

**Universidad de Buenos Aires**  
**Facultad de Ciencias Veterinarias**

**Evaluación del rol de los jabalíes y roedores en el  
ciclo silvestre de *Trichinella* spp. en el noreste de Patagonia**

**Área:** Parasitología

**Lugar:** Universidad Nacional de Río Negro,  
Centro de Investigaciones y Transferencia Río Negro (CONICET-UNRN)

**Autor:** Marina Winter

**Director:** Dra. M Mabel Ribicich

**Codirector:** Dr. Diego E Birochio

**2019**

## **Agradecimientos**

A mi directora, Mabel, por brindarme las herramientas y palabras necesarias para continuar mi camino.

A la Universidad Nacional de Río Negro por brindarme el espacio y la infraestructura donde desarrollar mi trabajo.

A la Universidad de Buenos Aires y la Universidad Nacional de Río Negro por el otorgamiento de subsidios que facilitaron la realización de este trabajo. Al Consejo Nacional de Investigaciones Científicas y Técnicas (CONICET), por otorgarme la Beca Doctoral con la cual realicé esta tesis.

A la Unidad Regional de Epidemiología y Salud Ambiental Zona Atlántica del Ministerio de Salud de la Provincia de Río Negro, en especial a Nely, María José, Mercedes, Sergio y Agustín. A la Unidad Regional de Epidemiología y Salud Ambiental Zona Andina, en especial a Eduardo Herrero, por darme a disposición el uso de las trampas para captura de roedores.

A la Secretaría de Ambiente y Desarrollo Sustentable de la Provincia de Río Negro y a la Dirección de Flora y Fauna de la Provincia de Buenos Aires.

Al Servicio Nacional de Sanidad y Calidad Agroalimentaria (SENASA), especialmente a Andrea Marcos y Ricardo Veneroni por su colaboración.

A Mariana Pasqualetti, Fernando Fariña y Mariano Ercole, por su valiosa ayuda.

A Mauricio Failla por su valiosa ayuda en las tareas de campo y sus palabras motivacionales.

A Sergio por su valiosa ayuda, por las fotos y por permitirme aprender de su experiencia. Por estar y ser parte.

A mi mamá y a mi papá, a Jose, Esteban, Euge, Feli y Manu, porque me acompañan, me aconsejan y me quieren.

# Índice

<b>ÍNDICE DE FIGURAS.....</b>	<b>4</b>
<b>ÍNDICE DE TABLAS .....</b>	<b>6</b>
<b>ABREVIATURAS .....</b>	<b>7</b>
<b>RESUMEN.....</b>	<b>8</b>
<b>ABSTRACT .....</b>	<b>11</b>
<b>1. INTRODUCCIÓN .....</b>	<b>13</b>
1.1 <i>TRICHINELLA</i> SPP. Y TRICHINELLOSIS.....	13
1.2 <i>SUS SCROFA</i> .....	23
1.3 ROEDORES Y OTROS VERTEBRADOS SILVESTRES.....	26
<b>2. HIPÓTESIS Y OBJETIVOS .....</b>	<b>29</b>
2.1 HIPÓTESIS.....	29
2.2 OBJETIVO GENERAL .....	29
2.3 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	29
<b>3. MATERIALES Y MÉTODOS .....</b>	<b>30</b>
3.1 ÉTICA.....	30
3.2 ÁREA DE ESTUDIO: ESTE DE LA PATAGONIA NORTE ARGENTINA .....	31
3.3 JABALÍ ( <i>SUS SCROFA</i> ) .....	33
3.3.1 OBTENCIÓN Y TOMA DE MUESTRAS .....	33
3.3.2 ANÁLISIS DE CONTENIDO ESTOMACAL DE <i>SUS SCROFA</i> .....	34
3.4 ROEDORES SILVESTRES .....	35
3.4.1 DISEÑO Y SITIOS DE MUESTREO .....	36
3.4.2 CARACTERÍSTICAS DE LOS SITIOS DE MUESTREO .....	37
3.4.3 TOMA DE MUESTRAS .....	41
3.5 OTROS MAMÍFEROS, AVES Y REPTILES.....	43
3.5.1 TOMA DE MUESTRAS .....	43

3.6 MÉTODOS DE DETECCIÓN DE <i>TRICHINELLA</i> SPP.....	44
3.6.1 MÉTODO DIRECTO: DIGESTIÓN ARTIFICIAL.....	44
3.6.2 MÉTODO INDIRECTO: ELISA.....	46
3.6.2.1 SUERO.....	46
3.6.2.2 JUGO MUSCULAR.....	46
3.7 ANÁLISIS ESTADÍSTICO Y CONSTRUCCIÓN DE MAPAS.....	47
<b>4. RESULTADOS.....</b>	<b>47</b>
4.1 <i>SUS SCROFA</i> .....	47
4.1.1 DIGESTIÓN ARTIFICIAL.....	47
4.1.2 MÉTODOS INDIRECTOS.....	49
4.1.3 CONTENIDO ESTOMACAL.....	51
4.2 ROEDORES SILVESTRES.....	53
4.3 OTROS MAMÍFEROS, AVES Y REPTILES.....	58
<b>5. DISCUSIÓN.....</b>	<b>65</b>
<b>6. RED DE OBTENCIÓN Y CONSUMO DE JABALÍ EN LA PROVINCIA DE RÍO NEGRO.....</b>	<b>76</b>
<b>7. DIVULGACIÓN Y PREVENCIÓN DE LA TRICHINELLOSIS.....</b>	<b>81</b>
<b>8. CONCLUSIONES.....</b>	<b>83</b>
<b>9. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....</b>	<b>84</b>

## Índice de Figuras

Figura 1. Larvas L1 de <i>Trichinella</i> spp. ....	15
Figura 2. Esquema del ciclo biológico de <i>Trichinella</i> spp. ....	21
Figura 3. Área de estudio: noreste de la Patagonia.....	32
Figura 4. Torneo de caza de jabalí de Río Colorado.....	34

Figura 5. Estómagos de jabalí muestreados. ....	35
Figura 6. Sitios de captura (A, B, C) de captura y remoción de roedores. ....	36
Figura 7. Fisonomía del sitio A de captura y remoción de roedores silvestres. ....	37
Figura 8. Fisonomía del sitio B de captura y remoción de roedores silvestres. ....	39
Figura 9. Fisonomía del sitio C de captura y remoción de roedores silvestres. ....	40
Figura 10. Colocación de trampas tipo Sherman para captura y remoción de roedores silvestres. ....	42
Figura 11. Tejido muscular esquelético (diafragma); equipamiento para realizar DA. .	45
Figura 12. Sueros (de diferente calidad) obtenidos a partir de las muestras sanguíneas de jabalí. ....	46
Figura 13. Distribución de los sitios de captura de 508 jabalíes ( <i>Sus scrofa</i> ) analizados por DA. ....	48
Figura 14. Distribución del número de muestras de jabalí recolectadas por mes y año. ....	48
Figura 15. Distribución de los sitios de captura de 508 jabalíes ( <i>Sus scrofa</i> ) analizados por DA y puntos de caza de los jabalíes positivos a la presencia de anticuerpos anti- <i>Trichinella</i> . ....	50
Figura 16. Toma de muestras y análisis de contenido estomacal de jabalíes. ....	51
Figura 17. Especies de roedores silvestres capturadas. ....	56
Figura 18. Distribución de los mamíferos -excepto jabalíes y roedores-, aves y reptiles muestreados y analizados por DA. ....	60
Figura 19. Distribución de mamíferos -excepto jabalíes y roedores-, aves y reptiles muestreados y analizados por mes y año. ....	61
Figura 20. Mamíferos hallados muertos por atropellamiento, muestreados y analizados por DA. ....	62
Figura 21. Aves y reptiles hallados muertos por atropellamiento, muestreados y analizados por DA. ....	63

Figura 22. Distribución de las 832 muestras tomadas y analizadas por DA con resultado negativo y jabalíes positivos a la presencia de anticuerpos anti- <i>Trichinella</i> spp.....	64
Figura 23. Esquema de la red de obtención y consumo de jabalí en el noreste de la provincia de Rio Negro. ....	80
Figura 24. Folleto "Trichinellosis" diseñado en el marco de actividades de extensión, voluntariado y vinculación con el objetivo de promover la prevención de la enfermedad; mural en el patio del CEM n°79, San Javier y actividades prácticas para escuelas de educación inicial. ....	82

## Índice de Tablas

Tabla 1. Especies y genotipos de <i>Trichinella</i> descriptos hasta la actualidad, principales hospedadores y capacidad de generar infecciones en el hombre. ....	15
Tabla 2. Especies de <i>Trichinella</i> halladas y registradas en Argentina. ....	19
Tabla 3. Distribución por rango etario, sexo y peso promedio de los jabalíes muestreados y analizados.....	49
Tabla 4. Número de muestras analizadas por métodos indirectos (n), positivos (+), tasa de prevalencia observada (%), valores de DO obtenidos en los jabalíes positivos, PP. ....	50
Tabla 5. Frecuencia de aparición y volumen de los ítems vegetal, animal y material inorgánico de los estómagos analizados.....	52
Tabla 6. Ítems alimentarios de jabalí surgidos a partir de entrevistas a cazadores de la región noreste de la Patagonia argentina.....	53
Tabla 7. Nombres específico y vulgar de las especies capturadas y analizadas.....	54

Tabla 8. Número de individuos capturados por especie, sexo y descripción morfométrica. .....	54
Tabla 9. Número de individuos capturados por especie, año y sitio de muestreo. ....	55
Tabla 10. Abundancia relativa por especie y por sitio. ....	57
Tabla 11. Descripción de las campañas de captura y remoción.....	57
Tabla 12. Especies muestreadas y analizadas por DA. ....	58
Tabla 13. Resultados de la encuesta: Consumo de jabalí en la provincia de Río Negro. .....	76

## Abreviaturas

C: carnívoro

Cr: carroñero

Cz: cazador

DA: digestión artificial

DO: densidad óptica

EA: envergadura alar

ELISA: Enzyme-Linked Immuno Sorbent Assay

Fr: frecuencia

g: gramo

h: hora

ha: hectárea

HR: humedad relativa

IgG: inmunoglobulina G

L1: primer estadio inmaduro

L2: segundo estadio inmaduro

L3: tercer estadio inmaduro

L4: cuarto estadio inmaduro

LC: largo de cola

LCC: largo cabeza-cola

LO: largo máximo oreja

LPC: largo pico-cola

LPG: larva por gramo

LPP: largo pata posterior

LRN: larva recién nacida

LT: largo total

Ma: millones de años

min: minutos

ml: mililitros

mm: milímetro

µm: micra

O: omnívoro

p.i: posinfección

Pp: peso promedio

PP: porcentaje de positividad

sd: sin datos

T: temperatura

TS: éxito de captura

## Resumen

El género *Trichinella* está constituido por 9 especies y 4 genotipos, morfológicamente indistinguibles y potencialmente zoonóticas. Se distribuyen en un amplio rango de hospedadores que incluye mamíferos, aves y reptiles. *Trichinella* spp. se caracterizan por desarrollar dos generaciones en el mismo hospedador para completar su ciclo de vida, denominado autoheteroxeno. La infección con *Trichinella* spp. se transmite únicamente por el consumo de carne infectada, y se desarrolla del mismo modo en todos

los hospedadores. Se identifica un ciclo doméstico (rural o urbano) que depende del manejo de la producción porcina y un ciclo silvestre que se mantiene paralelamente por hábitos carnívoros, carroñeros y caníbales entre especies de vida libre. Las *Trichinella* spp. presentan un metabolismo anaeróbico que permite su supervivencia en tejido muscular en descomposición y en músculos congelados de mamíferos carnívoros durante largos períodos de tiempo. En este sentido, las especies silvestres son una de las principales vías de diseminación y es entre la fauna silvestre (principalmente los mesocarnívoros de la Familia Canidae) donde se sostiene la biomasa del parásito. En Argentina, hasta el presente, se han registrado 4 especies del género *Trichinella*: *T. spiralis*, *T. patagoniensis*, *T. pseudospiralis* y *T. britovi*. Si bien, en los últimos años el número de estudios de vigilancia en especies silvestre ha aumentado, aún existen regiones con ausencia de estudios a gran escala. Los objetivos del presente trabajo fueron: elaborar un mapa de distribución y prevalencia de *Trichinella* spp. en la región noreste de Patagonia, establecer el posible ciclo silvestre de *Trichinella* spp. en la región noreste de Patagonia, definiendo el rol del jabalí (*Sus scrofa*) y de los roedores en la transmisión de *Trichinella* spp. en la zona de estudio, la tipificación de larvas de *Trichinella* spp. ante la aparición de diagnósticos positivos y estudiar la posible vinculación entre la composición de la dieta de *Sus scrofa* y su rol como transmisor de *Trichinella* spp.

Para alcanzar los objetivos, entre 2014 y 2019 se recolectaron muestras de tejido muscular de jabalí a partir del contacto con cazadores y torneos de caza. Paralelamente, se tomaron muestras musculares de diversas especies silvestres (incluyendo mamíferos, aves y reptiles) de ejemplares que se hallaron sin vida sobre rutas nacionales, provinciales y caminos rurales dentro del área de estudio; y entre 2016 y 2018 se realizaron 12 sesiones de captura y remoción de roedores silvestres. Las muestras fueron analizadas por el método de digestión artificial (DA). Se digirieron entre 10 y 40 gramos de músculo principalmente de diafragma (jabalí) y miembros (otros mamíferos, aves y reptiles) o la carcasa completa (roedores).

Se muestrearon y analizaron en total 832 individuos pertenecientes a 32 especies con resultado negativo a la presencia de *Trichinella* spp. Entre los mamíferos: 508 *Sus scrofa*, 174 roedores silvestres de 8 especies pertenecientes a la Familia Muridae y Cricetidae, 35 *Lycalopex gymnocercus*, 19 *Chaetophractus villosus*, 15 *Didelphis albiventris*, 13 *Galictis cuja*, 11 *Leopardus geoffroyi*, 9 *Puma concolor*, 2 *Myocastor coipo*, 1 *Neovison vison*, 1 *Conepatus chinga*, 1 *Tursiops truncatus*. Aves: 9 *Tyto alba*, 9 *Athene cunicularia*, 4 *Larus dominicanus*, 2 *Buteo polysoma*, 2 *Guira guira*, 2 *Asio flammeus*, 2 *Bubo virginianus*, 2 *Milvago chimango*, 1 *Polyborus plancus*, 1 *Macronectes giganteus*, 1 *Cathartes aura*, 1 *Falco sparverius*, 1 *Sterna hirudinacea*. Reptiles: 9

*Philodryas patagoniensis*. Así también, se analizó el contenido estomacal de 11 jabalíes, en los cuales se identificaron 6 ítems alimenticios de origen vegetal (gramíneas y hierbas/subarbustos/arbustos) y de origen animal (larvas de insectos y puparios; pelos; tejido indiferenciado).

El análisis del contenido estomacal coincide con otras investigaciones que afirman que los jabalíes tienen una preferencia hacia el consumo de materia vegetal. La ausencia de jabalíes positivos a la presencia de *Trichinella* spp. por digestión artificial, coincide con investigaciones de diversos autores alrededor del mundo. En Argentina, los resultados presentados contrastan con las prevalencias reportadas en la población de jabalíes principalmente del oeste de la Patagonia norte. Esta diferencia podría ser la consecuencia combinada de factores ambientales, de la variación en la disponibilidad de alimento vegetal (áreas cultivadas) y de la disposición de las carcasas producto de la actividad cinegética en la región en estudio. Complementariamente a los objetivos de esta tesis, se obtuvieron y analizaron mediante ELISA 125 sueros y 304 jugos musculares de jabalíes de vida libre. Se detectaron anticuerpos anti-*Trichinella* spp. en 3/125 sueros (2,4%; IC 95% 0,42-4,38) y en 5/304 jugos musculares (1,64%; IC 95% 0-3,24). El método de DA tiene una sensibilidad de 1-3 larva por gramo, mientras que los métodos indirectos resultan positivos (en infecciones con valores de anticuerpos equivalentes a) con hasta 0,01 larva por gramo. En este sentido, podría ocurrir que entre los jabalíes de vida libre que habitan la región de la Patagonia noreste, *Trichinella* spp. circulen con cargas muy bajas.

De acuerdo a los resultados, no se pudo demostrar que los roedores silvestres participan del ciclo silvestre de *Trichinella* spp. en el área estudiada.

Por primera vez en América del Sur se realizó un estudio de vigilancia activa de *Trichinella* spp. que incluya el muestreo de aves y reptiles.

Los resultados obtenidos sugieren que en la Patagonia noreste la tasa de infección con *Trichinella* spp. es muy baja entre las especies silvestres analizadas. No obstante, la aparición repentina de focos que caracteriza al género *Trichinella*, justifica la necesidad de sostener planes de acción desde una perspectiva de salud pública, que considere: vigilancia activa en fauna silvestre, control de los programas sanitarios existentes en animales domésticos y programas de concientización dirigidos a productores, cazadores, consumidores, responsables políticos y público en general.

## Abstract

The genus *Trichinella* consists of 9 species and 4 genotypes. Parasites of the genus *Trichinella* are morphologically indistinguishable and potentially zoonotic. They are distributed in a wide range of hosts that includes mammals, birds and reptiles. *Trichinella* spp. are characterized by developing two generations in the same host to complete its biological cycle, autoheteroxen. Infection with *Trichinella* spp. is transmitted only by the consumption of infected meat, and develops in the same way in all hosts. A domestic cycle (rural or urban) is identified that depends on the management of pig production and a wild cycle that is maintained in parallel thanks to carnivorousness, scavenging and cannibalism among species of free life. *Trichinella* spp. have an anaerobic metabolism that allows the survival in decaying muscle tissue and in frozen muscles of carnivorous mammals for long periods of time. Scavenging is one of the main ways of dissemination and it is among the wildlife (mainly the mesocarnivores of the Canidae Family) where the parasite biomass is sustained. In Argentina, until the present, 4 species have been recorded: *T. spiralis*, *T. patagoniensis*, *T. pseudospiralis* and *T. britovi*. Although, in recent years the number of surveillance studies in wild species has increased, there are still regions with no large-scale studies. The aims of the present study were to elaborate a distribution and prevalence map of *Trichinella* spp., establish the possible wild cycle of *Trichinella* spp. in the northeastern region of Patagonia, defining the role of wild boar (*Sus scrofa*) and rodents in the transmission of *Trichinella* spp. in the study area, the genotyping of larvae of *Trichinella* spp. before the appearance of positive diagnoses and study the possible relationship between the composition of the *Sus scrofa* diet and its role as a transmitter of *Trichinella* spp.

To achieve the aims, samples of wild boar muscle tissue were collected between 2014 and 2019 from contact with hunters and hunting tournaments. At the same time, muscle samples were taken from various wild species (including mammals, birds and reptiles) and between 2016 and 2018, 12 sessions of capture and removal of wild rodents were carried out. The samples were analyzed by the artificial digestion (AD) method. Between 10 and 40 grams of mainly diaphragm muscle (wild boar), limbs (other mammals, birds and reptiles) or the entire carcass (rodents) were digested.

A total of 832 individuals from 32 species were sampled and analyzed with a negative result in the presence of *Trichinella* spp. Mammals: 508 *Sus scrofa*, 174 wild rodents of 8 species belonging to Muridae and Cricetidae family, 35 *Lycalopex gymnocercus*, 19 *Chaetophractus villosus*, 15 *Didelphis albiventris*, 13 *Galictis cuja*, 11 *Leopardus geoffroyi*, 9 *Puma concolor*, 2 *Myocastor coipo*, 1 *Neovison vison*, 1 *Conepatus chinga*,

1 *Tursiops truncatus*. Aves: 9 *Tyto alba*, 9 *Athene cunicularia*, 4 *Larus dominicanus*, 2 *Buteo polysoma*, 2 *Guira guira*, 2 *Asio flammeus*, 2 *Bubo virginianus*, 2 *Milvago chimango*, 1 *Polyborus plancus*, 1 *Macronectes giganteus*, 1 *Cathartes aura*, 1 *Falco sparverius*, 1 *Sterna hirudinacea*. Reptiles: 9 *Philodryas patagoniensis*. Also, the content of 11 wild boar stomach were analyzed, in which 6 food items of plant origin (grasses and herbs/sub-bushes/shrubs) and animal origin (insects, hairs, undifferentiated tissue) were identified.

The analysis of stomach contents coincides with other research that states that wild boars have a preference towards the consumption of plant matter. The absence of wild boars positive to the presence of *Trichinella* spp. by artificial digestion, coincides with research by several authors around the world. In Argentina, the results presented contrast with the prevalence reported in the population of wild boars, mainly from the west of northern Patagonia. This difference could be the combined consequence of environmental factors, of the variation in the availability of plant food (cultivated areas) and of human practices in the discarding of corpses in relation to hunting activity. In addition to the aims of this study, 125 wild boar sera and 304 wild boar muscle juices were obtained and analyzed by indirect methods (ELISA). Antibodies against *Trichinella* spp. were detected in 3/125 sera (2.4%; 95% CI 0.42-4.38) and in 5/304 (1.64%; 95% CI 0-3.24) muscle juices. The difference between direct and indirect methods could be explained by their relative sensitivity: 1-3 larva per gram for the AD method and (antibody to values equivalent to) 0.01 larva per gram for the indirect method. Also, it could happen that among the free-living wild boars that inhabit the northeastern of Patagonia *Trichinella* spp. circulate with a very low parasitic loads.

According to the results, it could not be demonstrated that wild rodents participate in the wild cycle of *Trichinella* spp. in the studied area.

For the first time in South America an active surveillance study of *Trichinella* spp. that includes birds and reptiles.

The negative results obtained suggest that, in northeast Patagonia, the infection rate with *Trichinella* spp. it is very low among the wild species analyzed. However, the sudden emergence of foci that describes this parasite justifies the need to sustain action plans from a public health perspective, which considers: active surveillance in wildlife, control of existing health programs in domestic animals and programs of awareness aimed at producers, hunters, consumers, policy makers and the general public.

# 1. Introducción

## 1.1 Trichinella spp. y trichinellosis

Nematodos del género *Trichinella* spp. fueron hallados por primera vez en 1835 durante la autopsia de una mujer de origen italiano en el Reino Unido por Jim Paget y descritos por el naturalista Richard Owen, quien los llamo *Trichina spiralis*. Entre los años 1850 y 1870, Rudolf Virchow, Friedrich Zenker y Rudolf Leukart, describieron el ciclo de vida de la especie y demostraron su patogenicidad para el hombre, lo que contribuyó a incrementar el interés científico y médico en la especie. En 1895, Railliet reemplazó el nombre *Trichina spiralis* por el de *Trichinella spiralis*, corrigiendo la homonimia de Owen (Campbell, 1983; Murell y Pozio, 2011). Después de su descubrimiento y por más de 130 años, *Trichinella spiralis*, fue considerada la única especie del género (Dick, 1983). La sustancial variabilidad biológica hallada entre organismos aislados de diferentes hospedadores y en diversas regiones del mundo y el gran número de infecciones humanas debidas al consumo de productos derivados de porcinos domésticos impulsó la continuidad de su estudio (Campbell, 1983). En 1972, fueron descritas tres nuevas especies: *T. nativa*, *T. nelsoni* y *T. pseudospiralis* (Britov y Boev, 1972; Garkavi, 1972). En 1992, una revisión taxonómica del género, agregó una nueva especie, que se denominó *T. britovi*, y tres genotipos a los que se les asignó la identificación T5, T6 y T8 (Pozio y col., 1992). Durante los últimos 15 años, el número de investigaciones se incrementó en diferentes regiones del mundo. El hallazgo de nuevos hospedadores involucrados en el ciclo de vida y el avance de las técnicas de identificación molecular, permitió la descripción de cuatro nuevas especies: *T. murrelli*, *T. papuae*, *T. zimbabwensis* y *T. patagoniensis* y dos nuevos genotipos: T9 y T13 (Pozio y Zarlenga, 2005; Krivokapich y col., 2012a; Sharma y col., 2019).

Se reconoce que la divergencia del género *Trichinella* de la especie *Trichuris suis*, considerada su antecesor común más cercano, habría ocurrido hace 218 millones de años (divergencia de Trichuridae y Trichinellidae aproximadamente 250-300 millones de años) (Pozio y Zarlenga, 2013). Luego, entre 15 y 28 Ma atrás, habría comenzado la diversificación del género (Korhonen y col., 2016). En la actualidad, el género *Trichinella* comprende 9 especies y 4 genotipos agrupados en dos clados: uno constituido por las especies que desarrollan una cápsula en el tejido muscular del hospedador (clado encapsulado) y otro constituido por las especies que no forman cápsula (clado no encapsulado) (Zarlenga y col., 2006, Pozio y col., 2009) (Tabla 1).

## Dominio Eukarya

## Clado Opisthokonta

## Reino Animalia

## Subreino Metazoa

## Phylum Nematoda

## Clase Enoplea (Aphasmeida)

## Subclase Enoplia

## Orden Trichurida

## Superfamilia Trichinelloidea

## Familia Trichinellidae

Género *Trichinella*

El género *Trichinella* es monofilético (Zarlenga y col., 2006; Krivokapich y col., 2008), todas sus especies son morfológicamente indistinguibles (Dick, 1983; Lichtenfels y col., 1983; Pozio y col., 1992) (Figura 1) y potencialmente zoonóticas (Pozio y Zarlenga, 2013). Es capaz de parasitar vertebrados de las Clases Mammalia, Aves y Reptilia, construyendo ciclos domésticos y silvestres (Pozio, 2007). Las especies encapsuladas se desarrollan solo en el músculo esquelético de mamíferos, mientras que entre las especies no encapsuladas *T. pseudospiralis* completa su ciclo de vida naturalmente en mamíferos y aves; y tanto, *T. papuae* como *T. zimbabwensis*, incluyen entre sus hospedadores especies de mamíferos y reptiles (Tabla 1) (Kapel y Gamble, 2000; Nöckler y col., 2005).

Figura 1. Larvas L1 de *Trichinella* spp.

Flecha marcando esticosoma. Foto: M Pasqualetti

Tabla 1. Especies y genotipos de *Trichinella* descritos hasta la actualidad, principales hospedadores y capacidad de generar infecciones en el hombre.

Clado ENCAPSULADO	Primera descripción	Principales hospedadores naturales		Casos humanos
		Mamíferos (37.5–40 °C)		
<b><i>T. spiralis</i></b> T1	Owen, 1835	Porcinos domésticos y silvestres (jabalí), carnívoros terrestres y marinos (lobo marino), roedores, caballos y armadillos		si
<i>T. nativa</i> T2	Britov y Boev, 1972	Carnívoros terrestres (oso, zorro) y marinos (morsa), porcinos domésticos y silvestres (jabalí)		si
<b><i>T. britovi</i></b> T3	Pozio y col., 1992	Carnívoros terrestres, porcinos silvestres (jabalí)		si

<i>T. murrelli</i> T5	Pozio y La Rosa, 2000	Carnívoros terrestres (oso negro, mapache, gato montés, puma, zorro colorado, coyote, perro), caballo			si
<i>Trichinella</i> T6	Pozio y col., 1992	Carnívoros terrestres (puma) y marinos			si
<i>T. nelsoni</i> T7	Britov y Boev, 1972	Carnívoros terrestres (león, leopardo, serval, guepardo, hiena manchada, hiena rayada, zorro orejas de murciélago), cerdo verrugoso de Java, cerdo matorral			si
<i>Trichinella</i> T8	Pozio y col., 1992	Carnívoros terrestres (león, hiena manchada, leopardo)			no
<i>Trichinella</i> T9	Nagano y col., 1999	Carnívoros terrestres (oso negro, zorro colorado, perro mapache)			no
<b><i>T. patagoniensis</i></b> T12	Krivokapich y col., 2008; 2012a	Carnívoros terrestres (puma)			sd
<i>Trichinella</i> T13	Sharma y col., 2019	Carnívoro terrestre (glotón)			sd

Clado NO ENCAPSULADO	Primera descripción	Principales hospedadores			Casos humanos
		Mamíferos (37.5-40 °C)	Aves (40.5-42.5 °C)	Reptiles (25-32 °C)	
<b><i>T. pseudospiralis</i></b> T4	Garkavi, 1972	Porcinos domésticos y silvestres (jabalí). Carnívoros terrestres	Graja, águila rapaz, aguilucho lagunero, cárabo común, mochuelo común, lechuza de campanario enmascarada, buitre negro americano	no	si
<i>T. papuae</i> T10	Pozio y col., 1999	Porcinos domésticos y silvestres (jabalí)	no	Cocodrilos marinos	si
<i>T. zimbabwensis</i> T11	Pozio y col., 2002	Carnívoros terrestres (león)	no	Cocodrilos y varanos del Nilo	si

\*sd= sin datos. En negrita especies registradas en Argentina.

La distribución geográfica de las especies contribuye a la separación de los clados encapsulados y no encapsulados. En el clado encapsulado, *T. spiralis* se distribuye en todos los continentes excepto la Antártida, donde no hay información disponible hasta el presente. El traslado de cerdos domésticos y sus productos han contribuido sustancialmente a su dispersión. Las especies restantes se encuentran dentro de áreas geográficas puntuales sin superponerse con la de las otras especies del clado (Pozio y Zarlenga, 2013). Existen pocas zonas de contacto que se manifiestan con la detección de infecciones mixtas por ejemplo: *T. spiralis* y *T. britovi* en Europa; *T. spiralis* y *T. nativa* en Europa y América del Norte; *T. spiralis* y *T. murrelli*, y *T. nativa* y *Trichinella* T13 en América del Norte (Pozio y col., 1997; Oivanen y col., 2002; Liciardi y col., 2009; Sharma y col., 2019); *T. britovi* y *T. nativa* en Europa; y *Trichinella* T8 y *T. nelsoni* en Sudáfrica (Malakauskas y col., 2007; Marucci y col., 2009; Airas y col., 2010). Especies encapsuladas y no encapsuladas, por el contrario, parecen coexistir independientemente en áreas de distribución superpuestas por ejemplo: *T. pseudospiralis* y *T. spiralis*, *T. britovi* o *T. nativa* en la región Paleártica; *T. zimbabwensis* y *T. nelsoni* o *Trichinella* T8 en África subsahariana; *T. papuae* y *T. spiralis* en el sudeste de Asia (Pozio y Zarlenga, 2013). La historia filogenética y biogeográfica de *Trichinella* se describe mediante eventos independientes de expansión de sus hospedadores y ajustes ecológicos mediados por el clima y la variación del hábitat durante el terciario tardío. La distribución de *T. patagoniensis* es consistente con el surgimiento del istmo de Panamá hace aproximadamente 10 Ma, lo que coincide con el avance y colonización geográfica de los felinos (Korhonen y col., 2016). Algunos autores afirman que, *T. patagoniensis* circularía entre los felinos de la mayoría de los países de América del Sur (Pozio y Zarlenga, 2013). Por otro lado, es probable que la aparición de *T. spiralis* en América del Sur (al igual que en América del Norte y Nueva Zelanda) haya sido el resultado de la introducción pasiva de cerdos domésticos y/o ratas sinantrópicas durante la colonización europea (Pozio y Zarlenga, 2013).

A pesar del amplio rango de hospedadores (carácter eurixeno), cada especie de *Trichinella* parece estar mejor adaptada a algunas especies o familias que a otras. La mejor adaptación a uno u otro hospedador se relaciona con las características del ambiente (principalmente temperatura y humedad) en el que éste vive y las características de su sistema inmunitario (Pozio y Zarlenga, 2013). Algunos autores sostienen que existe evidencia de un proceso de coespeciación entre el género *Trichinella* y los Mamíferos Euterios (Placentarios) (Pozio y col., 2009). Hasta el momento se han descrito infecciones naturales en más de 150 especies de mamíferos pertenecientes a 11 órdenes (Marsupialia, Insectivora, Edentata, Chiroptera, Lagomorpha, Rodentia, Perissodactyla, Carnivora, Cetartiodactyla, Tylopoda y

Primates) pero los mamíferos silvestres del orden Carnivora se consideran los principales reservorios (Pozio, 2005).

Actualmente, en América del Sur, solo Argentina y Chile registran regularmente infecciones en animales domésticos y silvestres y casos de trichinelosis humana, siendo una enfermedad endémica en ambos países (Ribicich y col., 2005; 2019). En Argentina, la trichinelosis es un importante problema de salud pública debido a las altas tasas de morbilidad que genera (Pasqualetti y col., 2014). Hasta el presente, se han hallado y registrado 4 de las 9 especies: *T. spiralis*, *T. patagoniensis*, *T. pseudospiralis* y *T. britovi* (Krivokapich y col., 2012a; 2015; 2019a) (Tabla 2). La infección se ha detectado mediante digestión artificial en cerdos domésticos (Larrieu y col., 2004; Ribicich y col., 2005; Krivokapich y col., 2006; Costantino y col., 2009; Calcagno y col., 2014; Krivokapich y col., 2015), en perros y gatos domésticos (Krivokapich y col., 2006) y en animales sinantrópicos y silvestres: rata parda (*Rattus norvegicus*) (Larrieu y col., 2004; Krivokapich y col., 2006; Ribicich y col., 2010; Lovera y col., 2017), rata negra (*Rattus rattus*) (Lovera y col., 2017), ratón doméstico (*Mus musculus*) (Lovera y col., 2017), peludo (*Chaetophractus villosus*) (Krivokapich y col., 2006; Ribicich y col., 2010; Kin, 2015), comadreja (*Didelphis albiventris* y *Lutreolina crassicaudata*) (Castaño Zubieta y col., 2014; Lovera y col., 2017), pecarí (*Tayassu tajacu*) (Soria y col., 2010), puma (*Puma concolor*) (Ribicich y col., 2010; Krivokapich y col., 2012a; Lauge y col., 2015), jabalí (*Sus scrofa*) (Tesón y col., 1997; Cohen y col., 2010; Ribicich y col., 2010; Villamil y col., 2013; Lauge y col., 2015) y lobo marino de un pelo (*Otaria flavescens*) (Pasqualetti y col., 2018). Así también, otros estudios en fauna silvestre han arrojado resultados negativos utilizando la técnica de digestión artificial (Huici y col., 1999; Carusi y col., 2009; Fariña y col., 2012; Krivokapich y col., 2012b; Gómez Villafaña y col., 2004; Bono Battistoni y col., 2015; Crowley y col., 2015; Winter y col., 2018a; 2019a).

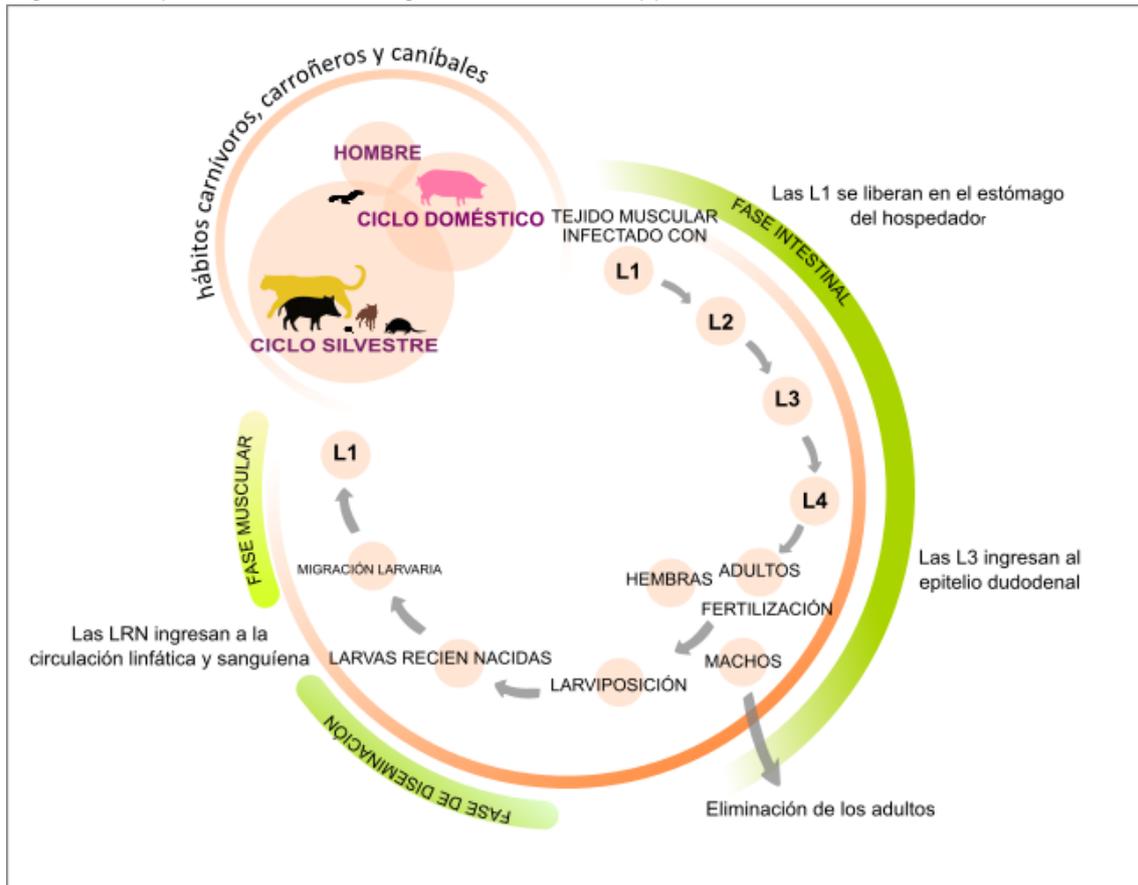
Tabla 2. Especies de *Trichinella* halladas y registradas en Argentina.

Especie	Primera descripción	Hospedadores naturales en los que fue hallada	Casos humanos
CLADO ENCAPSULADO			
<i>T. spiralis</i>	Ribicich y col., 2005	Porcino doméstico, perro y gato doméstico, puma, jabalí, rata parda, comadreja overa, comadreja colorada, peludo, pecarí, lobo marino de un pelo	si
<i>T. patagoniensis</i>	Krivokapich y col., 2008; 2012a	Puma	sd
<i>T. britovi</i>	Krivokapich y col., 2019a	Chacinado de porcino doméstico	si
CLADO NO ENCAPSULADO			
<i>T. pseudospiralis</i>	Krivokapich y col., 2015	Porcino doméstico	sd

\*sd=sin datos

*Trichinella* spp. se caracterizan por desarrollar dos generaciones en el mismo hospedador para completar su ciclo de vida, denominado autoheteroxeno (sin fase larvaria libre y con migración larvaria dentro del hospedador). A diferencia de la mayoría de los nematodos parásitos, la forma infectante es el primer estadio inmaduro o L1 (Pozio, 2007a). La infección con *Trichinella* spp. ocurre únicamente por ingestión de tejido muscular infectado (sin estadios exógenos). El ciclo es idéntico en todas las especies hospedadoras independientemente si es un mamífero, un ave o un reptil (Pozio, 2018) y comprende en todos una fase intestinal, una fase de diseminación y una fase muscular (Figura 2). Las L1 infectivas (1 mm de longitud; 0,03 mm de ancho) que se encuentran en el tejido muscular ingerido son liberadas en el estómago del hospedador por acción de los jugos gástricos. Una vez libres se dirigen hacia el intestino delgado, penetran en el epitelio del duodeno y, en aproximadamente 30 horas, completan cuatro mudas (L1→ L2→ L3→ L4→ adulto) hasta alcanzar el estado adulto (Campbell, 2012). Las células epiteliales forman un nicho intramulticelular donde los adultos machos y hembras (1,26-3,35 mm de longitud; 29-39 µm de ancho) copulan entre las 30 y las 40 horas postinfección (p.i) (Despommier y col., 1983). A los 5 días de la fertilización, las hembras comienzan a liberar larvas recién nacidas en la mucosa intestinal. La larviposición continúa por 1-2 semanas, dependiendo de la respuesta inmune del hospedador a nivel intestinal, que da como resultado la eliminación de los

adultos y la finalización de la fase intestinal (Gottstein y col., 2009; Pozio, 2007a). En la fase de diseminación las larvas recién nacidas (110  $\mu\text{m}$  de longitud; 7  $\mu\text{m}$  de ancho) atraviesan la lámina propia del duodeno, ingresan a los vasos linfáticos y luego alcanzan la circulación general. Las larvas recién nacidas poseen un estilete en su cavidad oral, que utilizan para internalizarse dentro de las células (Despommier y col., 2005). Durante la migración pueden ingresar a la microcirculación de diferentes tejidos causando alteraciones y/o daños (Despommier y col., 1983; Kocięcka, 2000). Las células blanco de las larvas recién nacidas de *Trichinella* spp. son las células del tejido muscular estriado. La ubicación final de las larvas está relacionada con el nivel de irrigación y actividad del músculo, de modo que los músculos que tienen una alta actividad son los más altamente parasitados, como diafragma, lengua, maseteros e intercostales. No obstante, su localización muscular depende de la carga parasitaria y las preferencias por especie y hospedador. La distribución de L1, incluso dentro del mismo músculo, es irregular. El ingreso en cualquier otro tipo de célula no permite su desarrollo (Gottstein y col., 2009). Cuando alcanzan el músculo esquelético las larvas ingresan activamente utilizando su estilete y la secreción de enzimas líticas. Dentro de las células musculares las larvas recién nacidas inician un período de crecimiento exponencial, desarrollo (sin mudas) y enquistamiento para transformarse en L1 infectivas. Las L1 infectivas se caracterizan por la presencia del esticosoma (Figura 1). El esticosoma es una estructura compuesta por células llamadas esticocitos que rodea el esófago. Los esticocitos poseen gránulos secretorios, cuyo contenido es antigénico (Campbell, 1983). Luego del ingreso de la larva a la célula, los productos de excreción- secreción larval desencadenan una serie de modificaciones celulares que darán como resultado la formación de una entidad especializada e independiente, llamada "célula nodriza". La célula nodriza coopera en la obtención de nutrientes, en la exportación de desechos y aísla a la larva de la respuesta inmune del hospedador. El desarrollo de la célula nodriza se completa aproximadamente a los 25 días, pero varía según la especie de *Trichinella* (Pozio y col., 1992). La célula nodriza es típicamente fusiforme, en la especie porcina mide entre 4,4 mm de largo por 0,26 de ancho y en general contiene una L1 enrollada, pero puede contener dos y ocasionalmente más de dos (Despommier y col., 1983). A partir de los 90 días, puede iniciarse el depósito de calcio en las paredes del quiste, y la L1 se mantiene viable a menos que la calcificación sea total. En la célula nodriza el parásito puede sobrevivir por años, en el hombre fue documentado hasta 40 años y 20 años en osos polares (Gottstein y col., 2009).

Figura 2. Esquema del ciclo biológico de *Trichinella* spp.

Elaboración propia

En la naturaleza, la ingestión de carne infectada con *Trichinella* spp. se basa en la interacción hospedador-presa (depredación), sin excluir el canibalismo y el consumo de carroña (necrofagia). *Trichinella* spp. presentan un metabolismo anaeróbico que permite su supervivencia en tejido muscular en descomposición (Despommier, 1998). Esta característica posiciona a las especies carroñeras como importantes reservorios y transmisores del parásito, entre las que se destacan las especies de zorros (Hurníková y Dubinský, 2009; Széll y col., 2013). Un animal infectado muerto por un predador es una fuente de infección y propagación. Las especies encapsuladas muestran mayor persistencia dentro del tejido en descomposición (Stewart y col., 1990; Owen y Reid, 2007). La cápsula protectora de colágeno de la célula nodriza y los carbohidratos endógenos actúan como fuente de energía (Campbell, 1983). A su vez, las condiciones ambientales pueden tener una gran influencia en la descomposición de los tejidos de los animales y, por consiguiente, en el período en el que las larvas de *Trichinella* spp. permanecen vivas e infectivas para un nuevo hospedador (Riva y col., 2012). La persistencia de los animales muertos y carcasas se ve favorecida por condiciones de

humedad y temperatura moderada (Pozio y Zarlenga, 2013). Estudios experimentales a campo han demostrado que en invierno los cadáveres de roedores pueden permanecer y alojar L1 infectivas por períodos de seis semanas, mientras que en verano las L1 sobreviven solo durante una semana (Riva y col., 2012). En este sentido, la fauna silvestre constituye el principal reservorio de *Trichinella* spp. y es entre quienes se sostiene la biomasa del parásito a diferencia de otras infecciones por nematodos que involucran a animales silvestres y domésticos (Pozio, 2014). Así también, algunas investigaciones confirman la presencia de larvas infectantes de *T. spiralis* en insectos necrófagos luego de alimentarse de carcasas infectadas (Riva y col., 2012), lo que podría representar una fuente de infección para hospedadores insectívoros y una fuente de infección accidental para otros hospedadores, incluyendo especies herbívoras. La transmisión vertical también se ha demostrado experimentalmente en algunas especies de roedores y hurones (Webster y Kapel, 2005).

Los hospedadores naturalmente infectados no muestran ningún signo clínico de la enfermedad, incluso cuando la carga parasitaria es muy alta (por ejemplo, más de 8000 larvas/g en los pilares de diafragma de cerdos) (Pozio, 2014). Investigaciones epidemiológicas han demostrado que la mayoría de los animales infectados naturalmente con *Trichinella* albergan una carga parasitaria menor a 10 larvas por gramo en los sitios de predilección muscular (La Rosa y col., 2012; Pozio y Zarlenga, 2013). No obstante, la transmisión de un bajo número de larvas generalmente no induce una respuesta inmune lo suficientemente fuerte como para impedir una nueva infección (Dunams-Morel y col., 2012). Los músculos estriados de preferencia pueden variar según la especie hospedadora. El diafragma, el masetero y la base de la lengua son los músculos más infectados en cerdos domésticos. La lengua y los músculos tibiales anteriores son los músculos preferenciales en los mamíferos carnívoros (Kapel y col., 2005).

En las zonas endémicas de *T. spiralis*, el número de animales domésticos y silvestres infectados se relaciona con las características de la cría de cerdos y el manejo de la fauna silvestre (Rafter y col., 2005; Burke y col., 2008; Blaga y col., 2009; Pozio y col., 2009). En efecto, se reconoce que es necesario sostener una vigilancia activa, mediante el uso de métodos directos e indirectos, en la fauna doméstica y silvestre a fin de conocer en profundidad la epidemiología del género *Trichinella*, las especies circulantes, y el rol de las especies silvestres hospedadoras. En este punto es necesario señalar que en Argentina la fauna silvestre se encuentra protegida y su uso regulado por la Ley Nacional de Conservación de la Fauna n°22.421. Además, cada provincia tiene sus leyes provinciales dando lugar entonces a diferentes escenarios. En este contexto, las especies exóticas que normalmente se encuentran bajo planes de control, resultan una

buena alternativa para realizar estudios de vigilancia. Así también, el uso animales muertos y el trabajo conjunto entre grupos de investigación que busquen alcanzar diferentes objetivos a partir de la misma unidad de estudio.

Los factores más importantes que contribuyen al mantenimiento y la diseminación de la trichinellosis son la aparición concomitante de infecciones de *Trichinella* spp. en animales domésticos y/o animales silvestres y su asociación con el consumo de carne cruda o poco cocida. Las preferencias culturales, como la preparación y el consumo de platos tradicionales basados en carne cruda o poco cocida o productos derivados de la carne desempeñan funciones importantes en la epidemiología de la enfermedad (Pozio y col., 2009). En el mismo contexto, los efectos de la globalización aumentan el riesgo de propagación de la trichinellosis mediado no solo a través del movimiento y la actividad de viajes de personas, sino también por el aumento del movimiento de ganado, fauna silvestre y productos alimenticios potencialmente infectados (Gottstein y col., 2009).

*T. spiralis* se encuentra dentro de los diez primeros parásitos transmitidos por alimentos de acuerdo a la FAO-OMS (FAO, 2014). La carne de porcinos domésticos y los productos derivados se considera la fuente más importante de *Trichinella* spp. (Pozio, 2007a), siendo la segunda fuente de infección la carne de jabalí (Murrell y Pozio, 2011). Mundialmente, el número de brotes de trichinellosis, que involucran a cazadores, sus familiares y amigos derivados de animales de caza como el jabalí (además de osos, pumas, zorros, morsas) que no se han analizado para detectar la presencia de *Trichinella*, se encuentra en aumento (Sethi y col., 2010; Romano y col., 2011; Hall y col., 2012; Pozio y Zarlenga, 2013). Se reconoce además, que el aumento de brotes de trichinellosis está relacionado a crisis socioeconómicas que empujan a las poblaciones más vulnerables a la cría de porcinos de traspatio y al consumo y comercialización de carne de animales silvestres (Cuperlovic y col., 2005; Ribicich y col., 2005; Pozio, 2007a).

## **1.2 Sus scrofa**

El jabalí *Sus scrofa* (Linnaeus, 1758) es un mamífero que pertenece a la Familia Suidae, integrada dentro del suborden Suiformes y del orden Cetartiodactyla (Price y col., 2005). Su distribución natural se ubica en gran parte de Eurasia y norte de África, sin embargo en la actualidad se lo encuentra establecido con éxito, en todos los continentes excepto la Antártida (Long, 2003), lo que lo convierte en uno de los mamíferos de mayor distribución mundial (Massei y Genov, 2004). Representa el origen genético de los

actuales cerdos domésticos (agriotipo) y es una de las especies de mamíferos más ligadas al hombre (Rosell y col., 2001). Según Groves (1981) la especie, cuyos primeros registros paleontológicos en Europa corresponden al Pleistoceno medio, fue objeto de tres procesos independientes de domesticación.

En Argentina, algunas de las poblaciones silvestres de jabalí se consideran descendientes de cerdos liberados desde la colonización española (Crosby, 1986). Antiguas poblaciones de jabalíes de origen europeo asentadas en Río Negro y Buenos Aires fueron registradas por Guillermo Hudson en 1893 y 1918. En 1909 jabalíes puros provenientes de Francia se introdujeron deliberadamente con fines cinegéticos en una reserva privada conocida actualmente como Reserva Provincial Parque Luro (provincia de La Pampa) (Amieva, 1993). Alrededor de 1920, algunos jabalíes fueron trasladados a la Estancia Collun-Có (provincia de Neuquén), desde donde comenzaron a dispersarse hacia el Parque Nacional Nahuel Huapí, el Parque Nacional Lanín y de allí hacia Chile (Daciuk, 1978). Alrededor de 1910, Aarón de Anchorena introdujo jabalíes de España en la Isla Victoria (provincia de Neuquén) (Biedma, 2003). Luego, a partir de la fuga y suelta de algunos animales la población comenzó a diseminarse por gran parte del territorio argentino (Novillo y Ojeda, 2008) y a experimentar un notable incremento demográfico. Finalmente, alrededor de 1950, se registró una población de jabalíes en el área actualmente ocupada por el Parque Nacional El Palmar (provincia de Entre Ríos) (Godoy, 1963) de la cual se desconoce con certeza su origen genético (Sagua y col., 2018). En la actualidad, la especie está ampliamente distribuida y continúa ganando territorio (Merino y Carpinetti, 2003).

El éxito del jabalí se relaciona con su amplia tolerancia a las diferentes condiciones climáticas que van desde los ambientes subantárticos a los tropicales, su dieta omnívora oportunista y la tasa reproductiva más alta conocida entre los ungulados (Read y Harvey, 1989; Oliver y Brisbin, 1993). Su dieta incluye desde brotes, semillas y frutos hasta animales silvestres como roedores, reptiles e incluso carroña y ganado doméstico (Herrero y col., 2003; Schley y Roper, 2003; Carrasco-García y col., 2018). En general, los jabalíes no muestran una preferencia particular en su dieta excepto la materia vegetal sobre la materia animal (Schley y Roper, 2003; Massei y Genov, 2004; Herrero y col., 2005; Adkins y Harveson, 2006; Wilcox y Van Vuren, 2009). Sin embargo, según Ballari y Barrios-García (2014) los jabalíes que viven en regiones donde fue introducido, consumen mayor volumen de materia animal que los jabalíes que viven dentro de los límites de su distribución natural.

Los efectos negativos del jabalí son conocidos en muchos de los sitios donde se ha introducido y no se limitan a los daños sobre el ambiente (Seward y col., 2004). *Sus scrofa* es una de las cien peores especies invasoras (Lowe y col., 2000) y una de las

especies de vida silvestre más relevantes relacionadas a problemas de salud por ser portador de virus, bacterias y parásitos (Meng y col., 2009). Fuera de América del Sur, la interacción jabalí-*Trichinella*, ha sido documentada en al menos 15 países (Rostami y col., 2018). Mientras que en América del Sur, existen evidencias en Argentina, Chile y Brasil (Tesón y col., 1997; Cohen y col., 2010; Ribicich y col., 2010; Villamil y col., 2013; Lauge y col., 2015; Santiago Silva, 2017; Hidalgo y col., 2019). Además, hasta el momento, en *Sus scrofa* se han reportado infecciones con: *T. spiralis*, *T. britovi*, *T. nativa*, *T. pseudospiralis* y *T. papuae* (Cuttell y col., 2012; Fredriksson-Ahomaa, 2019). En este marco, la carne de jabalí y sus productos derivados representan actualmente la segunda fuente de trichinellosis más importante en el mundo (Murrell y Pozio, 2011) y además, es la principal especie cinegética y la más ampliamente distribuida (Massei y col., 2015).

En Argentina, si bien no existen datos oficiales, el jabalí genera ingresos económicos significativos a propietarios de cotos de caza (registrados y no registrados). También, se reconoce que el traslado de jabalíes vivos es frecuente lo que posibilita la cruce genética entre jabalíes de distintas localidades (Sagua y col., 2018) y contribuye al avance de la población. Por otro lado, si bien la hibridación natural entre jabalíes y cerdos domésticos ocurre, es una práctica común de pequeños productores el uso de jabalíes de vida libre para mejorar las poblaciones de cerdos domésticos (Carpinetti y col., 2014) o para disminuir los costos de producción (comunicación personal Marina Winter). Los restos de caza representan un recurso alimentario esencial para la comunidad de carroñeros y desempeña un papel importante en la transmisión de enfermedades (Corner, 2006; Pozio, 2103). En algunos países, se ha documentado una relación directa entre la práctica convencional de los cazadores de abandonar cadáveres de animales en el sitio de caza después del desollado y la prevalencia de *Trichinella* spp. en la fauna silvestre (Worley y col., 1994; Pérez-Martín y col., 2000; Pozio, 2001; Pozio y col., 2001). En este contexto, el avance de la población de jabalíes representa un potencial riesgo sanitario.

Factores culturales como los platos tradicionales basados en carne cruda, poco cocida o productos derivados que no requieren cocción (jamón crudo, chorizo, panceta, etc.) desempeñan un papel importante en la transmisión de *Trichinella* spp. (Gottstein y col., 2009). En el área de estudio, se reconoce que la carne de jabalí (proveniente de criadero o de actividad cinegética regulada o furtiva) se utiliza en la elaboración de subproductos que son fuertemente valorados por sus consumidores. Cuando la fauna de jabalí es domiciliaria y excede el consumo familiar, la carne y/o sus productos derivados suelen ingresar en redes de comercialización informales dentro del mercado local (comunicación personal Marina Winter).

En otros sectores sociales el consumo de carne silvestre bajo la denominación *gourmet* se encuentra también en aumento. En los últimos años, platos elaborados con carne de jabalí como materia prima, fueron elegidos entre los ganadores en concursos gastronómicos desarrollados en localidades ubicadas dentro del área de estudio (“El plato de Choele”, “3<sup>ra</sup> Edición de la Fiesta de los Frutos Secos”).

La caza de jabalí está permitida y regulada por leyes provinciales. En la provincia de Río Negro la Ley Q 2056 (Decreto Reglamentario 633/86) permite su caza durante todo el año, restringiendo la cantidad de piezas y prohibiendo algunas prácticas. En el partido de Patagones, provincia de Buenos Aires, la caza está permitida y regulada desde marzo a diciembre por el decreto 279/18. No obstante, todos los años su reglamentación forma parte de un debate público en los medios locales de comunicación. El mayor punto de discusión entre quienes están de acuerdo en permitir la caza de jabalí y quienes no comparten esta posición, se encuentra en el uso de jaurías. El debate sobre el riesgo sanitario que implica que una especie exótica invasora portadora de enfermedades infecciosas y parasitaria gane terreno en su distribución y abundancia, ha sido hasta el momento postergado.

### **1.3 Roedores y otros vertebrados silvestres**

A nivel mundial, la mayoría de las infecciones con *Trichinella* ocurren en especies silvestres. Las infecciones en la fauna silvestre se han documentado en 66 (33%) países en todo el mundo, mientras que 43 (21,9%) países han documentado infecciones en animales domésticos (Pozio, 2007a). Debido a la singularidad de cada ecosistema, los estudios epidemiológicos en fauna silvestre deben llevarse a cabo in situ, es decir no es posible extrapolar resultados y basar decisiones en estudios llevados a cabo en otras regiones, por más filogenéticamente relacionadas que estén las especies en estudio. Para conocer la naturaleza de una enfermedad en una especie silvestre son indispensables los estudios regionales (Beldomenico, 2006).

Aunque una amplia variedad de especies de vida silvestre pueden estar disponibles en un hábitat particular, es probable que no todas sean igualmente importantes para el mantenimiento del ciclo de vida de un parásito (Schmitt y col., 1978). Algunos autores sugieren que los mamíferos silvestres con comportamiento de canibalismo y consumo de carroña representan el mejor reservorio para el género *Trichinella* (Campbell, 1988). La distinción entre las especies hospedadoras que ayudan a mantener el ciclo de vida

y otras que simplemente contraen infecciones que no tienen un papel adicional en la transmisión, es igualmente importante para implementar estrategias de monitoreo y diseñar medidas de control específicas (Haydon y col., 2002).

Los animales silvestres se trasladan sin respetar límites físicos artificiales. Son atraídos si hay alimento disponible y beben el agua del lugar donde se hallan (Beldomenico, 2006). La vigilancia epidemiológica en especies silvestres es la herramienta fundamental para monitorear la salud de un ecosistema. Un ecosistema saludable se define como una unidad socio-ecológica estable y sustentable, manteniendo su organización y autonomía en el tiempo y con resistencia a factores estresantes, y siendo al mismo tiempo económicamente viable y capaz de sustentar comunidades humanas (Constanza, 1992).

El rol de los roedores en la epidemiología de *Trichinella* spp. se encuentra actualmente en discusión. Si bien aún no se presentan datos suficientes para incluir a los roedores dentro de las especies reservorio para *Trichinella* spp., algunas evidencias sugieren que los roedores cumplirían un papel fundamental en la transmisión de la parasitosis (Pozió, 2007b). En este sentido, la presencia de roedores podría significar una peligrosa puerta de entrada a sitios de cría intensiva de cerdos domésticos (Backhans y Fellström, 2012). Sin embargo, de acuerdo con otros autores, la presencia de cerdos no es necesaria para la infección de pequeños mamíferos con *Trichinella* spp. (Lovera y col., 2017). Además, la ocurrencia de *Trichinella* spp. a nivel de una comunidad aumentaría a mayor abundancia relativa de micromamíferos (Lovera y col., 2017). En Argentina, hasta el momento, se ha reportado el hallazgo de infecciones con *T. spiralis* en tres especies de roedores: *R. norvegicus*, *R. rattus* y *M. musculus* (Larrieu y col., 2004; Krivokapich y col., 2006; Ribicich y col., 2010; Lovera y col., 2017). De acuerdo con la bibliografía, estas especies son consideradas omnívoras con una preferencia hacia el consumo de granos y semillas en el caso de *M. musculus*; viven en estrecha relación con el hombre y presentan elevada adaptabilidad a su ambiente (Gómez Villafañe y col., 2005). Los roedores pertenecientes a la Familia Muridae parecen ser las especies más importantes en el mantenimiento de *T. spiralis* en sistemas de producción porcina (Lovera y col., 2015). Sin embargo, presentan radios de acción pequeños y generalmente no se las encuentra fuera de establecimientos productivos (Gómez Villafañe y col., 2008; Akade, 2011), por lo tanto, podrían no ser importantes en la propagación de patógenos (incluidas *Trichinella* spp.) entre los sistemas de producción (Lovera y col., 2017). Cuando se investiga el rol de los micro mamíferos se debe analizar una gran cantidad de individuos para detectar un individuo infectado con *Trichinella* spp. Por el contrario, debido a su longevidad y mayor y más abundantes fuentes de alimentos, un menor

número de individuos alcanza para detectar un mamífero del orden carnívora infectado (Pozio y Zarlenga, 2013).

Comprender los procesos ecológicos involucrados en la transmisión de patógenos zoonóticos, las especies circulantes y los hospedadores reservorios para una determinada región, es importante para diseñar acciones de vigilancia y prevención adecuadas (Real, 1996). Existen dos estrategias de supervivencia de *Trichinella* spp. en la naturaleza: la capacidad de persistencia en músculos en descomposición y la persistencia en músculos congelados de mamíferos carnívoros durante largos períodos de tiempo (Pozio y Zarlenga, 2013). Cuanto mayor es la persistencia y viabilidad larvaria, mayor es la probabilidad de ser ingerido por un hospedador carroñero (Rossi y col., 2019). Hasta el año 2012, en nuestro país solo se conocía la presencia y circulación de *T. spiralis*. Desde ese momento a la actualidad se han incorporado tres especies al mapa del complejo *Trichinella* en Argentina y América del Sur. En el año 2013 fue hallado en Argentina un cerdo doméstico infectado con *T. pseudospiralis*. A partir de entonces, se considera que la especie constituye un riesgo zoonótico para los países de la región Neotropical (Krivokapich y col., 2015). El ciclo natural de *T. pseudospiralis* es, al menos en parte, todavía desconocido (Pozio, 2014). Pero se ha demostrado que tiene la capacidad de propagarse largas distancias a través de las aves, transmitirse entre roedores y cerdos domésticos y causar brotes humanos (La Rosa y col., 2001; Hurníková y col., 2004; Pozio y Zarlenga, 2013). La distribución cosmopolita de la especie apoya el rol de las aves en su propagación (La Rosa y col., 2001).

En el año 2012 se describió y caracterizó *T. patagoniensis*, fue identificada y caracterizada endémica en Argentina. Las infecciones naturales y experimentales muestran que *T. patagoniensis* se adapta mejor a los carnívoros (por ejemplo, pumas y gatos) que a los roedores, y muestra un índice de capacidad reproductiva muy bajo en cerdos (Krivokapich y col., 2012a). Además, las larvas de *T. patagoniensis* pueden resistir en el tejido muscular de gatos a -5°C durante 3 meses (Pozio y Zarlenga, 2013). En el año 2019, Krivokapich y col. (2019a), reportaron el hallazgo de *T. britovi* en la provincia de Mendoza. Si bien, tanto *T. pseudospiralis* y *T. britovi* fueron halladas en muestras procedentes de cerdos domésticos, mundialmente para ambas especies se reconoce un ciclo silvestre (Pozio y Zarlenga, 2013).

El escenario de transmisión de parásitos entre el hombre, los animales domésticos y la fauna silvestre es dinámico y tridireccional. Los cambios en la composición de las comunidades silvestres en áreas periurbanas y en el paisaje inducidos por el hombre son factores importantes que causan modificaciones en la transmisión de algunos parásitos zoonóticos (Patz y col., 2004). La disponibilidad constante de alimentos, agua y refugio, así como el hacinamiento del ganado y la falta de higiene, hacen que los

sistemas de producción sean particularmente atractivos para algunas especies silvestres (Lovera y col., 2015). También, las áreas urbanas y periurbanas son, en general atractivas para especies con elevada capacidad de adaptación. Estas especies presentan típicamente una dieta generalista (Shochat y col., 2006) y pueden alcanzar densidades de población mucho más altas en zonas periurbanas que en paisajes más naturales o rurales (Despommier y col., 2006; Bradley y Altizer, 2007). Entre las especies que cumplen con las características mencionadas se encuentran roedores, jabalíes y zorros (Carrasco-García y col., 2018), conformando la interfaz fauna doméstica-silvestre del área de estudio.

## **2. Hipótesis y Objetivos**

### **2.1 Hipótesis**

1. Los jabalíes juegan un rol central en mantener el ciclo silvestre de *Trichinella* spp. en el noreste de Patagonia.
2. Los roedores juegan un rol central en mantener el ciclo silvestre de *Trichinella* spp. en el noreste de Patagonia.
3. La dieta de *Sus scrofa* está relacionada con la transmisión de *Trichinella* spp.

### **2.2 Objetivo general**

Elaborar un mapa de distribución y prevalencia de *Trichinella* spp. en la región noreste de Patagonia.

### **2.3 Objetivos específicos**

1. Establecer el posible ciclo silvestre de *Trichinella* spp. en la región noreste de Patagonia, definiendo el rol de *Sus scrofa*, una especie exótica de valor cinegético y comercial.
2. Establecer el rol que juegan los roedores en la transmisión de *Trichinella* spp. en la zona de estudio.
3. Tipificación de larvas de *Trichinella* spp. ante la aparición de diagnósticos positivos.

4. Estudiar la posible vinculación entre la composición de la dieta de *Sus scrofa* y su rol como transmisor de *Trichinella* spp.

### 3. Materiales y métodos

#### 3.1 Ética

El desarrollo de la presente Tesis Doctoral contó con los permisos correspondientes de la Secretaria de Ambiente y Desarrollo Sustentable de la provincia de Río Negro y la Dirección de Flora y Fauna de la provincia de Buenos Aires.

En la provincia de Río Negro, dentro del expediente n°085206 se presentaron los proyectos: “Evaluación de reservorios naturales de parasitosis y enfermedades infecciosas comunes a la fauna silvestres, doméstica y el hombre: vigilancia y jabalíes y roedores en zonas poco exploradas”; “Evaluación de trichinellosis en vertebrados silvestres de la provincia de Río Negro” y dentro del expediente n°085189 el proyecto “Monitoreo sanitario y control poblacional de jabalí en la provincia de Río Negro”. En el marco de las mencionadas investigaciones se desarrollaron los trabajos de toma de muestras de jabalíes y otros vertebrados; y captura y remoción de roedores silvestres. En la provincia de Buenos Aires el permiso para la toma de muestras se encuentra dentro del expediente 22500-2952 bajo el título “Evaluación de reservorios naturales de parasitosis y enfermedades infecciosas comunes entre fauna silvestre, doméstica y el hombre: vigilancia en jabalíes (*Sus scrofa*), roedores y otras especies de vertebrados silvestres en zonas poco exploradas de la Patagonia”.

El protocolo de captura y remoción de roedores fue evaluado y aprobado por el Comité Institucional de Cuidado y Uso de Animales de Laboratorio (CICUAL) de la Facultad de Ciencias Veterinarias de la Universidad de Buenos Aires (2016/4). Los animales fueron manipulados según las normas de la Ley Nacional 14.346 (Código Penal Argentino).

Se optimizó el acceso a animales silvestres tomando muestras para la búsqueda directa e indirecta de otras enfermedades virales, bacterianas y parasitarias, junto a grupos de investigación con quienes se conformó una red de trabajo.

### **3.2 Área de estudio: este de la Patagonia norte argentina**

La Patagonia argentina se extiende hacia el sur del río Colorado, comprendiendo en su porción norte las provincias políticas de Chubut, Neuquén, Río Negro y extremo sur de la provincia de Buenos Aires (Patagonia Norte) y en el sur las provincias de Santa Cruz y Tierra del Fuego (Patagonia Austral). Tiene una longitud total de aproximadamente 2500 Km en la que habitan comunidades bióticas complejas (Soriano y col., 1983; Oesterheld y col., 1998). El área de estudio de esta tesis comprende la región este de la Patagonia Norte (Figura 3).

El clima es de transición seco templado, con veranos cálidos e inviernos moderados, y sin ningún exceso estacional de agua. Las precipitaciones varían en un gradiente suroeste-noreste de aproximadamente 300 a 590 mm anuales y presentan una alta variabilidad entre los años (Godagnone y Bran, 2009). Las estaciones con mayores precipitaciones son el otoño y la primavera, aunque en invierno puede llover ocasionalmente. El clima es ventoso, especialmente en primavera y verano (Bran y col., 2000) y las temperaturas medias anuales varían de 10° a 14°C (Rey y col., 1988).

La región este de la Patagonia norte argentina coincide con la provincia fitogeográfica de Monte Oriental o de Transición. Fisonómicamente se presenta como un matorral xerófilo en general poco denso de follaje perenne, con escasez de gramíneas y árboles. El estrato leñoso es bajo (2 a 3 m), con predominio de jarilla (*Larrea divaricata* y *Larrea cuneifolia*), abundantes islas de chañar (*Geoffroea decorticans*) e individuos aislados de alpataco (*Prosopis flexuosa*). Se agregan la mata negra (*Capparis atamisquea*) y se hacen muy abundantes la chilladora (*Chuquiraga erinacea*) y el piquillín (*Condalia microphylla*) (Morello y col., 2012; Oyarzabal y col., 2018). Entre los arbustos ramosos se pueden encontrar: el yao yin (*Lycium chilense*), carqueja (*Baccharis crispa*), yerba de oveja (*Baccharis oliciana*), pichanilla (*Senna aphylla*), zampa (*Atriplex lampa*), vidriera (*Suaeda dicaricata*), palo azul (*Cycloleps genistoides*) y solupe (*Ephedra cohreata*). El estrato de gramíneas tiene una mayor riqueza de especies que las otras zonas de Monte; en particular, las gramíneas C4 (especies cuyos mecanismos de asimilación del CO<sub>2</sub> en la fotosíntesis utilizan el ácido oxáloacético, para una mayor eficiencia en el uso del agua) cobran mayor importancia en esta unidad debido a una precipitación anual superior a 250 mm, mayor temperatura y régimen isohigro (Abraham y col., 2009; Oyarzabal y col., 2018). La totalidad del área de estudio está constituida por campos privados, donde la vegetación nativa distribuida en islas arbusto-gramíneas de dimensiones variables (Aguiar y Sala, 1998) coexiste con sistemas de producción semi-extensivos, principalmente bovinos y ovinos, y se alterna con producción agrícola. El

producto principal de los sistemas bovinos es la venta de terneros y el de los sistemas ovinos la producción de lana fina, y corderos como subproducto. Ambos sistemas trabajan con nivel tecnológico de bajo a medio (FAO, 2015). En cuanto a los sistemas porcinos, el 78% de la producción de cerdo en la provincia de Río Negro se distribuye entre productores familiares que tienen grupos generalmente de 2 a 5 cerdas como producción alternativa para consumo propio o venta directa, en condiciones marginales (INTA, 2018).

El área de estudio se encuentra atravesada por el curso inferior del Río Negro. En los últimos 100 Km, antes de la desembocadura del estuario del Río Negro en el Mar Argentino, se extiende la zona productiva bajo riego artificial por inundación denominada Valle del IDEVI (Instituto de Desarrollo del Valle Inferior), donde se asienta una fuerte actividad frutihortícola. En las áreas de secano actualmente predomina la producción de maíz.

El hábitat natural se encuentra fragmentado por los sistemas agrícolas y ganaderos conformando un paisaje heterogéneo. A excepción del valle del IDEVI que contiene alrededor de 24.000 ha, en el resto del área de estudio, el agua de escurrimiento y los anegamientos temporarios, son escasos. El agua de bebida de los sistemas de producción, constituyen entonces núcleos de interacción entre la fauna silvestre y la doméstica. A pesar de la expansión y la intensificación de los agroecosistemas aún es factible avistar fácilmente, diversas especies constituyentes de la fauna silvestre, principalmente aves y mamíferos.

Figura 3. Área de estudio: noreste de la Patagonia.



### **3.3 Jabalí (*Sus scrofa*)**

---

Estudio observacional transversal analítico con muestreo no probabilístico por conveniencia.

Unidad de estudio: individuo.

Población muestreada: población de jabalíes de vida libre (no restringidos a cotos de caza) de la Patagonia noreste.

Período de muestreo: julio de 2014- julio de 2019.

---

#### **3.3.1 Obtención y toma de muestras**

Las muestras de jabalí fueron obtenidas a partir del contacto con cazadores y en torneos de caza realizados en la localidad de Río Colorado (provincia de Río Negro) en los años 2014, 2015, 2016, 2018 y 2019 (Figura 4). El tejido muscular analizado, corresponde en su gran mayoría a diafragma libre de grasa, fascia, tendones y aponeurosis. En algunos casos, se agregó músculo de la lengua, masetero e intercostal para alcanzar los 10 g analizados. Las muestras fueron colocadas en doble bolsa de polietileno rotulada y conservada a 4°C hasta su análisis. La técnica de digestión artificial (DA), se realizó dentro de los siete días posteriores a la muerte de cada jabalí.

Las muestras de sangre fueron recolectadas por los cazadores de forma directa o desde la cavidad torácica inmediatamente luego de la muerte del jabalí, en tubos plásticos tipo Falcon de 50 ml. Las muestras fueron centrifugadas dentro de las 24 h. El suero se colectó en viales que fueron conservados a -20°C hasta su análisis.

Los jabalíes se clasificaron según el sexo y los grupos de edad como: lechones ( $\leq 6$  meses de edad), jóvenes (6-12 meses de edad) y subadultos o adultos ( $> 12$  meses de edad), según el tamaño corporal y el peso estimado (Zelman y col., 2018).

Se registró las coordenadas del campo en el que se abatió cada jabalí. Se calculó el número mínimo de jabalíes analizados necesario para detectar uno positivo a IgG anti-*Trichinella* asumiendo el 95% de confianza ( $N=3/\text{prevalencia asumida}$ ) (Wobeser, 1994), utilizando la seroprevalencia mundial calculada en 0,06 (Rostami y col., 2018) y la seroprevalencia obtenida.

Para optimizar el acceso a jabalíes de vida libre, en los casos en los que fue posible, se tomaron además muestras de otros tejidos. Se coordinó y trabajó con grupos de

investigación de instituciones de referencia para evaluar la presencia directa o indirecta de otras especies parásitas y especies bacterianas y virales (Winter y col., 2016; Abate y col., 2016; 2018; Pisano y col., 2018, Griffa y col., 2018; Winter y col., 2019a).

Figura 4. Torneo de caza de jabalí de Río Colorado.



2014 (A), 2015 (B), 2016 (C), 2018 (D). Fotos: M Winter

### 3.3.2 Análisis de contenido estomacal de *Sus scrofa*

Se recolectaron estómagos completos, a los cuales se le realizaron dos ligaduras, en el extremo distal del esófago y en el extremo proximal del duodeno, para evitar pérdida de contenido (Figura 5) en el traslado al laboratorio.

En primera instancia, se examinó macroscópicamente el contenido de cada estómago. Luego, utilizando una probeta graduada (500 ml;  $\pm 10$  ml), se tomó una muestra de 500 ml que se conservó en una solución formolada al 5% hasta su análisis. Previo al análisis y la identificación de ítems alimenticios, el contenido de cada estómago se lavó con agua corriente utilizando un tamiz de malla de 1,0 mm. El material encontrado en cada estómago fue clasificado en: contenido vegetal, animal e inorgánico. Para cada ítem se determinó dos parámetros: (1) frecuencia de aparición (Fr de aparición) que se calculó como el número de estómagos en los se registró cada ítem dividido el número total de estómagos examinados y (2) porcentaje de volumen (% volumen) ( $\geq 1$  ml) que se obtuvo

por desplazamiento de agua usando una probeta (de 50 o 5 ml graduada de acuerdo al volumen) y calculando el porcentaje, como el volumen total de cada artículo registrado en la muestra dividido por el volumen total de todos los elementos identificados en cada estómago. Volúmenes menores de 0,1 ml se consideraron como cantidades traza (Ballari y col., 2015). Complementariamente, se realizaron análisis microhistológicos para identificar especies vegetales.

Figura 5. Estómagos de jabalí muestreados.



Foto: M Winter

Complementariamente, se realizaron 38 entrevistas a cazadores para conocer su perspectiva de los hábitos alimenticios de los jabalíes en el área de estudio.

### **3.4 Roedores silvestres**

---

Estudio observacional transversal analítico con muestreo no probabilístico por conveniencia: captura y remoción.

Unidad de estudio: individuo.

Población muestreada: población de roedores silvestres de tres sitios de la Patagonia noreste.

Período de muestreo: abril de 2016- agosto de 2018.

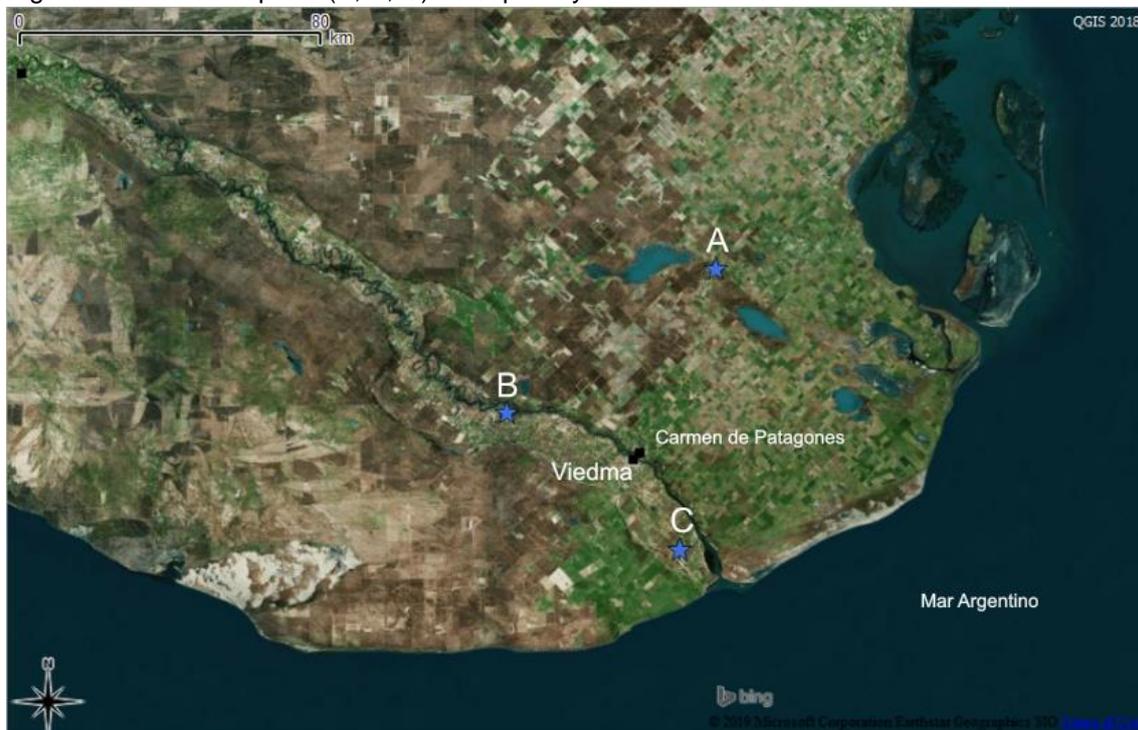
---

### 3.4.1 Diseño y sitios de muestreo

Se realizaron en total 12 sesiones de captura y remoción de roedores silvestres. En las campañas del año 2016 las trampas permanecieron activas dos noches consecutivas y en las de los años 2017 y 2018 tres noches consecutivas. Los sitios de muestreo corresponden a campos privados en los cuales se obtuvo autorización (Figura 6).

Se utilizaron trampas de captura viva tipo Sherman: cajas rectangulares de aluminio galvanizado de 23x8x9 cm, con un sistema de gatillo que permite su cierre, el cual se activa en el momento en que el animal entra. Como cebo se utilizó avena arrollada humedecida. En cada sesión de muestreo se colocaron dos líneas de 20 trampas separadas por 5 metros, teniendo en cuenta la topografía del terreno y la fisonomía de la vegetación de cada sitio de muestreo (Figura 10). Se colocaron 40 trampas en total por noche. La ubicación de cada trampa fue seleccionada buscando micro hábitats propicios para la presencia de roedores y señalizada de modo que se facilite y agilice el momento de revisar y levantar cada una de ellas (Figura 10). El número de trampas se determinó considerando la posibilidad de revisar y levantar las trampas positivas en el tiempo adecuado conforme a las normas de bioética. Las trampas fueron colocadas en horario vespertino y revisadas durante la primera hora de luz del día siguiente.

Figura 6. Sitios de captura (A, B, C) de captura y remoción de roedores.



### 3.4.2 Características de los sitios de muestreo

Los sitios de captura y remoción de roedores fueron seleccionados considerando: evidencia de presencia de jabalíes, permiso del dueño y accesibilidad con vehículo de tracción simple.

- Sitio A

“Paraje La Querencia” (-40.465314°/ -62.798801°) partido de Patagones, Provincia de Buenos Aires (aproximadamente 46 Km en línea recta a la ciudad de Viedma) (Figura 7). El sitio de muestreo A se extiende a 50 metros de la ruta nacional n°3, corresponde a una isla de Monte Oriental. Es un área de escasa cobertura vegetal con predominio de jarilla (*Larrea cuneifolia*) en el estrato arbustivo y abundante macachín (*Oxalis laciopetala*) entre las especies de gramíneas.

En el campo y en campos vecinos se registró producción ovina (en los años 2016, 2017 y 2018) y bovina (2016). Se observó la presencia de otros animales domésticos: equinos, caninos y aves de corral.

Durante los días de muestreo se registraron evidencias de fauna silvestre: captura y rastros de jabalí (*S. scrofa*), rastros de zorro (*Lycalopex griseus*) y peludo (*Chaetophractus villosus*), observación directa de maras (*Dolichotis patagonum*), ñandúes (*Rhea americana*), lechucitas vizcacheras (*Athene cunicularia*) y diversas especies de aves falconiformes y passeriformes silvestres.

Figura 7. Fisonomía del sitio A de captura y remoción de roedores silvestres.





En amarillo: líneas de trapeo. Fotos: M Winter/ S Abate

- Sitio B

“Establecimiento San Jorge” (-40.726495°/ -63.299056°) departamento Adolfo Alsina, provincia de Río Negro (aproximadamente 27 Km en línea recta a la ciudad de Viedma) (Figura 8). El sitio de muestreo B corresponde a un campo bajo en el camino rural 8 del Valle del IDEVI, sobre la margen sur del río Negro. Se caracteriza por suelos arcillosos que eventualmente soportan anegamientos temporarios. La vegetación es una estepa arbustiva media baja de yao yin (*Lycium chilense*), carqueja (*Baccharis crispa*), yerba de oveja (*Baccharis oliciana*), pichanilla (*Senna aphylla*), con la presencia de algunos frutales. El estrato arbustivo es escaso, mientras que las gramíneas cubren aproximadamente el 70%.

En el campo y campos vecinos se registró producción ovina, porcina (en el año 2016) y producción bovina (en 2016 y 2017). Se observó la presencia de otros animales domésticos: equinos, caninos y porcinos (en corral y sueltos).

Durante los días de muestreo se registraron evidencias de fauna silvestre: captura y rastros de jabalí (*S. scrofa*), rastros de zorro (*Lycalopex griseus*) y peludo (*Chaetophractus villosus*), observación directa de coipo (*Myocastor coipo*) y diversas especies de aves paseriformes silvestres.

Figura 8. Fisonomía del sitio B de captura y remoción de roedores silvestres.



En amarillo: líneas de trapeo. Fotos: M Winter.

#### - Sitio C

Km 23 Ruta provincial n°1 (-40.976359°/ -62.885556°) departamento Adolfo Alsina, provincia de Río Negro (aproximadamente 20 Km en línea recta a la ciudad de Viedma) (Figura 9). El sitio de muestreo C corresponde a un campo bajo sobre la ruta provincial n°1, sin costa del río Negro. El suelo es salino con acumulación temporaria de agua de

escurrimiento. En lo que respecta a la vegetación, la comunidad clímax está formada por una estepa arbustiva media baja de yao yin (*Lycium chilensis*), zampa (*Atriplex lampa*), chilladora (*Chuquiraga erinacea*), vidriera (*Suaeda dicaricata*), palo azul (*Cycloleps genistoides*), solupe (*Ephedra cohreata*) y piquillín (*Condalia microphylla*). El estrato arbustivo es escaso, mientras que las gramíneas forrajeras cubren aproximadamente el 60%.

En el campo de muestreo y campos vecinos se registró producción bovina.

Durante los días de muestreo se registraron evidencias de fauna silvestre: rastros de jabalí (*S. scrofa*), puma (*Puma concolor*) y comadreja overa (*Didelphis albiventris*). Observación directa de: maras (*Dolichotis patagonum*), liebres (*Lepus europaeus*), zorrinos (*Conepatus humboldtii*), zorros grises (*Lycalopex griseus*), ñandúes (*Rhea americana*), lechucitas vizcacheras (*Athene cunicularia*) y diversas especies de aves falconiformes y passeriformes silvestres. También se observó la presencia de perros asilvestrados.

Figura 9. Fisonomía del sitio C de captura y remoción de roedores silvestres.





En amarillo: líneas de trapeo. Fotos: M Winter.

### **3.4.3 Toma de muestras**

Las trampas que resultaron positivas se colocaron individualmente en una bolsa de polipropileno para evitar la diseminación de fluidos y deyecciones. Se montó un laboratorio de campaña al aire libre en el sitio de captura de los roedores, considerando un ángulo de 45 grados con la dirección del viento (Figura 10). Durante el manejo de las trampas y los roedores, se utilizaron medidas de protección primaria de bioseguridad: overol descartable tyvek Dupont®, botas de goma, cofia, guantes descartables (doble: guantes de nitrilo y de látex), antiparras y barbijo 3M® 8210v N95. Los roedores fueron sacrificados *in situ* en una cámara de eutanasia (15 cm x 20 cm) saturada con isoflurano Piramal Critical Care®, a la cual fueron transferidos desde las trampas utilizando una bolsa de arranque. De cada individuo se registró: especie, sexo, peso (P), largo total (LT), largo de cola (LC), largo de pata posterior (LPP) y largo de oreja (LO). Luego se procedió a la toma de muestras. De cada ejemplar se guardó la carcasa completa en doble bolsa de polietileno rotulada y se conservó hasta su análisis en conservadora y luego en heladera a 4°C. Las muestras fueron analizadas mediante DA dentro de los diez días posteriores a la captura. De cada individuo se utilizó la carcasa completa (entre 5 y 20 g).

Al finalizar el muestreo los elementos de protección personal no descartables, el instrumental de eutanasia y necropsia y las trampas fueron desinfectados con amonio

cuaternario en concentración 20/1000. La disposición de cadáveres, deyecciones de los animales capturados, y material descartable empleado se depositó en bolsas rojas que fueron descartadas como residuos patológicos.

Figura 10. Colocación de trampas tipo Sherman para captura y remoción de roedores silvestres.



Fotos: S Abate

Para amplificar la información a partir del mismo número de roedores capturados y sacrificados, se tomaron además muestras de sangre, músculo, tejido pulmonar, hígado y ectoparásitos. Se coordinó y trabajó con grupos de investigación de instituciones de referencia para evaluar la presencia directa o indirecta de otras especies parásitas y especies bacterianas y virales (Winter y col., 2017; 2018c; 2019c; Peña y col., 2019). Los datos de temperatura y humedad se obtuvieron de las estaciones meteorológicas Stroeder -EEA Hilario Ascasubi e INTA - Valle Inferior (Disponible en: <http://siga2.inta.gov.ar>).

Se calculó el esfuerzo de captura como trampas-noche. Se estimó la abundancia total y de cada una de las especies de roedores en cada sitio estudiado mediante el índice de éxito de captura ( $TS = \text{número de individuos capturados} / (\text{número de trampas colocadas} \times \text{número de noches en las que las trampas estuvieron activas}) \times 100$ ) (Mills y col., 1991). Se estimó la diversidad específica mediante el índice H de Shannon-Wiener:  $H' = -\sum p_i \log p_i$ , donde  $p_i$  es número de roedores de la especie/ número total de roedores capturados.

### **3.5 Otros mamíferos, aves y reptiles**

---

Estudio observacional transversal analítico con muestreo no probabilístico por conveniencia.

Unidad de estudio: individuo.

Población muestreada: mamíferos, aves y reptiles potenciales hospedadores de *Trichinella* spp.

Período de muestreo: abril de 2015- julio de 2019.

---

#### **3.5.1 Toma de muestras**

Se colectaron muestras de músculo esquelético de vertebrados silvestres (principalmente de hábitos carnívoros o carroñeros) encontrados muertos por atropellamiento sobre las rutas nacionales número 3, 22, 250, 251 en sus tramos correspondientes a la Patagonia noreste, la ruta provincial número 1 y caminos rurales. Las muestras fueron tomadas *in situ* en el lugar de hallazgo de cada individuo o en área rurales cercanas. Se utilizó guantes de látex e instrumental quirúrgico. De cada individuo se extrajo entre 10 y 40 g de músculo esquelético principalmente de miembros (en el

caso de mamíferos y aves). En todos los casos en los que fue posible se colectó también la lengua. De los reptiles se extrajo musculatura axial. Las muestras se guardaron en doble bolsa de polietileno rotulada y se conservaron a 4°C hasta su análisis. De cada individuo se registró especie y las coordenadas donde fue encontrado. Además, cuando fue posible (de acuerdo a su estado de conservación), se registró sexo, largo cabeza-cuerpo (LCC) y largo total (LT) para mamíferos y reptiles y para las aves envergadura alar (EA) y largo pico-cola (LPC).

Además, se accedió a muestras de pumas (*Puma concolor*) cazados en el marco de la Ley n° 763 de la provincia de Río Negro de regulación de predadores (a los mismos se accedió a través de la Sociedad Rural de la Provincia de Río Negro). Las muestras se extrajeron de miembros anteriores y posteriores, principalmente músculos extensores y flexores digitales. Así también, se accedió a una muestra de delfín nariz de botella (*Tursiops truncatus*) hallado sin vida sobre las playas de la localidad balnearia El Cóndor a través de profesionales de la Fundación Cethus.

Las muestras fueron analizadas por DA dentro de los diez días posteriores a su recolección. Para la DA se utilizó entre 10 y 40 g de músculo esquelético de cada individuo, libre de grasa, fascia, tendones y aponeurosis.

Los restos de cada individuo muestreado fueron dejados en el sitio de hallazgo o en zonas rurales cercanas. El material descartable utilizado se desinfectó y descartó como residuo patológico.

### **3.6 Métodos de detección de *Trichinella* spp.**

#### **3.6.1 Método directo: digestión artificial**

Se utilizó pepsina en polvo Biopack® (1:10.000 NF) y Proqvit® (1:10.000 NF) y ácido clorhídrico fumante Dorwil® 37% (1% P/V; 1% V/V). Cada DA se inició con la formación del líquido de digestión a 45°C en un vaso de precipitado siguiendo el siguiente orden: 1° agua destilada, 2° ácido clorhídrico, 3° pepsina. Mediante tiras reactivas se midió el pH de cada solución obtenida, para asegurar que el pH se encontrara entre los valores 1 y 3, permitiendo la activación de la pepsina. El tejido muscular (10 o 20 g por jabalí, y la cantidad total extraída de cada una del resto de las especies analizadas) se colocó en una picadora de carne hasta obtener un contenido homogéneo aplicando 3 pulsos de 5 segundos y luego se agregó en el líquido de digestión. La picadora de carne se enjuagó con 50 ml de agua que se sumaron al líquido de digestión. Al vaso de precipitado se le

agregó una barra magnética y se lo colocó, tapado con papel de aluminio, sobre un agitador. Las muestras se digirieron durante un mínimo de 40 min (y en los casos que fue necesario hasta un máximo de 1 h) a temperatura constante de 44°C a 46°C. La temperatura se controló constantemente usando un termómetro. Al finalizar la digestión, la totalidad de la mezcla se pasó a través de un tamiz Zonytest® (180-200 µm) a una ampolla de decantación utilizando un embudo de vidrio. El vaso de precipitado, el embudo y el tamiz se enjuagaron con 100 ml de agua que ingresaron a la ampolla de decantación. La solución se dejó decantar durante 30 min. Pasado este tiempo se abrió la espita por completo de la ampolla de decantación y se recolectan los primeros 40 ml de solución en una probeta de vidrio de 50 ml. Los 40 ml de la solución extraídos de la ampolla se dejaron decantar durante 15 min. Una vez transcurridos los 15 min, se extrajo 30 ml del sobrenadante con pipeta de vidrio (y propipeta) sin remover el fondo. Los 15 ml restantes se completaron con 30 ml de agua a temperatura ambiente y se repitió el tiempo de reposo. El proceso de clarificación se repitió hasta obtener un fluido de la claridad requerida. Los 10 ml obtenidos se agitaron suavemente y se transfirieron a una placa de Petri reticulada para su lectura en lupa estereoscópica a 40 aumentos. La placa de Petri se dejó inalterada durante 2 min para permitir que, en caso de que la muestra resultase positiva, las larvas se asienten antes del examen microscópico (Figura 11). Después de la realización de cada análisis se procedió a la descontaminación y limpieza de todo el material utilizado y de la mesada de laboratorio.

Figura 11. Tejido muscular esquelético (diafragma); equipamiento para realizar DA.



Fotos: M Winter

### **3.6.2 Método indirecto: ELISA**

#### **3.6.2.1 Suero**

Se recolectaron muestras de sangre de 125 jabalíes. Los sueros obtenidos se mantuvieron a  $-20^{\circ}\text{C}$  hasta su análisis (Figura 12). Para evaluar la presencia de anticuerpos anti-*Trichinella* IgG, se utilizó un kit comercial ELISA indirecto multi-especies E/S ID Screen®IDvet Innovative Diagnostics (Lote 638). Las muestras se estudiaron en el laboratorio de diagnóstico del Servicio Nacional de Sanidad y Calidad Agroalimentaria (SENASA). Se analizaron a dilución 1:50 siguiendo las instrucciones del fabricante y utilizando sueros de control suministrados en el kit comercial. De acuerdo al fabricante, el porcentaje debe ser mayor o igual a 60% para que una muestra sea considerada positiva.

Figura 12. Sueros (de diferente calidad) obtenidos a partir de las muestras sanguíneas de jabalí.

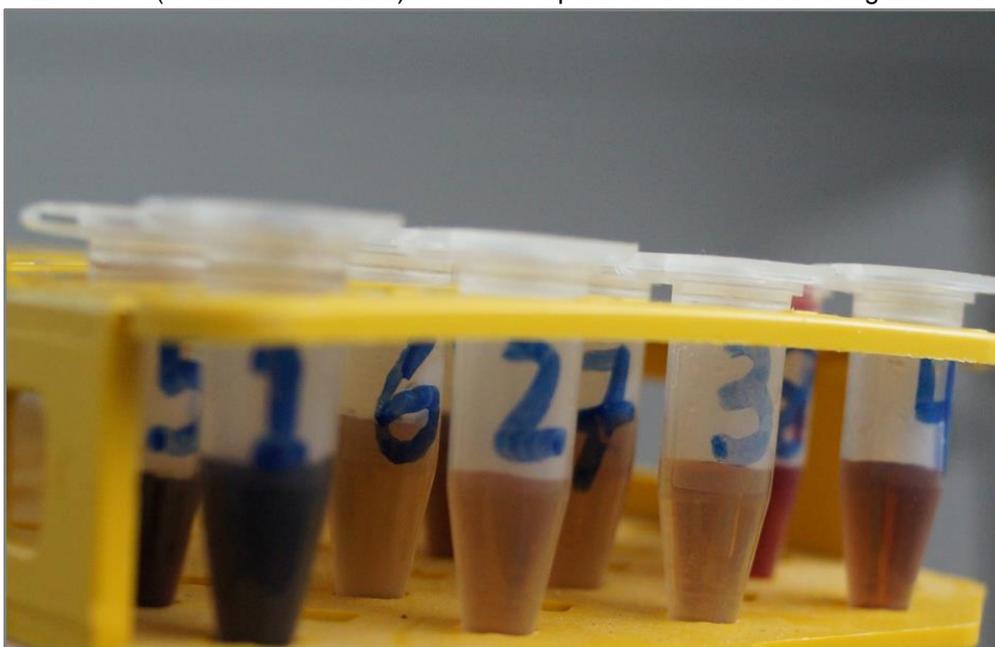


Foto: S Abate

#### **3.6.2.2 Jugo muscular**

Se extrajo jugo muscular de 304 jabalíes. Luego del análisis por DA, las muestras de tejido muscular se llevaron a  $-20^{\circ}\text{C}$  durante 24 h y posteriormente, se dejaron descongelar a  $4^{\circ}\text{C}$  durante 18-24 h. Los jugos obtenidos se mantuvieron

individualizados a -20°C hasta su análisis. Para evaluar la presencia de anticuerpos anti-*Trichinella* IgG, se utilizó un kit comercial ELISA indirecto E/S PrioCHECK®. Las muestras se analizaron a dilución 1:5 y utilizando sueros de control suministrados en el kit comercial. El porcentaje de positividad (PP) debe ser mayor o igual a 15% para que una muestra sea considerada positiva (Frey y col., 2009).

### **3.7 Análisis estadístico y construcción de mapas**

La información recopilada se organizó en una planilla de cálculo Excel. El análisis estadístico se realizó utilizando el software estadístico InfoStat® (versión 2018p). Las diferencias estadísticas se determinaron mediante la prueba de Fisher para proporciones con una confianza de 95%.

Se utilizaron los programas Google Earth Pro®, Bing Maps® y QGIS® (versión 2.14) para la construcción de mapas de distribución.

## **4. Resultados**

### **4.1 *Sus scrofa***

#### **4.1.1 Digestión artificial**

Se muestrearon y analizaron por DA en total 508 jabalíes de vida libre (2014 n= 20; 2015 n= 104; 2016 n= 136; 2017 n= 137; 2018 n= 75; 2019= 36). Del total 169 eran hembras y 286 machos (53 animales no pudieron ser sexados). La Figura 13 muestra los puntos de caza. En la Tabla 3 se describe la cantidad de animales analizados según el rango etario, y el peso promedio de cada rango. El 60% de los individuos analizados tenían más de un año de vida (Tabla 3). Entre ellos, 104 jabalíes fueron muestreados en torneos de caza, por lo que se corresponden con ejemplares adultos de al menos, más de 4 años de vida. El 51,2% (261/508) de las muestras fueron tomadas de jabalíes cazados en los meses de junio, julio y agosto (Figura 14).

Figura 13. Distribución de los sitios de captura de 508 jabalíes (*Sus scrofa*) analizados por DA.



Sitios de caza (amarillo).

Figura 14. Distribución del número de muestras de jabalí recolectadas por mes y año.

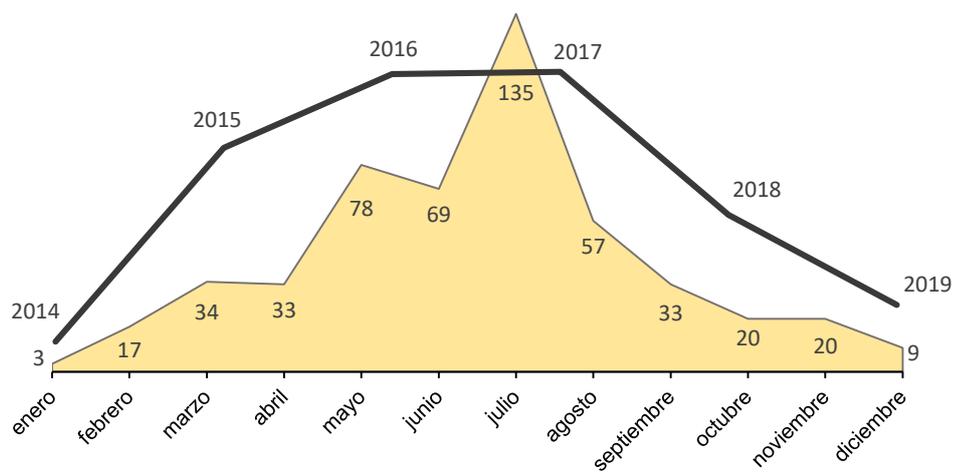


Tabla 3. Distribución por rango etario, sexo y peso promedio de los jabalíes muestreados y analizados.

Rango etario	n	h	m	sd	Pp (Kg)
<b>Lechones &lt;6 meses</b>	58	27	28	3	3,72
<b>Jóvenes 6-12 meses</b>	30	12	18	0	37,86
<b>Subadultos/adultos &gt;12 meses</b>	303	111	184	8	80,42
<b>sd</b>	117	19	56	42	-

\*sd= sin datos, \*PP: peso promedio

Todas las muestras resultaron negativas a la presencia de *Trichinella* spp. mediante DA.

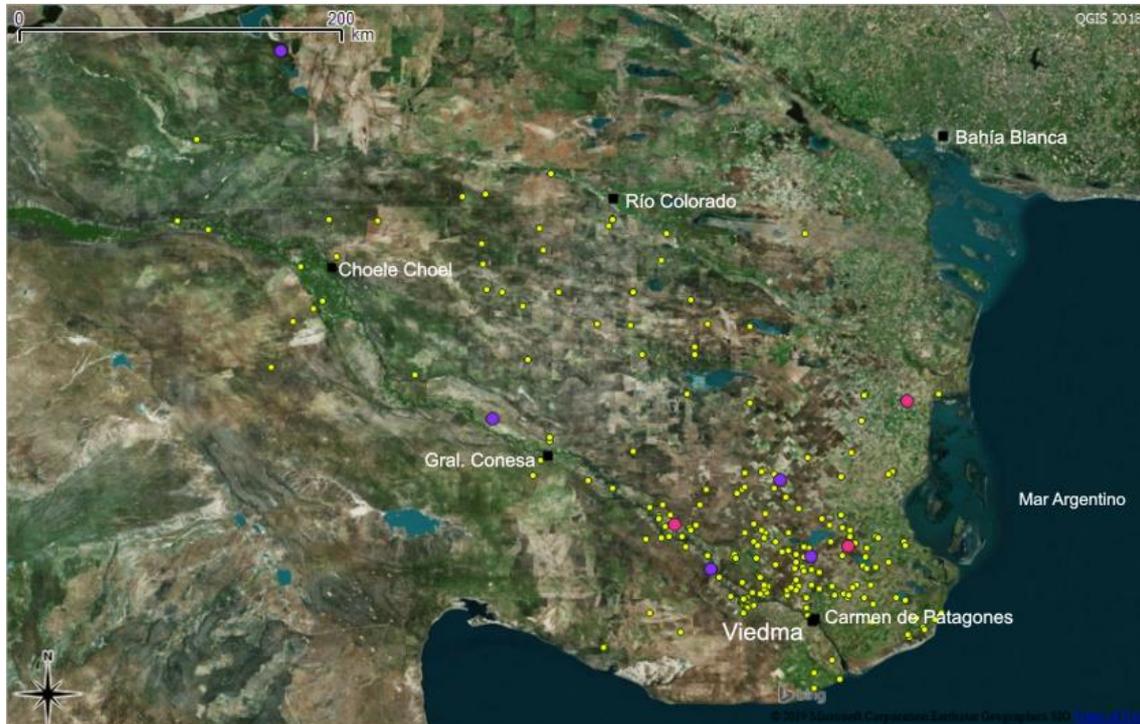
#### **4.1.2 Métodos indirectos**

Se obtuvieron y analizaron por métodos indirectos 125 sueros y 304 jugos musculares. Se detectaron anticuerpos contra *Trichinella* spp. en 3/125 sueros (2,4%; IC 95% 0,42-4,38) y en 5/304 (1,64%; IC 95% 0-3,24) jugos musculares (Tabla 4) (Figura 15). Los ocho jabalíes positivos a la presencia de IgG anti-*Trichinella* spp. eran machos. Cuatro jabalíes positivos a la presencia de anticuerpos anti-*Trichinella* spp. en jugo muscular pertenecían a la categoría subadultos/adultos y uno a la categoría lechón. Los tres jabalíes seropositivos pertenecían a la categoría subadultos/adultos. Las muestras de suero y jugo no pertenecen a los mismos animales.

Tabla 4. Número de muestras analizadas por métodos indirectos (n), positivos (+), tasa de prevalencia observada (%), valores de DO obtenidos en los jabalíes positivos, PP.

ELISA IgG anti- <i>Trichinella</i> en suero					
n	(+)	%	DO	%	
			0,659	60,8	
125	3	2,4	1,735	142,9	
			0,630	156,4	
ELISA IgG anti- <i>Trichinella</i> en jugo muscular					
n	(+)	%	DO	PP	
			0,380	17,3	
			0,411	18,7	
304	5	1,64	0,452	20,5	
			0,655	29,8	
			1,188	54	

Figura 15. Distribución de los sitios de captura de 508 jabalíes (*Sus scrofa*) analizados por DA y puntos de caza de los jabalíes positivos a la presencia de anticuerpos anti-*Trichinella*.



Sueros (rosa) y jugos musculares (violeta), en amarillo sitios de caza de jabalíes analizados por DA.

De acuerdo a Wobeser (1994), y a las seroprevalencias obtenidas, el número mínimo de jabalíes analizados necesario para detectar uno positivo a IgG anti-*Trichinella* en suero es 125 ( $N=3/0,024$ ) y el número mínimo de jabalíes analizados necesario para detectar uno positivo a IgG anti-*Trichinella* en jugo muscular es 182 ( $N=3/0,0164$ ).

El análisis estadístico mostró que existen diferencias significativas entre los resultados obtenidos por los métodos directos e indirectos, en suero y jugo muscular. En ambos casos se obtuvo un p valor=0.007, con un  $\alpha=0.05\%$ .

El análisis estadístico mostró que no existen diferencias significativas comparando la ausencia de hembras positivas y el número de machos positivos en suero [ $h=0/49$ ,  $m=3/59$ , ( $sd=17$ ), p valor=0,249;  $\alpha=0.05\%$ ] ni en jugo muscular [ $h=0/98$ ,  $m=5/158$ , ( $sd=48$ ); p valor=0,159;  $\alpha=0.05\%$ ].

Del total de jabalíes, 95 se analizaron por DA y ambos métodos indirectos. Los 8 animales positivos en técnicas indirectas (3 a partir de suero y 5 a partir de jugo muscular), resultaron negativos en la DA.

#### 4.1.3 Contenido estomacal

Se analizó el contenido estomacal de 11 jabalíes, en los cuales se identificaron diferentes ítems alimenticios (Figura 16) (Tabla 5).

Figura 16. Toma de muestras y análisis de contenido estomacal de jabalíes.



Fotos: M Winter/ S Abate

Tabla 5. Frecuencia de aparición y volumen de los ítems vegetal, animal y material inorgánico de los estómagos analizados.

Ítem	Fr de aparición	% volumen
Contenido de origen vegetal	1	97,9
Gramíneas (Familia Poaceae)	1	97,8
Hierbas, subarbustos, arbustos	0,36	0,1
Contenido de origen animal	0,5	2
Larvas de insectos y puparios	0,45	traza
Pelos	0,54	traza
Tejido animal	0,18	1,9
Material inorgánico	0,7	0,1

Complementariamente, a partir de análisis microhistológicos, dentro del ítem vegetal gramíneas se identificaron las siguientes especies: *Trichloris crinita* (pasto de hoja), *Nasella tenius* (flechilla común), *Piptochaetium napostaense* (flechilla negra), *Alopecurus pratensis* (cola de zorro), *Nassella tenuissima* (paja fina), *Avena* spp. (avena), *Zea mays* (maíz). Dentro del ítem vegetal hierbas, subarbustos, arbustos se identificaron las siguientes especies: *Suaeda divaricata* (vidriera), *Atriplex lampa* (zampa), *Lycium chilense* (yao-yin), *Schinus johnstonii* (molle), *Condalia microphylla* (piquillín), *Geoffroea decorticans* (chañar). Dentro del ítem animal larvas y puparios de insectos, se identificaron larvas pertenecientes al orden Coleoptera y larvas y puparios pertenecientes al Orden Diptera. En el ítem pelos, se identificaron pelos pertenecientes y no pertenecientes a la especie *S. scrofa*. El tejido animal hallado en uno de los individuos corresponde al Orden Rodentia Familia Chinchillidae/ Familia Caviidae a través de la presencia de una pezuña (Figura 16).

Se consultó en pregunta abierta a 38 cazadores ¿Qué comen los jabalíes? y se obtuvo como respuestas 26 ítems: 15 vegetales y 11 animales (Tabla 6).

Tabla 6. Ítems alimentarios de jabalí surgidos a partir de entrevistas a cazadores de la región noreste de la Patagonia argentina.

Ítems vegetales		Ítems animales	
Cultivos en general	19	Carroña	30
Olivillo (Magnoliopsida: Asteraceae)	19	Ovinos	14
Frutos en general	16	Roedores	5
Avena	9	Ternereros	4
Fruto de piquillín	7	Chinche molle (Insecta: Phasmatodea)	3
Maíz	7	Carpa (Actinopterygii: Cyprinidae)	3
Raíz de macachín	7	Peludo	2
Fruto de chañar	5	Tortuga	2
Trigo	5	Chivo	1
Raíces	5	Potrillo	1
Chaucha de alpataco	4	Cangrejos	1
Olivillo	3		
Sorgo	3		
Nueces	2		
Aceitunas	2		

Un jabalí (macho, subadulto/adulto) de los cuales se analizó el contenido estomacal, resultó seropositivo a la presencia de anticuerpos anti-*Trichinella*. En el análisis del contenido estomacal no se identificó tejido de origen animal, que pudiera indicar el consumo (previo al momento del abatimiento) de algún animal parasitado.

#### 4.2 Roedores silvestres

Se capturaron un total de 174 roedores de 8 especies (riqueza específica) (Tabla 7; Figura 17) (Gómez Villafañe y col., 2005) con un esfuerzo de captura de 1360 trampas Sherman-noche y un éxito de captura de 12,79. La abundancia relativa total de roedores fue 0,13. En la Tabla 8 se describe el número total de individuos capturados por especie, por sexo y descripción morfométrica. La Tabla 9 detalla las especies capturadas por año y por sitio. Para el sitio A se calculó una abundancia relativa de 0,17, para el sitio B de 0,09 y para el sitio C de 0,11. La especie más abundante resultó *Calomys musculus*. Las especies con mayor índice de abundancia relativa fueron *Graomys griseoflavus* (sitio A y C) y *Calomys musculus* (sitio B) (Tabla 10). El sitio con mayor número de especies fue el A, mientras que el sitio con menor número de especies capturadas fue el B (Tabla 10). La Tabla 11 describe las condiciones de temperatura y humedad de

cada campaña de captura y remoción. La diversidad específica total se calculó en  $H=2,19$ .

Tabla 7. Nombres específico y vulgar de las especies capturadas y analizadas.

<b>Orden Rodentia</b>	
Familia Cricetidae	
Subfamilia Sigmodontinae	
	<i>Graomys griseoflavus</i> (pericote común)
	<i>Eligmodontia typus</i> (laucha orejuda)
	<i>Oligorizomys longicaudatus</i> (colilargo común)
	<i>Calomys musculus</i> (laucha bimaculada)
	<i>Calomys laucha</i> (laucha manchada)
	<i>Akodon azarae</i> (ratón del pastizal pampeano)
	<i>Akodon dolores</i> (ratón de campo)
Familia Muridae	
Subfamilia Murinae	
	<i>Mus musculus</i> (ratón doméstico)

Tabla 8. Número de individuos capturados por especie, sexo y descripción morfométrica.

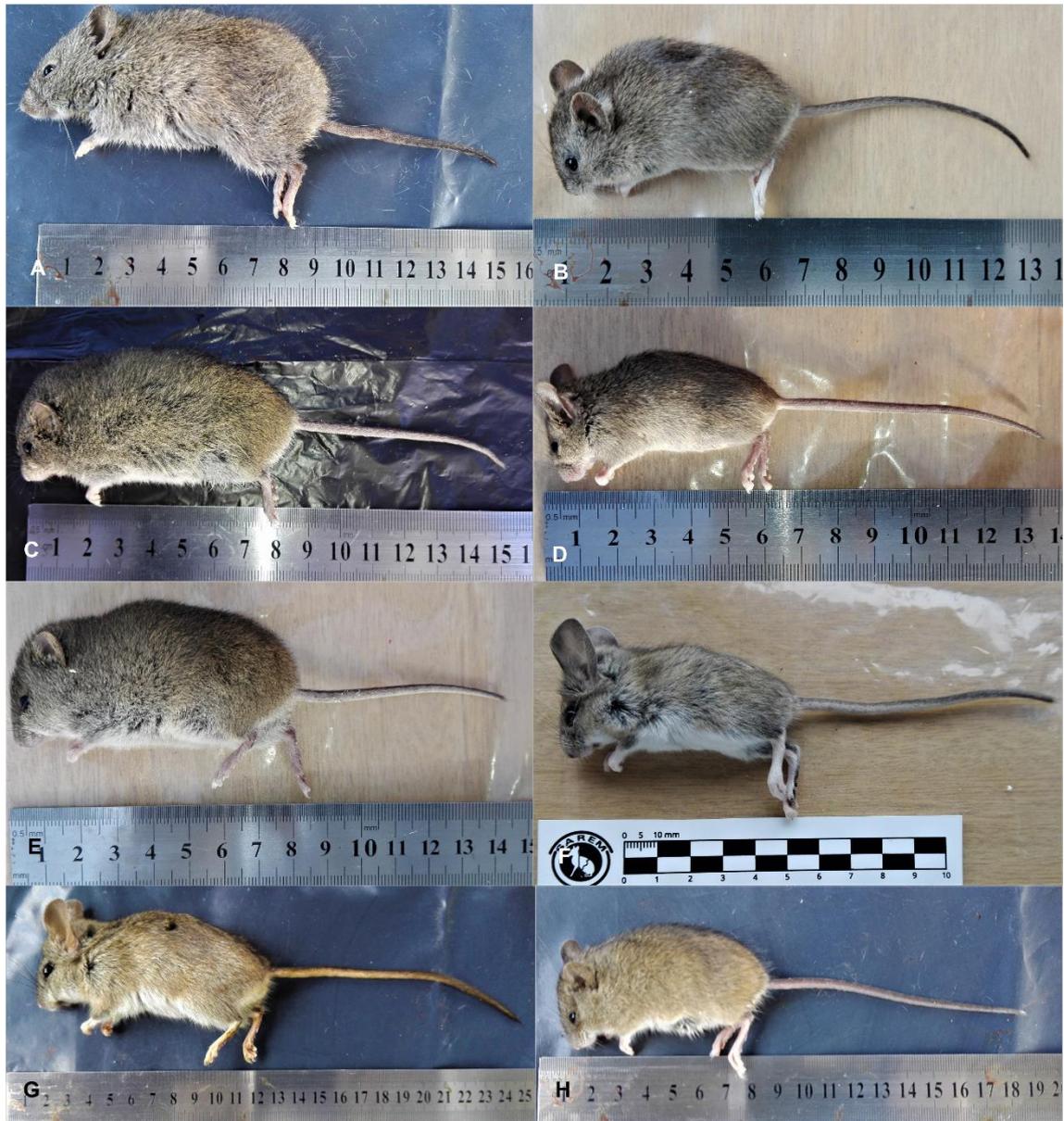
Especie	n	m	h	sd	Pp	LT	LC	LP	LO
<i>Graomys griseoflavus</i>	40	21	6	13	45,9	238	131	34	23
<i>Eligmodontia typus</i>	15	7	4	4	26,4	181	104	24	19
<i>Oligorizomys longicaudatus</i>	6	3	1	2	22,4	181	106	15	11
<i>Calomys musculus</i>	49	18	2	29	12,3	129	70	17	10
<i>Calomys laucha</i>	21	13	2	6	14,6	132	68	17	11
<i>Akodon azarae</i>	14	1	4	9	26,3	154	71	20	12
<i>Akodon dolores</i>	17	9	2	6	26,4	160	75	22	13
<i>Mus musculus</i>	11	10	1	0	11,4	136	72	15	12

n: número de individuos capturados, m: machos, h: hembras, sd: sin datos Pp: peso promedio en g, LT: largo total promedio en mm (desde el hocico hasta el extremo terminal de la cola), LC: largo promedio de la cola en mm, LO: largo promedio de la oreja derecha en mm, LPP: largo promedio de la pata posterior derecha en mm.

Tabla 9. Número de individuos capturados por especie, año y sitio de muestreo.

Año	2016	2017	2018	
Individuos capturados por especie				Sitio de captura
<i>Graomys griseoflavus</i>	11	8	21	A,C
<i>Elymodontia typus</i>	2	4	9	A,C
<i>Oligoryzomys longicaudatus</i>	0	2	4	A,C
<i>Calomys musculus</i>	12	28	9	A,B,C
<i>Calomys laucha</i>	7	5	9	A,B,C
<i>Akodon azarae</i>	0	7	7	A,B,C
<i>Akodon dolores</i>	5	7	5	A,B,C
<i>Mus musculus</i>	9	0	2	A,B
<b>Total</b>	<b>47</b>	<b>61</b>	<b>66</b>	

Figura 17. Especies de roedores silvestres capturadas.



A. dolores (A); C. laucha (B); A. azarae (C); M. musculus (D); C. musculinus (E); E. typus (F); G. griseoflavus (G); O. longicaudatus (H). Fotos: M Winter

Tabla 10. Abundancia relativa por especie y por sitio.

Especie	Abundancia relativa		
	(n° ind/ n° trampas-noche*100)		
	Sitio A	Sitio B	Sitio C
<i>Graomys griseoflavus</i>	<b>4,69</b>	0	<b>4,17</b>
<i>Elygmodontia typus</i>	1,56	0	2,08
<i>Oligoryzomys longicaudatus</i>	0,62	0	0,83
<i>Calomys musculus</i>	3,44	<b>6</b>	1,25
<i>Calomys laucha</i>	1,56	1,5	2,08
<i>Akodon azarae</i>	2,03	1	0,83
<i>Akodon dolores</i>	1,56	0,25	0
<i>Mus musculus</i>	1,41	0,25	0

Tabla 11. Descripción de las campañas de captura y remoción.

Campaña	Año	Sitio	Noches	T promedio (°C)	HR promedio	Capturas
1	2016	A	2	16	71	15
2	2016	A	2	5,4	93	17
3	2016	B	2	17	50	15
4	2016	B	2	9,4	76	0
5	2017	A	3	8,3	91	31
6	2017	A	3	7,5	80	6
7	2017	B	3	11,3	86	12
8	2017	B	3	11,8	52	12
9	2018	A	3	7,4	88	16
10	2018	A	3	6	97	23
11	2018	C	3	6,2	86	5
12	2018	C	3	11,5	63	22

T Promedio (°C): temperatura promedio; HR: humedad relativa. Fuente. <http://siga2.inta.gov.ar>

Las carcasas de los 174 roedores capturados resultaron negativas a la presencia de *Trichinella* spp. mediante DA.

### 4.3 Otros mamíferos, aves y reptiles

Entre 2015 y 2019 se recolectaron muestras de músculo esquelético de un total de 153 vertebrados de hábitos carnívoros y/o carroñeros de los cuales 107 eran mamíferos (70%) (Figura 20), 37 aves (24%) y 9 reptiles (6%) (Figura 21) (Figura 18; Tabla 12). De los 153 individuos, 50 eran machos, 22 hembras y 81 no pudieron ser sexados debido a su estado de descomposición o las lesiones causadas por la muerte por atropellamiento. Del total de las especies, solo el visón americano es una especie introducida (exótico invasor), el resto de las especies muestreadas son nativas del área de desarrollo de esta tesis. El 41,8% (64/153) de las muestras fueron tomadas en los meses de junio, julio y agosto (Figura 19).

Tabla 12. Especies muestreadas y analizadas por DA.

Nombre científico	Nombre vulgar	n	Dieta		Medidas corporales promedio (cm)		
			C/O	Cz/Cr	LCC	LT	
<b>Mamíferos n= 107</b>							
<b>Orden Didelphimorphia</b>							
Familia Didelphidae							
<i>Didelphis albiventris</i>	Comadreja overa	15	O	Cr	40,7	70,6	
<b>Orden Cingulata</b>							
Familia Dasypodidae							
<i>Chaetophractus villosus</i>	Peludo	19	O	Cr	38,1	54,2	
<b>Orden Rodentia</b>							
Familia Echymyidae							
<i>Myocastor coipo</i>	Coipo	2	O*	Cr	51	85	
<b>Orden Carnivora</b>							
Familia Felidae							
<i>Puma concolor</i>	Puma	9	C	Cz	sd	sd	
<i>Leopardus geoffroyi</i>	Gato montés	11	C	Cz	49,8	76,4	
Familia Mustelidae							
<i>Galictis cuja</i>	Hurón menor	13	C	Cz	49,2	62,2	

<i>Neovison vison</i>	Visón americano	1	C	Cz	34	54
Familia Mephitidae						
<i>Canepatus chinga</i>	Zorrino común	1	O*	Cr	32	38
Familia Canidae						
<i>Lycalopex gymnocercus</i>	Zorro gris	35	O	Cr	60,4	92,3
<b>Orden Cetartiodactyla</b>						
Familia Delphinidae						
<i>Tursiops truncatus</i>	Delfín nariz de botella	1	C	Cz	sd	sd

**Aves n= 37**

					PC	EA
<b>Orden Procellariiformes</b>						
Familia Procellariidae						
<i>Macronectes giganteus</i>	Petrel gigante común	1	C	Cz	sd	sd
<b>Orden Falconiformes</b>						
Familia Cathartidae						
<i>Cathartes aura</i>	Jote cabeza colorada	1	C	Cr	sd	sd
Familia Accipitridae						
<i>Buteo polysoma</i>	Aguilucho común	2	C	Cz	sd	sd
Familia Falconidae						
<i>Polyborus plancus</i>	Carancho	1	C	Cr	sd	sd
<i>Milvago chimango</i>	Chimango	2	O	Cr	30	72
<i>Falco sparverius</i>	Halconcito colorado	1	C	Cz	54	sd
<b>Orden Charadriiformes</b>						
Familia Laridae						
<i>Larus dominicanus</i>	Gaviota cocinera	4	O	Cr	sd	sd
Familia Sternidae						
<i>Sterna hirudinacea</i>	Gaviotín sudamericano	1	C	Cz	sd	sd
<b>Orden Cuculiformes</b>						
Familia Cuculidae						
<i>Guira guira</i>	Pirincho	2	O	Cr	18	37
<b>Orden Strigiformes</b>						
Familia Tytonidae						
<i>Tyto alba</i>	Lechuza de campanario	9	C	Cz	25	89,7

## Familia Strigidae

<i>Athene cunicularia</i>	Lechucita vizcachera	9	C	Cz	19,6	47
<i>Asio flammeus</i>	Lechuzón de campo	2	C	Cz	28	97,5
<i>Bubo virginianus</i>	Ñacurutú	2	C	Cz	37	104

**Reptiles n= 9**

LCC LT

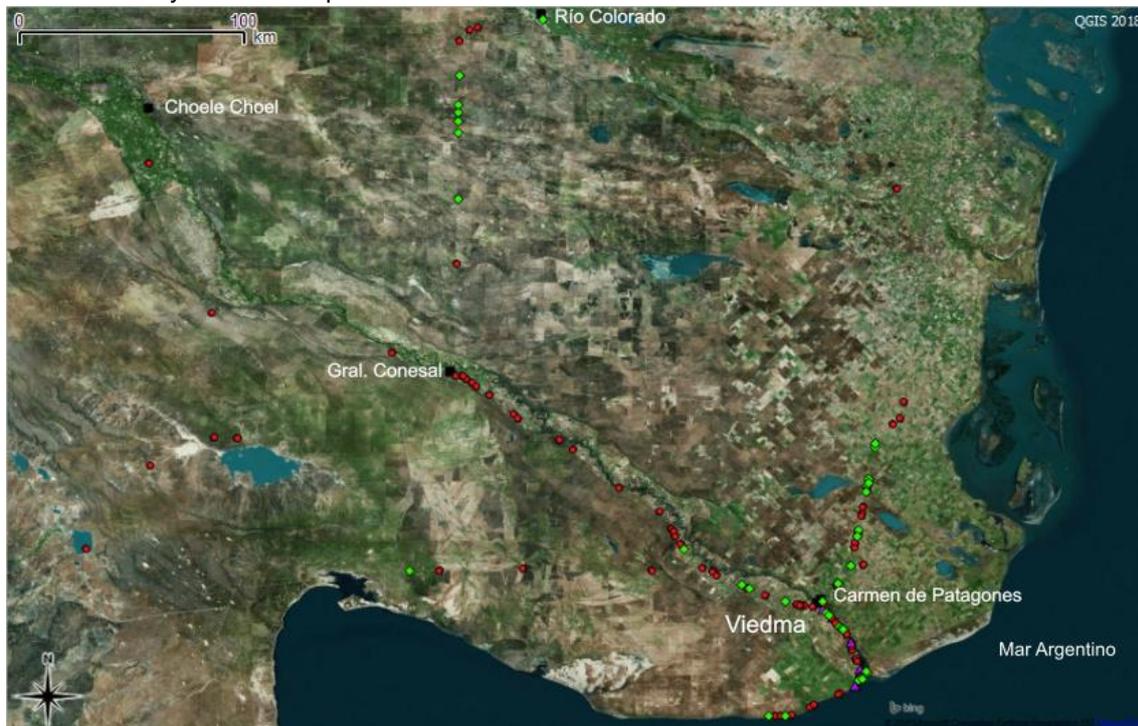
**Orden Squamata**

## Familia Colubridae

<i>Philodryas patagoniensis</i>	Culebra parejera	9	C	Cz	70	90,7
---------------------------------	------------------	---	---	----	----	------

n: cantidad, categoría taxonómica, dieta (C=carnívoro, O=omnívoro, Cz=cazador, Cr=carroñero) y medidas morfométricas promedio (LCC=largo cabeza-cuerpo, LT= largo total, LPC= largo pico-cola, EA= envergadura alar). \**M. coipo* y *C. chinga* si bien están descriptas como especies herbívoras en la bibliografía, han sido observadas alimentándose de carroña en el área de estudio.

Figura 18. Distribución de los mamíferos -excepto jabalíes y roedores-, aves y reptiles muestreados y analizados por DA.



Mamíferos (rojo), aves (verde) y reptiles (violeta).

Figura 19. Distribución de mamíferos -excepto jabalíes y roedores-, aves y reptiles muestreados y analizados por mes y año.

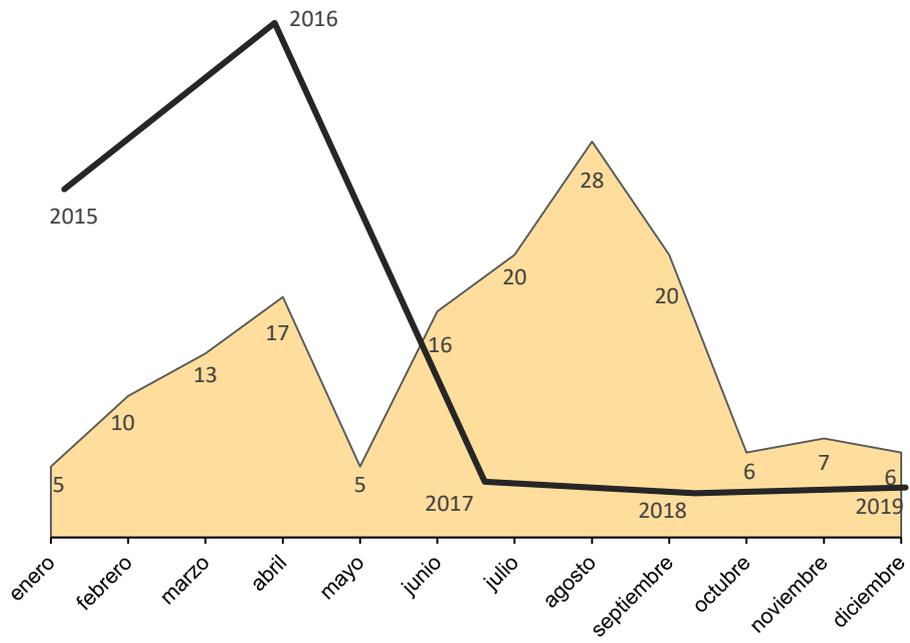


Figura 20. Mamíferos hallados muertos por atropellamiento, muestreados y analizados por DA.



Peludo (A), comadreja overa (B), hurón menor (C), gato montés (D), zorro gris (E), zorrino común (F superior) y hurón menor (F inferior). Fotos: M Winter

Figura 21. Aves y reptiles hallados muertos por atropellamiento, muestreados y analizados por DA.

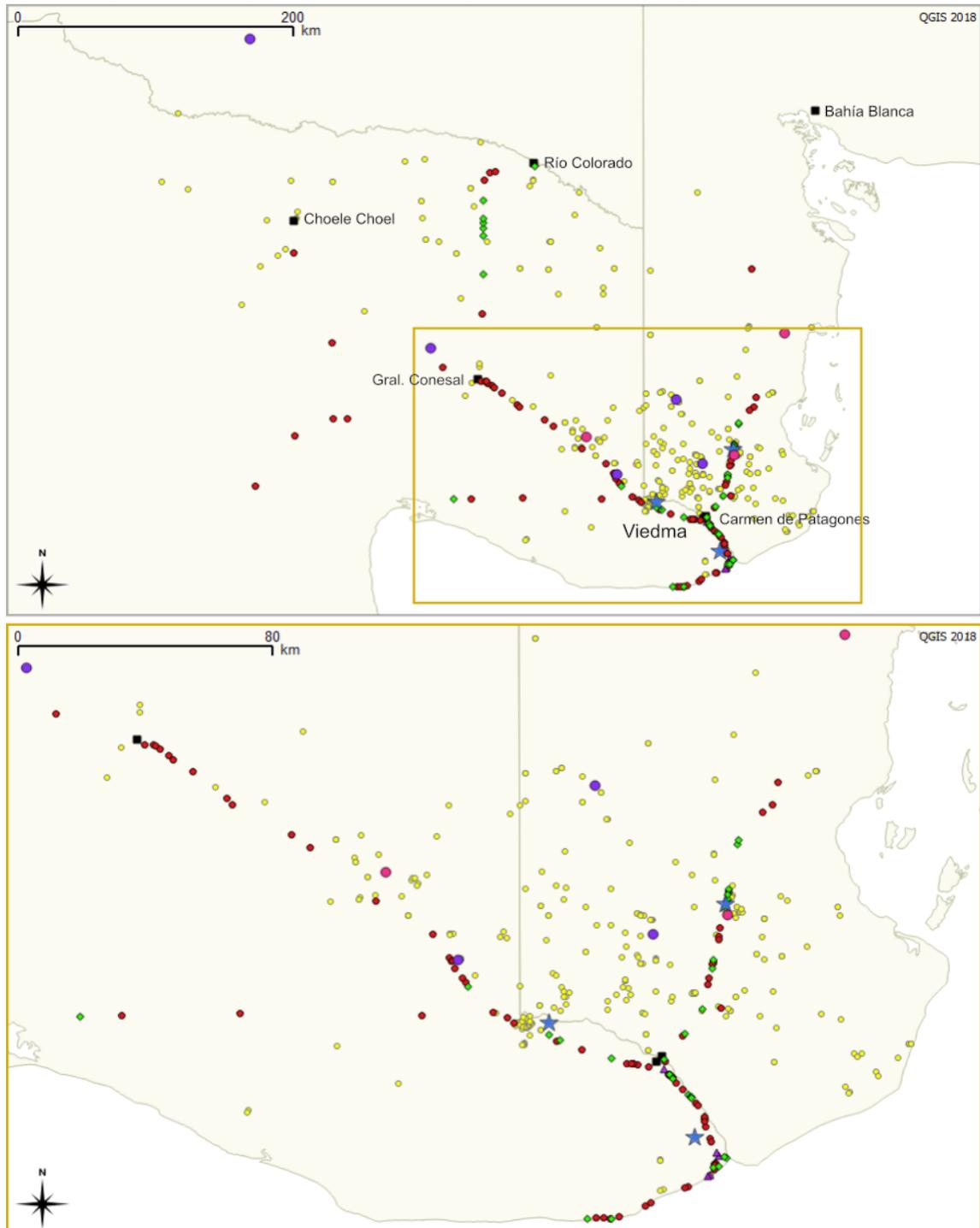


Gaviota cocinera (A), lechucita vizcachera (B), carancho (C), ñacurutú (D) y culebra parejera (E).

Fotos: M Winter

Se muestrearon y analizaron en total 832 individuos pertenecientes a 32 especies con resultado negativo a la presencia de *Trichinella* spp. por el método de DA (Figura 22).

Figura 22. Distribución de las 832 muestras tomadas y analizadas por DA con resultado negativo y jabalíes positivos a la presencia de anticuerpos anti-*Trichinella* spp.



Jabalíes (amarillo), otros mamíferos (rojo), aves (verde), reptiles (triángulos violetas), puntos de captura y remoción de roedores (estrellas); jabalíes positivos a la presencia de anticuerpos anti-*Trichinella* spp. en suero (círculos violetas) y jugo muscular (rosa).

## 5. Discusión

Actualmente 11 millones de personas en el mundo están infectados con *Trichinella*, principalmente por *T. spiralis* (Berger, 2019). En 2014, la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO), junto con la OMS, publicó una lista de los 10 principales parásitos transmitidos por alimentos que afectan la salud de millones de personas cada año en todo el mundo, infectando tejidos y órganos musculares y causando serios problemas de salud, en la cual *T. spiralis* ocupa el séptimo lugar (FAO, 2014). Actualmente la trichinellosis sigue siendo una enfermedad parasitaria transmitida por los alimentos de importancia médica mundial. Sin embargo, su impacto y magnitud suele hacerse evidente solo mediante la aparición de brotes epidémicos. *Trichinella* spp. establecen infecciones crónicas asociadas con una regulación negativa significativa de la respuesta inmune del hospedador (Elliott y col., 2007), induciendo un amplio espectro de respuestas patológicas y manifestaciones clínicas (Babu y Nutman, 2019). La gravedad de la enfermedad clínica es fuertemente dependiente y está directamente relacionada con el número de L1 ingeridas, la edad, el sexo, el tejido invadido y el estado nutricional, hormonal y del sistema inmune de la persona afectada (Gottstein y col., 2009; Ribicich y col., 2010b). En América del Sur, se han registrado casos de trichinellosis humana con signos y síntomas característicos y /o serología positiva en Argentina, Chile y Bolivia. Pero es en Argentina y Chile donde se registra el mayor número de casos y donde la enfermedad es considerada endémica (Ribicich y col., 2005; 2019). En Argentina, la trichinellosis, es un importante problema de salud pública debido a las altas tasas de morbilidad que genera (Pasqualetti y col., 2014). De acuerdo a los boletines integrados de vigilancia emitidos por el Ministerio de Salud, entre 2015 y agosto de 2019, se notificaron 4020 casos de trichinellosis ( 21 en la provincia de Río Negro), con un promedio de 13 brotes por año desde 2017 a la actualidad. No obstante, se reconoce que existe un subregistro significativo de la enfermedad. En este sentido, la trichinellosis es particularmente difícil de detectar en infecciones con baja carga parasitaria y, dado sus manifestaciones clínicas se superponen a las de otras enfermedades, entonces con frecuencia las personas afectadas son diagnosticadas erróneamente (Murrell y Pozio, 2011). Esta situación se suma a los casos que inician y transitan la enfermedad sin manifestar síntomas, ni signos. Si bien, en Argentina la mayoría de los brotes están relacionados con el consumo de carne de cerdos domésticos (Ribicich y col., 2005), en los últimos años se han notificado casos de trichinellosis por consumo de carne y subproductos derivados de puma (*Puma concolor*) y jabalí (Mansilla y col., 1994; Ribicich y col., 2010a;

Pasqualetti y col., 2014; Krivokapich y col., 2019b), así como otros se han evitado detectando el foco en las presas de caza (Servicio Nacional de Sanidad y Calidad Agroalimentaria). Para el consumo humano, la sensibilidad (1 LPG) en animales silvestres puede depender del músculo total analizado. En este sentido, la cantidad de tejido recomendada por la Comisión Internacional de Trichinellosis es de 10 g (Gamble y col., 2000). En Argentina, la ocurrencia de casos se incrementa generalmente durante el invierno, vinculado al hábito cultural de elaborar y consumir chacinados. Las bajas temperaturas brindan márgenes de conservación de la carne sin la necesidad de contar con cámara frigorífica, permitiendo la elaboración domiciliaria de subproductos derivados de la carne jabalí. Así también, es una práctica frecuente la mezcla de carne procedente de distintas especies: cerdo doméstico- jabalí, puma-jabalí.

La ausencia de jabalíes positivos por DA, como resultado de la presente tesis, coincide con otras investigaciones alrededor del mundo (Van Der Giessen y col., 2001; Senlik y col., 2011; Aoun y col., 2012; Hernandez y col., 2013; Hatta y col., 2016; Gazzonis y col., 2018). En Argentina, desde el año 2000 a la actualidad, el número de jabalíes hallados positivos por DA varía: 0/426 en la provincia de Río Negro (Crowley y col., 2015; Winter y col., 2019a), 7 en La Pampa (Villamil y col., 2013), 13/114 en Entre Ríos (Cohen y col., 2010) y 3/12 (Ribicich y col., 2010a) y 28/828 en la provincia de Neuquén (Lauge y col. 2015). Entre ellos, en la región oeste de la Patagonia norte argentina Lauge y col. (2015) informaron una prevalencia del 3,4%. Junto a estos datos, se podría considerar los resultados recientemente publicados por Hidalgo y col. (2019) quien notifica 1,8% de prevalencia entre 278 animales analizados en el sur de Chile. Ambas regiones se encuentran conectadas por corredores naturales y comparten características ecosistémicas. En este sentido, los ambientes naturales desempeñan un papel importante en el mantenimiento de *Trichinella* spp. así como la disponibilidad de animales parasitados como fuente de alimento para especies carroñeras, se considera la principal vía de transmisión de *Trichinella* spp. en los ecosistemas naturales (Hurníková y Dubinský, 2009; Széll y col., 2013). Además, algunas investigaciones han establecido que valores de prevalencia más altos se asocian históricamente a sitios ubicados a más de 500 metros sobre el nivel del mar y se reducen cuando aumenta la disponibilidad de otros recursos (cultivos, árboles frutales y abundancia de ganado), que proporcionan a la población de jabalíes (y cualquier animal omnívoro que no viva en confinamiento) alimentos complementarios distintos de las principales fuentes de infección de *Trichinella* (Pozio, 1998). Es decir, la posibilidad de encuentro del parásito con el hospedador influye directamente en su persistencia. En los Bosques Templados Patagónicos, la extracción de cadáveres presenta fuertes dificultades por la complejidad de la topografía (Sanguinetti y Pastore, 2016), por lo tanto los cadáveres de muchos de

los jabalíes abatidos (principalmente en el marco de estrategias de manejo llevadas adelante dentro de Parques Nacionales) quedan disponibles como alimento en el mismo ambiente (comunicación personal Marina Winter). Su persistencia se ve favorecida por condiciones de humedad y temperatura moderada (Pozio y Zarlenga, 2013). Además, la posible acumulación de nieve sobre las carcasas extendería el período de supervivencia de *Trichinella* spp. (Rossi y col., 2019). Por el contrario, la actividad cinegética (en todas sus modalidades) ejercida por cazadores particulares (registrados y furtivos) en la Patagonia norte extraandina, está sujeta a la extracción total del cadáver del sitio de caza y el abandono *in situ* de la parcialidad o la totalidad de las vísceras. Esta práctica, evitaría que posibles animales parasitados sean fuente de alimento de especies carroñeras, evitando así una vía de transmisión. Ahora bien, se han registrado jabalíes positivos en la provincia de La Pampa, en áreas que corresponden a regiones fitogeográficas de Monte de Transición y Caldenal, con características primariamente similares al área de muestreo de los resultados aquí presentados (Oyarzabal y col., 2018). No obstante, en los últimos años la frontera agrícola se ha expandido y los cultivos principalmente de soja y maíz experimentaron un aumento importante en superficie sembrada, con un retroceso marcado de la flora nativa (Scarpati y Capriolo, 2018). Del mismo modo, en las últimas décadas ésta marcada transformación ha afectado (y continúa afectando) el área de estudio. El paisaje primario actualmente se encuentra fragmentado en un mosaico de tierras de cultivo (maíz, trigo, cebada) y pastos con parches residuales de flora nativa (Caruso y col., 2018). Este escenario contribuye a la expansión y el crecimiento en abundancia de la población de jabalíes (Sanguinetti y Pastore, 2016). Según los autores citados, el jabalí está completamente establecido en Argentina, avanzando hacia la Estepa patagónica de forma dendrítica alrededor de la disponibilidad de agua (cursos naturales y artificiales). La densidad potencial de jabalíes en el área de estudio (ecorregiones de Monte y Espinal) se ha calculado en  $<0,5$  individuos/ $\text{Km}^2$ , con un rango de acción individual de  $3,4 \text{ Km}^2$  para las hembras y de  $15,1 \text{ Km}^2$  para los machos. En los Bosques Templados Patagónicos y Llanuras Pampeanas la densidad se estima  $>10$  individuos/ $\text{Km}^2$ , con un rango de acción menor y similar entre hembras y machos (Sanguinetti y Pastore, 2016). Una mayor densidad acompañada de valores de humedad favorables podría incrementar la posibilidad de encuentro de un jabalí y una fuente de alimento infectada con L1 de *Trichinella* spp. La diferencia observada entre los valores hallados en otras regiones de Argentina, principalmente en el oeste de la Patagonia norte, y los resultados presentados en esta tesis podría ser consecuencia de la combinación de factores ambientales, variación en la disponibilidad de alimento vegetal (áreas cultivadas) y de prácticas humanas en el descarte de cadáveres en relación a la actividad cinegética. Así también, estos

resultados negativos por DA presentados, se suman a datos de otros laboratorios públicos y privados que realizan análisis de jabalíes abatidos dentro del área de estudio (Winter y col., 2018b).

El uso de métodos indirectos, en particular de pruebas serológicas, es una herramienta fundamental para estudios de vigilancia, ya que presentan mayor sensibilidad relativa: 0.01 LPG (Gamble y col., 2004; OIE, 2017) frente a 1-3 LPG del método de DA (Nöckler y Kapel, 2007; OIE, 2017). Experimentalmente, la seroconversión en jabalíes ocurre entre 2 y 4 semanas p.i (Bessi y col., 2019). La seroprevalencia global de la interacción jabalí-*Trichinella* calculada a partir de numerosas investigaciones alrededor del mundo, es del 6% (Rostami y col., 2018). Considerando el valor de seroprevalencia global (0,06), se debería hallar un jabalí seropositivo de cada 50 analizados (Wobeser, 1994). No obstante, es frecuente que dentro un grupo de animales negativos por DA, algunos resulten positivos por técnicas indirectas a partir de suero o jugo muscular (Lee y col., 2015) o que la prevalencia encontrada aplicando técnicas indirectas sea mayor (Boadella y col., 2012; Gómez-Morales y col., 2014; Hill y col., 2014; Cuttell y col., 2014; Lee y col., 2015; Winter y col., 2019a). Complementariamente a los objetivos de esta tesis, se analizaron muestras de suero y jugo muscular mediante la prueba de ELISA. Se obtuvieron resultados positivos que arrojaron una prevalencia de 2,4% (60,8%; 142,9%; 156,4%) y 1,64% (17,3PP; 18,7PP; 20,5PP; 29,8PP; 54PP) respectivamente. Según las indicaciones de los fabricantes, ambos kits comerciales utilizados presentan elevada sensibilidad y especificidad. De acuerdo a las prevalencias obtenidas, el número mínimo de jabalíes de la Patagonia noreste analizados necesario para detectar un individuo positivo a IgG anti-*Trichinella* en suero es 125 (N=3/0,024) y para detectar un individuo positivo a IgG anti-*Trichinella* en jugo muscular es 182 jabalíes (N=3/0,0164). Los valores de prevalencia hallados son más bajos que los reportados en otras áreas del mundo (Van Der Giessen y col., 2001; Ribicich y col., 2010; Hernández y col., 2013; Gómez-Morales y col., 2014; Hill y col., 2014; Lee y col., 2015) y se acercan más a las seroprevalencias reportadas en Asia y Oceanía que con las reportadas en América del Norte y Europa, de acuerdo a Rostami y col., 2018. Los valores de prevalencia se podrían interpretar como indicadores del nivel de exposición de la población de jabalíes a *Trichinella* spp. (Richomme y col., 2010). Los títulos obtenidos varían entre valores menores a 100%, valores entre 100 y 150% y valores mayores a 150%, al igual que los reportados por otros autores (Richomme y col. 2010) y de acuerdo a la publicación reciente de Bessi y col. (2019) podría vincularse a infecciones con distintas especies de *Trichinella* spp.

La diferencia entre los resultados obtenidos por DA y métodos indirectos, podría estar indicando que entre los jabalíes de vida libre que habitan la región este de la Patagonia

argentina, *Trichinella* spp. circulan con cargas parasitarias muy bajas. La diferencia en la sensibilidad relativa de ambos métodos, podría explicar el hallazgo de animales positivos por métodos indirectos y la ausencia de jabalíes positivos por DA. Paralelamente, la discordancia obtenida entre ambos métodos, podría vincularse a características biológicas y al estado inmunológico de cada individuo. Bajas cargas parasitarias pueden generar una distribución aleatoria de L1 en las musculatura del hospedador, pudiendo alterar el orden muscular de preferencia que se observa en infecciones más intensas (Kapel, 2001). De acuerdo al trabajo de Bessi y col. 2019, en condiciones experimentales los principales músculos de elección de *T. spiralis* y *pseudospiralis* en jabalí (*S. scrofa*) son la lengua y el diafragma, y de *T. patagoniensis* el tejido muscular de miembros anteriores, diafragma y lengua. Para *T. patagoniensis*, las cargas parasitarias registradas estuvieron por debajo de 1 LPG (0.01-0.087 LPG) (Bessi y col. 2019). En este sentido, los métodos de detección indirecta (tanto en suero, como en jugo muscular) representan una herramienta muy útil para aumentar la eficacia y sensibilidad de los estudios epidemiológicos. De hecho, un plan de vigilancia activa, con el uso de métodos indirectos, podría permitir la identificación de áreas donde *Trichinella* spp. estarían circulando pero donde todavía no se han detectado L1 por DA. Debido a que la obtención de estómagos resultó dificultosa (por la práctica de abandono *in situ* de la parcialidad o la totalidad de las vísceras), el estudio de la dieta de *S. scrofa* se basó en un número reducido de muestras. Los resultados obtenidos a partir de los 11 estómagos analizados, coinciden con otras investigaciones que afirman que los jabalíes tienen una preferencia hacia el consumo de materia vegetal (Schley y Roper, 2003; Massei y Genov, 2004; Herrero y col., 2005; Adkins y Harveson, 2006; Wilcox y Van Vuren, 2009). No obstante, de acuerdo al hallazgo de tejido animal en un solo individuo y las entrevistas realizadas a cazadores, los jabalíes de la Patagonia noreste, tendrían un consumo de materia animal (posiblemente reducido) de origen variable. Muchas investigaciones coinciden en que no existen diferencias significativas entre la dieta de jabalíes machos y hembras (Loggins y col., 2002; Adkins y Harveson, 2006; Skewes y col., 2007). Entonces, el hecho de que los jabalíes positivos con métodos indirectos eran macho, podría relacionarse con el hecho que en paisajes abiertos el área de acción de los machos es mayor que el de las hembras (Sanguinetti y Pastore, 2016). A mayor área recorrida y mayor tiempo de exposición (edad del animal) aumentaría la posibilidad de encuentro con un nuevo hospedador de *Trichinella* spp. (Pannwitz y col., 2010). En esta línea, los jabalíes presentados en torneos de caza serían los ejemplares que reúnen características que incrementan las posibilidades de infección con *Trichinella* spp. La mayoría de los animales presentados en los torneos de caza que se han llevado adelante (2014, 2015, 2016, 2018 y 2019) en la localidad de Río Colorado

fueron abatidos en los departamentos Conesa, Pichi Mahuida y Avellaneda (provincia de Río Negro). Allí, el Monte de Transición presenta mayor altura, brindando posiblemente mayor refugio para la población de jabalíes, lo que se refleja en la presencia de ejemplares de mayor edad (comunicación personal Marina Winter). Asimismo, la disponibilidad de agua y cultivos es menor que en otras áreas de la región noreste de la Patagonia. Si se tiene en cuenta esta descripción y el área de acción estimada en 15,1 Km<sup>2</sup>, es viable pensar que animales presentados como trofeo en competencias cinegéticas podrían ser potenciales portadores y dispersores de *Trichinella* spp. (y otros agentes infecciosos y parasitarios). Entonces, deberían ser considerados, individuos centinelas importantes para sostener estudios de vigilancia. Para todos los hospedadores, se esperaría que la mayor prevalencia estuviera entre los individuos de mayor edad, entendiendo que tienen mayor tiempo de exposición a una posible infección (Pannwitz y col., 2010; Bajer y col., 2014; Grzybek y col., 2019). En este sentido, los jabalíes machos de varios años, son muchas veces descartados y considerados no aptos para consumo humano. Por consiguiente, sería importante conocer el destino de los restos de los animales abatidos en el marco de este tipo de eventos.

En otras áreas del mundo, las infecciones humanas por consumo de animales silvestres están en aumento. Estas no están asociadas con la caza de subsistencia sino que generalmente se asocian a una actividad recreativa y, a menudo, están relacionadas al turismo (Houze y col., 2009). Este último, es un motivo especial de preocupación cuando la carne de animales cazados llega a otros países con turistas, lo que conlleva a brotes locales distantes al punto de caza (Ancelle y col., 2005). Hasta el presente en la Patagonia noreste, existe solo un coto de caza registrado y autorizado por la Secretaría de Ambiente y Desarrollo Sustentable de la Provincia de Río Negro, aunque se reconoce la existencia de cotos informales.

El carácter eurixeno de *Trichinella* spp. les permite producir interconexiones entre los ciclos silvestre y doméstico. El ciclo doméstico (rural o urbano) depende en gran medida del manejo de los animales (cría extensiva de porcinos principalmente) y la influencia de la actividad y decisiones del hombre sobre su entorno. Mientras que, el ciclo silvestre se mantiene paralelamente, por hábitos carnívoros, carroñeros y caníbales entre animales silvestres, asilvestrados y cimarrones. Cuando no se logra un manejo adecuado de los animales domésticos y la vida silvestre, la infección por *Trichinella* spp. pueden transmitirse desde el ciclo silvestre (parantrópico) al doméstico (sinantrópico) (Cybulska y col., 2014). O por un camino reversible desde la producción porcina a la vida silvestre cuando la carroña de animales domésticos no se elimina adecuadamente o las canales de cerdos en libertad no se eliminan adecuadamente del campo (Gottstein

y col., 2009). En el área de estudio estarían dadas las condiciones para que *Trichinella* spp. completen su ciclo de vida doméstico. Con el objetivo de formalizar la faena y garantizar la sanidad de los productos liberados a consumo, en el 2017 se dio comienzo al funcionamiento del Matadero Social de la localidad rural de San Javier. Los análisis de DA realizado hasta el momento (más de 200 porcinos), a través de un convenio marco con la Universidad Nacional de Río Negro, han resultado negativos. No obstante, la producción porcina familiar para consumo propio o venta directa (fuera del alcance de sistemas de control sanitario) se sostiene tanto en áreas rurales como periurbanas (comunicación personal Marina Winter). La presencia de pequeños productores con barreras de contención física mínimas o incluso sin ellas, en zonas periurbanas que se caracterizan por asentamientos espontáneos sobre o cercanos a basurales, son un factor de riesgo epidemiológico que favorece la posible dispersión de *Trichinella* desde el ciclo doméstico al silvestre en el área estudiada. Así también, las zonas urbanas y periurbanas son muy atractivas para las especies adaptables, entre las que se describen el jabalí y el zorro. En estas áreas, estas especies, pueden alcanzar densidades de población mucho más altas que en paisajes naturales o rurales (Despommier y col., 2006; Bradley y Altizer, 2007).

Las características de los mesocarnívoros pertenecientes a la Familia Canidae, comportamiento de búsqueda y una dieta amplia, brindan elevadas oportunidades de infección con *Trichinella* spp. Por ello, a nivel mundial, los zorros son señalados como los principales hospedadores en los ecosistemas naturales. En la Patagonia argentina se registran dos especies pertenecientes a la Familia Canidae: el zorro gris (*Lycalopex gymnocercus*) y el zorro colorado, culpeo o andino (*Lycalopex culpaeus*). Los 35 zorros muestreados y analizados por DA en esta tesis pertenecen a *L. gymnocercus* dado que el área de distribución de *L. culpaeus* no incluye el área muestreada. De acuerdo a las medidas morfométricas y a las piezas dentales presentes (examinadas al momento de la toma de muestra), todos los zorros muestreados eran adultos y las muestras recolectadas se correspondieron, principalmente, a tejido muscular de miembros posteriores y anteriores, y lengua. En animales con cargas parasitarias altas la distribución muscular sigue en cada especie hospedadora un patrón determinado, mientras que en aquellos casos donde la carga parasitaria es baja, la distribución puede ser más aleatoria (Kapel, 2001). En hospedadores cánidos, como el zorro, las especies encapsuladas prefieren los músculos de las extremidades anteriores, lengua y diafragma, mientras que las especies no encapsuladas predominan en el diafragma (Kapel y col., 2005). La prevalencia de *Trichinella* spp. en cánidos silvestres varía en diversas regiones del mundo: Gran Bretaña 0% (0/604) (Smith y col., 2003), Noruega 4,8% (19/393) (Davidson y col., 2006), Letonia 50,6% (338/668) (Deksne y col., 2016),

Serbia 35% (13/37) (Dmitric y col., 2017), España 0,82% (6/736) (Montañez Ruiz, 2017), Canadá 36% (16/36) (Bachand y col., 2018). Sin embargo, en Argentina hasta el momento no se han reportado cánidos silvestres positivos a la presencia de *Trichinella* spp. En este sentido, podría ocurrir que los zorros no formen parte del ciclo silvestre de *Trichinella* spp. o que el esfuerzo de muestreo aún no alcanzó el número de individuos necesario para hallar un zorro positivo.

Los armadillos (Familia Dasypodidae) son un grupo de mamíferos cuya distribución se extiende desde el sur de Estados Unidos hasta el sur de América de Sur. El peludo (*C. villosus*) es una especie abundante, sin problemas de conservación, que se encuentra en Bolivia, Paraguay, Argentina y Chile (Canevari y Vaccaro, 2007). Los estudios de investigación para evaluar la presencia de *Trichinella* spp. son escasos y restringidos a las provincias de Buenos Aires y La Pampa (Argentina). No obstante, coinciden en prevalencias elevadas: 63,7% (Krivokapich y col., 2006), 15,7% (Ribicich y col., 2010a) y 25,3% (Kin, 2015). Según los autores, los peludos portadores de *T. spiralis* están asociados a bajas cargas parasitarias que van de 0,04 a 1,23 LPG. Además, Kin (2015) refiere que no existe diferencia estadística significativa entre el número de individuos machos y hembras hallados positivos, y además describe una correspondencia negativa entre el hallazgo de *C. villosus* positivos y la presencia de establecimientos vinculados a la producción porcina. De acuerdo a los resultados negativos presentados en esta tesis, podría ocurrir que los peludos (*C. villosus*) no formen parte del ciclo silvestre de *Trichinella* spp. en el este de la Patagonia norte argentina, o que el esfuerzo de muestreo aún no alcanzó el número de individuos necesario para hallar un peludo positivo.

El puma (*P. concolor*), el zorro gris (*L. gymnocercus*) y el peludo (*C. villosus*) constituyen parte de la fauna autóctona de la provincia de Río Negro y de Argentina. Como tal se encuentra protegida por la Ley Nacional N°22.421 y la Ley Provincial (Río Negro) N°2.056. Sin embargo, la caza de pumas y zorros está permitida en la provincia de Río Negro en el marco de la Ley n°763 de regulación de predadores. Desde 1972, el gobierno provincial declara obligatoria la lucha contra las especies silvestres que este organismo considera perjudiciales para la ganadería y agricultura. En este contexto, ofrece recompensa monetaria por la caza de pumas y zorros que sean identificados como los responsables de daños en la producción. Para acceder al pago de la recompensa, el cazador debe presentar el cuero del animal en la dependencia indicada según la localidad (en muchos casos en la Sociedad Rural). Generalmente, los zorros son descartados, mientras que los pumas son faenados y su carne es consumida directamente o utilizada en la elaboración de subproductos. En este sentido, este tipo de decisiones unilaterales podrían significar un potencial riesgo de trichinellosis. El puma (*P. concolor*), considerando el conjunto de subespecies, se distribuye naturalmente en

toda la extensión del continente americano (Canevari y Vaccaro, 2007). Se han registrado pumas infectados con *Trichinella* spp. en Chile (Hidalgo y col., 2013), Argentina (Ribicich y col., 2010a; Krivokapich y col., 2008; 2019b) y Estados Unidos (Reichard y col., 2015). Las especies identificadas fueron *T. pseudospiralis* y *T. patagoniensis*. La carga parasitaria generalmente es baja (entre 0,4 y 7,2 LPG) lo que ha impedido a algunos de los mencionados autores la tipificación. *T. patagoniensis* es, en la actualidad, la única especie endémica del género *Trichinella* hallada en la región Neotropical. Los registros demuestran que se encuentra distribuida a lo amplio del territorio argentino, siendo el puma su principal hospedador (Krivokapich y col., 2012a). Los resultados negativos obtenidos en esta tesis, estarían relacionados con el bajo número de individuos analizados. No obstante, es relevante pensar en las posibles fuentes de infección que actuarían como vía de entrada y transmisión de *T. patagoniensis* en la población de pumas de la Patagonia y de Argentina. No existe registro de canibalismo entre los felinos, ni hábitos carroñeros entre los pumas. De acuerdo a información bibliográfica, la dieta del puma en la Patagonia incluye: otros mamíferos: liebre, mara, roedores, armadillos (peludos y piches) y ungulados; aves (ñandú y aves pequeñas) y reptiles (Canevari y Vaccaro, 2007), de manera que, por sus características biológicas y ecológicas, los peludos deberían considerarse posibles hospedadores del ciclo natural de *T. patagoniensis*, y posible fuente infección para la población de pumas y otros felinos silvestres.

La captura, tenencia y mortandad de especies autóctonas consideradas en esta tesis (mamíferos, aves y reptiles), exceptuando el caso particular de pumas y zorros, está prohibida. No obstante, muchos productores pecuarios los consideran una amenaza real o potencial para su producción y actúan en consecuencia ilegalmente. Así también, en el ámbito rural el peludo continúa siendo una fuente de alimento. Sin embargo, teniendo en cuenta que se lo consume únicamente con una extensa cocción previa (escabeche), el riesgo de que actúe como fuente de infección de trichinelosis es bajo.

Hasta el presente, se han registrado en el mundo 13 especies de aves con infecciones naturales con *Trichinella* spp. (Pozio, 2005). En todos los casos en los que se pudo identificar la especie, se trató de *T. pseudospiralis*, siendo la única hallada en mamíferos carnívoros y aves (Pozio, 2005; 2016). En el continente americano *T. pseudospiralis*, se registró hasta el momento en Canadá, Estados Unidos y Argentina (Krivokapich y col., 2015; Pozio, 2016). En general, el esfuerzo de muestreo en aves comparado con el de mamíferos es muy bajo, por lo que se cree que la prevalencia en aves estaría siendo subestimada (Pozio, 2016). Al respecto, en esta tesis se reportan los primeros datos de vigilancia activa en aves y reptiles para América del Sur (Winter y col., 2018a). Entre las especies muestreadas y analizadas, se encuentran representantes de las familias

(Accipitridae, Strigidae, Tytonidae, Cathartidae) a las que también pertenecen especies en las que ha sido documentada la presencia de *T. pseudospiralis* (Pozio, 2005). Según algunos autores, las aves en general y las especies migratorias en particular, jugarían un rol sustancial en la dispersión de *Trichinella* spp. a grandes distancias (Pozio, 2016; Sharma y col., 2019). El hallazgo de *T. pseudospiralis*, (Krivokapich y col., 2015) sugiere entonces, a las aves como, otra potencial puerta de entrada de trichinellosis en Argentina.

El rol de los roedores silvestres en el ciclo de vida de *Trichinella* spp. no es aún del todo claro. En todo el mundo, se han registrado 12 especies de roedores con infecciones naturales con *Trichinella* spp. (Pozio, 2005). Los resultados negativos aquí presentados, coinciden con los obtenidos a partir de roedores de la Familia Cricetidae pertenecientes a poblaciones de diversas localidades de Córdoba, Santa Fé y Buenos Aires (Argentina) (Vazquez, 2005; Sequeira, 2001; Gómez Villafañe y col., 2004). Hasta el momento, los roedores con infecciones naturales con *Trichinella* spp. registrados para nuestro país pertenecen a la Familia Muridae (Larrieu y col., 2004; Krivokapich y col., 2006; Ribicich y col., 2010a; Lovera y col., 2017) y se caracterizan por hábitos sinantrópicos (Gómez Villafañe y col., 2005). La ausencia y baja prevalencia de *Trichinella* spp. en roedores podría estar relacionada con su promedio de vida corto, que disminuye la probabilidad de ingerir alimento infectado. Estas características, podrían explicar las bajas prevalencias de *Trichinella* spp. que caracterizan a las poblaciones de roedores. Además, si se considera una dieta sin preferencia hacia el consumo de carne de las especies analizadas y la ausencia de otros hospedadores positivos a *Trichinella* spp. por DA se podría explicar también, los resultados negativos obtenidos en los 174 roedores silvestres analizados. Así también, el período de descomposición de los micromamíferos muertos es menor comparado a otros animales de mayor tamaño, lo que significa que un roedor infectado queda disponible menos tiempo como fuente de L1 para especies carroñeras (Pozio, 2005). Se podrían pensar, que esta cualidad limitaría también el rol de los roedores silvestres en la dispersión de *Trichinella* spp. A partir del estudio observacional transversal analítico de captura y remoción llevado adelante en esta tesis, se cuenta con información actualizada de las especies de roedores silvestres presentes en la Patagonia norte extraandina. El valor de diversidad específica obtenido indica un ensamble de roedores relativamente pobre, coincidiendo con otros reportes (Pardiñas y col., 2003) y con una baja disponibilidad de nichos y recursos.

Finalmente, la influencia del cambio climático en la epidemiología de *Trichinella* spp. así como otras especies de helmintos zoonóticos, debe ser considerada al momento de pensar medidas a futuro de acción y vigilancia (Pozio y Zarlenga, 2013). El cambio

climático podría tener efectos directos sobre el género *Trichinella* al aumentar o disminuir la supervivencia de las L1 en restos de animales muertos y efectos indirectos sobre la biología, abundancia y distribución de las especies que participan en el ciclo natural de *Trichinella*. Así también, debe evaluarse localmente el posible efecto de la urbanización y la introducción de especies exóticas (Pozio, 2019). Debe tenerse en cuenta, que muchas especies ocupan mayor territorio cuando los recursos son limitados, lo que podría significar mayor posibilidad de transmisión de las *Trichinella* spp. a media y larga distancia, por ejemplo en años de sequía. Además, los cambios en la producción porcina afectados por conflictos socioeconómicos resultan en el resurgimiento de la trichinellosis como un grave problema de salud pública (Djordjevic y col., 2003; Cuperlovic y col., 2005). La urbanización, la cultura gastronómica, el turismo, la actividad cinegética y la falta de vigilancia sanitaria, se consideran las principales actividades humanas que pueden influir en el riesgo de transmisión de enfermedades zoonóticas desde la vida silvestre (Thompson, 2013). La trichinellosis se descubrió por primera vez como una infección en el hombre y animales domésticos. Durante muchos años, casi todas las investigaciones se concentraron en cerdos domésticos y roedores de hábitos sinantrópicos. Desde hace varios años, se reconoce que el rol de las especies silvestres como reservorio de *Trichinella* y la existencia de un ciclo natural, es independiente del hombre y los animales domésticos (Pozio, 2000). En este marco, no es posible pensar en la erradicación de *Trichinella* spp. (Pozio, 2014). Conocer las especies y genotipos de *Trichinella* que circulan en animales domésticos y silvestres permitiría anticipar vías de transmisión, rutas de exposición y desarrollo de posibles objetivos de manejo. Al mismo tiempo, a medida que las fuerzas de los mercados internacionales se vuelven más competitivas y exigentes, en algunos países, se está impulsando políticamente una necesidad de recopilación de datos y evaluación de *Trichinella* en especies silvestres que soporte, en caso que así sea, la ausencia de infección en cerdos domésticos (Zimmer y col., 2009). Por lo tanto, mantener la vigilancia activa e incrementar el número de investigaciones enfocadas a la fauna silvestre es el camino a seguir para disminuir a futuro el número de focos de *Trichinella* spp. y en consecuencia el número de brotes de trichinellosis.

## 6. Red de obtención y consumo de jabalí en la provincia de Río Negro

La trichinellosis es una zoonosis parasitaria, cuya prevalencia en Argentina se favorece debido a los hábitos culturales de la población. En la provincia de Río Negro, la caza de jabalí está regulada, lo que significa que cumpliendo la normativa se puede obtener permiso legal para la práctica. El permiso de caza tiene un período de vigencia de un año. Gran parte de los habitantes de zonas urbanas, periurbanas y rurales utilizan la caza de jabalí como recurso de subsistencia. Para otros habitantes la caza significa una actividad recreativa/cultural de fin de semana, cuyo resultado se sociabiliza y comparte. Utilizando un formulario de Google® se realizó una encuesta *on line* sobre el consumo de carne de jabalí en la provincia de Río Negro. La encuesta fue dirigida al público en general y difundida por redes sociales oficiales de la Universidad Nacional de Río Negro y aplicaciones de mensajería instantánea, para lograr representación de distintas localidades de la provincia. La encuesta permaneció abierta durante todo el mes de agosto de 2019. El contenido de la encuesta y sus resultados se muestran en la Tabla 13.

Tabla 13. Resultados de la encuesta: Consumo de jabalí en la provincia de Río Negro.

¿En qué región de Río Negro usted vive?	Andina	Atlántica	Estepa	Valles
		12%	46,2%	4,9%

Número total de respuesta 325

¿En qué rango etario usted se encuentra?	Menor de 25	Entre 25 y 40	Entre 41 y 66	Mayor de 66
		15,7%	44,9%	37,8%

Número total de respuestas 325

¿Con qué frecuencia consume carne de jabalí en otoño/invierno?	
Más de tres veces por semana	1,5%
Dos veces por semana	3,7%
Una vez por semana	4,6%
Una vez por mes	19,4%
De vez en cuando	39,1%
No consumo	31,7%

Número total de respuestas 325

¿Por qué elije consumir carne de jabalí?

<b>Tengo acceso a carne de jabalí casi sin costo</b>	<b>29,9%</b>
Tiene menor precio que la carne de vaca y cerdo	3,4%
Considero que la carne de jabalí es más saludable	7,1%
Considero que a carne de jabalí e más rica	14,6%
<b>Me invitan a comer</b>	<b>34,4%</b>
No soy el responsable de la compra	1,5%
Otro	19%

Número total de respuestas: 268

¿De dónde obtiene la carne de jabalí que consume?

Cazo yo mismo	23,3%
<b>La obtengo de familiares y amigos que cazan</b>	<b>48,1%</b>
La compro a partir de anuncios en revistas locales	0,8%
La compro on-line en sitios informales de compra y venta y redes sociales	2,3%
La compro en el barrio	3,5%
No soy el responsable de la decisión	25,2%

Número total de respuestas: 258

¿Cómo consume habitualmente la carne de jabalí?

Consumos carne fresca cocinada siempre a la parrilla (asado)	35,2%
Consumo carne fresca cocinada de diversos modos	25,3%
Consumo carne fresca cocinada de diversos modos y chacinados	26,5%
Consumo solo chacinados	13%

Número total de respuestas: 253

¿Cuán importante es conocer de donde proviene la carne de jabalí que consume?

Muy importante	76,9%
Medianamente importante	13,1%
Poco importante	5,9%
No me interesa conocer el origen	4,1%

Número total respuestas: 290

Con respecto a años atrás ¿su consumo de carne de jabalí...?

<b>Se mantiene igual</b>	<b>61,1%</b>
Aumentó	19,3%
Disminuyó	19,6%

Número total de respuestas: 275

¿Sabe usted que la carne de jabalí puede contener el parásito responsable de la triquinosis?

Si	87,7%
No	12,3%

Número de respuestas: 325

Solicita usted el análisis de digestión artificial antes del consumo de la carne o de la elaboración de chacinados

Siempre	36,9%
Solo si elaboro chacinados	23,3%
A veces	12,2%
<b>No tengo conocimiento de que existe un análisis</b>	<b>27,6%</b>

Número total de respuestas: 279

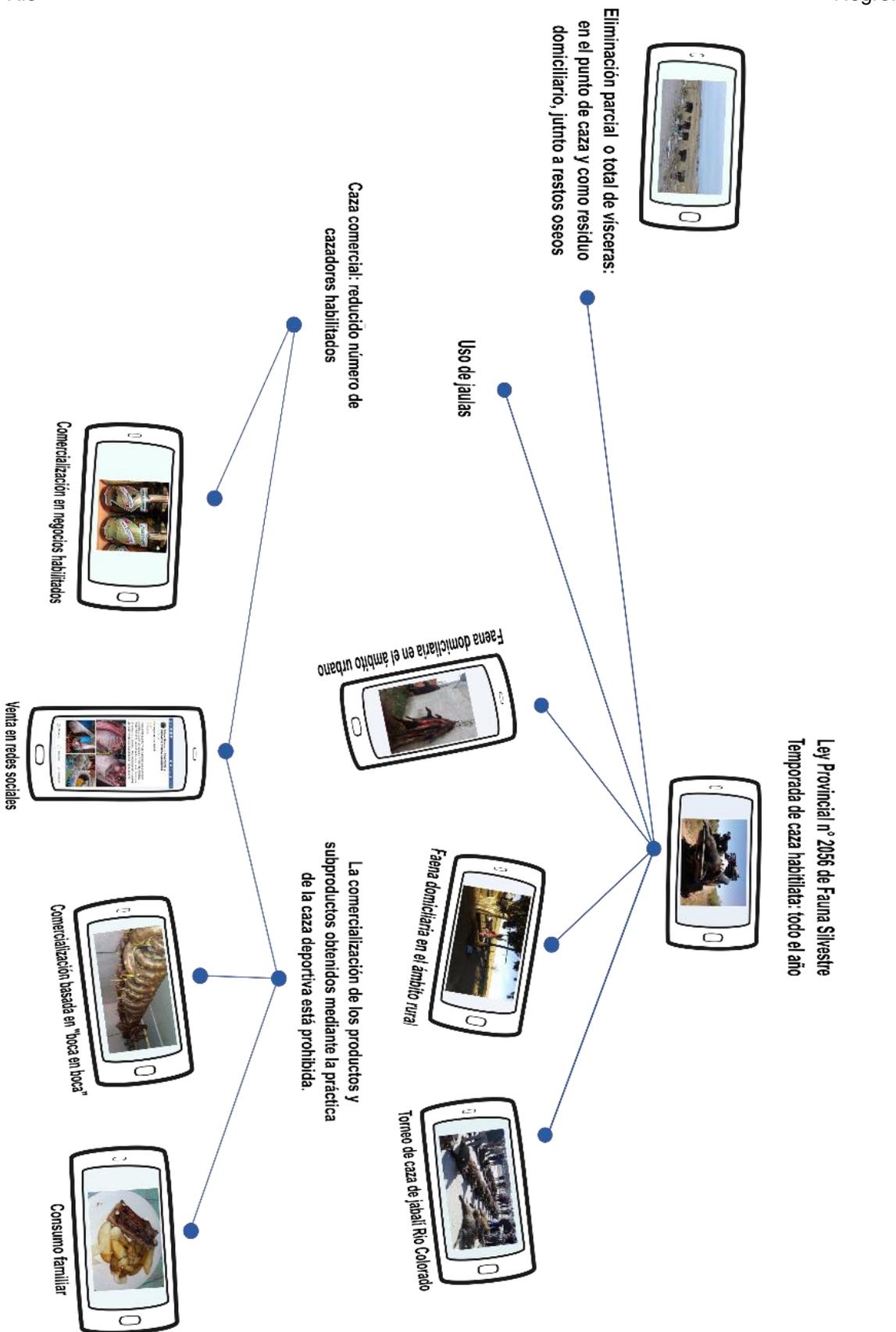
El 68,3% de las personas que completaron la encuesta respondieron consumir carne de jabalí con distinta frecuencia. El 39,1% eligió la opción “de vez en cuando” para describir su frecuencia de consumo de carne de jabalí. Este porcentaje podría estar vinculado al 34,4% que indica que consume jabalí en ocasiones en las que recibe invitación. Por otro lado, un 29,9% respondieron que el acceso a carne de jabalí casi sin costo, es el principal motivo (o uno de sus motivos) por el que eligen al jabalí entre sus fuentes de alimento. Este porcentaje, podría vincularse a la sumatoria de las personas que eligieron las opciones: más de tres veces por semana, dos veces por semana, una vez por semana, una vez por mes. Más del 70% de quienes contestaron la encuesta acceden a carne de jabalí por práctica cinegética directa o de familiares y amigos. No obstante, si bien en menor porcentaje, se evidencia que existe un mercado informal de compra y venta de carne de jabalí y productos derivados en revista locales (publicadas en comercios) y grupos de compra y venta de redes sociales. Un 13% de las personas, respondieron que solo consumen chacinados. Un gran porcentaje contestó que considera muy importante conocer la procedencia de la carne que consume. Mientras que un 23,1% considera medianamente, poco o nada importante conocer su origen. Si bien se sostiene que el consumo y comercialización de carne de animales silvestres

aumenta en contextos de crisis socioeconómicas, más del 50% de quienes respondieron, dijeron que su consumo de mantiene igual con respecto a años anteriores. El 87,7% de 325 personas, dice conocer que la carne de jabalí puede contener el parásito responsable de la triquinosis. Sin embargo, el 27,7% de quienes consumen carne y derivados de jabalí desconoce la existencia del análisis de DA. Del resto, solo el 36,9% de 279 personas, dice llevar siempre a analizar la carne de jabalí antes de su consumo o elaboración de chacinados.

En base a los resultados de esta encuesta y a las observaciones realizadas durante el desarrollo de esta tesis, se construyó un esquema de la red de obtención y consumo de jabalí en el noreste de la provincia de Río Negro (Figura 23). En el esquema se demuestra la existencia de una red informal de comercialización y consumo no seguro de carne de jabalí. La actividad cinegética abastece un mercado no formalizado, pero normalizado que es transversal a todos los sectores sociales. Además, de los resultados de la encuesta se traduce que existe falta de conocimiento sobre el análisis indicado para asegurar la ausencia de infección con *Trichinella* spp.

La ausencia de jabalíes positivos podría pensarse como factor que disminuye el estado de preocupación, concientización y alerta de la comunidad. Lo que debería conducir a evaluar y repensar, si en la región existen la cantidad suficiente de laboratorios (teniendo en cuenta organismos públicos y veterinarias de actividad privada) para responder a un potencial incremento de la demanda.

Figura 23. Esquema de la red de obtención y consumo de jabalí en el noreste de la provincia de Río Negro.



## 7. Divulgación y prevención de la trichinellosis

La prevención de la trichinellosis se basa en tres enfoques principales: (i) educación del consumidor sobre el riesgo de consumo de carne cruda, mal cocida y productos derivados tanto de animales domésticos (por ejemplo, cerdos, caballos) como silvestres (por ejemplo, jabalíes, peludo, pumas, etc.); (ii) cría de cerdos en confinamiento y bajo estricto control veterinario y adecuada alimentación; y (iii) control de todos los animales susceptibles (tanto domésticos como silvestres) mediante el método estandarizado de DA (Gottstein y col., 2009). Para promover el cambio de actitud necesario para prevenir la trichinellosis, es esencial la participación activa de los niños. En el marco de Proyectos de Extensión, Voluntariado Universitario y Actividades de Vinculación, entre agosto de 2016 y junio de 2019, se dictaron talleres a 190 niños y niñas entre 6 a 12 años de edad, de las escuelas primarias rurales n°249 de El Juncal (ubicada a 10 Km de la ciudad de Viedma), n°3 de San Javier (ubicada a 28 Km de la ciudad de Viedma) y n°5 de Guardia Mitre (ubicada 100 Km de la ciudad de Viedma) y a 120 estudiantes de la escuela de educación media CEM n°79 de la localidad de San Javier. Para aprender que es la trichinellosis, cómo se transmite y cómo se previene, se desarrollaron contenidos teóricos y prácticos, basados en juegos y actividades (diseño y construcción de un mural) que requieren la participación activa de los destinatarios, y se observaron L1 de *Trichinella* spp. utilizando una lupa estereoscópica bajo la premisa “conocer para prevenir”. Finalmente, se diseñó un banner y un folleto que responden las preguntas: ¿Qué es la trichinellosis?, ¿Dónde estás? y ¿Cómo se previene?. El diseño incluye especies silvestres consideradas fuentes de alimento para la población urbana y rural de noreste de la Patagonia argentina (Figura 24) (Winter y col., 2019b). Estas herramientas desarrolladas en el marco de la presente tesis, quedan disponibles para su uso e implementación en ambas universidades abarcadas, en la Unidad Regional de Epidemiología y Salud Ambiental, dependiente del Ministerio de Salud de la Provincia de Río Negro y en la Secretaría de Ambiente y Desarrollo Sustentable de la Provincia de Río Negro.

Finalmente, en el marco de prevención de trichinellosis, se sugiere la implementación de una jornada de capacitación previa a la obtención de la licencia y permiso de caza deportiva, la cual esté dirigida a concientizar y promover las medidas de prevención de esta y otras zoonosis parasitarias, bacterianas y virales; y que además se incluya un listado actualizado de los laboratorios que realizan diagnóstico de *Trichinella* spp. por el método de DA. Así también, se sugiere la renovación de licencias de caza solo a quienes acrediten el envío de muestras a laboratorios autorizados de la región.



## 8. Conclusiones

Los resultados negativos obtenidos mediante DA en 832 individuos pertenecientes a 32 especies silvestres sugieren que en Patagonia noreste argentina, la presión de infección de *Trichinella* spp. es muy baja.

De acuerdo a los resultados, no se pudo demostrar que los roedores silvestres participan del ciclo silvestre de *Trichinella* spp. en el área estudiada. No obstante, la presencia de jabalíes de vida libre positivos por métodos indirectos, podría indicar que *Trichinella* spp. circulan con cargas parasitaria muy bajas en el noreste de la Patagonia argentina. Las características ambientales del área de estudio, combinadas con la disponibilidad de cultivos y subproductos agrícolas, podrían explicar la baja interacción jabalí-*Trichinella*. Si bien se obtuvieron en su totalidad resultados negativos, por primera vez en América del Sur, se realizó un estudio de vigilancia activa de *Trichinella* spp. que incluya el muestreo de aves y reptiles.

La ausencia de resultados positivos por DA no permitió acceder a la tipificación de larvas de *Trichinella* spp.

Del análisis de contenido estomacal y las entrevistas realizadas a cazadores se concluye que los jabalíes de la Patagonia noreste, tendrían una preferencia hacia el consumo de materia vegetal.

El jabalí, es una especie de valor cinegético, cuya comercialización y consumo se sostiene en redes informales que atraviesan todas las clases sociales. Para que un programa de manejo del jabalí como especie exótica invasora sea exitoso en todos sus aspectos, debe tener como eje prioritario las implicancias sanitarias de la especie y debe considerar su significancia social en la comunidad.

La aparición repentina de focos que caracteriza a la infección con *Trichinella* spp., justifica la necesidad de sostener planes de acción desde una perspectiva de salud pública, que considere: la vigilancia activa en fauna silvestre, el control de los programas sanitarios existentes en animales domésticos, la creación de programas sanitarios de control en especies cinegéticas y acciones de concientización dirigido a productores, cazadores, consumidores, responsables políticos y público en general.

## 9. Referencias bibliográficas

Abate, S.D.; Birochio, D.E.; Winter, M.; Laksman, Y.; Perez, A.; Marcos, A. Enfermedad de Aujeszky en Patagonia noreste: reporte de casos positivos en jabalí (*Sus scrofa*). (2016) Revista de los Colegios Veterinarios de Patagonia, 29: 16-18.

Abate, S.; Winter, M.; Brihuega, B.; Birochio, D.; Antonucci, A.; Petrakovsky, J.; Marcos, A. (2018) Seroprevalencia de anticuerpos anti *Leptospira* jabalíes (*Sus scrofa*) del extremo sur de la provincia de buenos aires. XXII Reunión Científico Técnicas de la Asociación Argentina Veterinarios de Laboratorios de Diagnóstico. Rio Cuarto, Argentina, 14 al 17 de noviembre de 2018. Libro de resúmenes, 75.

Abraham, E.; del Valle, H.F.; Roig, F.; Torres, L.; Ares, J.O.; Coronato, F.; Godagnone, R. (2009) Overview of the geography of the Monte Desert biome (Argentina). Journal of Arid Environments, 73: 144-153.

Adkins, R.N.; Harveson, L.A. (2006) Summer diets of feral hogs in the Davis Mountains, Texas. The Southwestern Naturalist, 51: 578-580.

Aguiar, M.R.; Sala, O.E. (1998) Interactions among grasses, shrubs and herbivores in Patagonia grass shrubs steppes. Ecología Austral, 8: 201-210.

Airas, N.; Saari, S.; Mikkonen, T.; Virtala, A.M.; Pellikka, J.; Oksanen, A.; Isomursu, M.; Kilpelä, S.S.; Lim, C.W.; Sukura, A. (2010) Sylvatic *Trichinella* spp. infection in Finland. Journal of Parasitology, 96: 67-76.

Amieva, E.O. (1993) El Parque Luro: su origen, su historia, su presente. Fondo Editorial Pampeano, Santa Rosa.

Ancelle, T.; De Bruyn, A.; Poisson, D.M.; Dupouy-Camet, J. (2005) Outbreak of trichinellosis due to consumption of bear meat from Canada, France, September 2005. Eurosurveillance, 10(41).

Aoun, O.; Lacour, S.A.; Levieuge, A.; Marié, J.L.; Isabelle Vallée, I.; Davoust, B. (2012) Screening for *Trichinella britovi* infection in red fox (*Vulpes vulpes*) and wild boar (*Sus scrofa*) in Southeastern France. Journal of Wildlife Diseases, 48(1): 223-225.

Babu, S.; Nutman, T.B. (2019) Immune responses to helminth infection. En: Rich, R.R., Fleisher, T.A., Shearer, W.T, Schroeder, H.W., Frew, A.J., Weyand, C.M. Elsevier Clinical Immunology. Quinta edición, 437-447.

Backhans, A.; Fellström, C. (2012) Rodents on pig and chicken farms - a potential threat to human and animal health. *Infection Ecology and Epidemiology*, 14: 17093.

Bachand, N.; Ravel, A.; Leighton, P.; Stephen, C.; Iqbal, A.; Ndao, M.; Konecsni, C.; Fernando, C.; Jenkins, E. (2018) Foxes (*Vulpes vulpes*) as sentinels for parasitic zoonoses, *Toxoplasma gondii* and *Trichinella nativa*, in the northeastern Canadian Arctic. *International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife*, 7: 391-397.

Bajer, A.; Welc-Faleciak, R.; Bednarska, M.; Alsarraf, M.; Behnke-Borowczyk, J.; Siński, E.; Behnke, J.M. (2014) Long-term spatiotemporal stability and dynamic changes in the haemoparasite community of bank voles (*Myodes glareolus*) in NE Poland. *Microbial Ecology*, 68: 196-211.

Ballari, S.A.; Barrios-García, N. (2014) A review of wild boar *Sus scrofa* diet and factors affecting food selection in native and introduced ranges. *Mammal Review*, 44(2): 124-134.

Ballari, S.A.; Cuevas, M.F.; Ojeda, R.A.; Navarro, J.L. (2015) Diet of wild boar (*Sus scrofa*) in a protected area of Argentina: the importance of baiting. *Mammal Research*, 60: 81-87.

Beldomenico, P. M. (2006) Medicina y animales silvestres: desafío para las ciencias veterinarias en el siglo XXI. *FAVE. Sección Ciencias veterinarias*, 5: 7-20.

Bessi, C.; Ercole, M.; Fariña, F.; Ribicich, M.M.; Bonboni, A.; Montalvo, F.; Acerbo, M.; Krivokapich, S.J.; Pasqualetti, M.I. (2019) Experimental study in wild boars infected with *Trichinella patagoniensis*, *T. pseudospiralis* and *T. spiralis*. *Scientia Parasitologica*, 20: 140-144.

Biedma, J.M. (2003) Crónica histórica del Lago Nahuel Huapi. Caleuche, Buenos Aires.

Blaga, R.; Durand, B.; Antoniu, S.; Gherman, C.; Cretu, C.M.; Cozma, V.; Boireau, P.A.

(2007) Dramatic increase in the incidence of human trichinellosis in Romania over the past 25 years: impact of political changes and regional food habits. *The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene*, 76: 983-986.

Boadella, M.; Barasona, J.A.; Pozio, E.; Montoro, V.; Vicente, J.; Gortazar, C.; Acevedo, P. (2012) Spatio-temporal trends and risk factors for *Trichinella* species infection in wild boar (*Sus scrofa*) populations of central Spain: a long-term study. *International Journal For Parasitology*, 42: 739-745.

Boletín del Instituto Nacional de Tecnología Agropecuaria. [[https://inta.gov.ar/sites/default/files/inta\\_alder\\_territorio\\_porcino.pdf](https://inta.gov.ar/sites/default/files/inta_alder_territorio_porcino.pdf)] consultado 02 febrero de 2019.

Bono Battistoni, M.F.; Marengo, R.; Orcellet, V.; Peralta, J.L.; Plaza, D.; Ronchi, D.; Chiaraviglio, J.; Bolatti, N.; Imoberdorf, Y.; Pujato, A. (2015) Determinación de *Trichinella* spp. en jabalí (*Sus scrofa*). *Revista Veterinaria Argentina*, 32(321): 1-6.

Bradley, C.A.; Altizer, S. (2007) Urbanization and the ecology of wildlife diseases. *Trends in Ecology and Evolution*, 22: 95-102.

Bran, D.; Ayesa, J.A.; Lopez, C. (2000) Áreas Ecológicas de Río Negro. Laboratorio de Teledetección-SIG INTA-EEA, Bariloche.

Britov, V.A.; Boev, S. (1972) Taxonomic rank of various strains of *Trichinella* and their circulation in nature. *Vestnik Akademii Nauk KSSR*, 28: 27-32.

Burke, R.; Masuoka, P.; Murrell, K.D. (2008) Swine *Trichinella* infection and geographic information system tools. *Emerging Infectious Diseases*, 14: 1109-1111.

Calcagno, M.A.; Bourlot, I.; Tausc, R.; Saracinoa, M.P.; Venturiello, S.M. (2014) Description of an outbreak of human trichinellosis in an area of Argentina historically regarded as *Trichinella*-free: The importance of surveillance studies. *Veterinary Parasitology*, 200: 251-256.

Campbell, W.C. (1983) Historical introduction. En: Campbell, W.C. *Trichinella* and trichinosis. Plenum Press, New York, 1-30.

Campbell, W.C. (1988) Trichinosis revisited another look at modes of transmission. *Parasitol Today*, 4(3): 83-6.

Campbell, W. (2012) *Trichinella and Trichinosis*. Springer Science y Business Media, 582 pp.

Canevari, M.; Vaccaro, O. (2007) *Guía de Mamíferos del sur de América del Sur*. L.O.L.A. Buenos Aires, Argentina. 424 p.

Carrasco-Garcia, R.; Barroso, P.; Pérez-Olivares, J.; Montoro, V.; Vicente, J. (2018) Consumption of Big game remains by scavengers: a Potential risk as regards Disease Transmission in central Spain. *Frontiers in Veterinary Science*, 5 (4).

Carpinetti, B.N.; Castresana, G.; Rojas, P.; Grant, J.; Marcos, A.; Monterubbianesi, M.; Borrás, P. (2014) Vigilancia epidemiológica en poblaciones de cerdos silvestres (*Sus scrofa*). Implicancias para la salud pública, la producción animal y la conservación de la biodiversidad. *Revista SNS*, 5: 67-76.

Carusi Perez, L.; Farace, M.I.; Ribicich, M.M.; Gómez Villafañe, I. (2009) Reproduction and parasitology of *Didelphis albiventris* (Didelphimorphia) in an agroecosystem landscape in central Argentina. *Mammalia*, 73: 89-97.

Caruso, N.; Valenzuela, A.E.J.; Burdett, C.L.; Luengos Vidal, E.M.; Birochio, D.; Casanave, E.B. (2018) Summer habitat use and activity patterns of wild boar *Sus scrofa* in rangelands of central Argentina. *Plos One*, 13(10): e0206513.

Castaño Zubieta, R.; Ruiz, M.; Morici, G.; Lovera, R.; Fernández, M. S.; Caracostantogolo, J.; Cavia, R. (2014) First report of *Trichinella spiralis* from the white-eared (*Didelphis albiventris*) and the thick-tailed opossum (*Lutreolina crassicaudata*) in central Argentina. *Helminthologia*, 51(3): 198-202.

Cohen, M.; Costantino, S. N.; Calcagno, M. A.; Blanco, G. A.; Pozio, E.; 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: 362-366.

Constanza, R. (1992) Toward an operational definition of ecosystem health. En: Constanza, R.; Norton, B.B.; Haskell, B.J. Ecosystem Health: New Goals of Environmental Management. Island Press, Washington D.C.

Corner, L.A. (2006) The role of wild animal populations in the epidemiology of tuberculosis in domestic animals: how to assess the risk. *Veterinary Microbiology*, 112: 303-312.

Costantino, S.N.; Sosa, N.; Calcagno, M.A.; Forastiero, M.A.; Farabello, S.P.; Taus, M.R.; Venturiello, S.M. (2009) Detection of trichinellosis in an historically *Trichinella*-free area of Argentina. *Veterinary Parasitology*, 159: 354-357.

Crosby, A.W. (1986) *Ecological Imperialism: the biological expansion of Europe, 900-1900*. Cambridge University Press, New York, 368 pp.

Crowley, P. A.; Querejeta, S.; Pavón, F.; 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.

Cuperlovic, K.; Djordjevic, M.; Pavlovic, S. (2005) Re-emergence of trichinellosis in southeastern Europe due to political and economic changes. *Veterinary Parasitology*, 132: 159-166.

Cuttel, L.; Cookson, B.; Jackson, L.A.; Gray, C.; Traub, R.J. (2012) First report of a *Trichinella papuae* infection in a wild pig (*Sus scrofa*) from an Australian island in the Torres Straitregion. *Veterinary Parasitology*, 185: 343-345.

Cuttell, L.; Gómez-Morales, M.A.; Cookson, B.; Adams, P.J.; Reid, S.A.; Vanderlinde P.B.; Jackson, L.A.; Gray, C.; Traub, R.J. (2014) Evaluation of ELISA coupled with Western blot as a surveillance tool for *Trichinella* infection in wild boar (*Sus scrofa*). *Veterinary Parasitology*, 199: 179-190.

Cybulska, A.; Bień, J.; Kornacka, K.; Cabaj, W.; Moskwa, B. (2014) Wild boars as a reservoir of nematodes from genus *Trichinella* in the sylvatic cycle in Poland. V4 Parasitological Meeting. Stara Lešna, Slovakia, 25 al 30 Mayo de 2014. Libro de resúmenes. 70-71.

Daciuk, J. (1978) Notas faunísticas y bioecológicas de Península Valdés y Patagonia: IV. Estado actual de las especies de mamíferos introducidos en la subregión araucana (Rep. Argentina) y del grado de coacción ejercido en el ecosistema. *Anales de Parques Nacionales*, 14: 105-130.

Davidson, R.K.; Gjerde, B.; Vikøren, T.; Lillehaug, A.; Kjell Handeland, K. (2006) Prevalence of *Trichinella* larvae and extra-intestinal nematodes in Norwegian red foxes (*Vulpes vulpes*). *Veterinary Parasitology*, 136: 307-316.

Deksne, G.; Seglin, Z.; Jahundovica, I.; Esitea, Z.; Bakasejevs E.; Bagrade, G.; Keidane, D.; Interisano, M.; Marucci, G.; Tonanzi, D.; Pozio, E.; Kirjusina, M. (2016) High prevalence of *Trichinella* spp. in sylvatic carnivore mammals of Latvia. *Veterinary Parasitology*, 231: 118-123.

Despommier, D.D. (1983) Biology. En: Campbell, W.C. *Trichinella* and trichinosis. Plenum Press, New York. 75-151.

Despommier, D.D. (1998) How does *Trichinella spiralis* make itself at home? *Parasitology Today*, 14: 318-323.

Despommier, D.D.; Gwadz, R.W.; Hotez, P.J.; Charles, A.K. (2005) Parasitic Diseases. Apple Trees Productions. 135-142

Despommier, D.D.; Ellis, B.R.; Wilcox, B.A. (2006) The role of ecotones in emerging infectious diseases. *EcoHealth*, 3: 281-289.

Djordjevic, M.; Bacic, M.; Petricevic, M.; Cuperlovic, K.; Malakauskas, A.; Kapel, C.M.; Murrell, K.D. (2003) Social, political, and economic factors responsible for the reemergence of trichinellosis in Serbia: a case study. *Journal of Parasitology*, 89: 226-231.

Dick, T.A. (1983) Species, and infraspecific variation. En: Campbell, W.C. *Trichinella* and Trichinosis. Plenum Press, New York and London, 31-73.

Dmitric, M.; Vidanovic, D.; Vaskovic, N.; Matovic, K.; Sekler, M.; Debeljak, Z.; Karabasil, N. (2017) *Trichinella* infections in red foxes (*Vulpes vulpes*) and golden jackals (*Canis aureus*) in six districts of Serbia. *Journal of Zoo and Wildlife Medicine*, 48: 703-707.

Dunams-Morel, D.B.; Reichard, M.V.; Torretti, L.; Zarlenga, D.S.; Rosenthal, B.M. (2012) Discernible but limited introgression has occurred where *Trichinella nativa* and the T6 genotype occur in sympatry. *Infection, Genetics and Evolution*, 12: 530-538.

Elliott, D.E.; Summers, R.W.; Weinstock, J.V. (2007) Helminths as governors of immune-mediated inflammation. *International Journal for Parasitology*, 37: 457-464.

Fariña, F.; Scialfa, E.; Bolpe, J.; Pasqualetti, M.; Rosa, A.; Ribicich, M. (2012) Study of *Trichinella* spp. in Rodents that live near pig farms in an endemic region of the Province of Buenos Aires, Argentina. *Journal of Bacteriology and Parasitology*. 3: (4).

FAO, (2014) FAO Identifies top 10 Foodborne Parasites. *Veterinary Record*, 175, 58. [<https://veterinaryrecord.bmj.com/content/175/3/58.1>] consultado 02 de enero de 2019.

FAO, (2015) Proyecto FAO UTF ARG 017 Desarrollo Institucional para la Inversión. Actividad Pecuaria en la provincia de Río Negro. Documento Trabajo n°4 [[http://www.fao.org/fileadmin/user\\_upload/rlc/utf017arg/rionegro/DT\\_04\\_Actividad\\_pecuaria.pdf](http://www.fao.org/fileadmin/user_upload/rlc/utf017arg/rionegro/DT_04_Actividad_pecuaria.pdf)] consultado 12 de mayo de 2019.

Fredriksson-Ahomaa, M. (2019) Wild Boar: A Reservoir of Foodborne Zoonoses. *Foodborne Pathogens and Disease*, 20(20).

Frey, C.F.; Buholzer, P.; Beck, R.; Marinculic, A.; Raeber, A.J.; Gottstein, B.; Schuppers, M.E. (2009) Evaluation of a new commercial enzyme-linked immunosorbent assay for the detection of porcine antibodies against *Trichinella* spp. *Journal of Veterinary Diagnostic Investigation*, 21: 692-697.

Gamble, H.R.; Bessonov, A.S.; Cuperlovic, K.; Gajadhar, A.A.; Van Knapen, F.; Noeckler, K.; Schenone, H.; Zhu, X. (2000) International commission on trichinellosis: recommendations on methods for the control of *Trichinella* in domestic and wild animals intended for human consumption. *Veterinary Parasitology*, 93: 393-408.

Garkavi, B. L. (1972) Species of *Trichinella* isolated from wild animals. *Veterinariya*, 10: 90-91.

Gazzonis, A.L.; Villa, L.; Riehn, K.; Hamedy, A.; Minazzi, S.; Olivieri, E.; Zanzani, S.A.; Manfredi, M.T. (2018) Occurrence of selected zoonotic food-borne parasites and first molecular identification of *Alaria alata* in wild boars (*Sus scrofa*) in Italy. *Parasitology Research*, 117: 2207-2215.

Godagnone, E.R.; Bran, D.E. (2009) Inventario integrado de los recursos naturales de la Provincia de Río Negro. Ediciones INTA. 392p.

Godoy, J.C. (1963) Fauna Silvestre. Evaluación de los recursos naturales de Argentina. Tomo VIII. Fauna Silvestre Volumen I. Consejo Federal de Inversiones, Buenos Aires.

Gómez-Morales, M.A.; Ludovisi, A.; Amati, M.; Bandino, E.; Capelli, G.; Corrias, F.; Gelmini, L.; Nardi, A.; Sacchi, C.; Cherchi, S.; Lalle, M.; Pozio, E. (2014) Indirect versus direct detection methods of *Trichinella* spp. infection in wild boar (*Sus scrofa*). *Parasites and Vectors*, 7(171).

Gómez Villafañe, I.E.; Miñarro, F.; Ribicich, M.; Rossetti, C.; Rossotti, D.; Busch, M. (2004) Assessment of the risks of rats (*Rattus norvegicus*) and opossums (*Didelphis albiventris*) in different poultry-rearing areas in Argentina. *Brazilian Journal of Microbiology*, 35: 359-363.

Gómez Villafañe, I.E.; Miño, M.; Cavia, G.; Hodara, K.; Courtalón, P.; Suárez, O., Busch, M. (2005) Roedores: guía de la provincia de Buenos Aires. Colin Sharp. Buenos Aires, Argentina. 96p.

Gómez Villafañe, I.E.; Muschetto, E.; Busch, M. (2008) Movements of Norway rats (*Rattus norvegicus*) in two poultry farms, Exaltación de la Cruz, Buenos Aires, Argentina. *Mastozoología neotropical*, 15: 203-208.

Gottstein, B.; Pozio, E.; Nöckler, K. (2009) Epidemiology, Diagnosis, Treatment, and Control of Trichinellosis. *Clinical Microbiology Reviews*, 22: 127-145.

Griffa, N.; Abate, S.; Winter, M.; Martinez Vivot, M.; Marfil, J.; Romano, M.; Eirin, M.; Cuerda, X.; Barandiaran, S. (2018). Zoonosis en animales exóticos: tuberculosis en jabalíes (*Sus scrofa*) del noreste de la Patagonia Argentina, uso de pruebas serológicas para su detección. II Congreso Internacional de Zoonosis. Buenos Aires, Argentina. 5 al 7 de junio de 2018. Libro de resúmenes.

Groves C.P. (1981) Ancestors for the pigs: taxonomy and phylogeny of the genus *Sus*. Australian National University, Departement of Prehistory Technical Bulletin, 3: 196.

Grzybek, M.; Cybulska, A.; Tołkacz, K.; Alsarraf, M.; Behnke-Borowczyk, J.; Szczepaniak, K.; Strachecka, A.; Paleolog, J.; Moskwa, B.; Behnkeh, J.M.; Bajer, A. (2019) Seroprevalence of *Trichinella* spp. infection in bank voles (*Myodes glareolus*) - A long term study. International Journal for Parasitology: Parasites and Wildlife, 9: 144-148.

Hall, R.L.; Lindsay, A.; Hammond, C.; Montgomery, S.P.; Wilkins, P.P.; da Silva, A.J., McAuliffe, I.; de Almeida, M.; Bishop, H.; Mathison, B.; Sun, B.; Largusa, R.; Jones, J.L.; (2012) Outbreak of human trichinellosis in Northern California caused by *Trichinella murrelli*. The American Journal of Tropical Medicine and Hygiene, 87: 297-302.

Hatta, T.; Imamura, K.; Yamamoto, T.; Matsubayashi, M.; Tsuji, N.; Tsutsui, T. (2016) A Large-scale survey of *Trichinella* spp. Infection in Japanese wild boars. Japanese journal of infectious diseases, 70: 219-220.

Haydon, D.T.; Cleaveland, S.; Taylor, L.H.; Laurenson, M.K. (2002) Identifying reservoirs of infection: A conceptual and practical challenge. Emerging Infectious Disease journal, 8: 1469-1473.

Hernandez, M.; Gomez-Laguna, J.; Tarradas, C.; Luque, I.; Garcia Valverde, R.; Reguillo, L.; Astorga Márquez, R.J. (2013) A serological survey of *Brucella* spp., *Salmonella* spp., *Toxoplasma gondii* and *Trichinella* spp. in Iberian Fattening Pigs Reared in Free-Range Systems. Transboundary and Emerging Diseases, 61: 477-481.

Herrero, J.; Luco, D.; Fernández, D. (2003) Wild boars (*Sus scrofa* L.) in Uruguay: scavengers or predators? Mammalia, 67: 485-492.

Herrero, J.; Irizar, I.; Laskurain, N.A.; García-Serrano, A.; García-González, R. (2005) Fruits and roots: wild boar foods during the cold season in the southwestern Pyrenees. Italian. Journal of Zoology, 72: 49-52.

Hidalgo, A.; Oberg, C.A.; Fonseca-Salamanca, F.; Vidal, M.F. (2013) Reporte del primer hallazgo de puma (*Puma concolor puma*) infectado con *Trichinella* sp. en Chile. Archivos de Medicina Veterinaria, 45: 203-206.

Hidalgo, A.; Villanueva, J.; Becerra, V.; Soriano, C.; Melo, A.; Fonseca-Salamanca, F. (2019) *Trichinella spiralis* Infecting Wild Boars in Southern Chile: Evidence of an Underrated Risk. Vector Borne and Zoonotic Diseases, 20(20).

Hill, D.E.; Dubey, J.P.; Baroch, J.A.; Swafford, S.R.; Fournet, V.F.; Hawkins-Cooper, D.; Pyburn, D.G.; Schmit, B.S.; Gamble, H.R.; Pedersen, K.; Ferreira, L.R.; Verma, S.K.; Ying, Y.; Kwok, O.C.H.; Feidas, H.; Theodoropoulos, G. (2014) Surveillance of feral swine for *Trichinella* spp. and *Toxoplasma gondii* in the USA and host-related factors associated with infection. Veterinary Parasitology, 205: 653-665.

Houze, S.; Ancelle, T.; Matra, R.; Boceno, C.; Carlier, Y.; Gajadhar, A.A.; Dupouy-Camet, J. (2009) Trichinellosis acquired in Nunavut, Canada in September 2009: meat from grizzly bear suspected. Eurosurveillance, 14:(44).

Hudson, W.H. (1893) Días de ocio en la Patagonia. Continente, Buenos Aires.

Hudson, W.H. (1918) Allá lejos y hace tiempo. Peuser, Buenos Aires.

Huici, N.; Tesón, M.; Macazaga, A.; Loverde, V. (1999) Triquinelosis en algunos animales autóctonos argentinos. Revista Veterinaria Argentina, 16: 358-360.

Hurníková, Z.; Snábel, V.; Pozio, E.; Reiterová, K.; Hrcková, G.; Halásová, D.; Dubinský, P. (2004) First record of *Trichinella pseudospiralis* in the Slovak Republic found in domestic focus. Veterinary Parasitology, 128: 91-98.

Hurníková, Z.; Dubinsky, P. (2009) Long-term survey on *Trichinella* prevalence in wildlife of Slovakia. Veterinary Parasitology, 159: 276-280.

Kapel, C.M.; Gamble, H.R. (2000) Infectivity, persistence, and antibody response to domestic and sylvatic *Trichinella* spp. in experimentally infected pigs. International Journal for Parasitology, 30: 215-221.

Kapel, C.M. (2001) Sylvatic and domestic *Trichinella* spp. in wild boars; infectivity, muscle larvae distribution, and antibody response. *Journal of Parasitology*, 87: 309-314.

Kapel, C.M.; Webster, P.; Gamble, H.R. (2005) Muscle distribution of sylvatic and domestic *Trichinella* larvae in production animals and wildlife. *Veterinary Parasitology*, 132: 101-105.

Kin, M.S. (2015) *Chaetophractus villosus* reservorio y/o transmisor de algunas enfermedades infecto-contagiosas y/o zoonóticas que afectan a los rumiantes y al hombre. Tesis de Doctorado. Universidad Nacional del Sur (UNS).

Kocięcka, W. (2000) Trichinellosis: human disease, diagnosis and treatment. *Veterinary Parasitology*, 93: 365-383.

Korhonen, P.K.; Pozio, E.; La Rosa, G.; Chang, B.C.H.; Koehler, A.V.; Hoberg, E.P.; Boag, P.R.; Tan, P.; Jex, A.J.; Hofmann, A.; Sternberg, P.W.; Young, N.D.; Gasser, R.B. (2016) Phylogenomic and biogeographic reconstruction of the *Trichinella* complex. *Nature Communications*, 7:10513.

Krivokapich, S.J.; Molina V.; Bergagna H.F.J.; Guarnera, E.A. (2006) Epidemiological survey of *Trichinella* infection in domestic, synanthropic and sylvatic animals from Argentina. *Journal of Helminthology*, 80: 267-269.

Krivokapich, S.J.; Gonzalez Prous, C.; Gatti, M.G.; Confalonieri, V.; Molina, V.; Matarasso, H.; Guarnera, E. (2008) Molecular evidence for a novel encapsulated genotype of *Trichinella* from Patagonia, Argentina. *Veterinary Parasitology*, 156: 234-240.

Krivokapich, S.J.; Pozio, E.; Gatti, M.G.; Gonzalez Prous, C.; Ribicich, M.; Marucci, G.; La Rosa, G.; Confalonieri, V. (2012a) *Trichinella patagoniensis* n. sp. (Nematoda), a new encapsulated species infecting carnivorous mammals in South America. *International Journal for Parasitology*, 42: 903-910.

Krivokapich, S.J.; Bolpe, J.; Gonzalez Prous, C.; Gatti, G.; Genzano, M.; Ponassi, A.; Molina, V.; Guarnera, E.A. (2012b) Estudio sobre la infección de *Trichinella* en la liebre europea (*Lepus europaeus* Pallas, 1778). *Revista Veterinaria Argentina*, 29(285): 1-5.

Krivokapich, S.J.; Gonzalez Prousa, C.L.; Gattia, G.M.; Saldia, L. (2015) First finding of *Trichinella pseudospiralis* in the Neotropical región. *Veterinary Parasitology*, 208(3-4): 268-271.

Krivokapich, S.J.; Gatti, G.M.; Gonzalez Prous, C.L.; Degese, M.F.; Arbusti, P.A.; Ayesa, G.E.; Vera Bello, G.; Salomón, M.C. (2019a) 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.; Arbusti, P.A.; Ayesa, G.E.; Gonzalez Prous, C.L.; Gatti, G.M.; Saldía, L. (2019b) Estudio serológico de un presunto brote causado por el consumo de carne de puma infectada con *Trichinella patagoniensis* en El Calafate, Santa Cruz (Argentina). *Revista Argentina de Parasitología*: 8(1).

La Rosa, G.; Marucci, G.; Zarlenga, D.S.; Pozio, E. (2001) *Trichinella pseudospiralis* populations of the Palearctic region and their relationship with populations of the Nearctic and Australian regions. *International Journal for Parasitology*, 31: 297-305.

La Rosa, G.; Marucci, G.; Rosenthal, B.M.; Pozio, E. (2012) Development of a single larva microsatellite analysis to investigate the population structure of *Trichinella spiralis*. *Infection, Genetics and Evolution*, 12: 369-376.

Larrieu, E.; Molina, V.; Albarracín, S.; Mancini, S. y Bigatti, R. (2004) Porcine and rodent infection with *Trichinella*, in the Sierra Grande area of Río Negro province, Argentina. *Annals of Tropical Medicine and Parasitology*, 98(7): 725-731.

Lauge, M.C.; Prío, C.; Montenegro, C.; Monzón, L.; Molinari, L.; Mures, E.; Vallejos, G.; Chavez, B.; Comin, H.; Bengolea, R.; Murcia, A.; Bertrán, J. (2015) Triquinosis silvestre en el sur de la provincia del Neuquén, Argentina. *Revista SNS*, 19.

Lee, H.J.; Chung, O.S.; Kim, J.L.; Lee, S.H.; Yoo, Y.B.; Seo, M. (2015) Seroprevalence of *Trichinella* sp. in wild boars (*Sus scrofa*) from Yanggu-gun, Gangwon-do, Korea. *Korean Journal of Parasitology*, 53(2): 233-236.

Lichtenfels, J.R.; Murrell, K.D.; Pilitt, P.A. (1983) Comparison of three subspecies of *Trichinella spiralis* by scanning electron microscopy. *Journal of Parasitology*, 69: 1131-1140.

Liciardi, M.; Marucci, G.; Addis, G.; Ludovisi, A.; Gómez-Morales, M.A.; Deiana, B.; Cabaj, W.; Pozio, E. (2009) *Trichinella britovi* and *Trichinella spiralis* mixed infection in a horse from Poland. *Veterinary Parasitology*, 161: 345-348.

Long, J. (2003) *Introduced mammals of the world. Their history, distribution and influence.* CSIRO Publishing, Collingwood, Australia. 589 pp.

Lovera, R.; Fernandez, M.S.; Cavia, R. (2015) Wild small mammals in intensive milk cattle and swine production systems. *Agriculture, Ecosystems and Environment*, 202: 251-259.

Lovera, R.; Fernandez, M.S.; Jacob, J.; Lucero N.; Morici, G.; Brihuega, B.; Farace, M.I.; Caracostantogolo, J.; Cavia, R. (2017) Intrinsic and extrinsic factors related to pathogen infection in wild small mammals in intensive milk cattle and swine production systems. *PLOS Neglected Tropical Diseases*, 11(6): e0005722.

Lowe, S.; Browne, M.; Boudjelas, S.; De Poorter, M. (2000) 100 of the World's worst invasive Alien species. A selection from the Global Invasive Species Database. En *The Invasive Species Specialist Group (ISSG) a specialist group of the Species Survival Commission (SSC) of the World Conservation Union (IUCN).*

Malakauskas, A.; Paulauskas, V.; Järvis, T.; Keidans, P.; Eddi, C.; Kapel, C.M. (2007) Molecular epidemiology of *Trichinella* spp. in three Baltic countries: Lithuania, Latvia, and Estonia. *Parasitology Research*, 100: 687-693.

Mansilla, R.; Soloaga, H.; Gullén, R.; Segura, C. (1994) Reporte de dos casos clínicos de triquinosis en la Patagonia Austral, a partir de la ingesta de carne de puma infectada. 2° Congreso Argentino de Zoonosis. Buenos Aires, Argentina. Libro de Resúmenes, p 179.

Marucci, G.; La Grange, L.J.; La Rosa, G.; Pozio, E. (2009) *Trichinella nelsoni* and *Trichinella* T8 mixed infection in a lion (*Panthera leo*) of the Kruger National Park (South Africa). *Veterinary Parasitology*, 159: 225-228.

Massei, G.; Genov, P. (2004) The environmental impact of wild boar. *Galemys*, 16:135-145.

Massei, G.; Kindberg, J.; Licoppe, A.; Gačić, D.; Šprem, N.; Kamler, J.; Baubet, E.; Hohmann, U.; Monaco, A.; Ozoliņš, J. (2015) Wild boars populations up, numbers of hunters down? A review of trends and implications for Europe. *Pest Management Science*, 71(4): 492-500.

Meng, X.J.; Lindsay, D.S.; Sriranganathan, N. (2009) Wild boars as sources for infectious diseases in livestock and humans. *Philosophical Transactions of The Royal Society B Biological*, 364: 2697-2707.

Merino, M.L.; Carpinetti, B.N. (2003) Feral pig *Sus scrofa* population estimates in Bahía Samborombón conservation area, Buenos Aires province, Argentina. *Mastozoología Neotropical*, 10(2): 269-275.

Mills, J.N.; Ellis, B.A.; McKee, K.T.; Maiztegui, J.I.; Childs, J.E. (1991) Habitat associations and relative densities of rodent populations in cultivated areas of central Argentina. *Journal of Mammalogy*, 72: 470-479.

Montañez Ruiz, D. (2017). Epidemiología de *Trichinella* spp. en zorros (*Vulpes vulpes*) en el centro peninsular ibérico. Trabajo Final de Grado. Universidad de Extremadura, Facultad de Veterinaria, Departamento de Sanidad Animal. 72 p.

Morello, J.; Matteucci, S.; Rodríguez, A.; Silva, M. (2012) Ecorregiones y complejos ecosistémicos argentinos. Orientación Gráfica Editora. 752 p.

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

Nöckler, K.; Serrano, K.F.J.; Boireau, P.; Kapel, C.M.O., Pozio, E. (2005) Experimental studies in pigs on *Trichinella* detection in different diagnostic matrices. *Veterinary Parasitology*, 132: 85-90.

Nöckler, K.; Kapel, C.M.O. (2007) Detection and surveillance for *Trichinella*: meat inspection and hygiene, and legislation. En Dupouy-Camet, J.; Murrell, K.D. *FAO/WHO/OIE Guidelines for the Surveillance, Management, Prevention and Control of Trichinellosis*. Paris: World Health Organization. 69-97.

Novillo, A.; Ojeda, R.A. (2008) The exotic mammals of Argentina. *Biological Invasions*, 10:1333-1344.

Oesterheld, M.; Aguiar, M.R.; Paruelo, J.M. (1998) Ecosistemas patagónicos. *Ecología Austral*, 8: 75-84.

Oliver, W.L.R.; Brisbin, I.L. (1993) Introduced and feral pigs: problems, policy and priorities. En: Oliver, W.L.R. Status survey and conservation action plan: pigs, peccaries and hippos. IUCN, Gland. 179-191.

OIE/World Organization for Animal Health, (2017) Trichinellosis (infection with *Trichinella* spp.), Manual of Diagnostic Tests and Vaccines for Terrestrial Animals. World Organization for Animal Health. Capítulo 2.1.20. [[www.oie.int/eng/normes/mmanual/A\\_00013.htm](http://www.oie.int/eng/normes/mmanual/A_00013.htm)] Consultado 12 de diciembre de 2018.

Oivanen, L.; Kapel, C.M.; Pozio, E.; La Rosa, G.; Mikkonen, T.; Sukura, A. (2002) Associations between *Trichinella* species and host species in Finland. *Journal of Parasitology*, 88: 84-88.

Oliver, W.L.R.; Brisbin I.L. (1993) Introduced and Feral Pigs: Problems, Policy and Priorities. En: Oliver, W.L.R. Status Survey and Conservation Action Plan. Pigs, Peccaries and Hippos. IUCN, Gland. 159-191.

Owen, I.L.; Reid, S.A. (2007) Survival of *Trichinella papuae* muscle larvae in a pig carcass maintained under simulated natural conditions in Papua New Guinea. *Journal of Helminthology*, 81: 429-432.

Oyarzabal, M.; Clavijo, J.; Oakley, L.; Biganzoli, F.; Tognetti, P.; Barberis, I.; Maturo, H.M.; Aragón, R.; Campanello, P.I.; Prado, D.; Oesterheld, M.; León R.J.C. (2018) Unidades de vegetación de la Argentina. *Ecología Austral*, 28: 40-63.

Pannwitz, G.; Mayer-Scholl, A.; Balicka-Ramisz, A.; Nöckler, K. (2010) Increased Prevalence of *Trichinella* spp., Northeastern Germany, 2008. *Emerging Infectious Disease*, 16(6): 932-942.

Pardiñas, U.F.J.; Teta, P.; Cirignoli, S.; Podestá, D.H. (2003) Micromamíferos (Didelphimorphia y Rodentia) de norpatagonia extra andina, argentina: taxonomía alfa y biogeografía. *Mastozoología neotropical*, 10(1): 69-113.

Pasqualetti, M.I.; Acerbo, M.; Miguez, M.; Rosa, A.; Fariña, F.A.; Cardillo, N.; Degregorio, O.J.; Ribicich, M. (2014). Nuevos aportes al conocimiento de *Trichinella* y trichinellosis. *Revista de Medicina Veterinaria*, 95(2): 12-21.

Pasqualetti, M.I.; Fariña, F.A.; Krivokapich, S.J.; Gatti, G.M.; Daneri, G.A.; Varela, E.A.; Lucero, S.; Ercole, M.E.; Bessi, C.; Winter, M.; Ribicich, M.M. (2018) *Trichinella spiralis* in a South American sea lion (*Otaria flavescens*) from Patagonia, Argentina. *Parasitology Research*, 117: 4033-4036.

Patz, J.A.; Daszak, P.; Tabor, G.M.; Aguirre, A.A.; Pearl, M.; Epstein, J.; Nathan, D.W.; Kilpatrick, A.M.; Foufopoulos, J.; Molyneux, D.; Bradley, D.J. (2004) Unhealthy landscapes: policy recommendations on land use change and infectious disease emergence. *Environmental Health Perspectives*, 112: 1092-1098.

Peña, F.E.; Winter, M.; Abate, S.D.; Fantozzi, M.C. (2019) Reporte de resultados negativos para *Calodium hepaticum* en roedores silvestres (Cricetidae: Sigmodontinae) del extremo noreste de Patagonia, Argentina. XXXII Jornadas Argentinas de Mastozoología. Puerto Madryn, Argentina. 12 al 15 de noviembre de 2019. Libro de resúmenes, 295.

Pérez-Martin, J.; Serrano, F.J.; Reina, D.; Mora, J.A.; Navarrete, I. (2000) Sylvatic trichinellosis in southwestern Spain. *Wildlife Disease Association*, 36: 531-534.

Pisano, M.B.; Winter, M.; Raimondo, N.; Martinez-Wassaf, M.G.; Abate, S.; Re, E.V. (2019) New pieces in the transmission cycle of the hepatitis E virus in South America: first viral detection in wild boars from Argentina. *Transactions of the royal society of tropical medicine and hygiene*, 113: 497-499.

Pozio, E.; La Rosa, G.; Murrell K.D.; Lichtenfels, J.R. (1992) Taxonomic Revision of the Genus *Trichinella*. *The Journal of Parasitology*, 78(4): 654-659.

Pozio, E.; Serrano, F.J.; La Rosa, G.; Reina, D.; Perez-Martin, E.; Navarrete, I. (1997) Evidence of potential gene flow in *Trichinella spiralis* and in *Trichinella britovi* in nature. *Journal of Parasitology*, 83: 163-166.

Pozio, E. (1998) Trichinellosis in the European Union: epidemiology, ecology and economic impact. *Parasitology Today*, 14: 35-38.

Pozio, E. (2000) Factors affecting the flow among domestic, synanthropic and sylvatic cycles of *Trichinella*. *Veterinary Parasitology*, 93: 241-262.

Pozio, E. (2001) New patterns of *Trichinella* infections. *Veterinary Parasitology*, 98: 133-148.

Pozio, E.; Casulli, A.; Bologov, V.V.; Marucci, G.; La Rosa, G. (2001) Hunting practices increase the prevalence of *Trichinella* infection in wolves from European Russia. *Journal of Parasitology*, 87:1498-1501.

Pozio, E. (2005) The broad spectrum of *Trichinella* hosts: From cold- to warm-blooded animals. *Veterinary Parasitology*, 132: 3-11.

Pozio, E.; Zarlenga, D.S. (2005) Recent advances on the taxonomy, systematics and epidemiology of *Trichinella*. *International Journal for Parasitology*, 35: 1191-1204.

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

Pozio, E. (2007b) Taxonomy, Biology and Epidemiology of *Trichinella* Parasites. En Dupouy-Camet, J.; Murrell, K.D. Guidelines for the surveillance, management, prevention and control of trichinellosis. Food and Agriculture Organization of the United Nations (FAO), World Health Organization (WHO), World Organization for Animal Health (OIE). Capítulo 1.

Pozio, E.; Rinaldi, L.; Marucci, G.; Musella, V.; Galati, F.; Cringoli, G.; Boireau, P.; La Rosa, G. (2009) Hosts and habitats of *Trichinella spiralis* and *Trichinella britovi* in Europe. *International Journal for Parasitology*, 39: 71-79.

Pozio, E. (2013) The opportunistic nature of *Trichinella*-Exploitation of new geographies and habitats. *Veterinary Parasitology*, 194: 128-132.

Pozio, E.; Zarlenga, D.S. (2013) New pieces of the *Trichinella* puzzle. *International Journal for Parasitology*, 43: 983-997.

Pozio, E. (2014) Searching for *Trichinella*: not all pigs are created equal. *Trends in Parasitology*, 3(1): 4-11.

Pozio, E. (2016) *Trichinella pseudospiralis* an elusive nematode. *Veterinary Parasitology*, 231: 97-101.

Pozio, E. (2018) *Trichinella* and Other Foodborne Nematodes. En: Ortega, Y.; Sterling, C. *Foodborne Parasites. Food Microbiology and Food Safety*. Springer, Cham.

Pozio, E. (2019) The impact of the climate change and human behavior on the biology and epidemiology of *Trichinella*. *Scientia Parasitologica*, 20: 48-49.

Price, S.A.; Bininda-Emonds, O.R.P.; Gittleman, J.L. (2005) A complete phylogeny of the whales, dolphins and even-toed hoofed mammals (Cetartiodactyla). *Biological Reviews*, 80: 445-473.

Rafter, P.; Marucci, G.; Brangan, P.; Pozio, E. (2005) Rediscovery of *Trichinella spiralis* in red foxes (*Vulpes vulpes*) in Ireland after 30 years of oblivion. *Journal of Infection*, 50: 61-65.

Read, A.F.; Harvey, P.H. (1989) Life history differences among the eutherian radiations. *Journal of Zoology*, 219(2): 329-353.

Real, L.A. (1996) Sustainability and the ecology of infectious disease. *Bioscience*, 42: 88-97.

Reichard, M.V.; Criffield, M.; Thomas, J.E.; Paritte, J.M.; Cunningham, M.; Onorato, D.; Logan, K.; Interisano, M.; Marucci, G.; Pozio, E. (2015) High prevalence of *Trichinella pseudospiralis* in Florida panthers (*Puma concolor coryi*). *Parasites and Vectors*, 8(67).

Rey, H.D.; Quiroga, J.O.; Moldes de Entraigas, B.; Peronja, A.; Suárez, G.N.; Entraigas, J.; Bustos, J.A.; Cardone, E. (1988) Historia del Valle Inferior del Río Negro. El nuevo distrito federal. Plus Ultra, Bueno Aires, Argentina. 250 p.

Ribicich, M.; Gamble, H.R.; Rosa, A.; Bolpe, J.; Franco, A. (2005) Trichinellosis in Argentina: an historical review. *Veterinary Parasitology*, 132: 137-142.

Ribicich, M.; Gamble, H.R.; Bolpe, J.; Scialfa, E.; Krivokapich, S.; Cardillo, N.; Betti, A.; Cambiaggi Holzmänn, M.L.; Pasqualetti, M.; Fariña, F.; Rosa, A. (2010a) *Trichinella* infection in wild animals from endemic regions of Argentina. *Parasitology Research*, 107: 377-380.

Ribicich, M.; Rosa, A.; Bolpe, J.; Scialfa, E.; Cardillo, N.; Pasqualetti, M.I.; Betti, A.; Fariña, F.; Vizio, E.; Gimenez, R.; Pascual, G.; Borrás, P.; Aronowicz, T. (2010b). Avances en el estudio del diagnóstico y la prevención de la Trichinellosis. Jornadas de la Asociación Argentina de Parasitología Veterinaria y XIX Encuentro Rioplatense de Veterinarios Endoparasitólogos. 1-6.

Ribicich, M.; Krivokapich, S.; Pasqualetti, M.; Gonzalez Prous, C.L.; Gatti, G.M.; Falzoni, E.; Aronowicz, T.; Arbusti, P.; Fariña, F.; Rosa, A. (2013) Experimental infection with *Trichinella* T12 in domestic cats. *Veterinary Parasitology*, 194:168-170.

Ribicich, M.M.; Fariña, F.; Aronowicz, T.; Ercole, M.E.; Bessi, C.; Pasqualetti, M.I. (2019) Trichinellosis scenarios in people, domestic and wild animals in South America. *Scientia Parasitologica*, 20: 49-50.

Richomme, C.; Lacour, S.A.; Ducrot, C.; Gilot-Fromont, E.; Casabianca, F.; Maestrini, O.; Vallée, O.; Grasset, A.; van der Giessen, J.; Boireau, P. (2010) Epidemiological survey of trichinellosis in wild boar (*Sus scrofa*) and fox (*Vulpes vulpes*) in a French insular region, Corsica. *Veterinary Parasitology*, 172(1-2):150-4.

Riva, E.; Steffan, P.; Guzmán, M.; Fiel, C. (2012) Persistence of *Trichinella spiralis* muscle larvae in natural decaying mice. *Parasitology Research*, 111: 249-255.

Romano, F.; Motta, A.; Melino, M.; Negro, M.; Gavotto, G.; Decasteli, L.; Careddu, E.; Bianchi, C.; Bianchi, D.M.; Pozio, E. (2011) Investigation on a focus of human

trichinellosis revealed by an atypical clinical case after wild-boar (*Sus scrofa*) pork consumption in northern Italy. *Parasite*, 18: 85-87.

Rosell, C.; Fernández-Llario, P.; Herrero, J. (2001) El jabalí (*Sus scrofa* Linnaeus, 1758). *Galemys*, 13(2).

Rossi, L.; Interisano, M.; Deksne, G.; Pozio, E. (2019) The subnivium, a haven for *Trichinella* larvae in host carcasses. *Parasites and Wildlife*, 8: 229-233.

Rostami, A.; Riahi, M.; Ghadimi, R.; Hanifehpour, H.; Hamidi, F.; Khazan, H.; 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.

Sagua, M.I.; Figueroa, C.E.; Acosta, D.B.; Fernández, G.P.; Carpinetti, B.N.; Birochio, D.; Merino, M.L. (2018) Inferring the origin and genetic diversity of the introduced wild boar (*Sus scrofa*) populations in Argentina: an approach from mitochondrial markers. *Mammal Research*, 63: 467-476.

Sanguinetti, J.; Pastore, H. (2016) Abundancia poblacional y manejo del jabalí (*Sus scrofa*): Una revisión global para abordar su gestión en la Argentina. *Mastozoología Neotropical*, 23: 305-323.

Santiago Silva, V. (2017) Gestão de espécies exóticas invasoras: o caso dos javalis. Workshop sobre pesquisa aplicada à gestão de fauna silvestre. São Paulo, Brasil. 23 de noviembre.

Scarpati, O.E.; Capriolo, A.D. (2018) Evolución del exceso de agua edáfica anual en la Región Pampeana (Argentina). *Estudios Geográficos*, 285: 375-395.

Schley, L.; Roper, T.J. (2003) Diet of wild boar, *Sus scrofa*, in Western Europe, with particular reference to consumption of agricultural crops. *Mammal Review*, 33: 43-56.

Senlik, B.; Cirak, V.Y.; Girisgin, O.; Akyol, C.V. (2011) Helminth infections of wild boars (*Sus scrofa*) in the Bursa province of Turkey. *Journal of Helminthology*, 85(4): 404-408.

Sethi, B.; Butola, K.S.; Arora, B.; Kumar, Y.; Suri, V. (2010) Human trichinosis in remotes of Uttarakhand, India. *Indian Journal of Medical Sciences*, 64: 104-110.

Seward, N.W.; Ver Cauteren, K.C.; Witmer, G.W., Engeman, R.M. (2004) Feral swine impacts on agriculture and the environment. *Sheep and Goat Research Journal*, 19: 34-40.

Smith, G.C.; Gangadharan, B.; Taylor, Z.; Laurenson, M.K.; Bradshaw, H.; Hide, G.; Hughes, J.M.; Dinkel, A.; Romige, T.; Craig, P.S. (2003) Prevalence of zoonotic important parasites in the red fox (*Vulpes vulpes*) in Great Britain. *Veterinary Parasitology*, 118: 133-142.

Schmitt, N.; Saville, J.M.; Greenway, J.A.; Stovell, P.L.; Friis, L.; Hole, L. (1978) Sylvatic trichinosis in British Columbia: potential threat to human health from an independent cycle. *Public Health Reports*, 93: 189-193.

Sharma, R.; Konecsnib, K.; Scandrett, B.; Thompson, P.; Hoberg, E.P.; Bouchard, E.,; Buhler, K.; Harms, N.J.; Kukka, P.M.; Jung, T.S.; Elkin, B.; Mulders, R.; Larter, N.C.; Branigan, M.; Pongracz, J.; Wagner, B.; Fenton, H.; Rosenthal, B.M.; Jenkins, E. (2019) Distribution and genetic diversity of *Trichinella* in Canadian wildlife: A previously undescribed species (T13) and an unexpected discovery of *T. spiralis*. *Scientia Parasitologica*, 20: 145-148.

Shochat, E.; Warren, P.S.; Feath, S.H.; McIntyre, N.E. (2006) From patterns to emerging processes in mechanistic urban ecology. *Trends in Ecology and Evolution*, 21: 186-191.

Soria, C.; Mozo, G.; Camaño, C.; Saldaño, B.; López, E.; Malandrini, J.; Soria, J. (2010) Aislamiento de larvas de *Trichinella* spp. en Pecarí (*Tayassu tajacu*) de Icaño, Departamento La Paz, Catamarca. *Revista Iberoamericana de Tecnología en Educación y Educación en tecnología*, 2(1):153-163.

Soriano, A.; Volkheimer, W.; Walter, H.; Box, E.O.; Marcolin, A.A.; Vallerini, J.A.; Movia, C.P.; León, R.J.C.; Gallardo, J.M.; Rumboll, M.; Canevari, M.; P Canevari, P.; Vasina, W.G. (1983) Desert and semidesert of Patagonia. En: *Temperate Desert and Semi-Deserts*. West NE. Amsterdam, Elsevier Scientific Publishing Company. 423-460.

Stewart, G.L.; Kennedy, R.R.; Larsen, E. (1990) Infectivity of *Trichinella pseudospiralis* isolated from carrion. *Journal of Parasitology*, 76: 750-751.

Széll, Z.; Marucci, G.; Pozio, E.; Sréter, T. (2013) *Echinococcus multilocularis* and *Trichinella spiralis* in golden jackals (*Canis aureus*) of Hungary. *Veterinary Parasitology*, 197: 393-396.

Tesón, M.; Regis, A.; Huici, N.; Novak, F. (1997) Triquinelosis en jabalíes (*Sus scrofa*) en el departamento Lacar, Neuquén. República Argentina. *Veterinaria Argentina*, 14: 187-190.

Thompson, R.C.A. (2013) Parasite zoonoses and wildlife: One health, spillover and human activity. *International Journal for Parasitology*, 43: 1079-1088.

Van Der Giessen, J.W.B.; Rombout, Y.; Van Der Veen, A.; Pozio, E. (2001) Diagnosis and epidemiology of *Trichinella* infections in wildlife in the Netherlands. *Parasite*, 8(2): 103-105.

Villamil, J.; Krivokapich, S.; 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: 16-19.

Webster, P.; Kapel, C.M. (2005) Studies on vertical transmission of *Trichinella* spp. in experimentally infected ferrets (*Mustela putorius furo*), foxes (*Vulpes vulpes*), pigs, Guinea pigs and mice. *Veterinary Parasitology*, 130: 255-262.

Wilcox, J.T.; Van Vuren, D.H. (2009) Wild pigs as predators in oak woodlands of California. *Journal of Mammalogy*, 90: 114-118.

Winter, M.; Birochio, D.; Etchever, H., Exposito, R.; Abate, A. (2016). Relevamiento serológico de cepas lisas de *Brucella* spp. en fauna silvestre de la Patagonia noreste: resultados preliminares. XXIII Congreso Latinoamericano de Microbiología. Rosario, Argentina. 26 al 30 de septiembre de 2016. Libro de resúmenes.

Winter, M.; Birochio, D.; Cifuentes, S.; Falzoni, E.; Barandiaran, S.; Martinez Vivot, M; Abate, S. (2017) Vigilancia de tuberculosis en roedores silvestres capturados en una zona de la Patagonia noreste Argentina. XVII Jornadas Argentinas de Microbiología. Bahía Blanca, Argentina. 7 al 9 de junio de 2017. Libro de resúmenes.

Winter, M.; Pasqualetti, M.; Fariña, F.; Ercole, M.; Failla, M.; Perello, M.; Birochio, D.; Abate, S.; Soricetti, M.; Ribicich, M. (2018a) Trichinellosis surveillance in wildlife in northeastern Argentine Patagonia. *Veterinary Parasitology: Regional Studies and Reports*, 11: 32-35.

Winter, M.; Abate, S.; Pasqualetti, M.; Fariña, F.; Ercole, M.; Mancini, S.; Perera, N.; Corominas, M.J.; Kromberberg, D.; Ribicich, M. (2018b) Trichinellosis en jabalíes de la Patagonia noreste: estudio multicéntrico. XXII Reunión Científico Técnicas de la Asociación Argentina Veterinarios de Laboratorios de Diagnóstico. Río Cuarto, Argentina, 14 al 17 de noviembre de 2018. Libro de resúmenes, 155.

Winter, M.; Abate, S.; Sage, R.; Coelho, R.; Martinez, V.P. (2018c) Registro de *Oligoryzomys longicaudatus* y análisis serológico frente a virus Andes en la Patagonia norte extra-andina. XXII Reunión Científico técnica de la Asociación Argentina de Veterinarios de Laboratorios de Diagnóstico. Río Cuarto, Argentina, 14 al 17 de noviembre de 2018. Libro de resúmenes, 101.

Winter, M.; Abate, S.D.; Pasqualetti, M.I.; Fariña, F.A.; Ercole, M.; Pardini, L.; Moré, G.; Venturini, M.C.; Perera, N.; Corominas, M.J.; Mancini, S.; Alonso, B.; Marcos, A.; Veneroni, R.; Castillo, M.; Birochio, E.; Ribicich, M.M. (2019a) *Toxoplasma gondii* and *Trichinella* infections in wild boars (*Sus scrofa*) from Northeastern Patagonia, Argentina. *Preventive Veterinary Medicine*, 168: 75-80.

Winter, M.; Abate, S.; Fariña, F.; Pasqualetti, M.; Ribicich, M. (2019b) Know to prevent in Northern Patagonia, Argentina. *Scientia Parasitologica*, 20: 63.

Winter, M.; Abate, S.; Elizondo J.; Illesca M.; Torres G.; Dall'Acqua F.; Butti, M.; Sanchez, J. (2019c) Ectoparásitos de roedores silvestres (Cricetidae: Sigmodontinae) en el noreste de Patagonia, Argentina. XXXII Jornadas Argentinas de Mastozoología. Puerto Madryn, Argentina. 12 al 15 de noviembre de 2019. Libro de resúmenes, 228.

Wobeser, G. (1994) *Investigation and Management of Disease in Wild Animals*. Kluwer Academic Publishers Group. 270pp.

Worley, D.E.; Seese, F.M.; Zarlenga, D.S.; Murrell, K.D. (1994) Attempts to eradicate trichinellosis from a wild boar population in a private game park (USA). En Campbell, C.W.; Pozio, E.; Bruschi, F. *Trichinellosis*. ISS Press, Rome, Italy. 611-616.

Zarlenga, D.S.; Rosenthal, B.M.; La Rosa, G.; Pozio, E.; Hoberg, E.P. (2006) Post-Miocene expansion, colonization, and host switching drove speciation among extant nematodes of the archaic genus *Trichinella*. *Proceedings of National Academy of Sciences of United States of America*, 103: 7354-7359.

Zelman, J.; Drimaj, J.; Heroldová, M. (2018) Habitat and management influence on a seasonal diet composition of wild boars. *Biologia*, 73: 259-265.

Zimmer, I.A.; Fee, S.A.; Spratt-Davison, S.; Hunter, S.J.; Boughtflower, V.D.; Morgan, C.P., Hunt, K.R.; Smith, G.C.; Abernethy, D.; Howell, M.; Taylor, M.A. (2009) Report of *Trichinella spiralis* in a red fox (*Vulpes vulpes*) in Northern Ireland. *Veterinary Parasitology*, 159: 300-303.