

**EL ROL DE LAS ESPECIES ANIMALES DOMÉSTICAS Y
SILVESTRES EN LA TRANSMISIÓN DE *TRICHINELLA* SPP.**

**ROLE OF WILD AND DOMESTIC ANIMALS IN THE TRANSMISSION OF
TRICHINELLA PARASITES**

Pasqualetti, MI^{1,2}; Fariña FA^{1,2}; Aronowicz, T¹ Acerbo, M³; Ercole, M^{1,2}; Bessi, C^{1,2};
Montalvo, F^{1,2}; Ribicich MM^{1,2}

¹Universidad de Buenos Aires, Facultad de Ciencias Veterinarias, Cátedra de Parasitología y Enfermedades Parasitarias. Buenos Aires, Argentina. ²CONICET–Universidad de Buenos Aires, Facultad de Ciencias Veterinarias, Instituto de Investigaciones en Producción Animal (INPA), Buenos Aires, Argentina. ³Universidad de Buenos Aires. Facultad de Ciencias Veterinarias, Cátedra de Producción de Porcinos, Buenos Aires, Argentina.

Recibido: 31-08-2021

Aceptado: 19-10-2021

Correspondencia *e-mail*: Mabel Ribicich mrribicich@fvet.uba.ar

InVet Vol. 23 N° 1, 2021

RESUMEN

La trichinellosis humana es una zoonosis de amplia distribución mundial y las diferentes especies de *Trichinella* con sus características biológicas de supervivencia y adaptación, juegan un rol fundamental. A lo largo de las últimas décadas y con la utilización de técnicas de biología molecular, han sido hallados y descritos clados encapsulados y no encapsulados en todos los continentes. *T. spiralis*, *T. nativa*, *T. nelsoni*, *T. britovi*, *T. murrelli*, *T. patagoniensis*, y *T. chanchalensis* (la última especie hallada en Canadá, en *Gulo gulo*), que junto con los genotipos *Trichinella* T6, T8 y T9 se encuentran en el primer grupo, mientras que *T. pseudospiralis*, *T. papuae* y *T. zimbabwensis* pertenecen al segundo grupo. En América y otros continentes, la infección por *Trichinella* es un problema para la salud de las personas, lo que genera un impacto negativo en los mercados de carnes. La trichinellosis es endémica en Argentina y durante el período 2019-2021, hubo 1532 casos humanos. Los carnívoros actúan como concentradores y contribuyen al mantenimiento del parásito en la naturaleza. En los cerdos, el establecimiento de las larvas, generan importantes disturbios y cambios patológicos en los músculos esqueléticos y órganos. Los jabalíes (*Sus scrofa*), son excelentes hospedadores del género *Trichinella* y como ocurre en cerdos, los síntomas son escasos. Los equinos y herbívoros pueden adquirir *Trichinella* spp. a través del consumo ocasional de carne infectada. Es fundamental el análisis previo de la carne destinada a consumo para evitar la enfermedad en el hombre.

Palabras clave: (*Trichinella*), (animales domésticos), (animales silvestres)

ABSTRACT

Human trichinellosis is a worldwide zoonosis caused by different species of *Trichinella*, which can survive and adapt to the environmental conditions. Over the last decades molecular biology breakthrough allows the identification of encapsulated and non-encapsulated clades on all continents. The following species and genotypes: *T. spiralis*, *T. nativa*, *T. nelsoni*, *T. britovi*, *T. murrelli*, *T. patagoniensis*, *T. chanchalensis* (the last species found in Canada, in *Gulo gulo*), T6, T8 and T9 belongs to the encapsulated clade while *T. pseudospiralis*, *T. papuae* and *T. zimbabwensis* belong to the non encapsulated clade. In America and other continents, *Trichinella* infection is a health issue for people, which has a negative impact on meat markets. Trichinellosis is endemic in Argentina and during the 2019-2021 period, there

were 1532 human cases. Carnivores act as concentrators and contribute to the maintenance of the parasite in nature. In pigs, the establishment of larvae, generate important disturbances and pathological changes in skeletal muscles and organs. Wild boars (*Sus scrofa*) are excellent hosts for the genus *Trichinella* and, as occurs in pigs, symptoms are scarce. Horses and herbivores can acquire *Trichinella* spp. through occasional consumption of infected meat. It is important to consider that all domestic and wild animals destined for consumption must be analyzed to avoid the disease in man.

Key words: (*Trichinella*), (domestic animals), (wild animals)

INTRODUCCIÓN

En América, como en otros continentes, la trichinellosis es una enfermedad que genera temor hacia el consumo de productos y subproductos de origen animal en las personas. Esta situación genera un impacto negativo en la comercialización de carnes en los mercados nacionales e internacionales.

En Sudamérica, la trichinellosis humana fue reportada en Argentina y Chile durante el período 2005/2019. En estos países la enfermedad es considerada endémica, con casos y brotes humanos.

En Argentina, durante el período 2019/2021, los casos humanos notificados fueron 1532. Son 4 las especies de *Trichinella* aisladas en Argentina, hasta la actualidad: *T. spiralis*, *T. patagoniensis*, *T. pseudospiralis* y *T. britovi*^{37,39,40,75}.

Los registros de *Trichinella* spp. en Sudamérica en animales domésticos y silvestres dan cuenta de una variada gama de especies animales: cerdos, jabalíes, armadillos, comadrejas, pecaríes, perros, gatos, pumas, roedores y lobos marinos⁷⁷. La información se detalla en la Tabla 1.

Dentro de los animales domésticos, los cerdos constituyen la fuente de infección más frecuente a través de los productos y subproductos consumidos en forma cruda o insuficientemente cocida.

Tabla 1. Especies de animales silvestres documentadas como hospedadoras de *Trichinella* spp. en Argentina en estudios realizados en el período 2006-2020.

Especie animal	Especie de <i>Trichinella</i>	Referencias
<i>Sus scrofa</i>	<i>T. spiralis</i>	Ribicich y col ⁷³ ; Cohen y col ¹³ ; Villamil y col ⁹¹
	<i>Trichinella</i> spp.	Lauge y col ⁴² ; Winter y col ⁹³
<i>Puma concolor</i>	<i>T. T12</i>	Krivokapich y col ⁴⁰
	<i>T. spiralis</i>	Ribicich y col ⁷³
	<i>T. patagoniensis</i>	Krivokapich y col ³⁹
	<i>Trichinella</i> spp.	Lauge y col ⁴²
<i>Didelphis albiventris</i>	<i>T. spiralis</i>	Castaño Zubieta y col ¹¹ ; Lovera y col ⁴⁶
<i>Lutreolina crassicaudata</i>	<i>T. spiralis</i>	Lovera y col ⁴⁶
<i>Chaetophractus villosus</i>	<i>T. spiralis</i>	Krivokapich y col ³⁸ ; Ribicich y col ⁷³ ; Kin ³³
<i>Tayassu tayacu</i>	<i>Trichinella</i> spp.	Soria y col ⁸⁵
<i>Felis catus</i>	<i>T. spiralis</i>	Krivokapich y col ³⁸
<i>Canis familiaris</i>	<i>T. spiralis</i>	Krivokapich y col ³⁸
<i>Otaria flavescens</i>	<i>T. spiralis</i>	Pasqualetti y col ⁵⁷
<i>Rattus</i> spp.	<i>T. spiralis</i>	Krivokapich y col ³⁸
<i>Rattus norvegicus</i>	<i>T. spiralis</i>	Ribicich y col ⁷³ ; Lovera y col ⁴⁶
<i>Rattus rattus</i>	<i>T. spiralis</i>	Lovera y col ⁴⁶
<i>Mus musculus</i>	<i>T. spiralis</i>	Lovera y col ⁴⁶

En relación a los jabalíes, se registraron en Argentina 3 animales positivos de un total de 12 por digestión artificial (DAR)⁷³, mientras que en la Patagonia Noreste se detectaron 3 animales positivos de 125 por el test de ELISA⁹³.

Los pumas (*Puma concolor*) han sido involucrados en brotes humanos por consumo de su carne en forma de embutidos o carne fresca insuficientemente cocida³⁶.

A partir de 2013, en Argentina, comenzaron a registrarse los focos de animales silvestres. En el período 2013/2019 se detectaron 90 focos producidos por porcinos silvestres y jabalíes (94 %) y pumas (6 %)⁸¹. De acuerdo a los datos obtenidos por el SENASA, los porcinos

fueron responsables del 82 %, los porcinos silvestres y jabalíes del 17 % y los pumas del 1 % de los focos animales durante el período 2010/2019⁸¹.

En Chile, el panorama de la enfermedad es similar a Argentina, con brotes humanos y focos en los animales domésticos y silvestres durante todo el año y con un aumento en el número de casos relacionados con la venta informal de carne parasitada sin los respectivos controles sanitarios reglamentarios. En un trabajo realizado en jabalíes se detectó un 1,8 % (5/278) de positivos por DAR y PCR²⁸. Las zonas con mayor concentración de casos humanos corresponden a la región Metropolitana y el sur del país.

Aunque no se registran casos en personas en Brasil, se han realizado encuestas epidemiológicas en jabalíes con el objetivo de detectar tempranamente la enfermedad detectando 4,3 % de positivos por ELISA⁸⁰.

En Colombia, los relevamientos realizados en granjas porcinas arrojaron resultados negativos, tanto en los cerdos como en roedores que fueron muestreados en las inmediaciones de los establecimientos productivos¹².

En Uruguay, se detectó un 0 % de positividad por Trichinoscopía, DAR y ELISA³.

En Perú y Ecuador se han realizado investigaciones en cerdos criados al aire libre con resultados negativos, y en otros países de Sudamérica no hay información disponible de relevamientos realizados⁷⁷.

Hasta el momento no existen registros sobre la ocurrencia de casos humanos en Colombia, Uruguay, Perú y Ecuador correspondiente a los últimos 10 años⁷⁷.

Taxonomía

El género *Trichinella* comprende un linaje monofilético en la Familia Trichinellidae. La superfamilia Trichinelloidea a quien *Trichinella* pertenece, se diagnostica filogenéticamente por su esticosoma, una región del esófago glandular⁶⁶. Hoy en día, se reconocen dos clados principales, el de las especies encapsuladas y el de las no encapsuladas^{62,94}. Hasta el momento, las especies y genotipos del primer clado se han registrado solamente en mamíferos. Dentro de las 3 especies que comprenden el segundo clado, *T. pseudospiralis* posee la capacidad de infectar mamíferos y aves y *T. papuae* y *T. zimbabwensis* parasitan mamíferos y reptiles. *T. pseudospiralis* y *T. spiralis* son las especies que poseen mayor distribución geográfica⁶⁷.

T. spiralis sería originaria del este de Asia y se habría dispersado pasivamente por el hombre a países de otros continentes (por ejemplo Europa, Norteamérica, Sudamérica, Hawái y Nueva Zelanda) a través del transporte de cerdos o productos de origen porcino^{65,67}. Por ello, es común encontrar a *T. spiralis* en infecciones mixtas en lugares donde circulan otras especies del clado encapsulado (por ejemplo, *T. spiralis* y *T. britovi* en Europa; *T. spiralis* y *T. nativa* en Europa y Norteamérica; *T. spiralis* y *T. murrelli* en Norteamérica)^{44,51,64,78}.

Especies del clado encapsulado

Se clasifica de esta forma a aquellas especies que inducen la formación de una cápsula de colágeno que envuelve la célula muscular luego de la entrada de las larvas recién nacidas (LRN). Dichas LRN sólo podrán completar su ciclo biológico si su ingreso se realizó en mamíferos, ya que dichas larvas requieren para su desarrollo una determinada temperatura con un rango desde 37 °C a 40 °C⁵⁹. La primera especie encapsulada descubierta fue *T. spiralis* (genotipo T1). Hasta el advenimiento de las técnicas bioquímicas y de biología molecular, durante muchos años los hallazgos de larvas musculares del género *Trichinella* eran identificadas como *T. spiralis*⁶⁷. Asimismo, ha sido la que mejor se ha caracterizado debido a su importancia como agente causal de enfermedad en humanos y como modelo en investigación biológica⁶⁵. Tiene una distribución cosmopolita en zonas climáticas templadas y ecuatoriales, ya que ha sido pasivamente importada en la mayoría de los continentes debido a su alta infectividad para los cerdos y ratas sinantrópicas. Los hospedadores más importantes son cerdos domésticos y salvajes (*Sus scrofa*), animales sinantrópicos como la rata parda, el armadillo, gatos, perros, y un gran rango de carnívoros silvestres^{61,73}. También pueden ser hospedadores animales herbívoros como los caballos, representando un riesgo para la salud pública sobre todo en países donde el hábito de consumo de carne equina es frecuente⁶. Recientemente fue hallada en un lobo marino de un pelo (*Otaria flavescens*) en Río Negro, Argentina⁵⁷. *T. spiralis* es el agente etiológico de muchas de las infecciones humanas y de muertes alrededor del mundo, además su patogenicidad es mayor que la de las otras especies debido a su alto índice de capacidad reproductiva (ICR) sumado a la mayor reacción inmunológica que desencadena en las personas⁶¹.

El agente etiológico de la infección por *Trichinella* en carnívoros selváticos es *T. nativa* (genotipo T2) que viven en zonas frías de Asia (China, Kazajistán, Mongolia, Rusia), Norteamérica (Canadá y EEUU) y Europa (Estonia, Finlandia, Lituania, Noruega, Rusia y Suecia). Los hospedadores más importantes son los carnívoros terrestres y marinos⁶¹. El límite

más meridional en el que circula este parásito está asociado con la isoterma de enero situada entre - 5 y - 4 °C⁶⁷. La característica biológica más importante de esta especie es la capacidad que poseen las larvas de sobrevivir en músculos sometidos a procesos de congelación. Se ha documentado que en tejido muscular de zorros congelados a -18 °C las larvas se mantienen infectivas por 4 años³². La capacidad de las larvas de sobrevivir en osos polares por 20 años o más, pone de manifiesto que en dicha región ártica es muy importante el rol de los carnívoros silvestres en la transmisión natural de este parásito⁶⁷. En Canadá, Estados Unidos, Groenlandia y Kamchatka las infecciones en humanos se han registrado por consumo de carne cruda o insuficientemente cocida de osos o morsas^{9,49,79}.

Con referencia a los integrantes del clado encapsulado, se destaca *T. britovi* (genotipo T3) el cual se caracteriza por tener una amplia distribución geográfica, abarcando la totalidad del continente europeo, el noroeste de África hasta Guinea y el sudoeste de Asia (Kazajistán, Turquía, Israel, Siria, Irán, Afganistán). En Argentina, esta especie fue hallada en un chacinado de origen porcino en la provincia de Mendoza³⁶. Si bien los hospedadores más susceptibles de esta especie son los carnívoros silvestres, puede afectar a los jabalíes y porcinos domésticos^{65,67}. También fue reportada en equinos⁶⁰ y ratas⁵⁸. Las larvas de *T. britovi* son capaces de sobrevivir 11 meses en músculos congelados de zorros y 3 semanas en músculos congelados de jabalíes^{31,67}. Las infecciones humanas causadas por *T. britovi* han sido documentadas en Francia, Eslovaquia, Italia, España y Turquía^{2,16,24,25,63}.

El agente etiológico de la infección en carnívoros silvestres y en animales domésticos como perros, gatos y caballos en áreas templadas de la región Neártica (EEUU y Canadá) es *T. murrelli* (genotipo T5). Se han reportado casos humanos por consumo de carne de caballo y de oso infectada con el parásito⁶⁵.

El genotipo T6 (*Trichinella* T6) se encuentra filogenéticamente emparentada con *T. nativa*. Este genotipo fue detectado en carnívoros de Norteamérica (Canadá y EEUU). Al igual que *T. nativa*, es resistente a la congelación, pudiendo sobrevivir en músculo de carnívoros por largos períodos¹⁵. Se han reportado brotes en personas por consumo de carne de puma y oso negro⁶⁷.

La especie de *Trichinella* involucrada en la infección de los carnívoros silvestres que viven en el este de África desde Kenia y Tanzania hasta Sudáfrica es *T. nelsoni* (genotipo T7). Ocasionalmente se ha identificado en cerdos silvestres y en el hombre. Existen reportes que vinculan la infección en humanos por este parásito⁶⁷.

El genotipo T8 (*Trichinella* T8) se encuentra íntimamente relacionada con *T. britovi*⁶⁷ y ha sido detectado en carnívoros selváticos (hiena manchada, leopardo y leones) de Sudáfrica y Namibia. Hasta el momento, no fueron reportados casos humanos⁶⁷.

El genotipo 9 (*Trichinella* T9), ha sido detectado en carnívoros selváticos de Japón y se considera que está estrictamente relacionado con *T. britovi*⁶⁵. Se han reportado casos humanos por consumo de carne de oso negro⁸⁹.

Cerca de la localidad de Trapalcó, Río Negro, Argentina⁴⁰, fue hallada en el año 2004, *T. patagoniensis* (genotipo T12), en un puma (*Puma concolor*). Posteriormente en el año 2008 cerca de la localidad de El Calafate (provincia de Santa Cruz) y en el año 2009 en el distrito de La Paz (provincia de Catamarca), larvas musculares de *T. T12* fueron aisladas de pumas. Desde el año 2012 este genotipo fue reconocido como una nueva especie³⁹. Se han realizado estudios experimentales en ratas, cerdos, cobayos, ratones, jabalíes y gatos demostrando que, hasta el momento, los gatos y los ratones se comportan como los mejores hospedadores para esta especie^{5,17-19,39,75}. En trabajos realizados en aves (*Gallus gallus domesticus*) se recuperaron adultos del intestino del pollo pero no larvas musculares, demostrando que *T. patagoniensis* es capaz de realizar la fase intestinal pero no de alcanzar el estadio infectante (L1 en músculo) en esta especie⁵⁵. La tolerancia a bajas temperaturas es menor que la observada en *T. britovi* y en *T. nativa* pero mayor que en *T. murrelli*. En músculos de gato doméstico las larvas fueron capaces de conservar su infectividad a -5°C por tres meses y a -18°C por una semana³⁹.

La última especie en ser descrita fue *T. chanchalensis* (genotipo T13). Hasta el momento sólo se la encontró en glotones (*Gulo gulo*) en el Noroeste de Canadá. Exhibe la característica resistencia al frío y se encuentra filogenéticamente más emparentada con *T. patagoniensis*. Las larvas recuperadas de muestras musculares congeladas a -20 °C en un rango de tiempo comprendido entre 9 meses y 8 años, mostraron movilidad. Sin embargo, su infectividad no fue evaluada⁸².

Especies del clado no encapsulado

El segundo clado, es el que agrupa a aquellas especies que no forman una cápsula de colágeno durante la fase de infección muscular, y que parasitan tanto mamíferos, como aves y reptiles.

T. pseudospiralis (genotipo T4) es una especie cosmopolita, y la única capaz de infectar tanto a mamíferos como a aves, ya que requiere para completar su ciclo de vida, temperaturas en un rango de 37 °C a 42 °C^{59,65}. Existen tres poblaciones que se pueden distinguir en base a

estudios moleculares: Paleártica, Neártica y de regiones australianas. En Argentina, Krivokapich y col.³⁷, detectaron por primera vez en la localidad de Río Gallegos, Santa Cruz, Argentina, una cerda de 6 años, naturalmente infectada con este parásito. El aislamiento resultó emparentado a las poblaciones del Paleártico³⁷. Existen reportes sobre casos humanos por esta especie en varios países⁶⁵.

Una de las características que presenta *T. papuae* (genotipo T10) es su capacidad de infectar tanto mamíferos como reptiles. Esta especie ha sido detectada en las regiones de Australasia y el sudeste Asiático. Asimismo, se han documentado infecciones en personas por consumo de carne de jabalíes, tortugas y lagartos⁶⁷.

En la región del África subsahariana se encuentra *T. zimbabwensis* (genotipo T11). Presenta la particularidad de haber sido detectada en criaderos de cocodrilos, y en cocodrilos salvajes. Esta especie así como *T. papuae* pueden infectar, reptiles (sólo aquellos que viven en regiones ecuatoriales) y mamíferos, necesitando temperaturas en su hospedador que varían desde 25 ° C a 40 ° C⁵⁹. Hasta el presente no se han reportado casos humanos⁶⁷.

Infección por *Trichinella* en animales

Aspectos clínicos

Hasta el presente, a diferencia de lo que ocurre en los seres humanos, no existen reportes que indiquen la presencia de signos clínicos en animales naturalmente infectados con *Trichinella* spp., aunque algunos autores documentaron la presencia de signos clínicos en animales experimentalmente infectados con cargas parasitarias elevadas.

Los mismos guardaron relación con la especie animal y la dosis y especie de *Trichinella* inoculada.

En cerdos experimentalmente inoculados con 100, 500 y 5000 larvas L1 de *T. spiralis*, se encontraron diferencias significativas entre el peso de los animales del grupo control y de los inoculados ($p \leq 0,05$). El crecimiento de los animales infectados se redujo entre un 10 y un 15 % desde el día 40 al 100 post-infección (p.i.)⁷⁴. En este estudio, sólo dos de los nueve cerdos inoculados mostraron signos clínicos (disnea, edema periorbitario y problemas respiratorios). Asimismo, la temperatura corporal y la frecuencia cardíaca durante la etapa aguda y crónica se mantuvieron dentro de los parámetros normales^{54,55,74}.

Estudios realizados en jabalíes evidencian la escasez de signos clínicos presentes durante la infección con *Trichinella* spp.^{5,41}. Lacour y col.⁴¹ observaron que la ganancia de peso diaria en animales infectados con 200, 2000 y 20000 larvas L1 de *T. britovi* y 20000 larvas L1 de *T. spiralis* fue de $164,1 \pm 10,8$ g / día, independientemente de la especie y carga de *Trichinella* administrada ($p = 0,12$). Asimismo, Acerbo y col.¹ no encontraron diferencias significativas en el peso corporal entre los animales infectados con 20000 L1 de *T. spiralis*, *T. pseudospiralis* y *T. patagoniensis* y el grupo de control ($p < 0,67$).

En equinos, se observaron alteraciones musculares (rigidez en las patas traseras) en 2 de 9 animales experimentalmente infectados con 50000 larvas L1 de *T. murrelli*⁸⁶. Por otro lado, otros estudios reportan la ausencia de signos clínicos en equinos infectados con 1000, 5000, 10000, 20000, 29900 y 74750 larvas L1 de *T. spiralis*^{29,34,87} y con 5000 y 20000 larvas L1 de *T. murrelli*⁸⁶.

Distintos autores estudiaron el efecto de la infección con *Trichinella* spp. en rumiantes. Los bovinos infectados mostraron una disminución en el consumo de alimentos, así como dificultades en la masticación⁸⁴. Tomašovičová y col.⁹⁰ no observaron signos clínicos en ovinos infectados con 3000, 5000 y 7000 larvas L1 de *T. spiralis*, mientras que Smith y col.⁸⁴ reportaron la presencia de letargia y dificultad para incorporarse en 2 de los ovinos inoculados con dosis elevadas de *T. spiralis* (22500 - 160000 L1). Por otro lado, en renos, infectados experimentalmente con 5000 larvas L1 de *T. spiralis* y 2500, 5000 y 75000 larvas L1 de *T. nativa*, no se observaron signos clínicos⁵³.

A diferencia de lo reportado en otros animales, los felinos domésticos infectados con especies de *Trichinella* mostraron una diversidad de signos clínicos que fueron desde una condición casi asintomática hasta letargo, debilidad, pérdida de peso, hipersalivación y diarrea que en algunos casos incluyó la presencia de sangre en las heces⁸. En animales inoculados con 300 y 1850 larvas L1 de *T. patagoniensis* se observó diarrea, vómitos, pérdida del estado general y dolor muscular. La frecuencia cardíaca y respiratoria y la temperatura corporal se mantuvieron dentro de los parámetros normales para la especie⁷⁵.

Näreaho y col.⁵⁰ no registraron signos clínicos atribuibles a la infección por *Trichinella* en perros mapaches (*Nyctereutes procyonoides*) infectados con 5000 - 9800 larvas L1 (según el peso corporal) de *T. spiralis* o *T. nativa*. Sin embargo, en animales experimentalmente infectados con 6350-10800 larvas L1 de *T. nativa* y *T. spiralis*, respectivamente, se observó presencia de sangre en las heces⁴⁸.

Los perros de raza Beagle inoculados con 100, 500, 1000 o 5000 larvas L1 de *T. spiralis* presentaron signos clínicos digestivos, como vómitos y diarrea, durante los primeros días de la infección mientras que la temperatura corporal se mantuvo normal⁷. Asimismo, la diarrea fue el único signo clínico registrado por Matoff⁴⁷. Lindberg y col.⁴⁵ observaron signos de debilidad pronunciada de las extremidades musculares en un animal naturalmente infectado.

Parámetros sanguíneos

La eosinofilia es un hallazgo frecuente de laboratorio que ha sido registrado en perros mapaches⁵⁰, caninos^{4,7}, felinos⁷⁵, ratas⁴³, equinos⁸⁶, bovinos⁸⁴, cerdos^{54,55,74} y jabalíes así como en personas infectadas con *Trichinella* spp.

En cuanto a la cinética, en los porcinos se registró un aumento significativo en el recuento de eosinófilos ($p < 0.05$), desde la semana 2 y 3 pi.^{55,74}. Este aumento estuvo en relación con la dosis inoculada, en concordancia con lo documentado por Bowman y col.⁷ en caninos. Por otro lado, Soulé y col.⁸⁶ no encontraron correlación entre el número de larvas inoculadas y el aumento de eosinófilos en la especie equina.

La determinación de los niveles de creatin fosfoquinasa (CPK) plasmática es utilizada para el estudio de procesos patológicos que implican daño muscular. El incremento de los valores de CPK se reportaron en cerdos^{54,55,74}, equinos⁸⁶, en cocodrilos²⁷ y ratones⁸⁸ coincidiendo con el establecimiento de las larvas musculares y la inflamación subyacente. Bowman y col.⁷ y Näreaho y col.⁵⁰ no encontraron aumentos significativos en los valores de CPK en caninos y perros mapaches infectados, respectivamente.

Las variaciones en los niveles de alanino aminotransferasa (ALT) y aspartato aminotransferasa (AST) pueden ser indicativas de alteraciones a nivel hepático y/o de miositis o distrofia muscular. Pasqualetti⁵⁵ reportó un incremento en los valores de ALT y AST en todos los cerdos infectados experimentalmente con 100, 800 y 2000 larvas L1 de *T. spiralis*, desde la semana 2 hasta la semana 8 pi. y desde la semana 3 hasta la semana 9 pi, respectivamente. Estos resultados concuerdan con lo documentado por Ribicich y col.⁷⁴ y Oltean y col.⁵⁴ que demostraron un aumento de los niveles de AST y ALT en los animales infectados. En cocodrilos infectados con L1 de *T. zimbabwensis* La Grange y Mukaratirwa²⁷ revelaron desviaciones en los valores normales de AST y ALT. En contraste, en felinos infectados con *T. patagoniensis* los valores de AST y ALT se mantuvieron dentro del rango normal para la especie⁷⁵.

Durante la infección por *Trichinella* en cerdos^{54,55}, equinos⁸⁶ y en cocodrilos²⁷ se observaron cambios en los valores de lactato deshidrogenasa (LDH).

En cuanto a la cinética de inmunoglobulinas G, estudios experimentales demostraron que el test de ELISA utilizando un antígeno de excreción-secreción de *T. spiralis* es capaz de detectar anticuerpos contra *Trichinella* en cerdos a partir de los días 21 y 56 p.i.^{20-22,35,72,83}. Los anticuerpos específicos contra *T. spiralis* pueden persistir por al menos 100 días p.i.⁷⁴.

La sensibilidad y la especificidad de los tests serológicos en cerdos varían en función de factores como la salud de los animales testeados, diferencias inherentes a la respuesta inmune, y la exposición a otros agentes infecciosos. Cuando se interpreta el resultado de un test, su valor predictivo se encuentra fuertemente influenciado por la prevalencia en la población en estudio³⁰.

Los anticuerpos contra *Trichinella* en cerdos pueden persistir por períodos prolongados. Se puede asumir que en cerdos de frigoríficos, que tienen un peso vivo de 90 a 100 kg y una edad de 25 a 30 semanas, es improbable que un resultado falso negativo sea resultado de la declinación en el título de anticuerpos¹⁰.

La respuesta serológica en jabalíes fue estudiada en distintos momentos p.i. Luego de la inoculación de animales con *T. patagoniensis*, *T. pseudospiralis* y *T. spiralis* se observó seroconversión alrededor de las semanas 2 - 4 p.i., 2 p.i. y 3 - 4 p.i. respectivamente. Todos los animales mantuvieron los niveles de densidad óptica (OD) por encima del valor de corte hasta el fin de la experiencia (semana 19)⁵.

El empleo de jugos musculares es una herramienta muy valiosa, sobre todo para los estudios de vigilancia epidemiológica en animales silvestres. Bessi y col.⁵ evidenciaron correlación positiva entre los valores de OD del suero y los jugos musculares en jabalíes.

En los equinos infectados con *Trichinella* spp. se observó que la respuesta de anticuerpos persiste en función de la dosis infectante desde las semanas 14 a 20 p.i. y luego declina hasta niveles indetectables, mientras que las larvas L1 se mantienen en el músculo por períodos de tiempo más prolongados¹⁰.

El uso del test de ELISA es una técnica de diagnóstico que puede ser de gran utilidad para la vigilancia epidemiológica de infecciones en caninos, felinos y rumiantes infectados con *Trichinella* spp.^{26,52,53,70,75,84}.

Alteraciones histopatológicas

Los cambios histopatológicos más importantes fueron descritos en la musculatura esquelética y el intestino delgado^{4,44,51,92,79,80}.

Durante la fase intestinal se describieron alteraciones macro y microscópicas, como consecuencia de la llegada, establecimiento de la L1, posterior evolución hasta el estadio adulto y culminando con una nueva generación (LRN). Se documentó la presencia de edema, congestión, úlceras y pequeñas hemorragias, dependiente del número de larvas ingeridas por el hospedador⁹². Estudios histopatológicos del intestino delgado en ratones¹⁸, perros⁶⁸ y cabras⁶⁹ durante la etapa aguda de la infección, informaron enteritis catarral con descamación celular, fenómeno que decreció con la evolución de la enfermedad. En ratones fue descrita una reacción inflamatoria con áreas focales con infiltrados principalmente de eosinófilos, y un bajo número de células plasmáticas y linfocitos que luego se incrementan durante la etapa crónica de la enfermedad^{18,92}.

En jabalíes infectados con *T. spiralis* y *T. britovi*, Gamito-Santos y col.²³ observaron enteritis catarral con alteración de las criptas, infiltrado linfocitario, incremento de las células caliciformes e hiperplasia de las placas de Peyer a los 4 meses p.i. Similar a lo anteriormente descrito, en cerdos infectados con *T. spiralis* se observaron áreas de descamación en la superficie de las vellosidades con infiltración de linfocitos y eosinófilos durante la etapa aguda y enteritis catarral con moderado infiltrado linfoplasmocitario a los 120 días p.i.⁵⁵.

Con respecto a los cambios en la musculatura que presentan los animales infectados experimentalmente, los autores concuerdan con la posible presentación de edema inter e intracelular, hiperemia, presencia de células inflamatorias rodeando la célula nodriza (cuyo tipo predominante varía según el tiempo de infección) (Figura 1), y lesiones degenerativas^{92 4,44,86,51,71,79,69}.



Figura 1. Célula nodriza (flecha negra) conteniendo una larva L1 de *Trichinella spiralis* (flecha verde) rodeada por una marcada reacción inflamatoria (letra A). Tinción H/E.

Si bien el tejido muscular esquelético estriado es el órgano blanco de *Trichinella*, las LRN migran por la circulación pudiendo ingresar en distintos órganos o tejidos.

En el miocardio, en experiencias realizadas en cabras, caninos y jabalíes se observaron alteraciones vasculares, hiperemia, edema y en algunos casos presencia de miositis granulomatosa^{23,68,69}.

En cuanto a las lesiones en el tejido nervioso, se registraron edema, hiperemia con infiltrados perivasculares de células inflamatorias^{69,92,56}. También se observó presencia de infiltrado inflamatorio en otros órganos como hígado, pulmón y riñón^{23,71,75}.

Durante la infección por *T. spiralis* en cerdos se detectaron alteraciones en las pezuñas de los cerdos, consistentes en edema e infiltrado linfocitario perivascular en la dermis ungueal⁵⁵.

DISCUSIÓN Y CONCLUSIONES

Si bien en los últimos años ha habido un aumento en la cantidad de investigaciones referentes a este parásito en fauna silvestre en Argentina, todavía no son suficientes para dimensionar la magnitud real de este problema recurrente en el país.

Observamos una situación similar en el resto de los países de Sudamérica, sin embargo es importante destacar que la información disponible sobre trichinellosis en animales y personas no es uniforme en los países de la región. Podemos ver como en Guyana, Surinam, Guayana Francesa, Venezuela y Paraguay no hay información sobre la circulación de *Trichinella* spp. en el período 2005 - 2019⁷⁶.

Las especies de *Trichinella* se encuentran en la naturaleza circulando entre los ciclos domésticos, silvestres y sinantrópicos. *T. spiralis* es la única que se transmite y mantiene en un ciclo doméstico, si bien, también puede estar presente en el ciclo silvestre⁵⁸. Todas las especies y genotipos restantes son transmitidos y mantenidos en ciclos silvestres, en donde los carnívoros aparecen como los hospedadores más susceptibles. Esta generalización no excluye la posibilidad de que alguna especie silvestre pueda invadir un hábitat doméstico. Vemos como el calentamiento global, las actividades antropogénicas como la convivencia cada vez más cercana entre el hombre y los animales silvestres, el avance de la agricultura con la consiguiente deforestación de bosques, entre otras, contribuiría a la dispersión de especies del ámbito silvestre al doméstico y viceversa.

En cuanto a los efectos del parásito en los hospedadores, encontramos que a nivel intestinal distintas especies de *Trichinella* producen una lesión caracterizada por hiperemia, edema e infiltrado inflamatorio en los animales. La reacción inflamatoria resulta de mayor severidad durante los primeros días de la infección^{14,92}. Por otro lado, en el músculo en general es frecuente observar inflamación de grado variable alrededor de la célula nodriza

Si bien la alteración en el recuento de eosinófilos y de las enzimas musculares, principalmente la CPK, nos permiten sospechar de la infección por *Trichinella* en animales, en otros casos, su ausencia no permite descartar la infección.

En los cerdos, como en otras especies animales estudiadas, los signos clínicos dificultan la sospecha de la infección por *Trichinella*. Este hecho cobra una considerable importancia cuando pensamos en la dispersión de la parasitosis en los nichos productivos bajo condiciones

de manejo deficientes donde los animales infectados, por la ausencia de manifestaciones clínicas, no podrán ser detectados ni decomisados de manera correcta, contribuyendo a la propagación de la enfermedad.

De todo lo expresado anteriormente, entendemos la necesidad de contar con herramientas que permitan detectar la infección en los animales vivos. En este sentido, la técnica de ELISA demostró ser muy valiosa para identificar como positivos a los animales infectados con bajas densidades larvianas. De esta manera, su uso en los establecimientos de cría de porcinos permite eliminar tempranamente los animales parasitados, evitando pérdidas al productor por mantener un animal positivo hasta el final del ciclo productivo.

AGRADECIMIENTOS

El presente trabajo fue financiado por los proyectos 20020190200396BA, 20020170100530BA, PICT 2015–2350 y PICT-2018- 01203.

BIBLIOGRAFÍA

1. Acerbo, M; Miguez, M; Ercole, M. *et al.* Evaluación de la ganancia de peso en jabalíes (*Sus scrofa*) con trichinellosis, criados en confinamiento total. In: Di Cola G, Parada J, Tamiozzo PJ, *et al.*, eds. *Memorias del IX Congreso de Producción Porcina del Mercosur. XIV Congreso Nacional de Producción Porcina. XX Jornadas de Actualización Porcina.* Vol 53. UniRío; 2008:287.
2. Akkoc, N; Kuruuzum, Z; Akar, S. *et al.* A Large-Scale Outbreak of Trichinellosis Caused by *Trichinella britovi* in Turkey. *Zoonoses Public Health.* 2009;56(2):65-70.
3. Altuna, M; Castro, G; Lozano, A; *et al.* Surveillance of brucellosis and trichinellosis in feral swine in Uruguay. In: *International Congress on Tropical Veterinary Medicine.* ; 2018.
4. Beahm, EH; Jorgensen, MN. Some Effects of Experimental Trichinosis in the Dog. *Proc Soc Exp Biol Med.* 1941;47(2):294-299.
5. Bessi, C; Ercole, ME; Fariña, FA. *et al.* Study of *Trichinella patagoniensis* in wild boars. *Vet Parasitol.* 2020;(June):109166. doi:10.1016/j.vetpar.2020.109166
6. Boireau, P; Vallée, I; Roman, T. *et al.* *Trichinella* in horses: a low frequency infection with high human risk. *Vet Parasitol.* 2000;93(3-4):309-320.
7. Bowman, DD; Frongillo, MF; Johnston, KB; Johnson, RC. Signs, larval burdens, and serological responses of dogs experimentally infected with *Trichinella spiralis* Owen, 1835. *Folia Parasitol (Praha).* 1991;38(3):245-253.
8. Bowman, DD; Hendrix, CM; Lindsay, DS; Barr, SC. *Feline Clinical Parasitology.* (Bowman DD, Hendrix CM, Lindsay DS, Barr SC, eds.). Iowa State University Press; 2002.
9. Britov, A. Trichinellosis in Kamchatka. *Wiadomości Parazytol.* 1997;43(3).
10. Bruschi, F; Gómez-Morales, MA; Hill, DE. International Commission on Trichinellosis: Recommendations on the use of serological tests for the detection of *Trichinella* infection in animals and humans. *Food Waterborne Parasitol.* 2019;14.

Trichinellosis en animales

11. Castaño Zubieta, R; Ruiz, M; Morici, G. *et al.* First report of *Trichinella spiralis* from the white-eared (*Didelphis albiventris*) and the thick-tailed opossum (*Lutreolina crassicaudata*) in central Argentina. *Helminthologia*. 2014;51(3):198-202.
12. Chaparro-Gutiérrez, JJ; Pozio, E; Gómez-Morales, MA. *et al.* A preliminary survey of *Trichinella* spp. in pigs raised under controlled housing conditions in Colombia: 2014-2016. *Parasite*. 2018;25.
13. Cohen, M; Costantino, SN; Calcagno, MA; Blanco, GA; Pozio, E; Venturiello, SM. *Trichinella* infection in wild boars (*Sus scrofa*) from a protected area of Argentina and its relationship with the presence of humans. *Vet Parasitol*. 2010;169(3-4):362-366.
14. Despommier, DD. Biology. In: *Trichinella and Trichinosis*. Springer US; 1983:75-151.
15. Dick TA, Pozio E. *Trichinella* spp. and Trichinellosis. *Parasit Dis Wild Mamm*. Published online April 14, 2008:380-396.
16. Dubinský, P; Štefančíková, A; Kinčeková, J; Ondriska, F; Reiterová, K; Medvedová, M. Trichinellosis in the Slovak Republic. *Parasite*. 2001;8:S100-S102.
17. Fariña, F; Pasqualetti, M; Ilgová, J. *et al.* Evaluation of the infectivity and the persistence of *Trichinella patagoniensis* in muscle tissue of decomposing guinea pig (*Cavia porcellus*). *Parasitol Res*. 2017;116(1).
18. Fariña, FA; Pasqualetti, MI; Bessi, C. *et al.* Comparison between *Trichinella patagoniensis* and *Trichinella spiralis* infection in BALB/c mice. *Vet Parasitol*. 2020;286.
19. Fariña, FA; Pasqualetti, MI; Cardillo, NM; *et al.* Assessment of transmammary transmission of *Trichinella patagoniensis* in BALB/c mice. *Rev Argent Microbiol*. 2016;48(2).
20. Gamble, HR. Detection of Trichinellosis in Pigs by Artificial Digestion and Enzyme Immunoassay. *J Food Prot*. 1996;59(3):295-298.
21. Gamble, HR; Murrell, KD. Conservation of Diagnostic Antigen Epitopes among Biologically Diverse Isolates of *Trichinella spiralis*. *J Parasitol*. 1986;72(6):921.
22. Gamble, HR; Murrell, KD. Trichinellosis. In: *Laboratory Diagnosis of Infectious Diseases*. Springer US; 1988:1018-1024.
23. Gamito-Santos, JA; Gómez, L; Calero-Bernal, R. *et al.* Histopathology of trichinellosis in wild boar. *Vet Parasitol*. 2009;165(1-2):165-169.
24. Gari-Toussaint, M; Tieulié, N; Baldin, JL. *et al.* Human trichinellosis due to *Trichinella britovi* in southern France after consumption of frozen wild boar meat. *Eurosurveillance*. 2005;10(6):11-12.
25. Gomez-Garcia, V; Hernandez-Quero, J; Rodriguez-Osorio, M. Short report: human infection with *Trichinella britovi* in granada, spain. *Am J Trop Med Hyg*. 2003;68(4):463-464.
26. Gómez-Morales, MA; Selmi, M; Ludovisi, A. *et al.* Hunting dogs as sentinel animals for monitoring infections with *Trichinella* spp. in wildlife. *Parasites and Vectors*. 2016;9(1):1-11.
27. La Grange, LJ; Mukaratirwa, S. Assessment of selected biochemical parameters and humoral immune response of Nile crocodiles (*Crocodylus niloticus*) experimentally infected with *Trichinella zimbabwensis*. *J S Afr Vet Assoc*. 2014;85(1):e1-e10.
28. Hidalgo, A; Villanueva, J; Becerra, V; Soriano, C; Melo, A; Fonseca-Salamanca, F. *Trichinella spiralis* Infecting Wild Boars in Southern Chile: Evidence of an Underrated Risk. *Vector-Borne Zoonotic Dis*. 2019;19(8):625-629.
29. Hill, DE; Forbes, L; Kramer, M; Gajadhar, A; Gamble, HR. Larval viability and serological response in horses with long-term *Trichinella spiralis* infection. *Vet Parasitol*. 2007;146(1-2):107-116.
30. Kapel, CMO. Changes in the EU legislation on *Trichinella* inspection - New challenges in the epidemiology. *Vet Parasitol*. 2005;132(1-2 SPEC. ISS.):189-194.
31. Kapel, CMO. Host diversity and biological characteristics of the *Trichinella* genotypes and their effect on transmission. *Vet Parasitol*. 2000;93(3-4):263-278.
32. Kapel, CMO; Pozio, E; Sacchi, L; Prestrud P. Freeze tolerance, morphology, and RAPD-PCR identification of *Trichinella nativa* in naturally infected arctic foxes. *J Parasitol*. 1999;85(1):144-147.

33. Kin, MS. Chaetophractus villosus reservorio y/o transmisor de algunas enfermedades infecto-contagiosas y/o zoonóticas que afectan a los rumiantes y al hombre. *Biologia (Bratisl)*. 2015;Doctora:281.
34. Van Knapen, F; Franchimont, JH; Hendriks, WML; Eysker, M. Experimental *Trichinella spiralis* Infection in Two Horses. In: *Helminth Zoonoses*. Springer Netherlands; 1987:192-201.
35. van Knapen, F; Franchimont, JH; Ruitenbergh, EJ. *et al.* Comparison of four methods for early detection of experimental *Trichinella spiralis* infections in pigs. *Vet Parasitol*. 1981;9:117-123.
36. Krivokapich, SJ; Gatti, GM; Gonzalez Prous, CL. *et al.* Detection of *Trichinella britovi* in pork sausage suspected to be implicated in a human outbreak in Mendoza, Argentina. *Parasitol Int*. 2019;71:53-55.
37. Krivokapich, SJ; Gonzalez Prous, CL; Gatti, GM; Saldía, L. First finding of *Trichinella pseudospiralis* in the Neotropical region. *Vet Parasitol*. 2015;208(3-4):268-271.
38. Krivokapich, SJ; Molina, V; Guarnera, EA; Bergagna, HFJ. Epidemiological survey of *Trichinella* infection in domestic, synanthropic and sylvatic animals from Argentina. *J Helminthol*. 2006;80(3):267-269.
39. Krivokapich, SJ; Pozio, E; Gatti, GM. *et al.* *Trichinella patagoniensis* n. sp. (Nematoda), a new encapsulated species infecting carnivorous mammals in South America. *Int J Parasitol*. 2012;42(10):903-910.
40. Krivokapich, SJ; Prous, CLG; Gatti, GM. *et al.* Molecular evidence for a novel encapsulated genotype of *Trichinella* from Patagonia, Argentina. *Vet Parasitol*. 2008;156(3-4):234-240.
41. Lacour, SA; Heckmann, A; Macé, P. *et al.* Freeze-tolerance of *Trichinella* muscle larvae in experimentally infected wild boars. *Vet Parasitol*. 2013;194(2-4):175-178.
42. Lauge, MV; Prío, C; Montenegro, C. *et al.* Triquinosis silvestre en el sur de la provincia del Neuquén, Argentina. *Sns*. 2015;9:65-68.
43. Lee, CM; Best, Y. *Trichinella spiralis*: Changes in Leucocytes During Infection. *J Natl Med Assoc*. 1983;75(12):1205.
44. Liciardi, M; Marucci, G; Addis, G. *et al.* *Trichinella britovi* and *Trichinella spiralis* mixed infection in a horse from Poland. *Vet Parasitol*. 2009;161(3-4):345-348.
45. Lindberg, R; Bornstein, S; Landerholm, A; Zakrisson, G. Canine trichinosis with signs of neuromuscular disease. *J Small Anim Pract*. 1991;32(4):194-197.
46. Lovera, R; Fernández, MS; Jacob, J. *et al.* Intrinsic and extrinsic factors related to pathogen infection in wild small mammals in intensive milk cattle and swine production systems. Published online 2017. doi:10.1371/journal.pntd.0005722
47. Matoff, K. Die experimentelle Muskeltrichinellose beim Hunde und bei der Katze. *Rundschau*. 1936;42:86-91.
48. Mikkonen, T; Oivanen, L; Näreaho, A; Helin, H; Sukura, A. Predilection Muscles and Physical Condition of Raccoon Dogs (*Nyctereutes procyonoides*) Experimentally Infected with *Trichinella spiralis* and *Trichinella nativa*. *Acta Vet Scand*. 2001;42(4):441-452.
49. Møller, LN; Petersen, E; Gamble, HR; Kapel, CMO. Comparison of two antigens for demonstration of *Trichinella* spp. antibodies in blood and muscle fluid of foxes, pigs and wild boars. *Vet Parasitol*. 2005;132(1-2):81-84.
50. Näreaho, A; Sankari, S; Mikkonen, T; Oivanen, L; Sukura, A. Clinical features of experimental trichinellosis in the raccoon dog (*Nyctereutes procyonoides*). *Vet Parasitol*. 2000;91(1-2):79-91.
51. Oivanen, L; Mikkonen, T; Haltia, L; Karhula, H; Saloniemi, H; Sukura, A. Persistence of *Trichinella spiralis* in rat carcasses experimentally mixed in different feed. *Acta Vet Scand*. 2002;43(4):203-210.
52. Oivanen, L; Näreaho, A; Jokela, S; Rikula, U; Gamble, R; Sukura, A. The prevalence of *Trichinella* infection in domestic dogs in Finland. *Vet Parasitol*. 2005;132(1-2 SPEC. ISS.):125-129.
53. Oksanen, A; Oivanen, L; Eloranta, E; Tirkkonen, T; Asbakk, K. Experimental Trichinellosis in Reindeer. *J Parasitol*. 2000;86(4):763.

54. Oltean, M; Gavrea, R; Dumitrache, M. *et al.* Characterization of host-parasite interactions during the experimental *Trichinella spiralis* infection in pigs. *Helminthologia*. 2012;49(3):139-146.
55. Pasqualetti, M; Fariña, F; Falzoni, E. *et al.* Susceptibility of chickens (*Gallus gallus domesticus*) to *Trichinella patagoniensis*. *Vet Parasitol*. 2014;205(1-2):397-400.
56. Pasqualetti, M; Fariña, F; Falzoni, E. *et al.* Susceptibility of chickens (*Gallus gallus domesticus*) to *Trichinella patagoniensis*. *Vet Parasitol*. 2014;205(1-2):397-400. doi:10.1016/J.VETPAR.2014.06.033
57. Pasqualetti, MI; Fariña, FA; Krivokapich, SJ. *et al.* *Trichinella spiralis* in a South American sea lion (*Otaria flavescens*) from Patagonia, Argentina. *Parasitol Res*. 2018;117(12).
58. Pozio, E. Factors affecting the flow among domestic, synanthropic and sylvatic cycles of *Trichinella*. *Vet Parasitol*. 2000;93(3-4):241-262.
59. Pozio, E. The broad spectrum of *Trichinella* hosts: From cold- to warm-blooded animals. In: *Veterinary Parasitology*. Vol 132. Elsevier; 2005:3-11.
60. Pozio, E. *Trichinella* spp. imported with live animals and meat. *Vet Parasitol*. 2015;213(1-2):46-55.
61. Pozio, E; Darwin Murrell, K. Systematics and Epidemiology of *Trichinella*. *Adv Parasitol*. 2006;63:367-439.
62. Pozio, E; Hoberg, E; La Rosa, G; Zarlenga, DS. Molecular taxonomy, phylogeny and biogeography of nematodes belonging to the *Trichinella* genus. *Infect Genet Evol*. 2009;9(4):606-616.
63. Pozio, E; Mesina, P; Sechi, F. *et al.* Human outbreak of trichinellosis in the Mediterranean island of Sardinia, Italy. *Vet Parasitol*. 2006;140(1-2):177-180.
64. Pozio, E; Serrano, FJ; La Rosa, G; Reina, D; Perez-Martin, E; Navarrete, I. Evidence of potential gene flow in *Trichinella spiralis* and in *Trichinella britovi* in nature. *J Parasitol*. 1997;83(1):163-166.
65. Pozio, E; Zarlenga, DS. New pieces of the *Trichinella* puzzle. *Int J Parasitol*. 2013;43(12-13):983-997.
66. Pozio, E; Zarlenga, DS. Recent advances on the taxonomy, systematics and epidemiology of *Trichinella*. *Int J Parasitol*. 2005;35(11-12):1191-1204.
67. Pozio, E; Zarlenga, DS. Taxonomy of the *Trichinella* genus. *Trichinella and Trichinellosis*. Published online January 1, 2021:35-76.
68. Reina, D; Habela, M; Navarrete, I; Martínez-Gómez, F. Hypoglycaemia in experimental canine trichinellosis. *Vet Parasitol*. 1989;33(3-4):289-296.
69. Reina, D; Muños-Ojeda, MC; Perez, ME; Navarrete, I; Redondo, E. Pathological changes in goats experimentally infected with *Trichinella spiralis*. *Rev Med Vet (Toulouse)*. 2000;4:337-344.
70. Reina, D; Muñoz-Ojeda, MC; Serrano, F; Molina, JM; Navarrete, I. Experimental trichinellosis in goats. *Vet Parasitol*. 1996;62(1-2):125-132.
71. Ribicich, M; Chavez, M; Carfagnini, J; Basso, N; Rosa, A; Franco, A. Estudio de las alteraciones histopatológicas en cerdos infectados experimentalmente con *Trichinella spiralis*. *InVet*. 2004;6(1):61-69.
72. Ribicich, M; Gamble, H; Bolpe, J. *et al.* Diagnosis of Trichinellosis By Elisa Test With Three Types of Antigens of *Trichinella spiralis* in Pigs Raised Under Different Conditions of Confinement. *Pig J*. 2011;66(1):55-58.
73. Ribicich, M; Gamble, HR; Bolpe, J. *et al.* *Trichinella* infection in wild animals from endemic regions of Argentina. *Parasitol Res*. 2010;107(2).
74. Ribicich, M; Gamble, HR; Rosa, A. *et al.* Clinical, haematological, biochemical and economic impacts of *Trichinella spiralis* infection in pigs. *Vet Parasitol*. 2007;147(3-4):265-270.
75. Ribicich, M; Krivokapich, S; Pasqualetti, M. *et al.* Experimental infection with *Trichinella* T12 in domestic cats. *Vet Parasitol*. 2013;194(2-4):168-170.
76. Ribicich, MM; Fariña, FA; Aronowicz, T. *et al.* A review on *Trichinella* infection in South America. *Vet Parasitol*. 2020;285.
77. Ribicich, MM; Fariña, FA; Aronowicz, T. *et al.* Reprint of: A review on *Trichinella* infection in South

- America. *Vet Parasitol.* 2021;297:109540.
78. Rodríguez, E; Olmedo, J; Ubeira, FM; Blanco, C; Gárate, T. Mixed infection, *Trichinella spiralis* and *Trichinella britovi*, in a wild boar hunted in the Province of Cáceres (Spain). *Exp Parasitol.* 2008;119(3):430-432.
 79. Rostami, A; Gamble, HR; Dupouy-Camet, J; Khazan, H; Bruschi F. Meat sources of infection for outbreaks of human trichinellosis. *Food Microbiol.* 2017;64:65-71.
 80. Santiago, V. Triquinelose em javalis no Brasil. In: *Encontro Nacional de Defesa Sanitária Animal - ENDESA.* ; 2017.
 81. SENASA. *Informes Mensuales de Faena y Comisos.*; 2020.
 82. Sharma, R; Thompson, PC; Hoberg, EP. *et al.* Hiding in plain sight: discovery and phylogeography of a cryptic species of *Trichinella* (Nematoda: Trichinellidae) in wolverine (*Gulo gulo*). *Int J Parasitol.* 2020;50(4):277-287.
 83. Smith, HJ. Evaluation of the ELISA for the serological diagnosis of trichinosis in Canadian swine. *Can J Vet Res.* 1987;51(2):194-197.
 84. Smith, HJ; Snowdon, KE; Finley, GG; Laflamme, LF. Pathogenesis and serodiagnosis of experimental *Trichinella spiralis spiralis* and *Trichinella spiralis nativa* infections in cattle. *Can J Vet Res.* 1990;54(3):355-359.
 85. Soria, C; Mozo, G; Camaño, C. *et al.* Aislamiento de Larvas de *Trichinella* spp. en Pecarí (*Tayassu tajacu*) de Icaño, Departamento La Paz, Catamarca. *Rev Electrónica Iberoam Educ en Ciencias y Tecnol.* 2010;2(1):153-163.
 86. Soule, C; Dupouy-Camet, J; Georges, P. *et al.* Experimental trichinellosis in horses: Biological and parasitological evaluation. *Vet Parasitol.* 1989;31(1):19-36.
 87. Soulé, C; Dupouy-Camet, J; Georges, P. *et al.* [Biological and parasitic variations in horses infested and reinfested by *Trichinella spiralis*]. *Vet Res.* 1993;24(1):21-31.
 88. Stewart, GL; Fisher, FM; Ribelles, E; Chiapetta, V; LaBrum, R. *Trichinella spiralis*: Alterations of blood chemistry in the mouse. *Exp Parasitol.* 1978;45(2):287-297.
 89. Tada, K; Suzuki, H; Sato, Y. *et al.* Outbreak of *Trichinella* T9 Infections Associated with Consumption of Bear Meat, Japan - Volume 24, Number 8—August 2018 - Emerging Infectious Diseases journal - CDC. *Emerg Infect Dis.* 2018;24(8):1532-1535.
 90. Tomašovičová, O; Čorba, J; Havasiová, K; Ryboš, M; Štefančíková, A. Experimental *Trichinella spiralis* infection in sheep. *Vet Parasitol.* 1991;40(1-2):119-126.
 91. Villamil, J; Krivokapich, SJ; Ribicich, MM. Análisis epidemiológico de trichinellosis en humanos y jabalíes del Departamento de Utracán, La Pampa, Argentina. *RAZyEIE.* 2013;8(2).
 92. Weatherly, NF. Anatomical Pathology. In: *Trichinella and Trichinosis.* Springer US; 1983:173-208.
 93. Winter, M; Abate, SD; Pasqualetti, MI. *et al.* *Toxoplasma gondii* and *Trichinella* infections in wild boars (*Sus scrofa*) from Northeastern Patagonia, Argentina. *Prev Vet Med.* 2019;168.
 94. Zarlenga, DS; Rosenthal, BM; La Rosa, G; Pozio, E; Hoberg, EP. Post-Miocene expansion, colonization, and host switching drove speciation among extant nematodes of the archaic genus *Trichinella*. *Proc Natl Acad Sci.* 2006;103(19):7354-7359.