș M.H., Cozma-Petruț A., y Cozma V. (2022). A review of *Trichinella* species infection in wild animals in Romania. *Food and Waterborne Parasitology*, 28, e00178.
- Gottstein, B., Pozio, E., y Nöckler, K. (2009). Epidemiology, Diagnosis, Treatment, and Control of Trichinellosis. *Clinical Microbiology Reviews*, 22(1), 127-145.
- Hidalgo, A., Villanueva, J., Becerra, V., Soriano, C., Melo, A., y Fonseca-Salamanca, F. (2019). *Trichinella spiralis* Infecting Wild Boars in Southern Chile: Evidence of an Underrated Risk. *Vector-Borne and Zoonotic Diseases*, 19(8), 625-629.
- Kocięcka, W. (2000). Trichinellosis: human disease, diagnosis and treatment. *Veterinary Parasitology*, 93(3-4), 365-383.
- Krivokapich, S.J., Gatti, G.M., Gonzalez Prous, C.L., Degese, M.F., Arbusti, P.A., Ayesa, G.E., ... Salomón, M.C. (2019). Detection of *Trichinella britovi* in pork sausage suspected to be implicated in a human outbreak in Mendoza, Argentina. *Parasitology International*, 71, 53-55.
- Krivokapich, S.J., Gonzalez Prous, C.L., Gatti, G.M., y Saldía, L. (2015). First finding of *Trichinella pseudospiralis* in the Neotropical region. *Veterinary Parasitology*, 208(3-4), 268-271.
- Krivokapich, S.J., Pozio, E., Gatti, G.M., Gonzalez Prous, C.L., Ribicich, M., Marucci, G. ... Confalonieri, V. (2012). *Trichinella patagoniensis* n. sp. (Nematoda), a new encapsulated species infecting carnivorous mammals in South America. *International Journal for Parasitology*, 42(10), 903-910.
- La Rosa, G., Marucci, G., Zarlenga, D.S., Casulli, A., Zarnke, R.L., y Pozio, E. (2003). Molecular identification of natural hybrids between *Trichinella nativa* and *Trichinella* T6 provides evidence of gene flow and ongoing genetic divergence. *International Journal for Parasitology*, 33(2), 209-216.
- Landaeta-Aqueveque, C., Ayala, S., Poblete-Toledo, D., y Canals, M. (2021). Temporal and geographic analysis of trichinellosis incidence in Chile with risk assessment. *Parasites & Vectors*, 14(1), 282.

- Landaeta-Aqueveque, C., Krivokapich, S., Gatti, G.M., González Prous, C., Rivera-Bückle, V., Martín, N., ... Sandoval, D. (2015). *Trichinella spiralis* parasitizing *Puma concolor*: first record in wildlife in Chile. *Helminthologia*, 52(4), 360-363.
- Lauge, M.V., Prío, C., Montenegro, C., Monzón, L., Molinari, L., Mures, E., ... Bertrán, J. (2015). Triquinosis silvestre en el sur de la provincia del Neuquén, Argentina. *Revista SNS*, 9, 65-68.
- Liu, Y., Dong, Z., Pang, J., Liu, M., y Jin, X. (2021). Prevalence of meat-transmitted *Taenia* and *Trichinella* parasites in the Far East countries. *Parasitology Research*, 120(12), 4145-4151.
- Lombardi, R., Berrini, R., Achaval, R., y Wayson, C. (2007). *El Jabalí en el Uruguay*. Montevideo: Centro Interdisciplinario para el Desarrollo.
- López Lindner, J. (1922). Contribución al estudio de la triquinosis (Ampliación). *Revista de Medicina Veterinaria de la Escuela de Montevideo*, 5(20), 1-6.
- Macchioni, F., Magi, M., Guardone, L., Tolari, F., Bruschi, F., Gabrielli, S., ... Quiroga Civera, L., (2012). Investigation on *Trichinella* spp. in Swine in Eastern Bolivia. *Una Salud. Revista Sapuvet de Salud Pública*, 3(2), 37-43.
- Ministerio de Agricultura, Ganadería y Pesca Argentina. (2021). *Anuario porcino 2021*. Recuperado de <https://www.magyp.gob.ar/sitio/areas/porcinos/estadistica/archivos/000005-Anuario/210000 Anuario%202021.pdf>
- Ministerio de Salud Argentina. (2021). *Guía para la prevención y el control de la TRIQUINOSIS/ TRICHINELLOSIS en la República Argentina*. Recuperado de <https://bancos.salud.gob.ar/recurso/guia-para-la-prevencion-y-el-control-de-la-triquinosistrichinellosis-en-la-republica>
- Murrell, K.D., y Pozio, E. (2000). Trichinellosis: the zoonosis that won't go quietly. *International Journal for Parasitology*, 30(12-13), 1339-1349.
- Nöckler, K., Pozio, E., Voigt, W.P., y Heidrich, J. (2000). Detection of *Trichinella* infection in food animals. *Veterinary Parasitology*, 93(3-4), 335-350.
- Organización Mundial de la Salud, Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación y Oficina Internacional de Epizootias. (2021). *Parasitosis de transmisión alimentaria: triquinosis*. Recuperado de <https://www.who.int/es/publications/i/item/WHO-UCN-NTD-VVE-2021.7>
- Organización Mundial de la Salud Animal. (2023). Triquinosis (infección por *Trichinella* spp.). En *Manual Terrestre de la OMSA*. Recuperado de [https://www.woah.org/fileadmin/Home/esp/Health\\_standards/tahm/3.01.22\\_Triquinosis.pdf](https://www.woah.org/fileadmin/Home/esp/Health_standards/tahm/3.01.22_Triquinosis.pdf)
- Organización Mundial de Sanidad Animal. (s.f). *Triquinosis*. Recuperado de <https://www.woah.org/es/enfermedad/triquinosis/>

- Ortega-Pierres, M.G., Arriaga, C., y Yépez-Mulia, L. (2000). Epidemiology of trichinellosis in Mexico, Central and South America. *Veterinary Parasitology*, 93(3-4), 201-225.
- Pasqualetti, M.I., Fariña, F.A., Aronowicz, T., Acerbo, M., Ercole, M., Bessi, C., ... Ribicich, M.M. (2021). El rol de las especies animales domésticas y silvestres en la transmisión de *Trichinella* spp. *InVet*, 23(1), 1-20.
- Pereira-Garbero, R., Barreneche, J.M., Laufer, G., Achaval, F., y Arim, M. (2013). Mamíferos invasores en Uruguay, historia, perspectivas y consecuencias. *Revista Chilena de Historia Natural*, 86(4), 403-421.
- Pinilla, J.C., Morales, E., y Florez Muñoz, A.A. (2021). A survey for potentially zoonotic parasites in backyard pigs in the Bucaramanga metropolitan area, Northeast Colombia. *Veterinary World*, 14(2), 372-379.
- Poliak, L., y Dabezies, J. M. (2021). Enredos perrunos: el perro de caza mayor en Uruguay desde diferentes colectivos sociales. *Tabula Rasa*, 40, 99-122.
- Pozio, E. (2000). Factors affecting the flow among domestic, synanthropic and sylvatic cycles of *Trichinella*. *Veterinary Parasitology*, 93(3-4), 241-262.
- Pozio, E. (2007). World distribution of *Trichinella* spp. infections in animals and humans. *Veterinary Parasitology*, 149(1-2), 3-21.
- Pozio, E. (2014). Searching for *Trichinella*: not all pigs are created equal. *Trends in Parasitology*, 30(1), 4-11.
- Pozio, E. (2019). *Trichinella* and trichinellosis in Europe. *Veterinarski Glasnik*, 73(2), 65-84.
- Pozio, E., y Zarlenga, D. (2013). New pieces of the *Trichinella* puzzle. *International Journal for Parasitology*, 43(12-13), 983-997.
- Pulido-Villamarín, A., Castañeda-Salazar, R., Mendoza-Gómez, M.F., y Vivas-Díaz, L. (2019). Presencia de anticuerpos frente a algunos patógenos de interés zoonótico en cuatro granjas porcícolas de Cundinamarca, Colombia. *Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú*, 30(1), 446-454.
- Rawla, P., y Sharma S. (2019). *Trichinella Spiralis*. Recuperado de <https://europepmc.org/article/med/30860746#free-full-text>
- Ribicich, M., Gamble, H.R., Bolpe, J., Scialfa, E., Krivokapich, S., Cardillo, N., ... Rosa, A. (2010). *Trichinella* infection in wild animals from endemic regions of Argentina. *Parasitology Research*, 107, 377-380.
- Ribicich, M., Gamble, H.R., Rosa, A., Bolpe, J., y Franco, A. (2005). Trichinellosis in Argentina: An historical review. *Veterinary Parasitology*, 132(1-2), 137-142.

- Ribicich, M.M., Fariña, F.A., Aronowicz, T., Ercole, M.E., Bessi, C., Winter, M., y Pasqualetti, M.I. (2021). Reprint of: A review on *Trichinella* infection in South America. *Veterinary Parasitology*, 297, 109540.
- Rostami, A., Riahi, S.M., Ghadimi, R., Hanifehpour, H., Hamidi, F., Khazan, H., y Gamble, H.R. (2018). A systematic review and meta-analysis on the global seroprevalence of *Trichinella* infection among wild boars. *Food Control*, 91, 404-411.
- Salsamendi, R.C., y Bertullo, V.H. (1945). La Triquinosis del cerdo en el Uruguay. *Revista de Medicina y Veterinaria de la Escuela de Montevideo*, 22(41), 561-571.
- Santiago Silva, V., Trevisol, Y., y Kramer, B. (2017, diciembre 4-6). Triquinelose em Javalis no Brasil, En *Encontro Nacional de Defesa Sanitária Animal*, ENDESA, Belém, Pará, Brasil. Recuperado de <https://www.gov.br/agricultura/pt-br/assuntos/saude-animal-e-vegetal/saude-animal/arquivos-endesa/06.12/bloco-animais-selvagens/3-triquinelose-em-javali-no-brasil-virginia-santiago.pdf/view>
- Schenone, H. (1984). El problema de la triquinosis humana y animal en América Latina. *Boletín Chileno de Parasitología*, 39(3-4), 47-53.
- Sharma, R., Thompson, P.C., Hoberg, E.P., Scandrett, W.B., Konecsni, K., Harms, N.J., ... Jenkins, E.J. (2020). Hiding in plain sight: discovery and phylogeography of a cryptic species of *Trichinella* (Nematoda: Trichinellidae) in wolverine (*Gulo gulo*). *International Journal for Parasitology*, 50(4), 277-287.
- Silva, C.S., Mendonça, T.O., Machado, D.M.R., Arias-Pacheco, C.A., Oliveira, W.J., Perin, P.P., ... Lux Hoppe, E.G. (2022). Seropositive Wild Boars Suggesting the Occurrence of Wild Cycle of *Trichinella* spp. in Brazil. *Animals*, 12(4), 462.
- Solís, D., Saucedo, K.L., Meza, A., Gómez, F.R., Medina, M.S., García, R., ... De la Rosa, J.L. (2020). Statistical approach to *Trichinella* infection in horses handled by rural slaughterhouses across five distinctive socioeconomic regions in Mexico. *Revista Argentina de Microbiología*, 52(4), 288-292.
- Soria, C., Mozo, G., Camaño, C., Saldaño, B., López, E., Malandrini, J., y Soria, J. (2010). Aislamiento de Larvas de *Trichinella* spp. en Pecarí (*Tayassu tajacu*) de Icaño, Departamento La Paz, Catamarca. *Revista Electrónica Iberoamericana de Educación en Ciencias y Tecnología*, 2(1), 153-163.
- Talice, R.V. (1943). ¿Constituye la triquinosis un problema médico – higiénico en el Uruguay?. *Archivos Uruguayos de Medicina Cirugía y Especialidades*, 23(6), 535-553.
- Talice, R.V., y Fiandra, O.A. (1943). Primeros hallazgos en el Uruguay de triquinas en cadáveres humanos. *Archivos Uruguayos de Medicina Cirugía y Especialidades*, 23(6), 521-534.

- Uruguay Presidencia. (2017). *Cien ejemplares de una especie animal en peligro de extinción fueron devueltos a su medio*. Recuperado de <https://www.gub.uy/presidencia/comunicacion/noticias/cien-ejemplares-especie-animal-peligro-extincion-fueron-devueltos-su-medio#:~:text=La%20especie%20Pecari%20tajacu%2C%20com%C3%BAnmente,especies%20prioritarias%20para%20la%20conservaci%C3%B3n>
- Vafae, A., Karimi, A., Olfatifar, M., Madeira, L.M., Foroutan, M., Karim, M.R., ... Ketzis, J.K. (2022). Global prevalence of *Trichinella* in pigs: A systematic review and meta-analysis. *Veterinary Medicine and Science*, 8(6), 2466-2481.
- Vignau, M.L., Venturini, L.M., Romero, J.R., Eiras, D.F., y Basso, W.U. (2005). *Parasitología práctica y modelos de enfermedades parasitarias en los animales domésticos*. La Plata: Universidad Nacional de la Plata.
- Villamil, J., Krivokapich, S., y Ribicich, M. (2013) Análisis epidemiológico de trichinellosis en humanos y jabalíes del Departamento de Utracán, La Pampa, Argentina. *Revista Argentina de Zoonosis y Enfermedades Infecciosas Emergentes*, 8(2), 16-19.
- Winter, M. (2019). *Evaluación del rol de los jabalíes y roedores en el ciclo silvestre de Trichinella spp. en el noreste de Patagonia* (Tesis doctoral). Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad de Buenos Aires.
- Wolffhügel, K. (1916) El primer hallazgo de la Triquina *Trichinella spiralis* (Owen) en Sud América. *Revista de Medicina Veterinaria*, 1(5), 173-174.
- Wu, Z., Sofronic-Milosavljevic, L., Nagano, I., y Takahashi, Y. (2008). *Trichinella spiralis*: nurse cell formation with emphasis on analogy to muscle cell repair. *Parasites & Vectors*, 1(27), 27.
- Zarlenga, D., Thompson, P., y Pozio, E. (2020). *Trichinella* species and genotypes. *Research in Veterinary Science*, 133, 289-296.

## 11. ANEXOS

### 11.1. Anexo I – Manual del kit de ELISA utilizado



#### **Pig Trichinella antibody(IgG) ELISA Kit**

Catalog Number. CSB-E15020p

For the qualitative determination of pig trichinella antibody(IgG) concentrations in serum.

This package insert must be read in its entirety before using this product.

#### If You Have Problems

#### Technical Service Contact information

Phone: 86-27-87582341

Fax: 86-27-87196150

Email: [tech@cusabio.com](mailto:tech@cusabio.com)

Web: [www.cusabio.com](http://www.cusabio.com)

In order to obtain higher efficiency service, please ready to supply the lot number of the kit to us (found on the outside of the box).

#### PRINCIPLE OF THE ASSAY

This assay employs the qualitative enzyme immunoassay technique. The microtiter plate provided in this kit has been pre-coated with antigen. Samples are pipetted into the wells. Any antibodies specific for the antigen present will bind to the pre-coated antigen. Then add Horseradish Peroxidase (HRP) conjugated anti-pig IgG and incubated. Following a wash to remove any unbound reagent, a substrate solution is added to the wells and color develops in proportion to the amount of pig trichinella antibody (IgG) bound in the initial step. The color development is stopped and the intensity of the color is measured.

#### SPECIFICITY

This assay has high sensitivity and excellent specificity for detection of pig trichinella antibody (IgG). No significant cross-reactivity or interference between pig trichinella antibody (IgG) and analogues was observed.

**Note:** Limited by current skills and knowledge, it is impossible for us to complete the cross-reactivity detection between pig trichinella antibody (IgG) and all the analogues, therefore, cross reaction may still exist.

## PRECISION

**Intra-assay Precision (Precision within an assay): CV%<15%**

Three samples of known concentration were tested twenty times on one plate to assess.

**Inter-assay Precision (Precision between assays): CV%<15%**

Three samples of known concentration were tested in twenty assays to assess.

## LIMITATIONS OF THE PROCEDURE

- **FOR RESEARCH USE ONLY. NOT FOR USE IN DIAGNOSTIC PROCEDURES.**
- The kit should not be used beyond the expiration date on the kit label.
- Do not mix or substitute reagents with those from other lots or sources.
- Any variation in operator, pipetting technique, washing technique, incubation time or temperature, and kit age can cause variation in binding.
- This assay is designed to eliminate interference by soluble receptors, binding proteins, and other factors present in biological samples. Until all factors have been tested in the Immunoassay, the possibility of interference cannot be excluded.

## MATERIALS PROVIDED

Reagents	Quantity
Coated assay plate	1(96 wells)
Negative Control	1 x 1 ml
Positive Control	1 x 1 ml
Sample Diluent	2 x 50 ml
HRP-conjugate	1 x 6 ml
Wash Buffer(10 x concentrate)	2 x 50 ml
Substrate A	1 x 15 ml
Substrate B	1 x 15 ml
Stop Solution	1 x 15 ml
Adhesive Strip (For 96 wells)	4
Instruction manual	1

## STORAGE

Unopened kit	Store at 2 - 8°C. Do not use the kit beyond the expiration date.
Opened kit	May be stored for up to one month at 2 - 8° C.

\*Provided this is within the expiration date of the kit.

#### OTHER SUPPLIES REQUIRED

- Microplate reader capable of measuring absorbance at 450 nm, with the correction wavelength set at 630 nm.
- An incubator which can provide stable incubation conditions up to 37°C±0.5°C.
- Squir bottle, manifold dispenser, or automated microplate washer.
- Absorbent paper for blotting the microtiter plate.
- 100ml and 500ml graduated cylinders.
- Deionized or distilled water.
- Pipettes and pipette tips.
- Test tubes for dilution.

#### PRECAUTIONS

The Stop Solution provided with this kit is an acid solution. Wear eye, hand, face, and clothing protection when using this material.

#### SAMPLE COLLECTION AND STORAGE

- **Serum** Use a serum separator tube (SST) and allow samples to clot for two hours at room temperature or overnight at 4°C before centrifugation for 15 minutes at 1000 xg. Remove serum and assay immediately or aliquot and store samples at -20°C or -80°C. Avoid repeated freeze-thaw cycles.

#### SAMPLE PREPARATION

Dilute the serum samples with Sample Diluent(1:100) before test. The suggested 100-fold dilution can be achieved by adding 10µl sample to 40µl of Sample Diluent. Complete the 100-fold dilution by adding 15µl of this solution to 285µl of Sample Diluent.

#### **Note:**

1. CUSABIO is only responsible for the kit itself, but not for the samples consumed during the assay. The user should calculate the possible amount of the samples used in the whole test. Please reserve sufficient samples in advance.
2. Samples to be used within 5 days may be stored at 2-8°C, otherwise samples must be stored at -20°C (≤1month) or -80°C (≤2month) to avoid loss of bioactivity and contamination.
3. Grossly hemolyzed samples are not suitable for use in this assay.
4. If the samples are not indicated in the manual, a preliminary experiment to determine the validity of the kit is necessary.
5. Fresh samples without long time storage are recommended for the test. Otherwise, protein degradation and denaturalization may occur in those samples and finally lead to wrong results.

## REAGENT PREPARATION

### Note:

- Kindly use graduated containers to prepare the reagent. Please don't prepare the reagent directly in the Diluent vials provided in the kit.
- Bring all reagents to room temperature (18-25°C) before use for 30min.
- Distilled water is recommended to be used to make the preparation for reagents. Contaminated water or container for reagent preparation will influence the detection result.

**Wash Buffer(1x)**- If crystals have formed in the concentrate, warm up to room temperature and mix gently until the crystals have completely dissolved. Dilute 100 ml of Wash Buffer Concentrate (10 x) into deionized or distilled water to prepare 1000 ml of Wash Buffer (1 x).

## ASSAY PROCEDURE

Bring all reagents and samples to room temperature before use. Centrifuge the sample again after thawing before the assay. It is recommended that all samples and controls be assayed in duplicate.

1. Prepare all reagents, and samples as directed in the previous sections.
2. Refer to the Assay Layout Sheet to determine the number of wells to be used and put any remaining wells and the desiccant back into the pouch and seal the ziploc, store unused wells at 4°C.
3. Add 100µl of **Negative Control**, **Positive Control**. Controls need test in duplicate.
4. Add 100µl of **diluted Sample** to Sample wells.
5. Cover with the adhesive strip provided. Incubate for 30 minutes at 37°C.
  
6. Aspirate each well and wash, repeating the process two times for a total of **three washes**. Wash by filling each well with Wash Buffer (250µl) using a squirt bottle, multi-channel pipette, manifold dispenser, or autowasher, and let it stand for one minute, complete removal of liquid at each step is essential to good performance. After the last wash, remove any remaining Wash Buffer by aspirating or decanting. Invert the plate and blot it against clean paper towels.
7. Add 50µl of **HRP-conjugate** to each well. Cover the microtiter plate with the adhesive strip. Incubate for 30 minutes at 37°C.
8. Repeat the aspiration/wash process for **three times** as in step 6.
9. According to the required amount, take equal **Substrate A** and **Substrate B** and mix well, then add 100µl mixed substrate to each well; Cover with the adhesive strip provided and incubate for 10 minutes at 37 °C. Protect from light.
10. Add 50µl of **Stop Solution** to each well, gently tap the plate to ensure thorough mixing.
11. Determine the optical density of each well within 10 minutes, using a microplate reader set to 450 nm.

**\*Samples may require dilution. Please refer to Sample Preparation section.**

Note:

1. The final experimental results will be closely related to validity of the products, operation skills of the end users and the experimental environments.
2. Samples or reagents addition: Please carefully add samples to wells and mix gently to avoid foaming. Do not touch the well wall as possible. For each step in the procedure, total dispensing time for addition of reagents or samples to the assay plate should not exceed 3 minutes. This will ensure equal elapsed time for each pipetting step, without interruption. Duplication of all specimens, although not required, is recommended. To avoid cross-contamination, change pipette tips between sample additions, and between reagent additions. Also, use separate reservoirs for each reagent.
3. Incubation: To ensure accurate results, proper adhesion of plate sealers during incubation steps is necessary. Do not allow wells to sit uncovered for extended periods between incubation steps. Once reagents have been added to the well strips, DO NOT let the strips DRY at any time during the assay. Incubation time and temperature must be observed.
4. Washing: The wash procedure is critical. Complete removal of liquid at each step is essential to good performance. After the last wash, remove any remaining Wash Solution by aspirating or decanting and remove any drop of water and fingerprint on the bottom of the plate. Insufficient washing will result in poor precision and falsely elevated absorbance reading. When using an automated plate washer, adding a 1 minutes soak period following the addition of wash buffer, and/or rotating the plate 180 degrees between wash steps may improve assay precision.
5. Controlling of reaction time: Observe the change of color after adding TMB Substrate (e.g. observation once every 10 minutes), TMB Substrate should change from colorless or light blue to gradations of blue. If the color is too deep, add Stop Solution in advance to avoid excessively strong reaction which will result in inaccurate absorbance reading.
6. TMB Substrate is easily contaminated. TMB Substrate should remain colorless or light blue until added to the plate. Please protect it from light.
7. Stop Solution should be added to the plate in the same order as the TMB Substrate. The color developed in the wells will turn from blue to yellow upon addition of the Stop Solution. Wells that are green in color indicate that the Stop Solution has not mixed thoroughly with the TMB Substrate.

## CALCULATION OF RESULTS

For calculation the valence of pig trichinella antibody (IgG), compare the sample well with control.

Negative Control OD values must no more than 0.20. Positive Control OD Values must no less than 0.50.

If  $OD_{negative} < 0.08$ , calculate it as 0.08.

- While  $OD_{sample} / OD_{negative} \geq 2.1$ : Positive
- While  $OD_{sample} / OD_{negative} < 2.1$ : Negative